

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE QUITO

CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

Tesis previa a la obtención del Título de: INGENIERO AGROPECUARIO

TEMA:

**EVALUACIÓN DE CUATRO MÉTODOS DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA
EN YAGUAL (*Polylepis incana*) CAYAMBE – ECUADOR 2012.**

AUTOR:

DIEGO XAVIER RUIZ ARGUELLO

DIRECTORA:

Ing. GINA TAFUR

Quito, Enero 2013

DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD

Los conceptos desarrollados, los análisis de los resultados, las conclusiones y recomendaciones del presente trabajo, son de exclusiva responsabilidad del autor.

Cayambe, Enero 28 del 2013

.....

Diego Xavier Ruiz Arguello

DEDICATORIA

A Dios por haberme dado la vida, a mi Madre Anita, mi hija Isabelita y Renato mi gran amigo que se encuentran en el cielo, a mi padre, hermanos (Tulito, Anita y Sergio) y mi esposa Fernanda, mis abuelitos (Mami Tere y Papi Jaimito, primos y tíos por ser un eje fundamental para poder culminar mi preparación profesional, a todas esas personas que creyeron en mí y contribuyeron con su apoyo incondicional.

AGRADECIMIENTOS

A toda mi familia por ser los que siempre me han apoyado en las dificultades y alegrías, que siempre han estado a mi lado.

A la Ñaña María gracias a su apoyo pude culminar la carrera.

A la Ing. Gina Tafur quien me ha guiado con sus conocimientos y paciencia incondicional para finalizar este trabajo.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	13
2. OBJETIVOS.....	15
2.1. Objetivo general.....	15
2.2. Objetivos específicos	15
3. MARCO TEÓRICO	16
3.1. La deforestación en el Ecuador.....	16
3.1.1. Problema de la deforestación	16
3.2. YAGUAL “<i>Polylepis incana</i>”	18
3.2.1. Clasificación botánica	18
3.2.2. Distribución Geográfica.....	18
3.2.3. Rango Altitudinal.....	18
3.2.4. Requisitos ecológicos de “ <i>polylepis incana</i> ”	18
3.2.5. Usos artesanales y medicinales	19
3.2.6. Enfermedades.....	19
3.3. MORFOLOGÍA	19
3.3.1. Raíz	20
3.3.2. Tallo.....	21
3.3.3. Hojas	24
3.3.4. Flores.....	26
3.3.5. Frutos	26
3.4. REPRODUCCIÓN	26
3.4.1. Rizogénesis	26
3.4.2. Totipotencia.	26
3.4.3. Desdiferenciación.....	27
3.4.4. Factores que influyen en la rizogénesis	27
3.4.5. Hormonas vegetales	32
3.5. Reproducción sexual.....	34
3.6. Reproducción asexual o vegetativa.....	34
3.6.1. Ventajas de la reproducción vegetativa.....	36
3.6.2. Desventajas de la reproducción asexual o vegetativa	36
3.7. Métodos de propagación.....	37
3.7.1. Acodado	37
3.7.2. Estacas y Esquejes	41
3.7.3. Etiolado	46
3.8. SUSTRATO	47
3.8.1. Funciones del sustrato.....	48
3.8.2. Características de un sustrato óptimo.....	48

4. UBICACIÓN	50
4.1. Ubicación Política Territorial.....	50
4.2. Ubicación Geográfica	50
4.3. Condiciones Climáticas.....	50
5. MATERIALES Y MÉTODOS	51
5.1. Materiales.....	51
5.2. Métodos.....	52
6. MANEJO ESPECÍFICO DEL EXPERIMENTO.....	54
6.1. Preparación del sustrato	54
6.2. Preparación de acodo aéreos	54
6.3. Pasos que se realizó en la Etiolación	59
6.4. Recolección y preparación de estacas	60
6.5. Recolección y preparación de esquejes.....	61
6.6. Preparación y nivelación del terreno que se implementó en la investigación.....	62
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	64
7.1. Porcentaje de Mortalidad (%)	64
7.2. Largo de raíz (cm).....	66
7.3. Peso de materia seca (MS) del sistema radicular	70
7.4. Peso materia seca del área foliar (g)	73
7.5. Análisis de Costo/Beneficio.....	76
8. CONCLUSIONES.....	78
9. RECOMENDACIONES.....	79
10. RESUMEN.....	80
SUMMARY	82
11. BIBLIOGRAFÍA.....	84
12. ANEXOS.....	87

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO 1. Porcentaje de mortalidad, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	64
CUADRO 2. Promedios de largo de raíz en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012	66
CUADRO 3. Promedios para peso en gramos de materia seca de raíz, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	70
CUADRO 4. Promedio de peso de materia seca del área foliar, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	73
CUADRO 5. Costos de producción en la Evaluación, de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	76
CUADRO 6. Flujo de efectivo para cada tratamiento, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	76
CUADRO 7. Beneficio neto en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	77

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Porcentaje de mortalidad, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	64
Gráfico 2. Promedio de largo de raíz , en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	67
Gráfico 3. Promedio de peso de materia seca de raíz Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012	71
Gráfico 4. Promedios de peso de materia seca del área foliar , en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	74

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

FOTOGRAFÍA 1. Corte paralelo con estilete, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	54
FOTOGRAFÍA 2. Extracción de la corteza, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	55
FOTOGRAFÍA 3. Sustrato para acodo aéreo, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	55
FOTOGRAFÍA 4. Acodo envuelto con plástico transparente, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	56
FOTOGRAFÍA 5. Acodo envuelto con plástico negro, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012	56
FOTOGRAFÍA 6. Acodo enraizado, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	57
FOTOGRAFÍA 7. Limpieza de tierra, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	57
FOTOGRAFÍA 8. Extracción de raíces en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	58
FOTOGRAFÍA 9. Extracción del área foliar, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	58
FOTOGRAFÍA 10. Tallo envuelto con cinta negra, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	59
FOTOGRAFÍA 11. Tallo etiolado quitándole la cinta negra, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	59
FOTOGRAFÍA 12. Tallo etiolado listo para introducirlo en la funda, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	60

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO 1. Preparando platabanda para tratamientos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	87
ANEXO 2. Platabanda lista para tratamientos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	87
ANEXO 3. Colocando fundas con el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	88
ANEXO 4. Árbol donante de <i>Polylepis incana</i> , en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	88
ANEXO 5. Material vegetal que serán utilizadas para la extracción de estacas y esquejes, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	89
ANEXO 6. Estacas y esquejes introducidas en el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	89
ANEXO 7. Estacas con el sustrato ya en la platabanda, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	90
ANEXO 8. Estacas en la platabanda, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	90
ANEXO 9. Estacas y esquejes protegidas con sarán, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	90
ANEXO 10. Sustrato listo para recibir a tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	91
ANEXO 11. Tallo etiolado para ser cortado, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	91
ANEXO 12. Cortando tallo etiolado, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	92
ANEXO 13. Tallos etiolados listos para introducirse en las fundas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	92
ANEXO 14. Tallo con cinta negra lista para extraerle, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	93
ANEXO 15. Estaca lista para introducirse en el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	93

ANEXO 16. Tallo etiolado en el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	94
ANEXO 17. Acodando tallos de <i>Polylepis incana</i> , en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	94
ANEXO 18. Acodando tallos de <i>Polylepis incana</i> , en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	95
ANEXO 19. Acodos aéreos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	95
ANEXO 20. Acodos aéreos sin fundas plásticas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	96
ANEXO 21. Acodos aéreos enraizados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	96
ANEXO 22. Acodos aéreos enraizados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	97
ANEXO 23. Acodos aéreos enraizados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	97
ANEXO 24. Peso de materia verde de raíces, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	98
ANEXO 25. Peso de materia verde de raíces, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	98
ANEXO 26. Peso de materia verde de hojas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	99
ANEXO 27. Peso de materia verde de hojas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	99
ANEXO 28. Medición de Largo de raíz, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	100
ANEXO 29. Muestreo de materia seca de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	100
ANEXO 30. Muestreo de materia seca de Tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	101
ANEXO 31. Muestreo de materia seca de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	101

ANEXO 32. Peso de materia seca de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	102
ANEXO 33. Peso de materia seca de tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	103
ANEXO 34. Peso de materia seca de acodos aéreos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	103
ANEXO 35.- Datos generales obtenidos de acodos aéreos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	104
ANEXO 36. Datos generales de tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.	108
ANEXO 37. Datos generales de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (<i>Polylepis incana</i>) Cayambe-Ecuador 2012.....	110

1. INTRODUCCIÓN

Los bosques de *Polylepis incana* son ecosistemas muy diversos, caracterizados por presentar un hábitat único y altos niveles de endemismo para ciertas especies. Estos bosques también representan uno de los hábitats más vulnerables de los altos andes por la fuerte presión antropogénica existente, ya que constituyen una zona apetecida para la agricultura y el único recurso maderable en esas alturas, es por eso que están amenazadas de agotamiento genético o de extinción, incluso antes de conocer sobre sus características y variaciones genéticas.

Por ello, en la práctica, deben realizarse estudios de investigación y paralelamente establecer métodos de conservación de esta especie nativa en la región. A pesar de esto no existen investigaciones que permitan tener un mayor conocimiento sobre la producción y propagación de esta especie.

Nuestro país no está libre del problema climatológico que se está viviendo y se vendrá con más fuerza, si a eso sumamos la deforestación, sobreexplotación de recursos naturales, quemas y aumento de población, esto influiría en la disminución de nuestros ecosistemas y se reduciría nuestra cobertura vegetal hasta un 23% en nuestra Zona Andina.

En el Ecuador se encuentra una gran variedad de *Polylepis*, como es el *Polylepis incana* ya que al igual que *Polylepis racemosa* tiene gran importancia como ornamental, agroforestal, cercas vivas, parques, proyectos de forestación, reforestación, protección de vertientes y cuencas hidrográficas.

En nuestra zona las familias aprovechan la madera debido a que tiene gran resistencia y dureza, además la corteza interna de la especie es utilizada como medicina natural debido a sus propiedades curativas para amigdalitis, inflamaciones en la garganta y resfríos y enfermedades renales. Por otro lado son árboles económicamente importantes para las comunidades indígenas que viven cerca de los mismos porque son una fuente importante de madera para la cocción de alimentos, construcción de corrales, mangos de

herramientas, tinte de tejidos y para el pastoreo del ganado doméstico nativo (llamas, alpacas) e introducido (ovejas y vacas).

Sin embargo no hay mucha información sobre su propagación ya que en nuestro país, los productores forestales han priorizado su trabajo en la especie *Polylepis racemosa*.

Con este antecedente, se plantea la presente investigación, de modo que se tenga información del método vegetativo más aconsejable de propagación de *Polylepis incana*, reduciendo el riesgo que desaparezca, lo que sería muy perjudicial por todos los beneficios antes mencionados.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Conocer el método de propagación más adecuado para yagual (*Polylepis incana*), de modo que permita asegurar su multiplicación.

2.2. Objetivos específicos

Determinar cuál de los 4 métodos asexuales (rama etiolada, estaca, acodo aéreo y esqueje) es el más eficiente en la propagación de Yagual (*Polylepis incana*)

Determinar cuál es el método económicamente más rentable.

3. MARCO TEÓRICO

3.1. LA DEFORESTACIÓN EN EL ECUADOR

3.1.1. Problema de la deforestación

Un país relativamente pequeño como el Ecuador, se estima que tiene cerca de 2.000 diferentes especies de árboles. Muy pocos de estos han sido objeto de una completa investigación; completa respecto a su potencial para la reforestación. La exploración botánica del Ecuador y sus países vecinos está lejos de ser completada. Un conocimiento detallado de las especies amenazadas de extinción, se hace difícil por la falta de un inventario florístico. Por observaciones y contacto con gente local, es obvio deducir que muchas especies leñosas de las laderas de los valles interandinos se han extinguido o están amenazadas de extinción. La introducción de especies exóticas a regiones lejanas de sus límites naturales, va siempre acompañada por problemas de carácter ecológico. Los cambios en la duración del día y el diferente ritmo de las estaciones y la pérdida de las estaciones climáticas son factores que directa o indirectamente influyen en el crecimiento o vigor de las especies introducidas. La susceptibilidad a las enfermedades, y la severidad de un ataque serán generalmente mucho más graves para las especies que crecen fuera de su límite natural. A menudo, la expansión de una peste o enfermedad se vuelve fácil por los monocultivos. Las pestes que han sido introducidas con especies de árboles exóticos pueden ser diseminadas con facilidad debido a la ausencia de sus enemigos naturales.¹

“Siempre se ha puesto énfasis en que las especies locales leñosas, tienen potenciales ventajas sobre especies exóticas en los programas de reforestación y deben ser más tomadas en cuenta al planearse estos programas.”²

“Es posible encontrar especies leñosas adaptadas a las inclemencias del clima y altitud, que no son favorables para las especies introducidas. En el plan de reforestación del Ecuador, se notó que en el subpáramo, existía una falta de información acerca de la especie que debía usarse”.³

¹ Brandbyge, J, “Reforestación de los Andes Ecuatorianos con especies nativas”(CESA – intercooperation- SUIZA) Quito 1991”. “Disponible en: http://www.asocam.org/biblioteca/ECES_Deterioro_Bosques_completo.pdf

² Brandbyge, J, Idem, p.3

³ Brandbyge J, Idem., p. 4

Tomando en cuenta que en la Sierra ecuatoriana existe una mayor presión demográfica sobre los vestigios de bosques naturales que en otras partes del país, se puede estimar un porcentaje de deforestación de 2.0 a 3.0% de la superficie existente, tasa mayor que en otras partes de país. Esta estimación daría una superficie deforestada anualmente de 2.800 a 4.200 ha. Normalmente el ritmo de deforestación aumenta en forma gradual. El bosque natural andino está en vías de extinción si no se toman las debidas medidas a tiempo. Es muy preocupante que ya no existan bosques naturales andinos extensos. Gran parte de lo que queda son bosquetes de superficies de menos de 5 ha. Estos bosquetes son a menudo relegados a sitios poco accesibles y ostiles. Además estos pequeños relictos han sufrido bastante la influencia del hombre y por eso gran parte de la superficie ya está secundarizada⁴.

La reforestación en cambio va a un paso bien lento. Se reforesta en promedio solamente 1 ha por cada 10 ha deforestadas. En general se reforesta con especies exóticas que tienen alta productividad, pero las desventajas son múltiples, con el empobrecimiento de la naturaleza (fauna y flora), monocultivo (plagas y enfermedades) entre otros. En el Ecuador esta diferencia entre la superficie deforestada y reforestada es aún más grande.⁵

Las variaciones de temperatura, distribución temporal y espacial de las inundaciones, sequías, olas de calor, de frío, etc., que sucedan en cualquier ecosistema o formación vegetal, provocarían impactos ambientales, económicos y sociales que posiblemente se intensifiquen sobre los elementos básicos para la vida, como acceso al suministro de agua, producción de alimentos, salud, etcétera. (INAMHI, 2009)⁶.

⁴ Brandbyge, J, Op, Cit, p. 22-23

⁵ Brandbyge, J, Idem, p. 6

⁶ YANEZ, Patricio, y otros, *Posibles efectos del cambio climático global en zonas silvestres protegidas de la zona andina del Ecuador*, Universidad politécnica Salesiana, revista "La granja" 10 Octubre 2011 p. 26

3.2. YAGUAL “*Polylepis incana*”

3.2.1. Clasificación botánica

Reino: Plantae
División: Magnoliophyta
Orden: Rosales
Familia: Rosaceae
Género: *Polylepis*
Especie: *Incana*
Nombre científico: *Polylepis incana*⁷
Nombres comunes: Yagual, Queñua, Pantza⁸

3.2.2. Distribución Geográfica

“Se encuentra distribuido en Ecuador Central, en la Provincia de Pichincha hasta el sur del Perú”.⁹

3.2.3. Rango Altitudinal

“Esta especie prospera bien entre 3000 - 4.300 m.s.n.m.”¹⁰

3.2.4. Requisitos ecológicos de *polylepis incana*

Soporta las condiciones más extremas de frío y altitud. Resiste las heladas frecuentes. Los requerimientos de agua son bajos y la especie crece en suelos pobres, de textura y naturaleza variable. Además tolera la pedregosidad.

*La especie da buenos resultados en sistemas agroforestales sin afectar a los cultivos aledaños, particularmente en zonas de altitud elevada y fríos intensos. En este tipo de lugares los cercos vivos protegen contra las heladas.*¹¹

⁷ SPIER/BIEDERBICK, *Arboles y leñosas para reforestar las tierras altas de la región interandina del Ecuador*- 2 da Edición, Cotopaxi 1980 p.23

⁸ GUAIMALAMA, J. “*Auto ecología de la especie Polylepis spp*”, INEFAN Cartilla N 6, Conocoto-Ecuador 1999. p 36

⁹ SPIER/BIEDERBICK Op. Cit p23

¹⁰ Idem, p .23

¹¹ HOFSTEDE, Robert, y otros, *Geografía, Ecología y Forestación de la sierra alta del Ecuador*, 1^{era} Edición, Editorial Abya Yala, Quito-Ecuador 1998, p. 100

3.2.5. Usos artesanales y medicinales

La madera de Polylepis es dura, pesada y de color rojizo. Debido a su alta densidad la madera es muy apreciada como leña. Además se usa en la fabricación de instrumentos de labranza, en artesanías como cucharones, cucharas, platos y juguetería. También en la construcción de viviendas rústica. La madera es muy usada para postes de cercos, parantes de chozas y galerías de minas. Las hojas y ramas de Polylepis se usan para medicinas, tintes de color y taninos¹²

3.2.6. Enfermedades

La enfermedad más común que se puede ver en yagual (*Polylepis incana*) es un amarillamiento en la parte foliar para luego secarse y finalmente morir la planta, es una enfermedad fungosa causada por una *peronospora spp*; debido a un riego inadecuado, mala aireación del vivero, procedencia del material genético, cambios climáticos bruscos.¹³

3.3. MORFOLOGÍA

“Árboles o arbustos de hasta 12 m con corteza exfoliante en láminas papiráceas, rojizas. Hoja alterna, compuesta e imparipinada, folíolos oblongos, elípticos u obovados, margen entera o crenada, haz glabro o veloso, envés con varios tipos de indumento; estípulas envainadoras. Racimo pendular”.¹⁴

“Hojas con un par de hojuelas, éstas estrechamente oblanceoladas, margen llano, más o menos indentado en la mitad superior. Debajo de la superficie de las hojuelas, una capa gruesa, baja y densa de cerdas unidas por una resina secretada de color generalmente amarillento.”¹⁵

¹² HOFSTEDE, Robert, Op, Cit, p.100

¹³ GUAIMALAMA, J. Op. Cit, p. 39

¹⁴ SPIER/BIEDERBICK Op, Cit, p. 23

¹⁵ Brandbyge J. Op. Cit. p. 6

3.3.1. RAÍZ

3.3.1.1. Funciones de una raíz

“La raíz es el órgano que absorbe la mayor parte del agua y de los nutrientes que necesita la planta. Generalmente le sirve de punto de fijación o anclaje y, en algunos casos, funciona como almacenador de sustancias de reserva”¹⁶.

“Raíces adventicia son aquellas que no proceden de la radícula del embrión sino que se forman a partir de órganos diferentes a la raíz. Generalmente, surgen en un nudo del tallo o incluso en la hoja en algunas especies. Las raíces que se desarrollan cuando multiplicamos vegetativamente la planta, son también adventicias”¹⁷.

3.3.1.2. Características de una raíz

“Se caracteriza por tener crecimiento dirigido hacia el centro de la tierra (geotropismo positivo), a la vez rehúye la luz al introducirse en un sustrato (fototropismo negativo) Generalmente es a clorofílico y carece de hojas, nudos, yemas y flores, como sucede con los tallos”¹⁸.

*Las raíces adventicias y sus ramificaciones dan origen a un sistema radical fibroso o fasciculado, en el que ninguna raíz es más prominente que las otras. Las raíces típicas suelen penetrar en el suelo a mayor profundidad que las fibrosas. La superficialidad de las raíces fibrosas y la tenacidad con que se adhieren a las partículas del suelo, las convierte en estructuras muy aptas para prevenir la erosión*¹⁹.

¹⁶ALVAREZ, Juan, Morfología Vegetal,

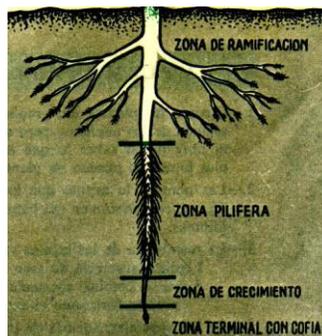
http://tallerdejardineria09.wikispaces.com/file/view/PRESENTACION_MORFOLOGIA_VEGETAL_I.pdf

¹⁷ ALVAREZ, Juan. Idem, p. 12

¹⁸ VILLARREAL, José, *Introducción a la botánica forestal*, 2^{da} Edición. , Editorial Trillas, México 1993, p. 26

¹⁹ FLORES, Eugenia, *La planta y su función*, 2 Volumen, Editorial del LUR, Costa Rica 1999, p 371.

3.3.1.3 Partes de la raíz



Fuente: <http://thales.cica.es>

Punta o zona meristemática: es la parte de crecimiento activo que determina el crecimiento en longitud.

Cofia: es una envoltura que protege a la punta y que le permite profundizar en el suelo.

Zona de crecimiento: es la zona de crecimiento en longitud que se forma a partir del desarrollo de la punta.

Zona pilífera: es la zona formada por los pelos absorbentes o pelos radiculares, que son pequeñas raicillas, muy finas, encargadas de la absorción de agua y sales minerales.

Zona de ramificación: es la región desnuda donde se van formando las raíces secundarias con la misma morfología que la principal.²⁰

3.3.2. TALLO

Según CHICLOTE, J, OCAÑA, R BARAHONA, E 1985, citado por León, el yagual es una especie que incluye arbustos de 1 a 5 m, de altura, hasta árboles de 22m. El fuste normalmente es torcido y puede ser único o con varios tallos. El árbol tiene abundante ramificación que muchas veces nace desde la base del tronco. La copa es generalmente difusa e irregular. La corteza es de color rojiza o marrón-amarillento brillante, que se desprende en forma continua en capas delgadas translúcidas, en las ramas jóvenes de la corteza externa aumenta considerablemente su diámetro aparentemente. En el caso de *Polylepis incana* el espesor de la corteza varía entre 2 y 2.4 mm, su consistencia es papirácea²¹.

²⁰ ALVAREZ, Juan, Op, Cit, p.8

²¹ LEÓN, Diana, "Propagación de dos especies de Yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*) Utilizando dos enraizadores orgánicos y dos enraizadores químicos en el vivero forestal del CREA en el

3.3.2.1. Funciones del tallo

*Las dos funciones principales del tallo son conducción y soporte. El tejido vascular (xilema y floema) efectúa la primera; el soporte lo realizan elementos celulares de pared secundaria, como fibras, traqueidas y miembros de los vasos. El xilema moviliza agua y minerales desde la raíz hasta las hojas; las sustancias sintetizadas en las hojas son transportadas, vía floema, hasta los sitios de utilización, como hojas en desarrollo, tallos, raíces, flores, semillas y frutos.*²²

3.3.2.2. Características de un tallo

A diferencia de la raíz, el tallo generalmente presenta geotropismo negativo y fototropismo positivo, es clorofílico, presenta nudos, hojas, flores, yemas y tiene ramificación determinada.²³

“Es el órgano aéreo que sostiene las hojas, flores y frutos. Tiene engrosamientos de donde salen las hojas (nudos) y espacios entre ellos sin hojas (entrenudos). También poseen yemas, en el extremo para el crecimiento (yemas terminales) y en los laterales para formar las ramas (yemas axilares). Por su interior circulan los vasos conductores que llevan la savia.”²⁴

3.3.2.3. Tipo de tallos según su consistencia

Herbáceos: de consistencia tierna y flexible, verdes y sin corteza, fotosintéticos. Propios de especies herbáceas y del crecimiento primaveral de especies leñosas.

Tallos leñosos: rígidos, duros y con corteza, generalmente toman esta consistencia a partir del primer invierno. (Tronco de los árboles o arbustos)

Semileñosos: de consistencia intermedia, consecuencia del endurecimiento de la madera durante el año, toman esta consistencia hacia el verano.²⁵

cantón y Provincia del Cañar” Tesis ESPOCH, Escuela de Ingeniería Agronómica, Riobamba – Ecuador 2009, p. 20

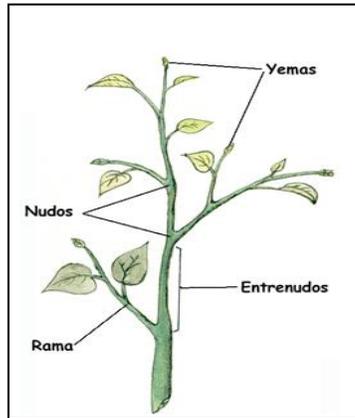
²² FLORES, Eugenia, Op,Cit p 428

²⁴ Anatomía y Fisiología Vegetal,14-11-2012

http://recursos.cnice.mec.es/biosfera/alumno/1ESO/reino_vegetal/contenido4.htm

²⁵ ALVAREZ ,Juan, Op, Cit, p.8

3.3.2.4. Anatomía del tallo



Fuente: http://recursos.cnice.mec.es/biosfera/alumno/1ESO/reino_vegetal/contenido4.htm

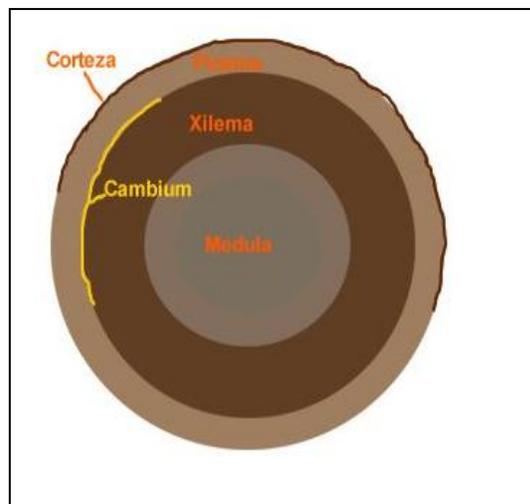
El cuello: es la zona de unión del tallo y la raíz.

Los nudos: son las zonas donde se insertan las yemas y las hojas.

Los entrenudos: se llama entrenudo a la parte del tallo que se encuentra entre dos nudos consecutivos.

Las yemas: una yema es un rudimento de vástago, como un tallo en “miniatura”, en el que hay nudos de los que parten rudimentos de hojas, y entrenudos muy cortos. Al brotar dará lugar a un alargamiento del tallo principal, o bien, a una rama.²⁶

3.3.2.5. Partes y función del tallo interior



Fuente: <http://www.bonsai Guadalajara.4t.com/rev/fisio.html>

²⁶ ALVAREZ, Juan. Op. Cit p.25

Corteza: Protege al tronco y evita la excesiva evaporación a través de este.
Floema: Tejido donde bajan la "savia" un líquido con nutrientes como glucosa. La savia baja para ser almacenada en las raíces y nutrir a la planta.

Cambium: Película del ancho de una célula. Esta membrana es muy importante ya que es la que produce el crecimiento del tronco, sella heridas y produce los nuevos brotes. En caso de los esquejes es la parte que produce las nuevas raíces.

Xilema: Parte del tallo donde se transporta el agua y nutrientes hacia las hojas.

Médula: Parte central del tronco ya muerta que sirve de soporte.

3.3.3. HOJAS

Según CHICLOTE, J, OCAÑA, R BARAHONA, E 1985, citado por León, las hojas del yagual son compuestas, imparipinadas con un número variable de folíolos de acuerdo a la especie (3 en el caso de *Polylepis incana* de 15 a 23 mm, de largo). Por general los folíolos son de color verde claro a verde oscuro, brillante en el haz, glabros y con el envés blanquecino-grisáceo y pubescente. Sus nervaduras son bien marcadas. En cualquiera de las especies del género el tamaño de la hoja puede variar según las condiciones donde crece, siendo más grande en terrenos húmedos²⁷.

3.3.3.1. Función de las hojas

“Las hojas son expansiones laminares del tallo donde se realiza la mayor parte de la fotosíntesis y la transpiración de la planta. Algunas modifican su estructura para funcionar como órganos de protección y almacenamiento.”²⁸

“La hoja es, un órgano de crecimiento determinado y simetría dorsiventral; muy variable en estructura y función, aunque suele mostrar especialización como órgano fotosintético. Su estructura posee propiedades ópticas que determinan el comportamiento de la luz en su interior y la eficiencia con que ésta es almacenada y utilizada.”²⁹

²⁷ LEÓN, Diana, Op Cit, p,20

²⁸ VILLARREAL, José. Op. Cit. p. 22

²⁹ FLORES, Eugenia. Op. Cit. p. 481

3.3.3.2. Características de las hojas del Yagual (*Polylepis incana*)

Hoja alterna: una hoja en cada nudo, alternando de lado a lo largo del eje.

Hoja compuesta: hoja dividida en dos o más folíolos.

Hoja imparipinada: pinnada con un folíolo terminal.

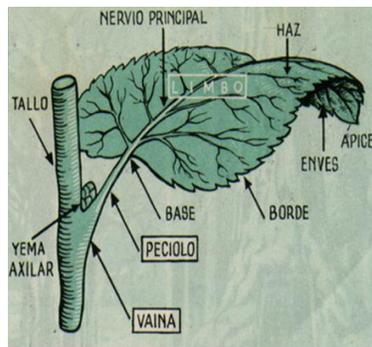
Lámina oblonga: más largo que ancho, de forma más o menos rectangular.

Margen crenado: con dientes redondeados.

Estípula envainadora: cuando dos estípulas axilares rodean al tallo por completo formando un tubo.

Hojas persistentes o perennes: duran varias temporadas y van muriendo individualmente al tiempo que surgen otras nuevas. Se dice entonces que la planta es de hoja perenne o perennifolia.³⁰

3.3.3.3. Partes de las hojas



Fuente imagen: <http://thales.cica.es/>

La hoja consta de una lámina o limbo, un pie o pecíolo y base foliar. En algunas hojas el pecíolo está presente, es vestigial o es extremadamente corto, y se dice que la hoja es sésil. Las hojas de la mayoría de las dicotiledóneas tienen una vena central o vena media, continua con el haz (haces) del pecíolo y los haces vasculares, que forman una red en la lámina. En muchos géneros, se desarrollan en la base foliar dos apéndices laterales o estípulas. Las hojas pueden ser simples o compuestas; si la hoja es simple, la lámina no se divide en unidades menores; si es compuesta, se divide en pinnas o folíolos.³¹

³⁰BECERRA, Nubia, y otros, *Anatomía y morfología de los órganos vegetativos de las plantas vasculares*, (UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA), Bogotá, 2002, 275 páginas. p. 42 a 52.

³¹FLORES, Eugenia. Op. Cit. p. 482

3.3.4. FLORES

Sus flores de quiñual son incompletas; sin corola ni nectario, se agrupan en racimos con 5-10 flores cada uno. En el caso de *Polylepis incana*, las flores son de aproximadamente de 5mm, de ancho, con unos 20 a 28 estambres³².

3.3.5. FRUTOS

El fruto es de 5mm, de largo por 4mm de ancho es drupáceo, con cuatro aristas terminadas en cortos agujones. En la sierra central de fructificación normalmente ocurre entre Junio y Septiembre³³.

3.4. REPRODUCCIÓN

3.4.1. Rizogénesis

“La Rizogénesis es el conjunto de fenómenos que conducen a la emisión de raíces. Cualquiera que sea el tipo de propagación el primer estado de reconstitución de la planta entera será el nacimiento de un sistema radical. En la rizogénesis influye de forma determinante varios factores.³⁴

3.4.2. Totipotencia.

Es la capacidad o el potencial que tiene una célula no embrionaria de diferenciarse en una célula embrionaria y después desarrollar y convertirse en una planta nueva y completa si las condiciones ambientales son favorables. Por ejemplo, una célula de parénquima de raíz puede comenzar a dividirse y producir una yema adventicia para finalmente generar una planta madura con todos sus órganos, vegetativos y reproductivos. De igual manera sucede con la generación de raíces adventicias a partir de células de tallo o de hojas. Todos estos cambios que implica la formación de nuevas estructuras vegetativas se pueden producir gracias a la información genética que se halla en cada célula vegetal.³⁵

³² LEÓN, Diana, Op, Cit, p. 20.

³³ LEÓN, Diana, Idem, p. 20.

³⁴ PINA, José, *Propagación de plantas, 1^{era} Edición*, Editorial de la UPV, España – Valencia, 2008, p.179

³⁵ CABRERA, Wilder, Aspectos Fisiológicos en la formación de raíces adventicias, Universidad Agraria la Molina, Argentina 24 de Noviembre de 1999, p, 4.

3.4.3. Desdiferenciación.

“Es la capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un nuevo punto de crecimiento. Esta característica es más acentuada en algunas células y partes de la planta que en otras, hecho que deja a criterio del propagador la manipulación de los factores que proporcionen las mejores condiciones para el enraizamiento”.³⁶

3.4.4. Factores que influyen en la rizogénesis

3.4.4.1. Condiciones nutricionales de la planta madre:

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

*En este sentido, Hartmann y Kester (1995) mencionan que la relación de juvenilidad con el crecimiento de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja. Por lo tanto, en estacas de especies difíciles de enraizar, sería útil entonces poder inducir a las plantas adultas, a producir brotes juveniles y rejuvenecimiento de ramas (Zimmerman, 1976 citado por Leakey, 1985). Por esto, Mesen (1998) afirma que en la selección de árboles conviene considerar, la capacidad de rebrote del árbol.*³⁷

3.4.4.2. Edad de la planta madre:

El factor de juvenilidad es uno de los aspectos más relevantes para el éxito del enraizamiento de estacas. En muchas especies forestales es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estacas que es la más importante para el éxito del enraizamiento (Hartmann et al., 1997). Esto se efectúa en distintas fases tales como juvenil y adulta, separadas por una fase de transición, (Hartmann y Kester, 1995). Un serio inconveniente según Hartmann et al. (1997), Zobelt y Talbert (1988) es que las características deseables no se muestran hasta después que la planta ha alcanzado la madurez; por lo tanto es conveniente realizar prácticas que induzcan a rejuvenecerlas. En el caso de propagación vegetativa en especies arbóreas, la edad conveniente de la planta madre para la obtención de los

³⁶ CABRERA, Wilder, Op Cit, p 4-5

³⁷ GÁRATE, Merlin, “Técnicas de propagación por estacas”, Tesis de la UNU, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Ucayali- Perú-2010 p. 12

*brotos es la juvenil, que es cuando arraigan con mayor facilidad, una de las técnicas utilizadas con estos fines es el de seto vivo.*³⁸

3.4.4.3. Tipo de madera seleccionada para estacas:

“Se puede escoger desde las ramas terminales muy suculentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad. Es imposible establecer el tipo de material que sea mejor para todas las plantas. Lo que puede ser ideal para una planta, puede resultar una falla para otra (Hartmann y Kester, 1995).”³⁹

3.4.4.4. Regulación hormonal del enraizamiento.

Las raíces adventicias de las estaquillas se forman como resultado de la estimulación auxínica y de otros factores que emigran a dicha zona (Pardos, 1985). Normalmente se ha señalado a la auxina como el factor cuya acción inductora desencadena la secuencia de etapas que culminan con la rizogénesis. Efectivamente, en especies fáciles de enraizar se ha observado que la aplicación exógena de una auxina sintética, incrementa sustancialmente el movimiento de carbohidratos, compuestos nitrogenados y otros, desde el ápice hacia la base de la estaca favoreciendo el fenómeno rizogénico (Celestino, 1985; Puri y Khara). 1992). Por otra parte, se reconoce que el efecto del regulador de crecimiento depende tanto de la especie como del grado de madurez del árbol, o del órgano, desde donde se extrae la estaca.

*Algunos compuestos, como los ácidos fenólicos, flavonoides y terpenos, son capaces de modificar los procesos de crecimiento y desarrollo vegetal, generando en muchos casos una modificación del nivel de auxina en los tejidos, mediante la activación o inhibición de las enzimas que regulan su metabolismo. En general, estos compuestos parecen no inhibir la acción específica de la hormona, si no que actúan sobre procesos metabólicos generales indispensables para cualquier forma de crecimiento, como por ejemplo; la síntesis de ácidos nucleicos y proteínas formación de ATP y otros procesos, aparentemente a través de la inhibición de la actividad de algunas enzimas del metabolismo general.*⁴⁰

³⁸ GÁRATE, Merlín Op, Cit p13

³⁹ GÁRATE, Merlín Idem, p.15

⁴⁰ GUTIERREZ, Braulio, *Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de especies forestales*, División Silvicultura, Instituto Forestal, Barros Arana 121, Concepción, Chile 1995 p. 4

3.4.4.5. Época de recolección

*Cabe hacer una reflexión en cuanto a la importancia de la época en que se extraen los brotes para las estacas, así en un ensayo en *Nothofagus glauca*, en Argentina, Santelices (2007), logró el enraizamiento (66.7%) en estacas foliosas en el mes de noviembre, mas no, en el mes de enero donde el enraizamiento fue de 0%, esto posiblemente por las diferentes condiciones climáticas que influyen en la planta madre, tal como lo indica Agusti (2004) que afecta la capacidad de enraizamiento de las estacas (López y Carazo, 2005).⁴¹*

3.4.4.6. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento

La iniciación de raíces en las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la única fuente de energía en la estaca para activar el proceso rizogénico, señalándose que el almidón, cuando está presente, actúa como la fuente principal, y posiblemente única, de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (Puri y Khara. 1992). Los hidratos de carbono y los compuestos nitrogenados están de alguna forma involucrados en el proceso de enraizamiento, pudiendo modificar, e incluso controlar, la formación de raíces (Hanmann)' Kester, 1990: Barcello et al, 1980: Rauter, 1983).⁴²

3.4.4.7. Aspectos teóricos de la maduración y el envejecimiento

En las plantas como en todos los organismos vivos, se presenta durante el crecimiento y desarrollo una serie de cambios morfológicos y fisiológicos que conducen a la muerte del individuo. El proceso que determina estos cambios se denomina envejecimiento. A diferencia de los animales en las plantas no hay un reemplazo continuo de células sino que las células nuevas se van acumulando sobre las muertas y más antiguas. Esto explica la paradoja de que los primeros tejidos en formarse en la planta y cronológicamente mayores son en realidad los más juveniles. Por el contrario. Los tejidos periféricos recientemente formados son onlogénicamente los más maduros⁴³

3.4.4.8. Efecto de la iluminación

Boutherin y Bron (2004), menciona que un aumento de la intensidad luminosa en la planta madre, aumenta la producción del número de estacas, pero tiene tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento. Así lo confirma, Hartmann y Kester (1995) indicando, que de plantas madres que han recibido luz de baja intensidad se obtienen estacas que

⁴¹ GÁRATE, Merlin Op, Cit p 16

⁴² GUTIERREZ, Braulio, Op Cit, p 6

⁴³ GUTIERREZ, Braulio, Idem, p 9

enraízan mejor que aquellas tomadas de plantas madres desarrollado a luz intensa. Esto apoya la idea, que en la competencia entre los brotes, se disminuye la capacidad de enraizamiento entre las estacas del brote dominante (Leakey, 1985). Asimismo, los días largos favorecen el enraizamiento debido a que se eleva tasa de auxinas endógenas en los brotes (Hartmann y Kester, 1995; Boutherin y Bron, 2004). Existe para cada especie una iluminación óptima aplicable a la planta madre que permiten facilitar el enraizamiento posterior de la estaca (Boutherin y Bron, 2004). Por otra parte, durante el enraizado, cuando hay baja intensidad de luz la emisión de raíces se realiza antes que las hojas, sin embargo, para que se realice la función fotosintética, se debe dar cuanto menos un 30% de luz a las estacas, sin que éste eleve la temperatura óptima (Cuculiza, 1956). En este sentido es necesario proporcionar sombra al área de propagación, para reducir la irradiación a niveles adecuados (la irradiación máxima en la mayoría de las especies es de 400 a 600 mol m⁻².s⁻¹). El uso de una malla de Sarán o Rashell, ha dado buenos resultados para la mayoría de especies evaluadas⁴⁴

3.4.4.9. Longitud y diámetro de las estacas

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

Bañon et al. (2002) afirma que la obtención de un sistema radicular de mayor peso seco, por lo tanto de mayor desarrollo, está relacionado con el peso seco de la estaca utilizada; lo que en principio hace pensar de utilizar aquellas de mayor grosor. Baggio (1982) citado por Díaz et al. (1991) menciona que probablemente, esto se debe al mayor contenido de sustancias de reserva de la estaca, las que intervienen en el proceso de formación de raíces.⁴⁵

3.4.4.10. Problemas asociados al envejecimiento.

El principal obstáculo que ha debido enfrentar la propagación vegetativa, principalmente a través de enraizamiento de estacas, ha sido la dificultad para manipular adecuadamente el grado de maduración de los árboles adultos. El material que presenta un avanzado estado de maduración normalmente no enraiza o lo hace en baja proporción. El efecto del envejecimiento sobre el enraizamiento de estacas no se presenta sólo en el

⁴⁴ GÁRATE, Merlín Op, Cit p. 19

⁴⁵ GÁRATE, Merlín Idem, p. 17

porcentaje de arraigamiento; normalmente las estacas obtenidas desde la copa de árboles adultos desarrollan raíces de peor calidad, requieren más tiempo para enraizar, exhiben comportamientos más heterogéneos (ciclófisis y topófisis), reducen su crecimiento y vigor vegetativo, aumenta el plagiotropismo y se incrementa el tiempo requerido para que un brote recupere el crecimiento onotrópico (Kleinsehmit, 1977; Rauter, 1983; Roulund y Olesen, 1992; Thompson. 1983).⁴⁶

3.4.4.11. Superficie y retención foliar de las estacas.

La presencia de hojas en las estacas, ejerce una influencia estimulante sobre la iniciación de raíces, debido a que son transportados desde ellas hasta la base de la estaca auxinas y carbohidratos (Hartmann y Kester, 1995); Además de esto, Weaver (1988) indica, que el buen enraizamiento depende de la presencia en las estacas de un cierto número de cofactores (complejo de sustancias indol y fenólicos junto con enzimas oxidativas), que en combinación con las auxinas permiten que las estacas echen raíces. La fuente de esos cofactores son por lo común las hojas, que son translocados básipetamente a la base de las estacas para favorecer la producción de raíces (Janick, 1965 citado por Tantas, 1994; PROFORFITH, 2000; Agusti, 2004).

Aparte de ello, los estomas abiertos de las hojas, determinan necesariamente una pérdida de agua por transpiración que se produce por difusión por menor resistencia al flujo, en tal sentido si las tasas de transpiración son excesivas, los vegetales desarrollan un déficit hídrico importante que puede causarles la muerte (Gil, 1995)

Braudeau (1981) citado por Ruiz (2009), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse; Leakey (2004) citado por Santelices (2007) indica a lo anterior, como la razón más común para no conseguir enraizamiento. Así, Hartmann y Kester (1995) indican que existe una correlación positiva entre el porcentaje de retención de hojas y el enraizamiento de estacas. La presencia de hojas es un factor clave en el enraizamiento de estacas juveniles; sin embargo, la retención de las mismas en relación a la capacidad de enraizamiento se tiene que investigar más a profundidad, especialmente en un rango amplio de especies nativas y determinar los factores que hacen que ocurra este evento. En el caso de estacas leñosas sin hojas, el enraizamiento tiene éxito, porque en su interior se almacenan suficientes reservas de carbohidratos, auxinas y cofactores.⁴⁷

⁴⁶ GUTIERREZ, Braulio, Op Cit, p. 12

⁴⁷ GÁRATE, Merlín Op, Cit p. 17

3.4.4.12. Humedad relativa del ambiente

La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, 1988; citado por Díaz, 1991).⁴⁸

3.4.5. Hormonas vegetales

3.4.5.1. Importancia de las Auxinas en la rizogénesis

Las auxinas estimulan la división celular; por ejemplo, frecuentemente fomentan el desarrollo de callos, de los que se desprenden crecimientos similares a raíces. Las auxinas son muy efectivas en iniciar la formación de raíces de varias especies vegetales. Las auxinas pueden inducir el amarre de fruto y su desarrollo en algunas especies (WEAVER, 1980). TAIZ y ZEIGER (1998), indican que las raíces se forman porque el AIA se tiende a acumular inmediatamente sobre cualquier herida, en brotes o raíces, como resultado del transporte polar de auxinas.

La iniciación de raíces en tallos acodados, puede facilitarse ya sea mediante el cingulado o el anillado estrecho del tallo con alambre. Con cualquiera de éstas técnicas, se interrumpe el floema y se detiene el desplazamiento descendente de las hormonas y los asimilados de carbohidratos, de modo que se acumulan por encima del anillo estimulando el enraizamiento.⁴⁹

Las auxinas son esenciales en el proceso de enraizamiento, posiblemente porque estimulan la síntesis de etileno el cual, a su vez, favorece la emisión de raíces. Los niveles de ácido indolacético (AIA) en la planta son variables conforme a la velocidad de las reacciones de síntesis, destrucción e inactivación, que a su vez, es afectada por algunos factores, tales como:

- a. Edad fisiológica del órgano y de la planta.
- b. Condiciones ambientales. En plantas perennes de clima templado, los mayores niveles de auxina son encontrados en primavera y en verano.
- c. Parte de la planta. Las concentraciones de AIA son mayores en las zonas de síntesis (regiones de crecimiento activo) y son muy bajas en tejidos ya diferenciados (Fachinello et al., 1994).⁵⁰

⁴⁸ GÁRATE, Merlín Op, Cit p 21

⁴⁹ RODRIGUEZ, Alvaro, *Implementación de las técnicas de etiolación y acodo y micro clonación*, Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía, Quillota-Chile-2003, 69 páginas. p21 a 23

⁵⁰ SALVARREY, María, *Evaluación de diferentes técnicas de propagación vegetativa*, Tesis de la Universidad de la República, Facultad de Agronomía, Montevideo-Uruguay-2008, p.16

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser lento (1 cm/hora) en raíces y tallos; además, es un transporte polar es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (Strasburger, 1994).⁵¹

3.4.5.2. Importancia de la Giberelinas en la rizogénesis

Las giberelinas son un grupo de sustancias reguladoras que fueron descubiertas en la década de 1930 a partir de estudios realizados con plantas de arroz en Japón. Estas plantas enfermas se caracterizaban por una excesiva elongación del tallo, lo que les impedía sostenerse por si mismas. Esta enfermedad era causada por el hongo Gibberella fujikuroi (estado asexual de Fusarium moniliforme). Estudios realizados sobre este hongo llevaron a la conclusión de que el hongo producía una sustancia específica que ocasionaba los síntomas de la enfermedad, así, T. Yabuta y T. Hayashi denominaron a este compuesto activo giberelina.

Estas giberelinas, producidas naturalmente por la planta, promueven principalmente la elongación del tallo. Experimentos posteriores determinaron que altas concentraciones de giberelina inhiben la formación de raíces adventicias, pero que reduciéndose esta concentración en los tejidos se llega a promover el desarrollo de éstas.⁵²

3.4.5.3. Importancia de las Citoquininas en la rizogénesis

Son hormonas vegetales que estimulan la citocinesis, es decir, que promueven la división celular. Skoog y sus colegas encontraron en sus experimentos que si se mantiene una relación alta citoquinina/auxina luego de la formación de callo se promueve el desarrollo de yemas, tallos y hojas. Pero si se reduce esta relación se estimula la formación de raíces. Si se selecciona la relación adecuada se puede lograr que los callos de muchas especies, sobre todo dicotiledóneas, se desarrollen hasta formar una nueva planta completa. Otra forma de evaluar la relación citoquinina/auxina es el trabajo en propagación de estacas de hoja, ya que estas tienen que desarrollar tanto nuevas raíces como nuevos tallos.⁵³

⁵¹ GÁRATE, Merlín, Op, Cit, p. 10

⁵² CABRERA , Wilder, Op, Cit p, 7 a 10

⁵³ CABRERA , Wilder, Idem p. 8 a 11

3.4.5.4. Importancia del Etileno en la rizogénesis

El etileno estimula la formación de raíces adventicias, efecto que también ocasionan las auxinas. Esta relación entre auxinas y etileno llevaron a realizar investigaciones que concluyeron que los efectos causados por las auxinas se debían a la capacidad de éstas de incrementar la producción de etileno, sin embargo, la promoción del crecimiento, las etapas iniciales de la producción de raíces adventicias y muchos otros efectos de las auxinas parecen ser independientes de la producción de etileno. Sólo en determinadas partes de la planta y sólo cuando la concentración de auxinas se hace relativamente alta, la producción de etileno es lo suficientemente elevada para explicar ciertos efectos de las auxinas.⁵⁴

3.4.5.5. Importancia del Ácido abscísico en la rizogénesis

Es una hormona que con frecuencia da a los órganos una señal de que están experimentando algún tipo de estrés fisiológico. Estos factores de estrés pueden ser de naturaleza hídrica (falta de agua), salinidad de suelo, bajas temperaturas, entre otros. El ácido abscísico (ABA) provoca con frecuencia respuestas que ayudan a proteger a las plantas contra estos factores. Con respecto a su influencia sobre la formación de raíces adventicias, existen reportes contradictorios sobre su comportamiento como inhibidor de este proceso, dependiendo aparentemente de la concentración y del estado nutricional de las plantas madres de las que se obtengan las estacas.⁵⁵

3.5. Reproducción sexual

“Para la reproducción sexual se toma en cuenta la época de recolección de los frutos que debe hacerse mediante observaciones fenológicas en cada lugar, por este método tiene un poder germinativo que alcanza solo el 3%.”⁵⁶

3.6. Reproducción asexual o vegetativa

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

⁵⁴CABRERA , Wilder, Op, Cit p, 9 a 11

⁵⁵ CABRERA , Wilder, Idem, p. 9 a 11

⁵⁶ SPIER/BIEDERBICK, *Arboles y leñosas para reforestar las tierras altas de la región interandina del Ecuador* 2^{da} Edición, Ecuador- Cotopaxi 1980

desdiferenciación o capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (Hartmann y Kester, 1995; Rojas et al., 2004; Vieira de Souza, 2007).⁵⁷

La propagación vegetativa o clonación se define como la reproducción de una planta a partir de una célula un tejido, un órgano (raíces, tallos, ramas, hojas). En teoría, cualquier parte de una planta puede dar origen a otra de iguales características según sean las condiciones de crecimiento (luz, temperatura, nutrientes, sanidad, etc.). Esto se debe a que muchas de las células de los tejidos vegetales ya maduros conservan la potencialidad de multiplicarse, de diferenciarse y dar origen a diversas estructuras como tallos y raíces; estos grupos celulares forman parte de meristemos primarios y secundarios que pueden encontrarse en todos los órganos de las plantas. Las células no diferenciadas que los conforman tienen la información genética y las propiedades fisiológicas de producir una nueva planta con iguales características de la planta madre, propiedad conocida como Totipotencia.⁵⁸

“La propagación asexual o vegetativa, es la que se hace a partir de una parte de la planta, como partes de tallo, raíz, hoja: Casi siempre la nueva planta es idéntica al progenitor (un clon). Los principales métodos de propagación asexual son la división, la obtención de acodos, esquejes y los injertos.”⁵⁹

La propagación asexual reproduce clones. Esa propagación implica la división auténtica de las células, en la cual, hay una duplicación íntegra del sistema cromosómico y del citoplasma asociadas de la célula progenitora, para formar dos células hijas. En consecuencia, las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la réplica del DNA, toda la información genética de la planta progenitora. Por esto, las características específicas de una planta dada son perpetuadas en la propagación de un clon.⁶⁰

“La 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

⁵⁷ GÁRATE, Merlín, Op, Cit, p.16

⁵⁸ ROJAS, Salvador, y otros, “Propagación asexual de plantas”, Corporación Colombiana de Investigación, CORPOICA, Colombia, Marzo 2004, p. 28.

⁵⁹ FERNANDEZ, Jaime, *Fisiología Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias (UNAD) p, 189*

⁶⁰ HUANCA Wildor, *Métodos de reproducción asexual y su aplicación*, Universidad Nacional del Altiplano Puno-Perú. Facultad de Ciencias Agrarias, p 1-2

células de una planta poseen la información necesaria y/o suficiente para reproducir la planta entera.”⁶¹

3.6.1. Ventajas de la reproducción vegetativa

- *Valora genéticamente el material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo ambiente, manifestaciones juveniles y maduras de una misma característica, etc.*
- *Preservar genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y arboretos.*
- *Acortar ciclos reproductivos para acelerar procesos de cruzamiento y prueba.*
- *Conservar genotipos superiores que determinan características genéticas favorables (resistencia a plagas y/o enfermedades, crecimiento, producción, calidad de frutos, tolerancia a condiciones extremas de humedad o sequía, etc.).*
- *Ser más eficiente cuando la reproducción sexual no es el método más viable o eficaz.*
- *Propagar especies que sus semillas presentan problemas de germinación o de almacenamiento o que son de ciclo reproductivo largo.*
- *Aprovechar las características genéticas favorables de dos plantas en una sola planta.*
- *Manejar las diferentes fases del desarrollo de las plantas.*
- *Obtener plantaciones uniformes o la producción de un determinado número de individuos con identidad genética.*⁶²

3.6.2. Desventajas de la reproducción asexual o vegetativa

Una limitante de la propagación vegetativa a tener en cuenta es la dispersión de enfermedades, especialmente bacteriales y virales. Una vez una planta se infecta con un virus a menudo a través de los insectos chupadores como los áfidos o mediante el uso de herramientas, puede transmitirse rápidamente dentro del sistema de la planta. De tal manera que

⁶¹ TAIARIOL, Darío, *Propagación Vegetativa*, <http://www.ilustrados.com/tema/606/Propagacion-vegetativa.html>

⁶² ROJAS, Salvador, y otros, Op, Cit, p. 8

*si se obtiene un esqueje (estaca, yema, etc.) éste también llevará consigo la enfermedad.*⁶³

3.7. Métodos de propagación

3.7.1. Acodado

*El fundamento de este método es hacer desarrollar raíces en un tallo que está unido a la planta madre. Este tallo, una vez enraizado, se separa de la planta madre y se convierte en una planta independiente que vive sobre sus propias raíces. La ventaja que presenta la multiplicación por acodo es que al permanecer el tallo unido a la planta madre no se interrumpe la alimentación de la parte que está enraizando, por lo que no existe problemas, que en ocasiones se presenta en las estacas de desecación o falta de nutrientes. Esto hace en muchos casos en que no es factible la multiplicación por estacas sea obligada la utilización de acodos*⁶⁴.

*El acodado es un método de multiplicación vegetativa que consiste en provocar la formación de raíces adventicias en ramas aún unidas a la planta madre y, a continuación separarlas para obtener uno o varios nuevos individuos. La diferencia con las estacas y esquejes es que en este el enraizamiento tiene lugar después de la separación de la estaquilla/ rama de la planta madre y, en el acodado, el enraizamiento ocurre antes de la separación de la estaquilla de la planta madre.*⁶⁵

3.7.1.1.1. Acodado Aéreo (Acodo Chino, Acodo de Maceta, Circumposición, Marcottage, Gootee):

*Los acodos aéreos unidos a las plantas progenitoras pueden formar raíces cuando se ponen en contacto con un medio de enraizamiento. Una vez separado de la planta progenitora, el tallo enraizado comienza a formar una nueva planta por sí sola. Este método de propagación vegetativa, denominado acodo, presenta mayores ventajas con respecto a los esquejes, ya que proveen el estrés hídrico y la escasez de carbohidratos tan comunes en estos últimos*⁶⁶.

“Consiste en provocar la rizogénesis en una rama alta. Para favorecer la acumulación de auxinas y sustancias de reserva se puede o bien realizar un anillado o bien una doble incisión.”⁶⁷

⁶³ ROJAS, Salvador, y otros, Op, Cit, p. 9

⁶⁴ RUIZ, Vicente, “*Multiplicación de la vid*”, <http://ocw.upm.es/produccion-vegetal/viticultura/contenidos/tema3multiplicacion.pdf>

⁶⁵ PINA, José, Op. Cit. p. 163

⁶⁶ PARTER, Rick, *La Ciencia de las plantas*, 1^{era} Edición, Editorial Paraninfo, Madrid España 2000 p.270

⁶⁷ PINA, José, Op. Cit. p. 167

“En general suele ser el método utilizado en casos muy difíciles donde normalmente han fracasado otros métodos de reproducción. Puede ser útil en aquellas especies de plantas endémicas, raras o amenazadas, de las que se necesita producir pocas o muchas cantidades”⁶⁸.

*La rama acodada sigue recibiendo agua y minerales debido a que no se corta el tallo y el xilema permanece intacto. En consecuencia, el acodado no depende del período de tiempo que una rama separada (estaca) puede mantenerse antes de que se efectúe el enraizado. Esta es una de las razones importantes por qué en muchas plantas se tiene más éxito al propagarlas por acodos que por estacas.*⁶⁹

3.7.1.2. Bases Fisiológicas para formación de acodos aéreos

Se produce la interrupción de la translocación acrópeta y basípeta de los compuestos orgánicos, carbohidratos, auxinas y otros factores del crecimiento, que se mueven a través del floema, lo cual favorece el enraizamiento de la rama que se encuentra unida a la planta (Ramírez-Villalobos y Urdaneta-Fernández, 2004). No obstante, de acuerdo con Hartmann y Kester (2001) la ausencia de luz en la zona donde se formarán las raíces.

*El crecimiento de la raíz es regulado por señales endógenas que mantienen la actividad del meristemo apical de la raíz y contribuyen con el patrón de generación de nuevas raíces laterales. Entre ellos, las auxinas juegan un papel crucial, aunque otras hormonas contribuyen a la conformación de la arquitectura total de la raíz (Jovanovic et al., 2008). Las auxinas son un grupo de fitohormonas que funcionan como reguladoras del crecimiento, provocando el crecimiento por división o elongación de las células, participan activamente en el desarrollo de la raíz embrionaria y post embrionaria, así como también en el gravitropismo. Pueden ser sintetizadas en las partes aéreas de la planta o en los ápices de las raíces primarias y secundarias (Ljung et al., 2005).*⁷⁰

⁶⁸ RUANO, Rafael, *Viveros Forestales*, 2^{da} Edición, Editorial Mundi-Prensa, Madrid-España, 2008, p.72

⁶⁹ HUANCA Wildor, *Op. Cit*, p 7

⁷⁰ SANCHEZ, Urdaneta, y otros, *Efecto del ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de acodos aéreos*, La Universidad del Zulia Maracaibo, Zulia- Venezuela 11-12-2009, p 2-3.

3.7.1.3. Características y usos del acodado aéreo

- *Se enraízan tallos sin separarlos de la planta madre*
- *Funciona mejor que la estaca*
- *Útil en especies que no enraízan con facilidad.*
- *Se obtienen plantas de mayor desarrollo en menor tiempo.*
- *No requiere personal experimentado (lo hacen los estudiantes con facilidad).*
- *No se pierde tanto material madre y la recuperación es más rápida que con estacas.*
- *Mayor porcentaje de enraizamiento que con estacas.(leñosas)*
- *No requiere condiciones especiales de ambiente, se realiza a la intemperie.⁷¹*

La ventaja principal del acodado es el éxito con que las plantas se enraízan por este método. Muchos clones que no enraízan fácilmente por estaca pueden enraizar por acodo, permitiendo establecer la planta sobre sus propias raíces. La mayoría de los métodos de acodado son relativamente fáciles de llevar a cabo y puede practicarse a la intemperie en el jardín o el vivero.

En algunos casos se puede producir una planta más grande en un tiempo más corto que si se hiciera por estaca. Sin embargo, como a medida que aumenta el tamaño del acodo el trasplante se vuelve más difícil, se necesitan tomar precauciones especiales para tener éxito en el establecimiento de plantas grandes en sus propias raíces.⁷²

3.7.1.4. Factores que favorecen la propagación por acodos

Durante el acodado la formación de la raíz es estimulada por varios tratamientos aplicados al tallo que ocasionan una interrupción de la translocación hacia debajo de materiales orgánicos, carbohidratos, auxina y otros factores de crecimiento. Esos materiales se acumulan cerca del

⁷¹ SIURA, Sagay, *Acodos y propagación vegetativa natural*,
<http://www.lamolina.edu.pe/pruebas1/2010/agronomia/dhorticultura/html/apuntesdeclase/PP.ACODOS.PP.VV.NN.pdf>

⁷² HUANCA Wildor, *Op. Cit*, p 8

*punto de tratamiento y se efectúa enraizado en esa zona general aun cuando la rama está todavía unida a la planta madre.*⁷³

“El tallo acodado se abastece de agua y sales minerales. (xilema/planta madre) e interrumpe la traslocación de nutrientes y por el floema, descortezado, estrangulamiento, raspado de la corteza, doblado del tallo, etc. Carbohidratos, auxinas, cofactores, etc, se acumulan en zona de corte para formación de raíces.”⁷⁴

3.7.1.5. Pasos para realizar un acodo

Seleccionar una rama sana y vigorosa.

- *Eliminar las hojas que se encuentren en donde se va a realizar el acodo.*
- *Realizar una incisión transversalmente en forma anular de uno a dos centímetros (1 a 2 cm) de ancho.*
- *Levantar y remover totalmente la corteza, formando un anillo completo.*
- *Aplicar en la parte superior de la incisión o anillo, producto hormonal en polvo.*
- *Cubrir el corte o anillo con un material o sustrato de tenga alta capacidad de retención de humedad (musgo, suelo franco arcilloso), formando una masa uniforme y compacta alrededor del mismo.*
- *Envolver el sustrato con polietileno (plástico negro o blanco), papel aluminio u otro material que permita conservar la humedad y no se deteriore por el manipuleo y medio ambiente.*
- *Amarrar muy bien los extremos de la envoltura del sustrato*
- *Revisar la formación de raíces*
- *Cuando haya buena emisión y desarrollo de raíces, cortar la rama después del corte anular, sin ocasionar daño a las nuevas raíces.*
- *Cuando la planta obtenga un buen desarrollo físico y no presente problemas fitosanitarios, se lleva a sitio definitivo.*⁷⁵

⁷³ HUANCA Wildor, Op, Cit, p. 8-9

⁷⁴ SIURA, Sagay, Op, Cit, p 4

⁷⁵ ROJAS, Salvador, y otros, Op, Cit, p. 27

3.7.2. Estacas y Esquejes

“Como norma general los brotes (estacas o estaquillas) en las especies de árboles caducifolios se han de utilizar cuando estén con consistencia herbáceas o tierna, y por tanto no lignificado; en las especies perennifolias deben estar bien maduros”.⁷⁶

El estaquillado se fundamenta en la propiedad que tienen muchas plantas para regenerar órganos nuevos. Esto se debe a las características de las células vegetales, la totipotencia, es decir, que cada célula vegetal contiene la información genética para reconstruir todas las partes de la planta y sus funciones y la dediferenciación, o capacidad de que células diferenciadas, es decir maduras, vuelvan a la condición meristemáticas y desarrollen un punto de crecimiento nuevo, por ejemplo de una raíz o de un tallo.

El lugar de formación de las raíces adventicias según la especie. Por ejemplo, en el parénquima (tomate), entre los haces vasculares (ricino) y en las especies leñosas, generalmente dentro del tallo (endógicamente) cerca del cilindro vascular.⁷⁷

3.7.2.1. Estacas

La propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en un sustrato, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación de la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. No todas las partes vegetativas de la planta arbórea sirven para estacas, las de fácil enraizamiento se obtienen de madera dura y las de difícil enraizamiento de madera tierna. Se define como madera dura, aquellas ramas de uno o más años de edad y madera tierna las ramas menores de un año de edad, que aún se encuentran en proceso de crecimiento y plena actividad fisiológica. Cuando se trate de madera dura, se deben obtener de aquellas ramas más maduras que correspondan a zonas basales de las mismas, debido a que la garantía de su prendimiento es mayor.⁷⁸

Una parte del tallo se separa de la planta madre, se coloca bajo condiciones ambientales favorables y se induce a la formación de raíces y tallo produciendo así una nueva planta independiente idéntica a la planta madre de la cual procede.⁷⁹

Generalmente se utilizarán fragmentos de tallos u hojas para que regeneren raíces en el primer caso, y raíces y tallos en el segundo, con lo que se obtienen individuos completos. Puesto que se trata de una multiplicación

⁷⁶ RUANO, Rafael, Op, Cit, p. 67

⁷⁷ PINA, José, Op. Cit. p. 178

⁷⁸ ROJAS, Salvador, Op, Cit, p. 14

⁷⁹ HUANCA Wildor, Op. Cit, p. 16

vegetativa, los individuos obtenidos tienen (salvo mutación) la misma dotación genética y el mismo estado sanitario que la planta originaria (planta madre)⁸⁰

*Las estacas con madera dura con más frecuencia se usan en la propagación de plantas leñosas caducifolias. El material de propagación para estacas debe obtenerse de plantas madres sanas, y moderadamente vigorosas y que crezcan a plena luz. No se debe seleccionar madera de crecimiento exuberante con entrenudos anormalmente largos o de ramas pequeñas y débiles que crezcan en el interior de la planta. La madera más conveniente es aquella de tamaño y vigor moderados. Las estacas deben tener almacenada una amplia provisión de materias alimenticias para nutrir a las raíces y tallos en desarrollo hasta que sean capaces de hacerlo por sí mismos.*⁸¹

3.7.2.2. Ventajas de la propagación por estacas

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

- 1. Simplicidad del procedimiento.*
- 2. Absoluta homogeneidad en todos los árboles obtenidos.*
- 3. Obtención de un gran número de árboles a partir de una sola planta madre.*
- 4. Cultivos más cortos debido a la rapidez de esta técnica.*
- 5. Ausencia de problemas de incompatibilidad entre dos partes vegetativas.*
- 6. Perfecta conservación de las características clonales.*
- 7. Necesidad de poco espacio.*
- 8. Se evita la dependencia hacia el uso de semillas.*
- 9. Es posible lograr un control preciso del parentesco.*⁸²

⁸⁰ PINA, José, Op, Cit, p. 178.

⁸¹ RUIZ Vicente, Op, Cit, p 15-18

⁸² MERLIN , Harold, Op, Cit, p.33

3.7.2.3. Desventajas de la propagación por estacas

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

- 1. Imposibilidad de una resistencia especial de la raíz a condiciones desfavorables.*
- 2. Reducidos porcentajes de prendimiento en algunas especies y variedades.*
- 3. Producción limitada del material madre.*
- 4. Riesgos de plagas y enfermedades, parcialmente peligroso para el clon.⁸³*

3.7.2.3. Bases fisiológicas para el enraizamiento de estacas

3.7.2.3.1. Formación de raíces adventicias

La formación de raíces adventicias en estacas, por ejemplo, es una respuesta a la lesión ocasionada con la preparación de la misma. Durante el corte realizado para la obtención de la estaca se lesiona las células de la superficie cortada quedando expuestos los haces del xilema. Consecuentemente se produce la cicatrización y regeneración en las siguientes fases:

Al morir las células externas lesionadas se realiza un proceso de suberificación y taponamiento del xilema con goma, a fin de evitar la desecación.

Al cabo de unos días, las células vivas ubicadas debajo de esta placa de corcho empieza a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima conocida como callo.

La formación de raíces adventicias empieza a ocurrir en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema.⁸⁴

Cuando se hace una estaca, las células vivientes que están en las superficies cortadas son lesionadas, quedando expuestas las células muertas y conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos:

En primer lugar, al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación. A continuación, y luego de unos cuantos días, las células que

⁸³ MERLIN , Harold, Op, Cit, p.34

⁸⁴ CABRERA , Wilder, Op, Cit, p 5

están detrás de esa placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo). Posteriormente a esto, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1998).

Por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca de y justamente fuera del núcleo central del tejido vascular. Al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos usuales de la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo de que se originan. Las raíces adventicias usualmente se originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, justo fuera del cambium (Hartmann y Kester, 1998).

En plantas leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, en las estacas de tallo normalmente se originan de células de parénquima vivientes, primordialmente en el xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como los radios vasculares, el cambium, el floema, las lenticelas o la médula (Hartmann y Kester, 1998).⁸⁵

3.7.2.3.2. Nacencia (Cambios anatómicos) de raíces adventicias.

La raíz nace siempre en un radio medular a media distancia de los dos haces libero-leñosos que los bordean y más raramente en el borde de un haz. Para salir al exterior. La raíz debe atravesar la corteza, lo que no puede hacer directamente; pero la capa más interna de la zona suberosa se vuelve activa y se forma una capa de células de paredes muy delgadas y alargadas radialmente que levanta hacia arriba la corteza. Las células que unen lateralmente los radios medulares y los haces libero-leñosos se vuelven también generatrices y engendran una capa de células análoga a la precedente, separando a los lados los haces. Entonces la raíz no tiene delante de sí una porción de radio medular aislado en medio del tejido de paredes delgadas; este tejido blando es empujado por la raíz hacia afuera y lo dirige a medida que va creciendo.⁸⁶

3.7.2.3.3. Formación del “callo”

Normalmente, una vez que se han hecho las estacas y se han colocado en condiciones favorables para el enraíce, se forma un callo en el extremo basal. Este callo está constituido por una masa irregular de células parenquimatosas en diversos estados de lignificación. El crecimiento del callo se origina de las células de la región del cambium vascular y el floema adyacente, aunque diversas células de la corteza y de la médula también pueden contribuir a su formación. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo esto a la suposición de que la

⁸⁵ SALVARREY, María, Op, Cit, p.14

⁸⁶ RUIZ, Vicente, Op, Cit, p 20-21

*formación del callo es esencial para el enraizamiento. Sin embargo, la formación del callo y de raíces son procesos independientes, pero el hecho de que con frecuencia ocurran de manera simultánea se debe a su dependencia de condiciones internas y ambientales análogas, siendo ventajosa la presencia del citado callo como protección de la base de la estaca.*⁸⁷

3.7.2.4. Efecto de yemas, hojas y tallos en el enraizamiento

3.7.2.4.1. Efecto de las yemas en el enraizamiento.

*Numerosos ensayos realizados en la propagación por estacas sugieren que la presencia de yemas terminales o laterales en la estaca para promover la formación de raíces adventicias. Aparentemente la formación de raíces adventicias está estimulada por otras sustancias distintas a las auxinas y que tienen su punto de origen en las yemas. En ciertas plantas la remoción de las yemas de las estacas detiene casi por completo la formación de raíces.*⁸⁸

3.7.2.4.2. Efecto de las hojas en el enraizamiento.

*Se tiene conocimiento de que la presencia de hojas en las estacas ejerce una gran influencia estimulante sobre la iniciación de raíces adventicias. Como ya es sabido las hojas son los productores de fotosintatos (carbohidratos) que ayudarán a la formación de las nuevas raíces, pero además éstas son productoras de otras sustancias que afectan directamente la formación de raíces como por ejemplo las auxinas, cuyo efecto ya ha sido mencionado anteriormente.*⁸⁹

3.7.2.4.3. Estructura y Efecto de los tallos en el enraizamiento

El desarrollo de un anillo de esclerénquima continuo entre el floema y la corteza, al exterior del punto de origen de las raíces adventicias y el cual a menudo está asociado con la maduración, posiblemente constituye una barrera anatómica para el enraizamiento. En un estudio de estacas de olivo, este anillo estaba asociado con tipos de estacas difíciles de enraizar, mientras que aquellos de enraizamiento fácil se caracterizaban por la discontinuidad del anillo continuo de esclerénquima. Las estacas con hojas de tipos de enraizamiento difícil que tienen un anillo continuo de esclerénquima, al ser colocadas a enraizar bajo niebla, mostraron una proliferación activa de las células de radio del parénquima, resultante en la ruptura de la continuidad del anillo de esclerénquima, con lo cual se hizo posible el enraizamiento de tallos anatómicamente inadecuados para ello. También en estacas de otras especies se han observado casos de la

⁸⁷ RUIZ, Vicente, Op, Cit, p. 22

⁸⁸ CABRERA, Wilder, Op, Cit, p. 10-11

⁸⁹ CABRERA, Wilder, Idem, p. 12

asociación de cultivares difíciles de enraizar en presencia de un anillo de esclerénquima altamente lignificado (Hartmann y Kester, 1998).

Aunque en algunos casos una envoltura de tejido lignificado en los tallos quede actuar como una barrera mecánica para la emergencia de las raíces, existen tantas excepciones a ello que ciertamente no puede ser una causa primaria de la dificultad de enraizamiento. Es más probable que el enraizamiento esté relacionado con la formación de las células iniciales de raíces que con la restricción mecánica de un anillo de esclerénquima que impida la emergencia de las mismas (Hartmann y Kester, 1998). Algunos tipos de estructura de los tallos o relaciones de tejidos en los mismos pueden ser más favorables que otros para la iniciación de los primordios de raíces. La formación de las raíces adventicias puede depender también de ciertos factores inherentes no translocables, determinados por el genotipo de las células individuales del tejido. Sin embargo, es probable que para establecer condiciones que favorezcan la iniciación de raíces existan interacciones entre ciertos factores fijos o no-móviles situados dentro de las células, tal vez ciertas enzimas, y nutrientes fácilmente conducibles y factores endógenos del enraizamiento (Hartmann y Kester, 1998)

“En algunos casos de estacas de tallos maduros se observa que la presencia de una capa de esclerénquima continuo constituye una barrera mecánica para la emergencia de las raíces adventicias ya que dicha capa se ubica exteriormente al punto de origen de las raíces”.

3.7.3 Etiolado

“Es una técnica de modificación de los tejidos vegetales verdes (con cloroplastos) en tejidos sin cloroplastos, blancos y muy semejantes a las raíces. Esto se consigue privando de la luz a una parte o a toda una planta. Desde hace mucho tiempo se sabe que la etiolación es sumamente eficaz para incrementar la formación de raíces adventicias en tejidos de tallos.”⁹⁰

Etiolar una parte de una planta, es decir, una rama o brote: Consiste en privar de la luz un trozo del tallo de una rama verde, esperar a que pasen unos meses, al ser verde, crece y el trozo que no tiene luz pierde los cloroplastos, se blanquea y etioliza, emitiendo a veces primordios radicales en forma de puntitos blancos. Eso se consigue simplemente rodeando el tallo con una cinta negra de plástico durante unos meses. Una vez etiolado el tallo se pueden seguir dos caminos: 1---Hacer en él un acodo simple o un

⁹⁰ LEGUIZA Alberto, “Guía para la conformación, enriquecimiento, manejo y aprovechamiento sostenible del bosque protector productor. Bogota- Colombia 1995, p 96

acodo aéreo con el método habitual. Al estar previamente etiolado, las posibilidades de éxito son mayores. 2---Cortar la rama o brote con el tallo etiolado y sembrarlo con o sin hormonas de enraizado en un sustrato adecuado, como se hace con los esquejes, pero con la ventaja de que, al estar previamente etiolados, enraízan con mucha más facilidad.⁹¹

El ahilamiento o etiolado consiste en hacer crecer los brotes, de los que se obtendrán las estacas, en completa oscuridad, adquiriendo así las características blanquecinas y alongadas del ahilamiento. La porción basal de las ramas, donde se desarrollan los iniciadores de raíz, se mantienen bajo esas condiciones de ahilamiento cubriéndola con una cinta negra, u otro procedimiento similar y dejando que la porción terminal con hojas se desarrolle a la luz, adquiriendo así un tipo de crecimiento normal. Con el ahilamiento se consigue una mayor acumulación de auxinas, observándose también un aumento de células parenquimatosas y mayor cantidad de tejidos en un estado menos diferenciado.⁹²

3.7.2.5. Etiolación y su efecto en la rizogénesis

Según BASUK y MAYNARD (1987), la etiolación aumenta considerablemente la sensibilidad del tallo a la auxina. Factores translocados que han sido producidos lejos de un segmento etiolado, también aumentan el efecto de la etiolación. La etiolación induce cambios anatómicos en los tejidos del tallo que podrían incrementar la iniciación de primordios radicales, principalmente por las células parenquimáticas indiferenciadas y la falta de barreras mecánicas. La etiolación también ha sido asociada con cambios en las sustancias fenólicas, las que podrían actuar como cofactores auxínicos o inhibidores de la AIA oxidasa.⁹³

3.8. SUSTRATO

El sustrato recomendado para la propagación está compuesto de 1 parte de tierra negra, 2 partes de tierra de la zona, 0.5 parte de cascajo.

Este sustrato proporciona las características física, químicas y biológicas más deseables para el crecimiento y desarrollo óptimo de las plántulas, las propiedades de este sustrato definitivo no son la suma entre las propiedades de los diferentes componentes, sino el resultado de la interacción entre ellos el mismo que posee gran cantidad de micro poros.

⁹¹ Etiolación , <http://www.oocities.org/es/ircplantas/etiologia.htm>

⁹² RUIZ, Vicente, Op, Cit, p 28

⁹³ RODRIGUEZ, Alvaro, *Implementación de las técnicas de etiolación y acodo y micro clonación*, Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía, Quillota-Chile-2003, 69 páginas.

Además tiene las características de brindar suficiente porosidad para permitir un libre intercambio gaseoso, es un sustrato suelto que permitirá la penetración de las raíces y el desarrollo de la plántula.

3.8.1. Funciones del sustrato

Las plantas requieren continuamente agua para su crecimiento y para otros procesos fisiológicos como la transpiración; dicho agua debe ser suministrada por el medio de cultivo (sustrato) en que se encuentran. Dado el limitado volumen de las pequeñas fundas, el sustrato debe tener una alta capacidad de absorción y retención hídrica.

Las raíces de las plantas están constituidas por tejidos vivos que necesitan gastar energía para crecer y para los procesos fisiológicos. La energía para dichas actividades fisiológicas es generada por la respiración aerobia, lo cual requiere un suministro continuo de oxígeno. El producto de esta respiración es CO₂, el cual puede acumularse en niveles tóxicos, si no se dispersa en la atmosfera. Por consiguiente, el sustrato debe ser lo suficiente poroso, como para proporcionar un cambio eficiente de oxígeno y dióxido de carbono.⁹⁴

3.8.2. Características de un sustrato óptimo

Factores químicos

Capacidad de intercambio catiónico (CIC).-

Nivel de nutrientes

Factores físicos

Aireación

Capacidad de almacenamiento de agua

Tamaño de las partículas

Densidad

Uniformidad⁹⁵

Oxígeno.- *Necesario para la respiración de las raíces. El sustrato debe tener por tanto, una elevada porosidad de aire, es decir de poros “grandes”*

⁹⁴ RUANO, Rafael, Op, Cit, p. 122

⁹⁵ RUANO, Rafael, Idem, p. 121-122

y abiertos que permitan su almacenamiento y transferencia con el ambiente. Se recomienda valores de un 20 – 30 %

Agua.- El sustrato debe poder almacenar una elevada cantidad de agua que, a la vez sea fácilmente disponible para la planta evitando, en todo caso, riesgos de saturación y asfixia de raíces. El agua queda retenida por los poros “pequeños” del sustrato. Son recomendables valores de un 20-30% de agua fácilmente disponible.

PH- Regula la solubilidad y la disponibilidad de los nutrientes minerales. En sustratos orgánicos el Ph debe estar comprendido preferiblemente entre 5-6. Con frecuencia es preciso neutralizar la acidez de los sustratos turbosos, lo que se hace mediante la adición de caliza o dolomita.

CIC.- La capacidad de intercambio catiónico depende del contenido y tipo de arcillas y materia orgánica que forman el complejo de cambio de sustrato. El complejo retiene los nutrientes evitando su pérdida por lavado y, a medida que la planta absorbe los contenidos en la solución del suelo, pasan a éste desde el complejo, por lo que actúa a modo de “tampón”.

Otras propiedades.- Libre de malas hierbas, sustancias fitotóxicas, bajo coste poca densidad, fácil manejar, disponibilidad, homogeneidad, etc.⁹⁶

⁹⁶ PINA, José, Op, Cit, p. 327-328

4. UBICACIÓN

4.1. Ubicación Política Territorial

4.1.1. País	Ecuador
4.1.2. Provincia	Pichincha
4.1.3. Cantón	Cayambe
4.1.4. Parroquia	Cangahua
4.1.5. Comunidad	“San José”
4.1.6. Sector	“Los Andes”

Fuente: IGM 2009

4.2. Ubicación Geográfica

4.2.1. Longitud	78° 08` 14`` E
4.2.2. Latitud	0° 0` 19`` N
4.2.3. Altitud	3460 m.s.n.m

Fuente: IGM 2009

4.3. Condiciones Climáticas

4.3.1. Temperatura:	7 °C a 22 °C
4.3.2. Precipitación:	800 mm anuales
4.3.3. Heliofanía:	183,7 (horas/sol) año
4.3.4. Vientos:	10.5 m/s en la dirección SE
4.3.5. Heladas:	Son frecuentes en los meses de Junio, Julio, Agosto y Septiembre

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materiales

- ❖ Material vegetativo (Acodos aéreos, Tallos etiolados, estacas y esquejes de Yagual)
- ❖ Sustrato (Tierra negra, Tierra de la zona, cascajo)
Materiales para Acodos aéreos
- ❖ Fundas plásticas transparentes
- ❖ Fundas negras
- ❖ Piola
- ❖ Estilete
Materiales para Tallo etiolados
- ❖ Cinta negra
- ❖ Fundas de polietileno 4 x 6 pulgadas
- ❖ Sustrato
- ❖ Tijera de podar
Materiales para estacas y esquejes
- ❖ Fundas de polietileno 4 x 6 pulgadas
- ❖ sustrato
- ❖ Tijera de podar
Materiales utilizados en general en la investigación
- ❖ Cámara fotográfica
- ❖ Estufa
- ❖ Balanza eléctrica
- ❖ Regadera
- ❖ Sarán
- ❖ Cuaderno de campo
- ❖ Regla
- ❖ Postes
- ❖ Rastrillo
- ❖ Carretilla
- ❖ Pala
- ❖ Azadón

5.2. Métodos

5.2.1. Análisis estadístico

En la presente investigación se utilizó un Análisis estadístico descriptivo.

5.2.2. Tratamientos

T1	Acodos aéreos
T2	Tallos etiolados
T3	Estacas
T4	Esquejes

5.2.3. Unidad experimental

La unidad experimental estuvo constituida por 150 plantas para cada tratamiento (acodos aéreos, tallos etiolados, estacas y esquejes)

5.2.4. Variables y métodos de evaluación

5.2.4.1. Porcentaje de Mortalidad

Para determinar el porcentaje de mortalidad, se contó el número de estacas, esquejes, tallo etiolado y acodos aéreos, que sobrevivieron, se hizo la respectiva relación con la cantidad plantada y se obtuvo un valor porcentual. Esta variable se evaluó a los 120 días de instalado el ensayo.

5.2.4.2. Largo de raíz principal

A partir de los 75 días de instalado el ensayo, se escogió 5 unidades al azar de cada tratamiento y se procedió a medir en centímetros con una regla desde la base del tallo hasta el ápice de la raíz más larga. Luego, la misma evaluación se realizó cada 15 días hasta finalizar la investigación a los 120 días, donde ya se midió a todas las estacas, esquejes, tallos etiolados y acodos aéreos que sobrevivieron

5.2.4.3. Peso de materia seca (MS) del sistema radicular

Para evaluar esta variable, a los 75 días se seleccionó al azar 5 unidades de cada tratamiento a las cuales se cortó las raíces y se pesó, inmediatamente dichas raíces se introdujeron en las fundas de papel y se llevó a la estufa a 104°C por 24 horas, seguido se volvió a pesar, y se obtuvo el promedio del peso de la materia seca (MS) de cada tratamiento. Esta variable se evaluó cada 15 días hasta la finalización de la investigación esto a los 120 días, donde se midió a todo el material vegetal

5.2.4.4. Peso de materia seca del área foliar (MS).

Para esta variable, a los 75 días se escogió al azar 5 unidades de cada tratamiento, a las cuales se cortó el área foliar y se procedió a pesar, inmediatamente se introdujo en las fundas de papel y se llevó a la estufa a 104°C por 24 horas, seguido se volvió a pesar, y así se obtuvo el promedio del peso de la materia seca (MS) de cada tratamiento. Luego cada 15 días se realizó la misma actividad hasta la finalización de la investigación esto a los 120 días que fue la última toma de datos.

5.2.5. Análisis económico

Para la siguiente investigación se realizó un análisis de costo/ beneficio para determinar el tratamiento económicamente más rentable

6. MANEJO ESPECÍFICO DEL EXPERIMENTO

6.1. Preparación del sustrato

El sustrato utilizado en la investigación estuvo compuesto de 1 parte de tierra negra, 2 partes de tierra de la zona, 0.5 parte de cascajo.

6.2. Preparación de acodo aéreos

1.- Se seleccionaron tallos de aproximadamente 1 cm de diámetro, ubicados en la parte media del árbol.

2.- Con un estilete, se realizó dos cortes paralelos con 1cm de separación en la corteza



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 1. Corte paralelo con estilete, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

3. A continuación se extrajo cuidadosamente la corteza.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 2. Extracción de la corteza, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

3.- Seguidamente, se colocaron 250 gramos de sustrato sobre el corte realizado, tratando de que éste quede bien cubierto



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 3. Sustrato para acodo aéreo, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

4.- Posteriormente, se cubrió el sustrato con plástico transparente, con el fin de observar el aparecimiento de nuevas raíces sin necesidad de retirar dicho material, mismo que fue atado con una cuerda, con el objeto de evitar su desprendimiento.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 4. Acodo envuelto con plástico transparente, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

6.- Sobre el plástico transparente se colocó plástico negro, quedando así aislado del sol.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 5. Acodo envuelto con plástico negro, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

7.- A los 75 días que se comenzó a evaluar las variables, se cortó los acodos aéreos de aproximadamente 15 cm de longitud



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 6. Acodo enraizado, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

8.- Al ser cortados los acodos aéreos se retiró el material negro y transparente, y se limpió la tierra que envolvía las raíces y se procedió a realizar las respectivas mediciones, en los intervalos de tiempos mencionados.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 7. Limpieza de tierra, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 8. Extracción de raíces en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

9.- Con la utilización de una tijera de podar se extrajo el área foliar (hojas) y se procedió a realizar las respectivas mediciones.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 9. Extracción del área foliar, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

6.3. Pasos que se realizó en la Etiolación

- 1.- Para realizar el proceso de etiolación se seleccionaron tallos de aproximadamente 1 cm de diámetro, ubicados de la parte media del árbol.
- 2.- Estos tallos fueron cubiertos aproximadamente 10 cm con una cinta plástica negra, sujeta con cinta adhesiva durante 30 días.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 10. Tallo envuelto con cinta negra, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

- 3.- Con la ayuda de la tijera de podar se cortaron los tallos etiolados, de aproximadamente 30 cm de longitud desde la base de la cinta negra y se retiró la cinta.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 11. Tallo etiolado retirando la cinta negra, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

4.- Posteriormente, se procedió a introducir cada tallo etiolado en el sustrato de enraizamiento que se utilizó para la investigación.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

FOTOGRAFÍA 12. Tallo etiolado listo para introducirlo en la funda, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

6.4. Recolección y preparación de estacas

Se seleccionaron árboles sanos y vigorosos de aproximadamente 2.5 metros de altura y con la ayuda de la tijera de podar se extrajo material vegetal de la parte media del árbol

Esta actividad se realizó por la mañana, con la finalidad de evitar la deshidratación, material que se trasladó inmediatamente a la platabanda dentro del vivero donde se realizó la investigación.

Se seleccionaron estacas de aproximadamente 1 cm de diámetro y 25 cm de longitud y 3 yemas foliares. El corte de la estaca se realizó aproximadamente 6 cm por debajo del primer nudo o yema foliar y con el uso de la tijera de poda se quitó una parte de las hojas fisiológicamente maduras dejando solo el área apical.

Luego se humedeció el sustrato y ya listas las estacas, se las introdujo alrededor del 50% de su longitud al interior de las fundas de polietileno de 4x6 pulgadas y 0,15 mm de espesor.

Colocadas todas las estacas en la platabanda, se procedió a realizar un riego y colocar un tinglado o sombra a base de sarán, a 30 cm de altura desde la parte superior de las estacas.

Los riegos se los realizó cuatro a cinco veces por semana dependiendo del clima, con una lámina de riego constante de 8 mm.

6.5. Recolección y preparación de esquejes

Se seleccionaron árboles sanos y de aproximadamente 2.5 metros de altura y con la ayuda de la tijera de podar se extrajo el material vegetal de su tercio superior y se lo trasladó a las platabandas del vivero donde se realizó la investigación.

Con la ayuda de una tijera de podar se cortaron los esquejes o en este caso los brotes jóvenes, aproximadamente de 1 cm de diámetro y una longitud de 25 cm, este corte fue realizado por debajo de un nudo a 6 cm.

Seguidamente se quitó el 60 % de las hojas maduras dejando el 40 % restante de la parte apical

Previamente antes de introducir los esquejes o tallos jóvenes en las fundas de polietileno con sustrato, este fue regado para obtener la humedad adecuada.

Ya listos los tallos jóvenes, se los introdujo alrededor del 50% de su longitud al interior de las fundas de polietileno de 4x6 pulgadas y 0,15 mm de espesor.

Introducidos todos los tallos jóvenes en la platabanda, se procedió a realizar un riego y colocar un tinglado o sombra a base de sarán, a 30 cm de altura desde la parte superior de las estacas.

Los riegos se los realizó cuatro a cinco veces por semana dependiendo del clima, con una lámina de riego constante de 8 mm.

6.6. Preparación y nivelación del terreno que se implementó en la investigación

6.6.1. Preparación

Primeramente se sacó todas las malezas y la basura con la ayuda de un azadón y azadilla luego se pasó el rastrillo dejando de esta manera el piso del ensayo limpio sin malezas.

6.6.2. Nivelación del terreno

Se igualó el terreno con una pala cuadrada dejándola totalmente claro, para homogenizar el piso se utilizó un codal.

6.6.3. Preparación del sustrato

Se mezcló 1 parte de tierra negra, 2 partes de tierra de la zona, 0.5 partes de cascajo.

6.6.4. Enfundado

Para llenar el sustrato en las fundas se lo realizó a mano dejando la tierra no muy compacta, tratando de evitar que se formen vacíos en el medio, tomando en cuenta que las fundas estén muy bien llenas Se utilizó fundas de polietileno de 4x6 pulgadas y 0,15 mm, de espesor.

6.6.5. Riego

El riego se realizó en horas de la mañana y al atardecer, se realizó 3 a 4 riegos por semana con una regadera de mano en el primer mes, esto dependió de la necesidad de la planta *Polylepis incana* y del clima.

6.6.6. Sombra

Se colocó sarán para que no llegue los rayos ultravioletas directamente para evitar la deshidratación y también que se quemen las hojas, el sarán se colocó a 30 cm por encima de cada estaca, acodo y esqueje, con piolas en los extremos del sarán se amarró en las estacas que se colocarán en las esquinas dejando lo más templado posible.

6.6.7. Limpieza

La limpieza es decir el deshierbe se realizó manualmente en las fundas a los dos meses de la plantación y para la limpieza de los caminos se utilizó una azadilla y rastrillo.

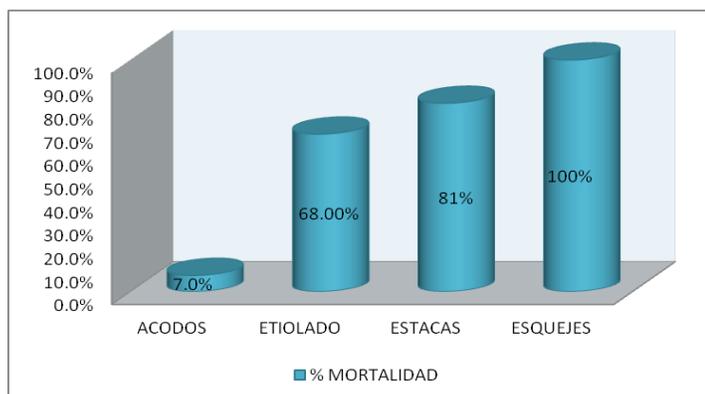
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Porcentaje de Mortalidad (%)

CUADRO 1. Porcentaje de mortalidad, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

TRATAMIENTOS	MORTALIDAD (%)
ACODO AÉREO	7
ETIOLADO	68
ESTACAS	81
ESQUEJES	100

FUENTE: La investigación
ELABORADO: Por el Autor



FUENTE: La investigación
ELABORADO: Por el Autor

Gráfico 1. Porcentaje de mortalidad, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

A los 120 días de haber establecido la investigación se pudo observar que el porcentaje de mortalidad es bastante variable para cada uno de los tratamientos (cuadro 1, gráfico 1); es así que en el T1 (acodos aéreos) observamos un 7% de mortalidad siendo el mejor de los tratamientos en comparación con los demás, es decir que de los 150 acodos realizados 11 no presentaron rizogénesis; en el T2 (tallos etiolados) observamos un 68 % de mortalidad, es decir que de los 150 tallos etiolados 102 no sobrevivieron al final de la investigación; en el T3 (estacas) se observó 81 % de mortalidad es decir que de 150 estacas 122 no sobrevivieron, en el T4 (esquejes) se observó 100% mortalidad es decir que de las 150 estacas ninguna sobrevivió.

De acuerdo a los datos indicados anteriormente (CUADRO 1), el tratamiento T1 acodos aéreos es el mejor ya que tuvo el menor porcentaje de mortalidad, al respecto Ramírez-Villalobos y Urdaneta-Fernández, 2004 señalan que el acodo aéreo por permanecer ligado a la planta madre, ésta le aporta compuestos orgánicos, carbohidratos, auxinas y otros factores del crecimiento y no deja que muera el acodo aéreo.

El tratamiento que se encuentra en segundo lugar es el T2 (tallos etiolados), BASUK y MAYNARD (1987) señalan que la etiolación ayuda a que el tallo guarde reservas y concentre auxinas y esto favorecerá una pronta brotación y evitará su muerte.

Luego tenemos a las estacas, con el mayor porcentaje de mortalidad, al respecto varios autores señalan que las yemas y las hojas son el asiento privilegiado de una cierta forma de “memoria” que dirige a las células hacia la organización de meristemas radicales. El hecho de tomar una estaca y de separarla de la planta madre parece que suprime ciertas correlaciones y su efecto es más profundo en algunas especies, quizá el yagual está dentro de ésta.

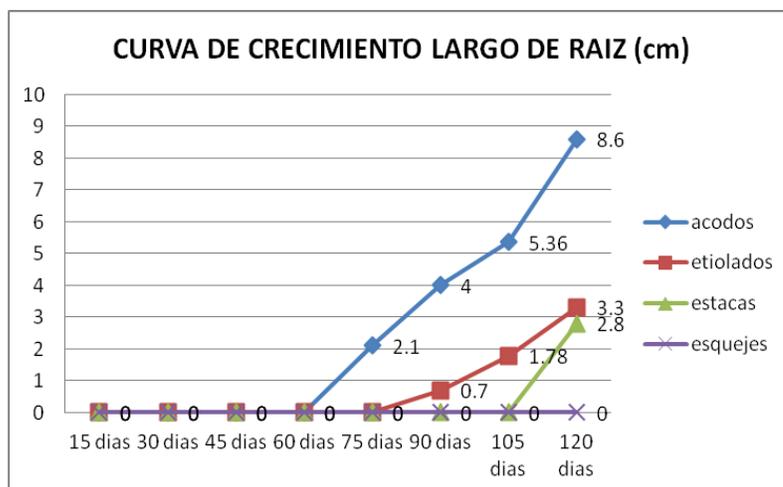
Finalmente se encuentran los esquejes que presentaron 100% de mortalidad, según (RUANO) en las especies de hoja perenne se recomienda utilizar estacas lignificadas y no esquejes, debido a que al ser de madera tierna se deshidratan fácilmente perdiendo carbohidratos; además los esquejes al ser demasiado tiernos no tienen un buen balance hormonal afectando a la cicatrización de las heridas y al desarrollo de raíces.

7.2. . Largo de raíz (cm)

CUADRO 2. Promedios de largo de raíz en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador-2012.

LARGO DE RAÍZ (cm)								
Días	15 DIAS	30 DIAS	45 DIAS	60 DIAS	75 DIAS	90 DIAS	105 DIAS	120 DIAS
Tratamientos					Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
acodos aéreos	-	-	-	-	2.1	4	5.36	8.6
etiolados	-	-	-	-	-	0.7	1.78	3.3
estacas	-	-	-	-	-	-	-	2.8
esquejes	-	-	-	-	-	-	-	-

Fuente: La Investigación
Elaborado por: El autor



Fuente: La investigación
Elaborado por: El Autor

Gráfico 2. Promedios para largo de raíz, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

En el cuadro 2 y gráfico 2, se puede observar que hasta los 60 días no existe presencia de raíces en ninguno de los tratamientos, siendo a los 75 días donde ya existe respuesta para los acodos con promedio de 2.1 cm. Quince días después de ser evaluados los tratamientos, esto es a los 90 días, hay un crecimiento de raíz, en los acodos donde ya existen un promedio de 4 cm; mientras que en los tallos previamente etiolados ya se inicia el enraizamiento con un promedio de raíz de 0.7 cm. Nuevamente se evaluó 15 días después es decir a los 105 días y se observa una fuerte tendencia de crecimiento en los acodos con un promedio de 5.36 cm, tallos etiolados con un promedio de 1.78 cm. Finalmente a los 120 días de evaluación de los tratamientos se observó a los acodos con un promedio de largo de raíz de 8.6 cm, los tallos etiolados con un promedio de 3.3 cm, ya existe una respuesta en estacas con un promedio de 2.8 cm; los esquejes no tuvieron respuesta hasta el final del ensayo.

De acuerdo a los resultados mencionados anteriormente, el tratamiento T1 (acodos aéreos), es el que tuvo mejor respuesta en esta variable, ya que inicia el enraizamiento en menor tiempo y con rápido incremento de tamaño llegando a 8.6 cm de largo de raíz al finalizar la investigación, esto podría estar explicado porque el acodo aéreo se mantiene ligado a la planta madre lo que permite principalmente que continúe

nutriéndose de ella, además de que según Ramírez-Villalobos y Urdaneta-Fernández, 2004), con el corte que se realiza a la corteza se produce la interrupción de la translocación acrópeta y basípeta de los compuestos orgánicos, carbohidratos, auxinas y otros factores del crecimiento, que se mueven a través del floema, lo cual favorece el enraizamiento de la rama que se encuentra unida a la planta.

En segunda instancia observamos al tratamiento T2 (tallos etiolados) con un promedio de 3.3 cm de largo de raíz al final del ensayo, es decir que si tiene un efecto positivo etiolar los tallos antes de introducir en las fundas con el sustrato, al respecto, BASUK y MAYNARD (1987), mencionan que la etiolación aumenta considerablemente la sensibilidad del tallo al efecto enraizador de las auxinas, ya que la etiolación induce cambios anatómicos en los tejidos del tallo que podrían incrementar la iniciación de primordios radicales, principalmente por las células parenquimáticas indiferenciadas y la falta de barreras mecánicas.

El tratamiento T3 (estacas), si bien tuvo un promedio de 2.8 cm de largo de raíz al finalizar la investigación y puede haber iniciado el enraizamiento al mismo tiempo que los tallos etiolados, presentó en general un bajo porcentaje de prendimiento, lo que puede deberse a varios factores así:

Hartmann y Kester (1995) mencionan que la relación de juvenilidad con el crecimiento de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja. Por lo tanto, en estacas de especies difíciles de enraizar como es este caso, sería útil entonces poder inducir a las plantas adultas, a producir brotes juveniles y rejuvenecimiento de ramas (Zimmerman, 1976) citado por Leakey, 1985).

Por otro lado, hay que considerar que la aptitud para formar nuevos individuos, depende en gran medida de la especie, de la edad de la planta, de la región de la planta de donde se recolecta el material para propagar, de las variaciones estacionales, (Franclet *et al.*, 1987; Lo, 1997), de la nutrición de la planta madre que ejerce una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas, además de factores internos, tales como el

contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y reservas de carbohidratos que también influyen en la iniciación de las raíces de las estacas (Hartmann y Kester, 1995).

De acuerdo a lo expuesto anteriormente, en ésta investigación es posible que haya tenido influencia directa la especie pues se conoce que el yagual es difícil de enraizar, por otro lado está el contenido de auxinas pues al parecer con adición de éstas se puede mejorar el enraizamiento y aquí no se utilizó ninguna y finalmente la nutrición pues los árboles utilizados no han tenido ningún manejo nutricional.

Por otro lado, Boutherin y Bron (2004), mencionan que un aumento de la intensidad luminosa en la planta madre, aumenta la producción del número de estacas, pero tiene tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento. Al respecto las plantas madre se encontraban ubicadas de tal manera que tenían buena luminosidad, lo que también puede haber reducido la capacidad de enraizamiento de las estacas, sin embargo para contrarrestar esta situación posterior a la siembra se colocó sombra para influir en el enraizamiento pero al aparecer no fue suficiente.

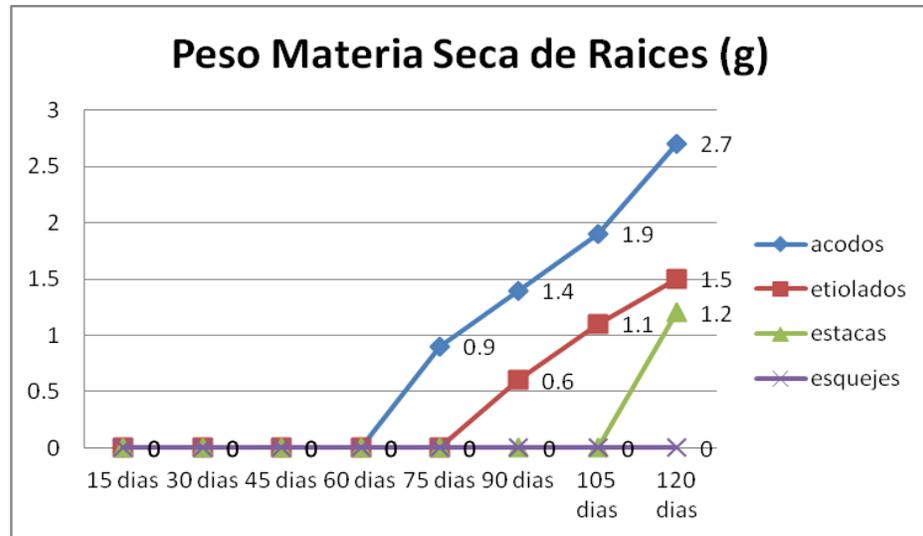
Finalmente, el tratamiento T4 (esquejes) no presentó raíces hasta el final de la investigación, esto posiblemente se debe a que según (RUANO) en las especies de hoja perenne se recomienda utilizar estacas lignificadas y no esquejes, debido a que al ser de madera tierna se deshidratan fácilmente perdiendo carbohidratos; además los esquejes al ser demasiado tiernos no tienen un buen balance hormonal afectando a la cicatrización de las heridas y al desarrollo de raíces.

7.3. Peso de materia seca (MS) del sistema radicular

CUADRO 3. Promedios para peso en gramos de materia seca de raíz, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

PESO MATERIA SECA DE RAÍCES (g)								
Días	15 DIAS	30 DIAS	45 DIAS	60 DIAS	75 DIAS	90 DIAS	105 DIAS	120 DIAS
Tratamientos					Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
acodos aéreos	-	-	-	-	0.9	1.4	1.9	2.7
Etiolados	-	-	-	-	-	0.6	1.1	1.5
Estacas	-	-	-	-	-	-	-	1.2
Esquejes	-	-	-	-	-	-	-	-

Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor



Fuente: La Investigación
 Elaborado por: El Autor

Gráfico 3. Promedios para peso de materia seca de raíz, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

A los 75 días que se realizó la primera evaluación de cada uno de los tratamientos se pudo observar que existe respuesta para los acodos aéreos con promedio de 0.9 g de peso de raíces. Quince días después de ser evaluados los tratamientos, esto a los 90 días hay un crecimiento en los acodos aéreos con un promedio de 1.4 g; y ya se observó en los tallos etiolados un promedio de 0.6 g. Nuevamente se evaluó 15 días después es decir a los 105 días y se observa un crecimiento en los acodos aéreos con un promedio de 1.9 g, los tallos etiolados con un promedio de 1.1 g. Finalmente a los 120 días se evaluó a los tratamientos y se observó a los acodos aéreos con un promedio de 2.7 g; los tallos etiolados con un promedio de 1.5 g; las estacas con un promedio de 1.2 g; en los esquejes no hubo respuesta hasta el final del ensayo, resultados que van a la par con la variable anterior.

Los datos indican que el T1 (acodo aéreo) es el que tuvo mejor peso de raíces, con un promedio de 2.7 g de materia seca, al finalizar la investigación, al respecto WEAVER

(1980) menciona que la cantidad de raíces en tallos acodados, puede facilitarse ya sea mediante el cingulado o el anillado del tallo. Con cualquiera de éstas técnicas, se interrumpe el floema y se detiene el desplazamiento ascendente de las hormonas y los asimilados de carbohidratos, de modo que se acumulan por encima del anillo estimulando la masa radicular, siendo este nuestro caso.

Por otra parte observamos al T2 (tallos etiolados) con un promedio de 1.5g de materia seca al finalizar la investigación, resultado algo similar al T3 (estacas) que tiene un promedio de 1.2g de masa radicular, sin embargo bastante diferente de los dos respecto a los acodos aéreos, lo que puede estar relacionado al hecho de que éste último sigue recibiendo nutrición directa de la planta madre por lo tanto tendrá mayor desarrollo. Sin embargo los tallos etiolados en relación a las estacas tienen mejor resultado en cantidad de prendimiento, al respecto, BASUK y MAYNARD (1987) señalan que la etiolación también ha estado siendo usada como un exitoso pre-tratamiento de propagación.

En este contexto, también para explicar el proceso de inducción de raíces, normalmente se recurre a la teoría de la rizocalina de Bouillene. Esta teoría, postulada en 1955, establece que un compuesto fenólico específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región de enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos (la auxina) y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-Oxidasa) completan un complejo (la rízocalina), que actúa como estimulante de la formación de raíces. Los factores que componen este complejo, junto a otros factores determinantes de naturaleza endógena y ambiental, harían posible el enraizamiento, mientras que la ausencia de alguno de ellos lo impediría (Bonga. 1983; Pardos, 1985; Hartmann Y Kester. 1990). Lo que puede también haber influido en estos resultados.

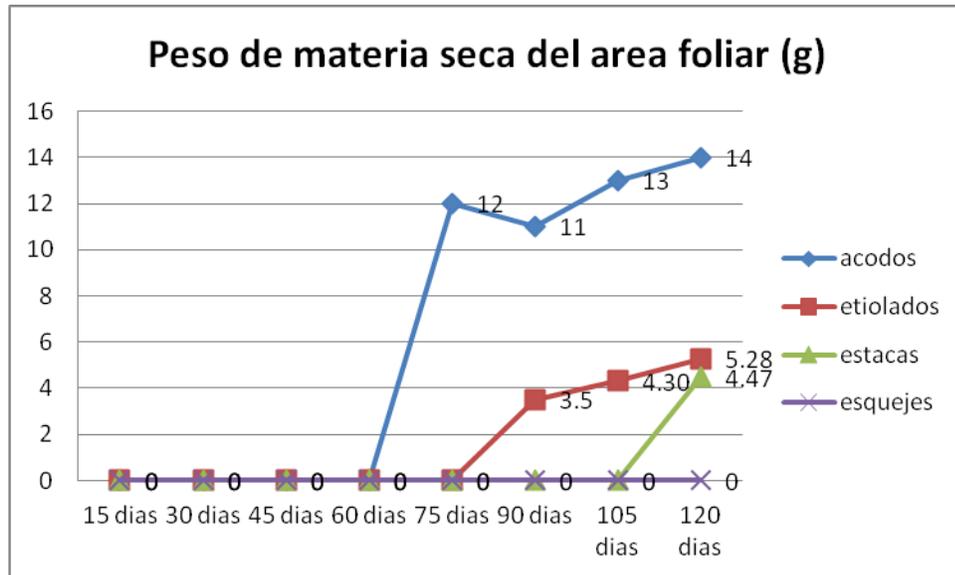
El T4 (esquejes) al no tener raíces obviamente no tuvo respuesta en esta variable.

7.4. Peso materia seca del área foliar (g)

CUADRO 4. Promedio de peso de materia seca del área foliar, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

PESO MATERIA SECA DEL AREA FOLIAR (g)								
Días	15 DIAS	30 DIAS	45 DIAS	60 DIAS	75 DIAS	90 DIAS	105 DIAS	120 DIAS
Tratamientos					Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
acodos aéreos	-	-	-	-	12	11	13	14
Etiolados	-	-	-	-	-	3.5	4.3	5.28
Estacas	-	-	-	-	-	-	-	4.47
Esquejes	-	-	-	-	-	-	-	-

Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

Gráfico 4. Promedios de peso de materia seca del área foliar, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

El cuadro 4 y gráfico 4, se observa para todos los tratamientos un ligero incremento en el peso del área foliar durante las diferentes lecturas, en cambio entre tratamientos se observa que los acodos aéreos tienen mayor área foliar en relación a los demás, ratificando las ventajas de la propagación vegetativa por acodos, que al permanecer adheridos a la planta madre se benefician de sus nutrientes.

Al final de la investigación se observa al T1 (acodo aéreo) igualmente con el mejor promedio de peso con 14g, al respecto BARCELÓ señala, el desarrollo de las raíces puede ser estimulado en los tallos o ramas intervenidas ya que se generan la acumulación de azúcares, hormonas y otras sustancias. También se concentran factores del crecimiento en hojas y en el extremo del tallo y de las ramas. Estas sustancias se acumulan en la zona intervenida estimulando el desarrollo y el crecimiento de raíces en esa parte de la rama que se encuentra unida a la planta madre, como es nuestro caso.

Por otro lado el T2 (tallos etiolados) con un promedio de 5.28g se encuentra en segundo lugar, mientras que el T3 (estacas) presenta un promedio de 4.47g y finalmente el T4 (esquejes) donde no hay material a evaluar.

7.5. Análisis de Costo/Beneficio

CUADRO 5. Costos de producción en la Evaluación, de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012

COSTOS DE PRODUCCIÓN				
CONCEPTO	ACODOS	TALLOS ETIOLADOS	ESTACAS	ESQUEJES
Tierra negra	\$2	\$2	\$2	\$2
tierra de la zona	\$1.5	\$1.5	\$1.5	\$1.5
Cascajo	\$1.6	\$1.6	\$1.6	\$1.6
material vegetal	\$3.0	\$3.0	\$3.0	\$3.0
Fundas polietileno		\$1.20	\$1.20	\$1.20
Sarán		\$2	\$2	\$2
Estacas y sarán		\$1.00	\$1.00	\$1.00
Fundas transparentes	\$1.25			
Fundas negras	\$1.60			
Plástico negro		\$1.00		
Hilo o cuerda	\$1.30			
Agua de riego		\$1	\$1	\$2
Transporte	\$5	\$10	\$10	\$10
Mano de obra	\$10	\$10	\$10	\$10
costos de producción	\$27.25	\$35.30	\$34.30	\$34.30

Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

CUADRO 6. Flujo de efectivo para cada tratamiento, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

TRATAMIENTOS	T1 (Acodo aéreo)	T2 (tallo etiolado)	T3 (Estaca)	T4 (Esqueje)
costo de venta * planta	0.30	0.30	0.30	0.30
costo de producción* planta	0.20	0.25	0.23	0.23
flujo de efectivo	0.10	0.05	0.07	0.07

Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

CUADRO 7. Beneficio neto en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

# Tratamientos	Producción de plantas	producción de plantas en la investigación	Beneficio campo (30 ctv. /pl.)	Total costos	Beneficio neto
T1 (acodos aéreos)	150	111	33.3	27.25	1.22
T2 (tallos etiolados)	150	48	14.4	35.3	0.41
T3 (estacas)	150	38	11.4	34.3	0.33
T4 (esquejes)	150	0	0	34.3	0.00

Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

8. CONCLUSIONES

El método de propagación que dio mejor resultado fue el acodo aéreo, ya que fue el tratamiento más precoz, presentó el menor porcentaje de mortalidad del 7%, mejor desarrollo de raíces con un tamaño de 8.6 cm de longitud, mayor porcentaje de materia seca del área foliar con un promedio de 14 g y mayor porcentaje de materia seca del área radicular con un promedio de 2.7 g a los 120 días en que finalizó el ensayo.

El tratamiento T2 (tallos etiolados) con porcentaje de mortalidad del 68%, promedio de tamaño de raíz de 3.3cm, Peso de materia seca de raíz de 1.5 y peso de materia seca del área foliar de 5.28g, es el que se encuentra en segundo lugar, seguido por el T3 que fue propagación por estacas, mientras que el peor tratamiento fue el T4 que es propagación por esquejes, donde se obtuvo 100% de mortalidad y por ende no hubo evaluación del resto de variables.

Al realizar el análisis de Costo/beneficio, el T1 (acodos aéreos) es el método económicamente más rentable ya que por cada dólar invertido se recupera el dólar y se gana 22 centavos.

9. RECOMENDACIONES

Bajo las condiciones de la comunidad Los Andes de la parroquia Cangahua, se recomienda utilizar acodos aéreos para propagar (*Polylepis incana*) por ser el método que da mejor resultado en cuanto a porcentaje de propagación, menor tiempo y mayor rentabilidad.

Si bien, no se obtuvo excelentes resultados con la etiolación, si se recomienda realizarlo como alternativa a la propagación por estacas y esquejes, ya que si mejoró el enraizamiento.

Si se va a utilizar estacas y esquejes probar con aplicación de hormonas, ya que esta práctica favorece la producción de raíces.

Socializar la propagación de yagual por acodos aéreos a los viveristas de la zona interesados, ya que la investigación demostró que se ahorra tiempo y recursos pues no fue necesario realizar riegos, deshierbas, llenado de fundas, incluso no existe mucho desperdicio de material vegetal.

10. RESUMEN

Los bosques de *Polylepis incana* son ecosistemas muy diversos, caracterizados por presentar un hábitat único y altos niveles de endemismo para ciertas especies, además de ser una fuente importante de madera para cercos vivos, planta ornamental, cocción de alimentos, construcción de corrales, mangos de herramientas, tinte de tejidos y para el pastoreo del ganado doméstico nativo (llamas, alpacas) e introducido (ovejas y vacas). Por otro lado, las hojas de la especie son utilizadas como medicina natural debido a sus propiedades curativas. Sin embargo es una especie sobre la cual no existen muchos estudios, sobre todo en cuanto a propagación, de ahí que se plantea la presente investigación, misma que se desarrolló en la comunidad de Los Andes, parroquia Cangahua del cantón Cayambe, a 3460 m.s.n.m. cuyos objetivos planteados fueron:

Objetivo general

Conocer el método de propagación más adecuado para yagual (*Polylepis incana*), de modo que permita asegurar su multiplicación.

Objetivos específicos

Determinar cuál de los 4 métodos asexuales (rama etiolada, estaca, acodo aéreo y esqueje) es el más eficiente en la propagación de Yagual (*Polylepis incana*) y determinar cuál es el método económicamente más rentable, para ello se propuso 4 tratamientos: T1 Acodos aéreos, T2 Tallos etiolados, T3 Estacas, T4 Esquejes; la unidad experimental estuvo constituida por 150 plantas para cada tratamiento y se utilizó un Análisis Estadístico descriptivo, cuyas variables evaluadas fueron: Porcentaje de Mortalidad; Largo de raíz principal (cm); Materia seca (MS) del sistema radicular; Materia seca del área foliar (MS)

Ya en el campo, primeramente se instaló los 4 tratamientos (acodos aéreos, tallos etiolados, estacas y esquejes), luego de un mes de haber realizado los tallos etiolados se cortaron las ramas y se puso en el sustrato utilizado. Estacas, esquejes y tallos etiolados ya en la platabanda estaban con sombra, esto con la utilización de un pedazo de sarán

que se colocó a 30 cm desde la base. El mantenimiento de los tratamientos duró cuatro meses y medio en el transcurso de este tiempo se regó 3 a 4 veces por semana esto de acuerdo a las condiciones ambientales y a la capacidad de campo del sustrato.

Las variables se comenzaron a medir a partir de los 75 días y así cada quince días hasta la finalización de la investigación a los 120 días.

Al finalizar el ensayo se concluye que: El método de propagación que dio mejor resultado fue el acodo aéreo, ya que fue el tratamiento más precoz, presentó el menor porcentaje de mortalidad del 7%, mejor desarrollo de raíces con un tamaño de 8.6 cm de longitud, mayor porcentaje de materia seca del área foliar con un promedio de 14 g y mayor porcentaje de materia seca del área radicular con un promedio de 2.7 g a los 120 días en que finalizó el ensayo. El tratamiento T2 (tallos etiolados) con porcentaje de mortalidad del 68%, promedio de tamaño de raíz de 3.3cm, Peso de materia seca de raíz de 1.5 y peso de materia seca del área foliar de 5.28 g, es el que se encuentra en segundo lugar, seguido por el T3 que fue propagación por estacas, mientras que el peor tratamiento fue el T4 que es propagación por esquejes, donde se obtuvo 100% de mortalidad y por ende no hubo evaluación del resto de variables. Al realizar el análisis de Costo/beneficio, el T1 (acodos aéreos) es el método económicamente más rentable ya que por cada dólar invertido se recupera el dólar y se gana 22 centavos.

Por lo que se recomienda que bajo las condiciones de la comunidad Los Andes de la parroquia Cangahua, utilizar acodos aéreos para propagar (*Polylepis incana*) por ser el método que da mejor resultado en cuanto a porcentaje de propagación, menor tiempo y mayor rentabilidad. Etiolar los tallos, y luego introducirlos en las fundas con el sustrato, esto ayuda en el enraizamiento. Si se va a utilizar estacas y esquejes probar con aplicación de hormonas, ya que *Polylepis incana* es una especie difícil para enraizar. Socializar la propagación de yagual por acodos aéreos a los viveristas de la zona interesados, ya que la investigación demostró que se ahorra tiempo y recursos pues no fue necesario realizar riegos, deshierbas, llenado de fundas, incluso no existe mucho desperdicio de material vegetal.

11. SUMMARY

Polylepis incana forests are diverse ecosystems, characterized by a unique habitat and high levels of endemism for certain species, in addition to being an important source of wood for fences, ornamental plant, cooking, construction of pens, tool handles, fabrics and dye for the grazing of native domestic cattle (llamas, alpacas) and introduced (sheep and cattle). On the other hand, the leaves of the species are used as a natural medicine due to its healing properties. However is a species about which there are many studies, especially with regard to propagation, hence arises the present investigation, same that was developed in the community in Los Andes, parish Cangahua of the canton of Cayambe, 3460 m.a.s.l. whose objectives were:

General objective

Method of propagation of best suited for Yagual (*Polylepis incana*), so that allows secure their multiplication.

Specific objectives to determine which of the 4 asexual methods (branch etiolada, stake, air layering and cutting) is the most efficient in the propagation of Yagual (*Polylepis incana*) and determine what is the most cost-effective method, this was proposed 4 treatments: T1 air layers, T2 stems etiolados, T3 stakes, T4 cuttings; the experimental unit consisted of 150 plants for each treatment and was used a descriptive statistical analysis, whose evaluated variables were: percentage of mortality; Long taproot (cm); Dry matter (DM) of the root system; Dry matter of area leaf (MS)

Already in the field, first settled the 4 treatments (air layers, etiolados stems, cuttings and cuttings), after a month of having accomplished etiolados stems were cut branches and is put in substrate used. Cuttings, cuttings and stems etiolados already in the platabanda were shaded, this with the use of a piece of saran which was placed at 30 cm from the base. The maintenance of the treatments lasted four months and medium in the course of this time was watered 3 to 4 times per week this according to environmental conditions and the ability to field of the substrate.

The variables began to measure from 75 days and so every 15 days until completion of the investigation within 120 days.

At the end of the trial is concluded that: the propagation method that gave best results was the air-layering, since it was more early treatment, presented the lowest percentage of 7% mortality, better development of roots with a size of 8.6 cm in length, the highest percentage of dry matter of leaf area with an average of 14 g and higher percentage of dry matter of the root area with an average of 2.7 g 120 days in that ended the trial. Treatment T2 (etiolados stems) with 68% mortality, average size of root of 3.3 cm, 1.5 root dry matter weight and weight of dry matter of leaf area of 5.28 g, is the one who is in second place, followed by T3 that was propagation by cuttings, while the worst treatment was the T4 that propagation is by cuttings where 100% mortality was obtained and therefore there was no evaluation of the other variables. When performing cost/benefit analysis, T1 (air layers) is the most cost-effective method because for every dollar invested, the dollar recovers and earned 22 cents.

So it is recommended that under the conditions of the community Los Andes of Cangahua parish, used air layers to propagate (*Polylepis incana*) as the method that gives better results in terms of percentage of propagation, less time and greater profitability. Etiolar stems, and then insert them into pillowcases with the substrate, this helps in the rooting. If you were to use stakes and cuttings try application of hormones, *Polylepis incana* is a species that is difficult to take root. Socializing Yagual propagation by air layers to the nurseries in the area concerned, since research has shown that it saves time and resources was not therefore required irrigation, deshierbas, fill covers, even there is no much waste of plant material.

12. BIBLIOGRAFÍA

- BECERRA, Nubia, y otros, “*Anatomía y morfología de los órganos vegetativos de las plantas vasculares*”, (Universidad Nacional de Colombia), Bogotá, 2002.
- CABRERA, Wilder, Aspectos “*Fisiológicos en la formación de raíces adventicias*”, Universidad Agraria la Molina, Argentina 24 de Noviembre de 1999.
- FERNANDEZ, Jaime, *Fisiología Vegetal*, Facultad de Ciencias Agrarias (UNAD), 189 páginas.
- FLORES, Eugenia, “*La planta y su función*”, 2 Volumen, Editorial del LUR, Costa Rica 1999.
- GÁRATE, Merlín, “*Técnicas de propagación por estacas*”, Tesis de la UNU, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Ucayali- Perú-2010.
- GUAIMALAMA, J. “*Auto ecología de la especie Polylepis spp*”, INEFAN Cartilla N 6, Conocoto-Ecuador” 1999.
- GUTIERREZ, Braulio, “*Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de especies forestales*”, División Silvicultura, Instituto Forestal, Barros Arana 121, Concepción, Chile 1995.
- HOFSTEDE, Robert, y otros, “*Geografía, Ecología y Forestación de la sierra alta del Ecuador*”, 1era Edición, Editorial Abya Yala, Quito-Ecuador 1998.
- HUANCA Wildor, “*Métodos de reproducción asexual y su aplicación*”, Universidad Nacional del Altiplano Puno-Perú. Facultad de Ciencias Agrarias.
- LEGUIZA Alberto, “*Guía para la conformación, enriquecimiento, manejo y aprovechamiento sostenible del bosque protector productor*”. Bogotá- Colombia 1995.

- LEÓN, Diana, “*Propagación de dos especies de Yagual (Polylepis incana y Polylepis racemosa)* Utilizando dos enraizadores orgánicos y dos enraizadores químicos en el vivero forestal del CREA en el cantón y Provincia del Cañar” Tesis ESPOCH, Escuela de Ingeniería Agronómica, Riobamba – Ecuador 2009, p, 20
- PARTER, Rick, “*La Ciencia de las plantas*”, 1era Edición, Editorial Paraninfo, Madrid España 2000, 270 páginas.
- PINA, José, *Propagación de plantas*, 1era Edición, Editorial de la UPV, España – Valencia, 2008.
- RODRIGUEZ, Alvaro, “*Implementación de las técnicas de etiolación y acodo y micro clonación*”, Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía, Quillota-Chile-2003.
- ROJAS, Salvador, y otros, “*Propagación asexual de plantas*”, Corporación Colombiana de Investigación, CORPOICA, Colombia, Marzo 2004.
- RUANO, Rafael, “*Viveros Forestales*”, 2da Edición, Editorial Mundi-Prensa, Madrid-España, 2008.
- SANCHEZ, Urdaneta, y otros, “*Efecto del ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de acodos aéreos*”, La Universidad del Zulia Maracaibo, Zulia-Venezuela 11-12-2009.
- SPIER/BIEDERBICK,” *Arboles y leñosas para reforestar las tierras altas de la región interandina del Ecuador*”- 2 da Edición, Cotopaxi 1980
- VILLARREAL, José, “*Introducción a la botánica forestal*”, 2 da. Edición. , Editorial Trillas, México 1993.
- YANEZ, Patricio, y otros, “*Posibles efectos del cambio climático global en zonas silvestres protegidas de la zona andina del Ecuador*”, Universidad politécnica Salesiana, revista “La granja” 10 Octubre 2011.

Bibliografía electrónica

- ALVAREZ, Juan, *Morfología Vegetal*, Disponible en: http://tallerdejardineria09.wikispaces.com/file/view/PRESENTACION_MORFOLOGIA_VEGETAL_I.pdf
- Anatomía y Fisiología Vegetal, 14-11-2012, Disponible en: http://recursos.cnice.mec.es/biosfera/alumno/1ESO/reino_vegetal/contenido4.htm
- Brandbyge, J, “*Reforestación de los andes ecuatorianos con especies nativas*” Disponible en: http://www.rrdredlatina.info/biblioteca/ECES_REFORESTACION_ANDES_completo.pdf
- SIURA, Sagay, “*Acodos y propagación vegetativa natura*”, Disponible en: http://www.lamolina.edu.pe/pruebas1/2010/agronomia/dhorticultura/html/apunte_sdeclase/PP.ACODOS.PP.VV.NN.pdf
- TAIARIOL, Darío, “*Propagación Vegetativa*”, Disponible en: <http://www.ilustrados.com/tema/606/Propagacion-vegetativa.html>
- RUIZ, Vicente, “*Multiplicación de la vid*”, Disponible en: <http://ocw.upm.es/produccion-vegetal/viticultura/contenidos/tema3multiplicacion.pdf>.

13. ANEXOS



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 1. Preparando platabanda para tratamientos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 2. Platabanda lista para tratamientos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 3. Colocando fundas con el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 4. Árbol donante de *Polylepis incana*, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 5. Material vegetal que serán utilizadas para la extracción de estacas y esquejes, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 6. Estacas y esquejes introducidas en el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 7. Estacas con el sustrato ya en la platabanda, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 8. Estacas en la platabanda, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



SARAN

Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 9. Estacas y esquejes protegidas con sarán, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 10. Sustrato listo para recibir a tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 11. Tallo etiolado para ser cortado, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 12. Cortando tallo etiolado, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 13. Tallos etiolados listos para introducirse en las fundas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 14. Tallo con cinta negra lista para extraerle, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 15. Estaca lista para introducirse en el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 16. Tallo etiolado en el sustrato, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 17. Acodando tallos de *Polylepis incana*, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 18. Acodando tallos de *Polylepis incana*, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 19. Acodos aéreos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 20. Acodos aéreos sin fundas plásticas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 21. Acodos aéreos enraizados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 22. Acodos aéreos enraizados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 23. Acodos aéreos enraizados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 24. Peso de materia verde de raíces, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 25. Peso de materia verde de raíces, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 26. Peso de materia verde de hojas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



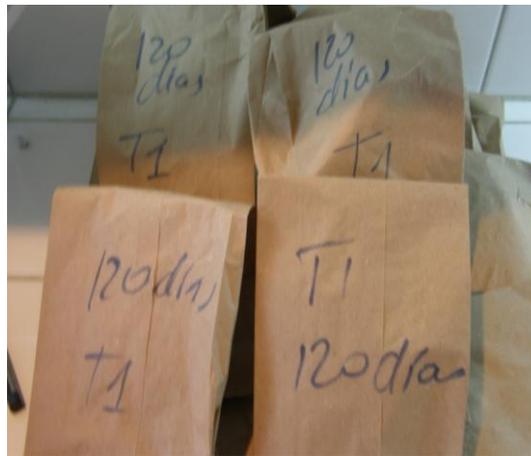
Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 27. Peso de materia verde de hojas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



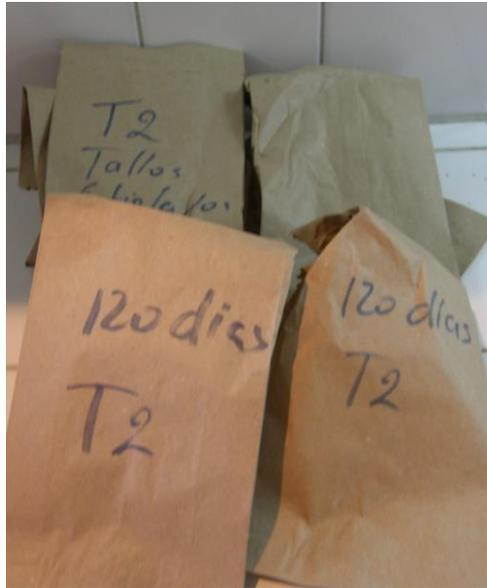
Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 28. Medición de Largo de raíz, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



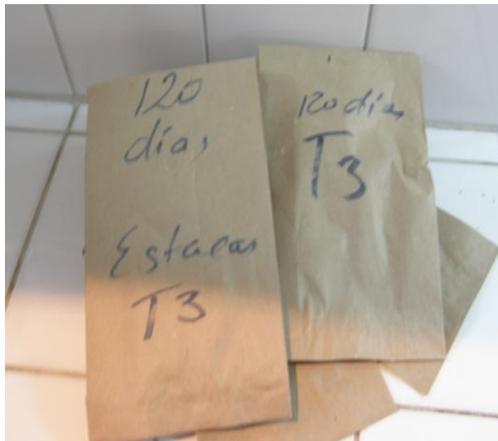
Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 29. Muestreo de materia seca de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 30. Muestreo de materia seca de Tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 31. Muestreo de materia seca de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 32. Peso de materia seca de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 33. Peso de materia seca de tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.



Fuente: La Investigación
Elaborado por: El Autor

ANEXO 34. Peso de materia seca de acodos aéreos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

ANEXO 35.- Datos generales obtenidos de acodos aéreos, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

DATOS GENERALES DE ACODOS AÉREOS			
	LARGO DE RAÍZ (cm)	PESO DE RAÍCES (g)	PESO DEL ÁREA FOLIAR (g)
75 DIAS	2.2	0.8	13
	1.9	0.7	10.2
	2.1	0.9	12
	2.3	0.9	12
	2.2	1	13
90 DIAS	3.5	1.50	12
	4.3	1.00	8
	3.7	1.20	10
	3.9	1.60	12
	4.6	1.45	13
105 DIAS	5.7	1.7	14
	5	2.22	13
	4.8	2.3	10
	6	1.6	14
	5.3	1.8	12
120 DIAS	8.00	2.70	15.00
	7.00	2.90	11.90
	7.00	2.80	13.00
	8.00	2.30	11.00
	10.00	3.00	12.00
	9.00	2.90	13.20
	6.50	2.50	11.00
	7.00	3.50	12.00
	12.00	2.33	10.10
	8.00	2.10	12.00
	9.00	3.00	9.00
	9.00	3.40	9.00
	7.00	3.10	10.00
	8.00	2.60	13.00
	8.00	2.44	12.00
	9.00	2.33	12.00
	12.00	3.30	10.00
10.00	2.70	8.00	

8.00	2.50	13.00
10.00	2.70	11.00
9.00	2.90	10.00
7.00	2.80	13.00
9.00	2.30	12.00
8.00	2.10	9.00
11.00	2.70	11.00
7.00	3.30	14.00
8.00	3.50	12.00
7.00	2.33	9.00
10.00	2.10	12.00
10.50	2.80	10.00
7.00	2.23	13.00
9.00	2.60	13.00
8.00	2.60	12.00
9.00	2.44	14.80
8.00	2.33	12.00
6.00	2.50	13.00
8.30	2.90	14.00
8.00	2.50	12.00
7.00	2.70	13.00
7.00	2.90	12.00
10.00	2.80	14.00
8.00	2.80	14.00
9.00	2.70	11.00
7.00	2.90	12.00
9.00	3.50	13.00
7.00	2.25	12.00
7.30	2.33	11.00
8.00	2.10	10.00
11.00	2.80	9.00
8.50	2.23	13.00
9.00	2.60	8.00
9.00	2.60	11.00
7.00	2.44	12.00
11.00	2.33	10.00
9.00	2.90	9.00
8.00	2.70	8.00
7.00	2.50	15.00
9.00	2.70	13.00
10.00	2.90	10.00

9.00	2.80	11.00
7.00	2.30	14.00
9.00	2.10	15.00
8.00	2.90	12.00
10.00	2.50	14.00
8.60	3.40	10.00
12.00	2.33	9.00
7.00	2.50	14.00
8.00	2.80	13.00
7.00	3.00	12.00
10.00	2.90	11.00
9.00	2.60	13.00
8.00	2.44	12.00
8.00	2.33	12.00
9.00	2.60	16.00
12.00	2.50	13.00
9.00	3.50	13.00
7.00	3.50	13.00
9.00	2.90	11.00
10.00	2.80	13.00
9.00	2.30	12.00
8.00	2.10	12.00
9.00	2.90	14.00
7.00	2.50	11.00
10.00	2.25	12.00
7.00	2.33	8.00
8.00	2.10	9.00
8.00	2.80	13.00
9.00	2.23	13.00
10.00	2.60	13.00
7.00	2.60	11.00
8.00	2.44	9.00
9.00	2.33	11.00
12.00	2.50	13.00
9.00	2.50	13.00
11.00	2.50	10.00
9.00	3.10	15.00
10.00	2.90	12.00
9.80	2.80	13.00
10.00	3.40	14.00
8.00	2.10	13.00

10.00	2.90	15.00
9.00	3.00	12.00
10.00	2.25	13.00
8.00	2.33	17.00
7.00	2.60	13.00
9.00	2.80	10.00
7.00	2.23	12.00
7.00	2.60	12.00
8.00	2.60	11.00
10.00	2.44	13.00
8.00	2.33	10.00
7.00	3.10	9.00
8.00	2.50	13.00
10.00	3.20	14.00
12.00	2.10	12.00
9.00	2.90	12.00
9.00	2.50	15.00
8.00	3.00	13.00
7.00	2.33	11.00
9.00	2.80	12.00
10.00	2.80	12.00
9.00	2.23	10.00
7.00	3.10	13.00
9.00	2.60	11.00
9.00	3.10	12.00
10.00	3.40	13.00
8.00	2.50	15.00
9.00	2.90	12.00
10.00	2.50	14.00

ANEXO 36. Datos generales de tallos etiolados, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

DATOS GENERALES PARA TALLOS ETIOLADOS			
	LARGO DE RAÍZ (cm)	PESO DE RAÍCES (g)	PESO DEL ÁREA FOLIAR (g)
90 DIAS	1	0.60	2.70
	0.08	0.80	3.30
	1	0.70	3.00
	0.09	0.50	3.80
	1.3	0.40	2.90
105 DIAS	1.3	0.9	4.3
	2.3	1.3	3.7
	2.0	0.8	3.9
	1.8	1.2	4.8
	1.5	1.2	4.6
120 DIAS	3.5	1.5	7
	2.5	1.5	6.3
	2.9	1	5
	3.4	1.2	4
	4.2	2	3.2
	3.9	1.9	5
	3.2	1.6	4
	2.7	1.3	7.8
	3.6	1.2	6
	3.5	1.6	3
	4.0	1	4.2
	3.8	1.2	5
	3.2	1.3	3.5
	2.7	1.7	7
	3.0	1.5	6.2
	2.8	1.5	7
	4.0	1	6.4
	3.2	1.2	4
	4.0	2	3
	3.1	1.9	5
2.7	1.6	6	
2.8	1.3	4.3	
3.4	1.2	5	

3	1.6	7
3.5	1	4.8
4	1.2	4
3.3	1.3	3.2
3.8	1.7	5
3	2	6
3.7	1.9	3.9
3.8	1.6	5
3.3	1.3	6
3	1.2	6.5
2.5	1.6	8
3	1.4	5
2.8	1.2	9.2
4	1.3	4
3.9	1.7	5

ANEXO 37. Datos generales de estacas, en la Evaluación de cuatro métodos de propagación vegetativa en Yagual (*Polylepis incana*) Cayambe-Ecuador 2012.

DATOS GENERALES PARA ESTACAS			
	LARGO DE RAÍZ (cm)	PESO DE RAÍCES (g)	PESO DEL ÁREA FOLIAR (g)
120 DIAS	3	1.2	9
	2.2	1.4	7.2
	2.7	1.5	6
	3.3	1.5	3.3
	2.3	1.3	5
	2.5	1	5.3
	2.7	1.1	7
	2.8	1	4.2
	3.9	1.2	3.3
	3.3	1.4	7
	2.2	1.3	5.1
	2.7	1.4	5.7
	3.2	1.2	5
	2.8	1.3	4
	3	1.5	4.8
	2.4	0.8	5
	2.6	0.9	4.6
	3.5	1	4.2