

UNIVERSIDAD NACIONAL DE HUANCABELICA

(CREADA POR LEY N° 25265)



**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**

TESIS

**PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE ESQUEJES DE QUEÑUAL
(*polylepis sp*) BAJO DIFERENTES DOSIS DEL ENRAIZADOR ROOT-HOR
EN EL DISTRITO DE CARAMPOMA - HUAROCHIRI - LIMA**

**LINEA DE INVESTIGACIÓN:
PRODUCCIÓN**

**PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR EL BACHILLER:
SOTO CHOCCELAHUA, Luz Inés**

**ACOBAMBA – HUANCABELICA
2013**

FORMATO N° 03

ACTA DE SUSTENTACIÓN O APROBACIÓN DE UNA DE LAS MODALIDADES DE TITULACIÓN

En la Ciudad Universitaria "Común Era"; auditorio de la Facultad de CIENCIAS AGRARIAS, a los 14 días del mes de Enero del año 2014, a horas 9:00, se reunieron; el Jurado Calificador, conformado de la siguiente manera:

- PRESIDENTE : Mg, Sc, Ing. Marino, BAUTISTA VARGAS
- SECRETARIO : Ing. Leónidas, LAURA QUISPETUPA
- VOCAL : Ing. Carlós Raúl, VERASTEGUI ROJAS

Designados con resolución N° 476 – 2013C.F.-FCA-UNH; del: proyecto de investigación o examen de capacidad o informe técnico u otros. Titulado: "PROPAGACION VEGETATIVA DE ESQUEJES DE QUEÑUAL (polylepis sp) BAJO DIFERENTES DOSIS DEL ENRAIZADOR ROOT-HOR EN EL DISTRITO DE CARAMPOMA – HUAROCHIRI - LIMA"

Cuyo autor es el (los) graduado (s):

BACHILLER (S): Luz Inés Soto Choccelahua

A fin de proceder con la evaluación y calificación de la sustentación del: proyecto de investigación.

Finalizado la evaluación; se invitó al público presente y al sustentante abandonar el recinto; y, luego de una amplia deliberación por parte del jurado, se llegó al siguiente el resultado:

- APROBADO POR UNANIMIDAD
- DESAPROBADO

En conformidad a lo actuado firmamos al pie.



 Mg, Sc, Ing. Marino, BAUTISTA VARGAS
 Presidente



 Ing. Leónidas, LAURA QUISPETUPA
 Secretario



 Ing. Carlós Raúl, VERASTEGUI ROJAS
 VOCAL

ASESOR:

Ing. Efraín David ESTEBAN NOLBERTO

DEDICATORIA

A Dios por protegerme durante todo mi camino y darme fuerzas para superar obstáculos y dificultades a lo largo de toda mi vida.

A mi madre, que con su demostración de una madre ejemplar me ha enseñado a no desfallecer ni rendirme ante nada y siempre perseverar a través de sus sabios consejos.

¡Gracias por darme la vida!

¡Te quiero mucho mamita!

A mi padre, quien le debo todo en la vida, le agradezco el cariño, la comprensión, la paciencia y el apoyo que me brindó para culminar mi carrera profesional.

A mis Hermanos, Gabriel, Elena, Milagros, Marco Ronald y Jimi. Porque siempre he contado con ellos para todo, gracias a la confianza que siempre nos hemos tenido; por el apoyo y amistad.

¡Gracias!.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo de tesis primeramente me gustaría agradecerle a ti Dios por bendecirme para llegar hasta donde he llegado, porque hiciste realidad este sueño anhelado. A mis padres Cirilo y Florentina quienes me han consentido y apoyado en lo que me he propuesto y sobre todo han sabido corregir mis errores, los que siempre ven por mí y lo dan todo por nosotros sus hijos, Ustedes mis padres son lo más bello que Dios ha puesto en mi camino y por quienes estoy inmensamente agradecida.

A mis hermanos por ser grandes amigos para mí, que junto a sus ideas hemos pasado momentos inolvidables y con sus consejos me han ayudado a afrontar los retos que se me han presentado a lo largo de mi vida.

A Julio Cesar, mi gran amor por ser mi compañero inseparable de cada día, y por acompañarme durante todo este arduo camino y compartiendo conmigo alegrías y tristezas.

A mis Familiares, Mi abuelita Marcelina, mi cuñada Yaneth y sobrino Miguel que directamente me impulsaron para llegar hasta este lugar, a todos mis familiares que me resulta muy difícil poder nombrarlos en tan poco espacio, sin embargo ustedes saben quiénes son.

Al Ing. Efraín, director de tesis, por su valiosa guía y asesoramiento a la realización de la misma.

A mis maestros, Gracias por su tiempo, por su apoyo así como por la sabiduría que me transmitieron en el desarrollo de mi formación profesional, en especial: a la Ing. Marlene Tomasini Vidal y al Ingeniero Miguel Huaya Rojas. Por prepararme para un futuro competitivo no solo como los mejores profesionales sino también como mejores personas.

A mis amigos(a), Que gracias al equipo que formamos logramos llegar hasta el final del camino y que hasta el momento, seguimos siendo amigos, principalmente a mi gran amiga Carmen Delgado Gala.

A la Universidad Nacional de Huancavelica y en especial a la Facultad de Ciencias Agrarias que me dieron la oportunidad de formar parte de ellas.

¡Gracias!

A la empresa Consorcio Energético de Huancavelica S.A. Así mismo a los trabajadores del área de Gestión Ambiental (Fernando, Eduar, Guido y Herman) Por su gran apoyo incondicional durante el proceso de selección de materiales a propagar.

Son muchas las personas que han formado parte de mi vida profesional a las que les encantaría agradecerles su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otras en mis recuerdos y en mi corazón, sin importar en donde estén quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

Para ellos: Muchas gracias y que Dios los bendiga.

RESUMEN

El presente estudio se llevó a cabo en la provincia de Huarochirí del distrito de Carampoma ubicada a 3800 m.s.n.m en los meses de junio a diciembre del 2013 con el siguiente objetivo: "Evaluar el efecto de tres dosis de root hor en la propagación vegetativa de queñual (*polylepis sp*)" las variables a evaluar fueron: porcentaje de prendimiento de esquejes, numero de brotes y numero de hojas. Se empleó el diseños completamente al AZAR (DCA) y la comparación de medias aplicando Duncan($\alpha=0.05$) con tres repeticiones y cuatro tratamientos, se aplicó concentraciones de enraizador Root - hor de 3ml, 5ml y 10ml en un litro de agua se sumergieron la base de las estacas de queñual en recipientes de 3cm a 4cm y posteriormente fueron colocados en fundas con sustrato (arena de rio, suelo y estiércol de ovino descompuesto) para ser enraizadas las estacas.

En donde los resultados indican que la aplicación de enraizador en el T1 (3ml de root hor) y T2 (5ml de root hor) presento mayor porcentaje de prendimiento a los 65 días después de ser instalado. José Limaico (2011), señala que los esquejes que más sobreviven se deben fundamentalmente a que el material mientras menos lignificado sea, las células vegetativas están más activas, propiciando la rápida formación de raíces activadas por los enraizadores, lo que permitió la sobrevivencia de los esquejes; un limitante para yemas enraizadas es su dependencia a la edad. Así mismo se observa en los tratamientos T1 (10ml de enraizador) y T0 (Testigos 0ml de enraizador) presentaron menor prendimiento, por lo que podemos determinar que no hay diferencias entre tratamientos.

ABSTRACT

The present study was carried out in the province of Huarochiri Carampoma District located at 3800 m in the months from June to December 2013 with the following objective: " To evaluate the effect of three doses of hor root in the vegetative propagation of queñual (*polylepis* sp) " to assess the variables were: percentage of surviving cuttings, number of shoots and number of leaves. The designs completely RANDOM (DCA) and mean comparison using Duncan ($\alpha = 0.05$) with three replications and four treatments, concentrations of rooting Root was applied was used - hor 3ml 5ml and 10ml in a liter of water immersed the base of the cuttings in containers queñual 3cm to 4cm and then were placed in bags with substrate (river sand, soil and rotted sheep manure) for rooted cuttings.

Where the results indicate that the application of rooting in the T1 (3ml root hor) and T2 (5ml root hor) had higher percentage of surviving to 65 days after installation. José Limaico (2011) notes that the cuttings that more survive are mainly due to that the less woody material is , the vegetative cells are more active , promoting rapid root formation activated by Rooting , allowing the survival of cuttings , a bud is rooted limiting their dependence on age. Also observed in T1 (10ml rooting) and T0 treatments (Witnesses 0ml of rooting) had lower arrest, so we can determine that there are no differences between treatments

INTRODUCCION

Los bosques de queñual (*Polylepis* sp) 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 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 desaparición de especies nativas como el queñual, además esta deforestación lleva consigo consecuencias desastrosas para el medio ambiente como son la pérdida de las fuentes hídricas, la degradación de los suelos, y desaparición de la flora y fauna silvestre, así como de microorganismos benéficos.

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 exóticas mas no nativas.

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

INDICE

DEDICATORIA

RESUMEN

INTRODUCCION

CAPITULO I: PROBLEMA

1.1. Planteamiento de problema 03

1.2. Formulación del problema 04

1.3. Objetivos 04

 1.3.1. Objetivo general 04

 1.3.2. Objetivos específicos 04

1.4. Justificación 05

CAPITULO II: MARCO TEORICO 06

2.1. Antecedentes 06

2.2. Bases teóricas 09

 2.2.1. Deforestación y cambio climático en el Perú 09

 2.2.1.1. Bosques y deforestación 09

 2.2.1.2. Causas de la deforestación 12

 2.2.2. Distribución geográfica del queñual 13

 2.2.3. Distribución altitudinal 14

 2.2.4. Especies de queñual (Polylepis sp.)En el Perú 14

 2.2.5. Extensión de los bosques de queñual (Polylepis sp) en el Perú 15

 2.2.6. Queñual (Polylepis sp) 16

 2.2.6.1. Clasificación botánica 16

 2.2.6.2. Requisitos ecológicos de queñual (polylepis sp). 16

 2.2.6.3. Usos artesanales y medicinales del queñual (Polylepis sp) 17

 2.2.6.4. Enfermedades 17

 2.2.6.5. Morfología 17

 2.2.6.5.1. Raíz 18

2.2.6.5.2. Tallo	19
2.2.6.5.3. Hojas	23
2.2.6.5.4. Flores	25
2.2.6.5.5. Frutos	25
2.2.6.5.6. Reproducción	25
2.2.6.5.6.1. Rizogénesis	25
2.2.6.5.6.2. Totipotencia	26
2.2.6.5.6.3. Desdiferenciación.	26
2.2.6.5.7. Factores que influyen en la rizogénesis	27
2.2.6.5.7.1. Condiciones nutricionales de la planta madre	27
2.2.6.5.7.2. Edad de la planta madre	28
2.2.6.5.7.3. Tipo de madera seleccionada para estacas	28
2.2.6.5.7.4. Regulación hormonal del enraizamiento	29
2.2.6.5.7.5. Época de recolección	30
2.2.6.5.7.6. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento	30
2.2.6.5.7.7. Aspectos teóricos de la maduración y el Envejecimiento	31
2.2.6.5.7.8. Efecto de la iluminación	32
2.2.6.5.7.9. Longitud y diámetro de las estacas	33
2.2.6.5.7.10. Problemas asociados al envejecimiento	34
2.2.6.5.7.11. Superficie y retención foliar de las estacas	35
2.2.6.5.7.12. Humedad relativa del ambiente	36
2.2.6.5.8. Hormonas vegetales	37
2.2.6.5.8.1. Importancia de las Auxinas en la rizogénesis	37
2.2.6.5.8.2. Importancia de la Giberelinas en la rizogénesis	39
2.2.6.5.8.3. Importancia de las Citoquininas en la rizogénesis	40
2.2.6.5.8.4. Importancia del Etileno en la rizogénesis	40
2.2.6.5.8.5. Importancia del Ácido abscísico en la rizogénesis	41
2.2.6.5.9. Reproducción sexual	42

2.2.6.5.10. Reproducción asexual o vegetativa	42
2.2.6.5.11. Métodos de propagación	45
2.2.6.5.11.1. Acodado	45
2.2.6.5.11.2. Esquejes	52
2.2.6.5.11.2.1. Bases fisiológicas para el enraizamiento de esquejes	55
2.2.6.5.11.2.2. Efecto de yemas, hojas y tallos en el enraizamiento	57
2.2.6.5.11.3. Etiolado	59
2.2.7. Sustrato	60
2.2.7.1. Funciones del sustrato	61
2.2.7.2. Características de un sustrato óptimo	61
2.2.7.3. Otras propiedades	62
2.3. Hipótesis	62
2.3.1. Alternativa	62
2.3.2. Nula	63
2.4. Variables de estudio	63
2.4.1. Variables independientes	63
2.4.2. Variable dependiente	63
2.5. Definición operativa de variables e indicadores	63
CAPITULO III: METODOLOGIA DE INVESTIGACIÓN	64
3.1. Ámbito de estudio	64
3.1.1. Ubicación geográfica	64
3.1.2. Ubicación política	64
3.1.3. Factores climáticos	64
3.2. TIPO DE INVESTIGACIÓN	64
3.3. MATERIALES Y EQUIPOS	64
3.4. NIVEL DE INVESTIGACION	65
3.5 METODO DE INVESTIGACION	65

3.6. DISEÑO DE INVESTIGACION	67
3.6.1. Diseño Experimental	67
3.6.2. Tratamiento en estudio	68
3.6.3. Datos del croquis experimental	68
3.6.4. Datos de la unidad experimental	68
3.6.5. Croquis y distribución experimental	69
3.7. POBLACIÓN, MUESTRA, MUESTREO	69
3.7.1. Población	69
3.7.2 La Muestra	69
3.7.3 El muestreo	69
3.8. TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS	69
3.9. PROCEDIMIENTO DE RECOLECCIÓN DE DATOS	69
3.9.1. Emisión de brotes	69
3.9.2. Porcentaje de prendimiento	69
3.6.3. Numero de Hojas	70
3.10. TÉCNICAS DE PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS	70
CAPITULO IV: RESULTADOS	71
DISCUSIONES	75
CONCLUSIONES	76
RECOMENDACIONES	77
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	78
ANEXOS	80
INDICE DE CUADROS	
Cuadro N° 01 Extensión de los bosques de queñual en el Perú.	15
Cuadro N° 02 Tratamientos que se estudiara	68
Cuadro N° 03 Número de brotes a los 35 días de instalación	71
Cuadro N° 04 Análisis de Varianza de Numero de hojas por tratamiento a los 65 días después de haber instalado.	72

Cuadro N° 05 Análisis de Varianza para el porcentaje de prendimiento a los 65 días después de haber instalado	73
Cuadro N° 06 Porcentaje de prendimiento Cuadro de Duncan	74

CAPITULO I: PROBLEMA

1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.

El distrito de Carampoma se caracteriza por contar con 80 mil hectáreas de queñual (*polylepis* spp.) llamado "Bosque de Japoni", es uno de los últimos relictos de queñual especie en estado crítico de conservación según el Convenio Internacional de Diversidad Biológica. El bosque alberga una gran diversidad de flora y fauna característica de un bosque andino, siendo además parte de un IBA (Área de Importancia para Aves, por sus siglas en inglés) por Bird Life International y es, según la estrategia nacional establecida en el Plan Director de Áreas Naturales Protegidas, una zona prioritaria para la conservación en los andes centrales, encontrándose dentro del ID 77: Alto Valle Santa Eulalia - Milloc.

La deforestación del bosque de Japoni es uno de los principales problemas lo que da origen a la degradación, desertificación y disminución de la capacidad productiva de los suelos a causa de la explotación desordenada de este recurso natural.

Los bosques de Queñual (*Polylepis* sp.) son ecosistemas alto andinos que cumplen diferentes funciones y servicios ambientales importantes. Que por desconocimiento de los agricultores sobre las bondades de la especie, está casi desapareciendo más que nada por la demanda de leña por parte de los pobladores, que como sabrán la leña es

vital en las alturas para la combustión para el calor o en preparación de alimentos y cercado de sus áreas.

Ante el problema planteado y el requerimiento de plantas para futuro y planes de reforestación se creyó necesario estudiar las mejores alternativas de propagación y multiplicación de esta especie nativa que permite la conservación de las mismas.

Por las razones expuestas se planteó realizar la presente investigación que tiene como finalidad estudiar el efecto de las 3 dosis del enraizador Root hor en la propagación de estacas de queñual (*polylepis spp.*) bajo las condiciones del distrito de Carampoma, así mejorar el ámbito de la recuperación de suelos, de fuentes de agua, preservación de flora y fauna, los entornos paisajísticos, que conllevan a contribuir y mejorar el nivel social y económico del mencionado lugar, destacando la preservación de las especies.

1.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA.

¿Cuál es el efecto de las 3 dosis del enraizador Root hor en la propagación de esquejes de queñual (*polylepis sp*) bajo las condiciones del distrito de Carampoma?

1.3. OBJETIVOS: GENERALES Y ESPECÍFICOS

1.3.1. Objetivo General.

Evaluar el efecto de tres dosis de root hor en la propagación vegetativa de queñual (*polylepis sp*)

1.3.2. Objetivos Específicos

- Evaluar el efecto de tres dosis de Root hor en la emisión de brotes.
- Porcentaje de prendimiento
- Numero de hojas
- Numero de brotes.

1.4. JUSTIFICACIÓN

1.4.1. Social

El proyecto de investigación, tiene mucha relevancia en el aspecto social, ya que por propagar una especie nativa como el queñual, se apoya en la conservación de la flora, fauna, suelos, agua. Y lo más importante la conservación de esta especie nativa, así contribuirá a una vida mejor y sostenible.

1.4.2. Científica

El presente proyecto, permitirá ampliar los conocimientos de la bondades que tiene el queñual respecto a la propagación vegetativa y los reguladores de crecimiento; que al no existir una metodología adecuada la mayoría de ellas son difíciles de propagar por no haber estudios a profundidad de la fenología de la especie, propiedades físicas y mecánicas de su madera y de análisis de semillas.

1.4.3. Económico:

La propagación de esta especie nativa, brindara mayores ingresos a los agricultores de este distrito.

1.4.4. Ambiental.

Son los depositarios naturales de biodiversidad. Son ecosistemas clave para adaptarnos al cambio climático, así como para contribuir a la mitigación de este fenómeno global. Fundamentales para la provisión de agua en cantidad, calidad y frecuencia, su pérdida producirá la liberación de carbono que almacenan, lo que exacerbaría el cambio climático, con consecuencias nefastas para el planeta.

CAPITULO II: MARCO TEORICO

2.1. ANTECEDENTES.

2.1.1. ANIBAL (2004) EN SU TRABAJO “PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE *Polylepis sericea* Wedd (Yagual), EN LA COMUNIDAD DE SANTA ROSA DE AYORA DEL CANTON CAYAMBE” se planteó como objetivo principal determinar la mejor alternativa de propagación vegetativa de *Polylepis sericea* Wedd, utilizando tres tipos de estacas obtenidas de distinta ubicación en la rama y aplicando tres tipos de sustratos; llegando a concluir, que Los resultados estadísticos del estudio, demuestran claramente que, las estacas apicales, subapicales y basales presentan un incremento en altura significativos, concluyéndose que la mayor sobrevivencia se detectó en las estacas basales, seguida de las subapicales y apicales. Aunque no nota mayor diferencia por la influencia de los diferentes tipos de sustratos, los resultados son levemente superiores con la intervención del sustrato S2, probablemente se debe a la concentración de sus componentes que es la más apropiada para *Polylepis sericea*. Se enfatiza que la especie requiere gran cantidad de agua, y es tolerante a riesgos por inundación en la época inicial de su prendimiento.

Debido a la falta de capacitación previa en el manipuleo de los materiales vegetativos en el proceso de recolección y el maltrato producido durante el transporte hasta donde fueron plantados en el lugar del experimento, fueron las causas que ocasionaron la mortalidad de las estacas en los primeros meses de sobrevivencia. Incluso en los primeros días no prendieron una cierta cantidad de estacas por estas mismas causas.

Desde el sexto mes hasta el décimo mes, las plantas obtuvieron una estabilidad en sobrevivencia y empiezan a alcanzar mayor desarrollo. Su vigor contribuyó a la lignificación de sus tallos y hojas, convirtiéndose en una planta totalmente formada, y lista para ser transportada al sitio definitivo de plantación.

2.1.2. JOSE (2011) EN SU TRABAJO “PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE (Polylepis incana Kunth), APLICANDO LA HORMONA (ANA), EN CUATRO NIVELES, EN EL VIVERO DE LA GRANJA DE YUYUCOCHA. IMBABURA-ECUADOR” se planteó como objetivo Propagar vegetativamente el Yagual (Polylepis incana Kunth), aplicando la hormona (ANA), en cuatro niveles, en el Vivero de la Granja de Yuyucocha. Imbabura -Ecuador; llegando a concluir, que

Se debe de realizar investigaciones con aplicación de hormonas, en propagación en Polylepis incana. En lugares donde las condiciones climáticas sean similares a las del hábitat de la especie, o por sobre los 3 000 msnm. Asi mismo menciona que los esquejes de menor diámetro fueron los que tuvieron mayor sobrevivencia y mejor comportamiento.

2.1.3. LUIS (2009) EN SU TRABAJO “ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES Y ESTACAS DE YAGUAL (POLYLEPIS RACEMOSA) SOMETIDOS A CINCO SUSTRATOS EN LA ZONA LA LIBERTAD PROVINCIA DEL CARCH” se planteó como objetivo general Evaluar mezclas de materiales componentes de sustratos para la propagación de estacas y esquejes de Polylepis racemosa; llegando a concluir que de acuerdo al estudio y definición de los resultados obtenidos se estableció que el mayor número de plántulas hábiles por tratamiento se logró con estacas en tierra de páramo + pomina + humus y tierra de páramo, de la misma manera al determinar el mejor sustrato se puede mencionar que la mezcla de tierra de paramo + pomina + humus, logró mejor eficiencia en la respuesta al 36 enraizamiento de estacas y esquejes, como económicamente el mayor porcentaje de utilidad lo brindó este material con este sustrato.

Se recomendó añadir elementos como pomina y humus a lo convencionalmente utilizado en los enraizamientos habituales de la zona para lograr mayor eficiencia, emplear el material vegetativo de estacas de Yagual como mejor alternativa a otros materiales vegetativos de esta especie, evaluar métodos de aclimatación y ambientación para mayor eficiencia de enraizamiento, evaluar enraizadores como

elementos que permitan mejor el prendimiento y evaluar diferente niveles de riego en este tipo de sustratos.

2.1.4. PROPAGACIÓN IN VITRO DE POLYLEPIS EN BOLIVIA.

Polylepis es una especie endémica de Bolivia, reportada únicamente en la provincia Araní (Cochabamba); está considerada en peligro (EN), por lo cual es necesario el desarrollo de iniciativas que promuevan su conservación, siendo una alternativa el uso de técnicas de cultivo de tejidos vegetales. Se utilizaron yemas apicales que fueron desinfectadas en etanol e hipoclorito de sodio, evaluando el efecto del tiempo de inmersión, adición de carbón activado y aplicación de una solución antioxidante para su establecimiento in vitro. Los explantes obtenidos fueron sembrados en un medio basal. En la fase de multiplicación, los brotes fueron subdivididos e introducidos en el medio de, variando la concentración de los fitorreguladores para incrementar el número de brotes por explante. En la fase de enraizamiento se comparó el efecto de diferentes medios de cultivo sobre el número y la longitud de las raíces generadas in vitro. El tratamiento óptimo para la desinfección de yemas apicales consistió en la inmersión en solución de hipoclorito de sodio al 2% por 10 minutos; por otra parte, la aplicación de una solución de ácido cítrico/ácido ascórbico resultó ser efectiva para el control de la oxidación.

La adición de carbón activado al medio de cultivo tuvo un efecto inhibitor en el crecimiento, incluso generando la necrosis de los tejidos. Para la multiplicación in vitro, el mejor medio fue, suplementado con 0.23 mg/l de bencil aminopurina y 0.1 mg/l de ácido indol butírico.

En la fase de enraizamiento, el tratamiento óptimo tanto para la formación como para el desarrollo radicular de vitroplantas fue el medio de cultivo, al 50%, suplementado con 50 g/l de sacarosa y 0.1 mg/l de ácido indol acético.

(<http://www.scielo.org.bo/scielo.php?>)

2.1.5. EXPERIENCIAS EN GERMINACIÓN Y REPRODUCCIÓN VEGETATIVA APLICADOS A LA REFORESTACIÓN CON POLYLEPIS (ROSACEAE) EN LAS SIERRAS GRANDES DE CÓRDOBA, ARGENTINA.

Se realizaron experiencias de propagación con polylepis. En invernáculo y en las Sierras

Grandes de Córdoba, con el fin de facilitar la recuperación de sus bosques mediante una reforestación. El porcentaje de germinación fue muy variable entre semillas provenientes de distintos individuos, y estuvo correlacionado positivamente con el grado de cobertura de polylepis del sitio donde se colectaron las semillas. No se encontraron diferencias en la germinación entre los substratos: arena, hojarasca, y tierra con arena, ni con la esterilización de estos. El tratamiento de las semillas con frío húmedo fue perjudicial. La propagación mediante estacas es factible; la mejor época es la primavera y el uso de enraizante no es recomendable. La supervivencia de los plantines trasplantados a su hábitat natural fue alta tanto para los producidos mediante semillas como para los de estaca, aunque el crecimiento de los plantines de semillas fue mayor al de los plantines por estaca.

(<http://editorenjefe.ecologiabolivia.googlepages.com/Vega42-2.pdf>)

2.2. BASES TEORICAS

2.2.1. Deforestación y cambio climático en el Perú.

2.2.1.1. Bosques y deforestación.

Sobre la cantidad de superficie cubierta con bosques se cuenta con información de diferentes años y en algunos casos contradictoria porque las definiciones y categorías utilizadas en los diversos estudios no siempre son compatibles, por lo que se debe tomar con cuidado dichas cifras. En lo que respecta a la deforestación la información con la que se cuenta es menos confiable por las diversas metodologías empleadas, y es más limitada pues no corresponde a todo el territorio nacional.

Respecto de los bosques, la información más actualizada con la que se cuenta es la elaborada con imágenes de satélite Landsat 2009 por la Dirección General de Evaluación, Valoración y Financiamiento del Patrimonio Natural del Ministerio del Ambiente (MINAM), quienes han elaborado un mapa de distribución de bosques y recursos forestales denominado Mapa del Patrimonio Forestal Nacional 2010 en el que se identifican los tipos de bosques amazónicos, andinos y costeros. De acuerdo al Mapa del Patrimonio Forestal Nacional 2010, el 62% (79'942,865 ha) del territorio nacional es parte del patrimonio forestal. De los cuales 76'004,860 ha se encuentran en la Amazonía (69'941,309 ha de bosque y 6'063,551 ha de aguajales y pantanos) que representan el 59.1% del territorio nacional. Por su parte las regiones Andina y Costera albergan 3'938,005 ha de bosques, el 3.03% del territorio nacional. Sin embargo, informe nacional Perú para la evaluación de los recursos forestales mundiales 2010, compendia la información del mapa forestal del 1975, el mapa forestal del 1995 y la actualización del mapa forestal del 2000, pero estas muestran diferencias y en algunos casos errores, como por ejemplo al sumar las categorías de la actualización del Mapa Forestal del 2000, erróneamente se indica que son 128.521.560,00 ha, pero cuando se verifica dicha suma resulta ser 133.653.846,58 ha, es decir, más que la superficie nacional en 5 millones de hectáreas

Respecto la deforestación, la información más actualizada con la que se cuenta es el Mapa de Deforestación de la Amazonía Peruana del 2000 elaborado por el Programa de Fortalecimiento de Capacidades Nacionales para manejar el Impacto del Cambio Climático y la Contaminación del Aire (PROCLIM) del entonces Consejo Nacional del Ambiente (CONAM). Al respecto, el Mapa de Deforestación de la Amazonía Peruana 2000 indica que la superficie deforestada asciende a 7'172,553.98 ha, que representa el 9.25% de la región amazónica y el 5.58% del territorio nacional.

Asimismo, en este estudio se determinó que la superficie deforestada entre los años 1990 y 2000 representó el 10.36% de la superficie de los bosques amazónicos por lo que tasa anual de deforestación fue de 149,631.76 ha/año; la clase mixta de deforestación, conocida como Bosque Secundario-Agricultura, presentó el mayor valor, con 44.18% del total de área deforestada. Por otro lado, la región de San Martín fue la que obtuvo el mayor valor de deforestación, con 1'327,668.52 ha, (MINAM 2010a: 67).

En lo que respecta a la propiedad, manejo y uso de dichos bosques, según Informe Nacional Perú para la Evaluación de los Recursos Forestales Mundiales 2010 respecto de la información más reciente para el año 2009 señala que el 18.68% del bosques, es decir 12'786,480 ha corresponden a propiedad privada (comunidades nativas, campesinas, predios privados, etc.) y el 81.32% de los bosques, es decir 55'660,330 ha corresponden a propiedad pública (áreas naturales protegidas, bosques de producción, reservas territoriales del Estado, concesiones forestales, etc.).

Por su parte el Ministerio de Agricultura, a través de la Dirección General Forestal y de Fauna Silvestre, elaboró en noviembre de 2010 el Mapa de Concesiones Forestales, Áreas Naturales Protegidas (ANP), Comunidades Nativas (CCNN), Comunidades Campesinas (CCCC), Reservas Territoriales y del Estado; en cuya memoria descriptiva detalla que los Bosques de Producción Permanente abarcan un área de 17'763,446.98 ha y que los derechos otorgados a las Concesiones Forestales con Fines Maderables, las Concesiones Forestales con Fines No Maderables y las Concesiones de Forestación y Reforestación cubren 7'903,723.20 ha, 1'595,809.68 ha y 136, 863.86 ha, respectivamente.

2.2.1.2. Causas de la deforestación.

La Segunda Comunicación Nacional del Perú a la Convención Marco de las Naciones Unidas sobre Cambio Climático (CMNUCC), señala que las causas directas de la deforestación son la agricultura (incluyendo cultivos ilícitos) y la ganadería, debido a la tumba, la tala y la quema del bosque; en ese sentido, los actores directos de la deforestación serían los colonos que destruyen el bosque para instalar cultivos y pasturas. Pero la deforestación también es causada de manera directa por agricultura intensiva para la producción de monocultivo como la palma aceitera, la soja, etc.

Por actores agroindustriales. Existen otras actividades que también son causas directas de la deforestación aunque en menor magnitud que las anteriores, éstas son: el incremento de las áreas urbanas, la construcción de infraestructura vial, energética, la extracción de hidrocarburos, minerales, madera, la recolección de leña, etc.

Sin embargo, estas causas son provocadas por otros factores que impulsan la deforestación. En mencionado documento, señala que los factores que incrementan la deforestación son el desarrollo urbano, la infraestructura de comunicaciones, la explotación minera y petrolera, y las plantaciones ilegales de coca, que se ven agravados por el débil régimen de tenencia de tierras. El incremento de la población en el área con bosque se debe a la migración de pobladores de la región andina, donde existen altos índices de pobreza que impulsan procesos migratorios hacia la Amazonía donde expanden las áreas agrícolas para el consumo de productos de pan llevar. Así, la población de la selva del Perú ha pasado de 1 millón 772 mil pobladores, en 1981, a 4 millones 115 mil en el año 2007. La construcción de carreteras sin adoptar las medidas que contrarresten los impactos ambientales y sociales provocados por las mismas es una de las principales causas indirectas de la deforestación,

pues la experiencia indica que la deforestación se incrementa con la existencia de vías de acceso (carreteras, ríos, etc.) y la calidad del transporte a través de dichas vías (Carretera Olmos – Marañón – Saramiriza, Selva Central al Pichis y Marginal de la Selva y actualmente los ejes IIRSA Norte, Sur y Centro). Las actividades económicas como la minería, los hidrocarburos, la construcción de infraestructura, etc. generan la migración y el establecimiento de asentamientos humanos cercanos, pues estas actividades permiten el acceso a áreas que antes eran impenetrables facilitando la migración hacia la selva.

2.2.2. Distribución geográfica del Queñual (*Polylepis* sp).

Las poblaciones del género *Polylepis* están confinadas a los Andes tropicales y subtropicales sudamericanos. No existen mapas fitogeográficos detallados para el género; sin embargo, para tener una idea de su distribución general son suficientes los orígenes de las muestras botánicas recolectadas.

Los bosques de queñual no siempre son homogéneos, a veces muestran mezclas de árboles de dos especies o se acompañan con otras especies arbóreas.

Mediante las descripciones de Simpson (1979), se tiene que algunas de las características de *P. fricarían* y *P. tomentella* se traslapan. La especie componente en el norte es *P. incana* y en el sur *P. tomentella*, con un área central de traslapo en la sección norte del Cerro San Francisco de Pataqueña, cercano al poblado de Condorire. En ella sin embargo, se nota la presencia de un mayor número de individuos de *P. tomentella* con lo que se deduce que este cerro es el límite de distribución sur de *P. Incana* en Puno.

Simpson (1979) también encontró problemas de Identificación parecidos entre estas dos especies en Cochabamba, Bolivia. Según Simpson, *Polylepis incana* ha sido el epíteto más erróneamente aplicado en el género, ya que ha sido usado para casi cualquier espécimen con un simple par de folíolos, o para la mayoría de especímenes para los cuales un nombre no era aparente. Parte del problema es

que *P. incana* forma el centro de un complejo de especies, muchas de las cuales parecen formar híbridos en el Perú central. Otro posible centro de hibridación sería una gran área comprendida entre los departamentos de Cusco y Puno.

Simpson (1979) considera la existencia de 15 especies en el género *Polylepis*, las cuales ocurren en las cercanías de la Cordillera de los Andes por encima de los 1800 msnm.

2.2.3. Distribución altitudinal del queñual (*Polylepis* sp).

La mayoría de las especies se encuentran en el rango altitudinal de 3000 a 3200 msnm. Hacia abajo y hacia arriba de este rango, el número de especies del género disminuye. La especie con registros a menores elevaciones es *P. australis*, a poco menos de 1800 msnm en Córdoba, Argentina. La especie registrada a mayor altitud es *P. tomentella* en el volcán Samaja, Bolivia a 5200 msnm.

Podrían ocurrir otras variaciones en la medida a que se produzcan nuevos registros; sin embargo estos cambios seguramente han de ser mínimos. Los nuevos registros deberían más bien estar enfocados a la búsqueda del rango altitudinal óptimo para una especie dada. La figura muestra los límites altitudinales en los cuales se han reportados las especies; las altitudes óptimas para cada una de ellas deberán suponerse.

2.2.4. Especies de queñual (*polylepis* sp) en el Perú.

Distintos herbarios y profesionales forestales todavía no están de acuerdo con la taxonomía de las especies y menos aún sobre el número de especies en el Perú. Este estudio toma como referencia las descripciones de Simpson (1979).

Polylepis pauta parece ser la especie con la distribución de mayor amplitud en el Perú. En el pasado, esta especie se habría distribuido en una franja casi continua a lo largo del flanco oeste de la cordillera oriental, en la parte superior de los bosques de nubes y formando el ecotono Selva Alta-pastos de puna. Hoy en día, esta población está reducida a lugares donde la presión cultural humana ha tenido poco impacto. Por ejemplo, se le ha registrado en las secciones altas de

los Parques Nacionales del Manu (Cusco) y Río Abiseo (San Martín). En Puno es posible todavía encontrar algunos relictos en la Cordillera de Carabaya (cerros Queñocunca y Queñaccacca). Por otra parte, en la zona limítrofe entre los departamentos de Cusco y Puno se sospecha la presencia de *P. pepei*

Las especies espontáneas confirmadas dentro del área de estudio son: *P. incana* y *P. tomentella*; *P. besseri* con pocos individuos en el extremo norte y probablemente también al sur, *P. racemosa* con muy pocos individuos al extremo norte. Esta última especie, junto con *P. incana*, aparentemente han sido las más cultivadas por los campesinos en Perú en razón a la mayor facilidad de ser propagadas.

2.2.5. Extensión de los bosques de queñual (*Polylepis* sp) en el Perú.

Una recopilación de los datos de la extensión de bosque de *Polylepis* a partir de los estudios de la ONERN se presenta en el Cuadro 01.

Departamento	Superficie (ha)	Porcentaje (%)
Ancash	3400	8.10
Arequipa	12000	28.40
Ayacucho	3000	9.23
Cusco	1000	2.36
Huancavelica	4700	11.12
Lima	8850	20.94
Moquegua	2450	5.80
Puno	2400	5.68
Tacna	3550	8.40
TOTAL	42250	100.00
No incluye los datos obtenidos por este estudio, elaborado por León, H; Ingenieros forestales. ONERN		

Este cuadro constituye una recopilación de estudios con diferentes niveles de detalle (estudio de reconocimiento y semidetalle). E incluye solamente las áreas que los técnicos de la ONERN han cubierto. Se sabe, por ejemplo, que en Apurímac también existen bosques de este género que no han sido mapeados; entonces, en la elaboración del Cuadro se ha preferido no estimar su superficie sino sólo registrar datos de los bosques efectivamente observados.

Considerando las limitaciones del cuadro y conociendo la presencia de bosques en otros departamentos, se concluye que el género se encuentra en la mayoría de los departamentos del Perú (18 registros probados). La superficie de queñuales en el Perú se estima en 100 000 ha, siendo probablemente *P. pauta* la especie de mayor población y la de más difícil evaluación por estar casi siempre mezclada con vegetación de Selva Alta.

La cifra estimada aparentemente gigantesca no debería causar tranquilidad; se recordará que el término "queñuas" involucra en el caso peruano diez especies diferentes y que no todas tienen poblaciones extensas. No se trata de conservar una o dos de ellas como representantes de todo el género, sino a cada una de ellas, pues individualmente tendrán sus particulares adaptaciones ecológicas.

2.2.6. QUEÑUAL “*Polylepis* sp”

2.2.6.1. Clasificación botánica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Orden: Rosales

Familia: Rosaceae

Género: *Polylepis*

Nombre científico: *Polylepis* sp (Spier/biederbick, 1980)

Nombres comunes: Yagual, Queñua, (Guaimalama j, 1999)

2.2.6.2. Requisitos ecológicos de queñual (*polylepis* sp).

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 (Hofstede, 1998)

2.2.6.3. Usos artesanales y medicinales del queñual (*Polylepis* sp)

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 taninos (Hofstede, 1998).

2.2.6.4. Enfermedades

La enfermedad más común que se puede ver en queñual (*Polylepis* sp) 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 (Guaimalama, 1999)

2.2.6.5. 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” (Spier/Biederbick, 19980)

“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.” (Brandbyge J. Op. Cit. p. 6 20)

2.2.6.5.1. Raíz

a) 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” (Álvarez)

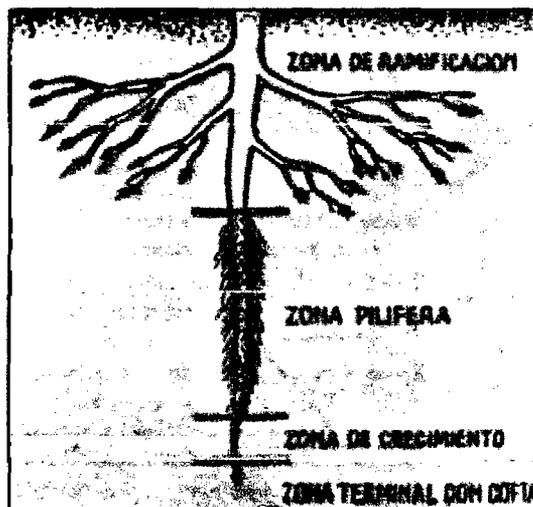
“Raíces adventicia son aquellas que no proceden de la radícula del embrión sino que se forman a partir de órganos diferentes a la raíz. Generalmente, surgen en un nudo del tallo o incluso en la hoja en algunas especies. Las raíces que se desarrollan cuando multiplicamos vegetativamente la planta, son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

b) 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” (Villarreal, 1993)

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 (Flores, 1999)

c) 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 (Álvarez, Juan, Op, Cit, p.8).

2.2.6.5.2. Tallo

Según CHICLOTE, J, OCAÑA, R BARAHONA, E 1985, citado por León, el queñual es una especie que incluye arbustos de 1 a 5 m, de altura, hasta árboles de 22m. 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 translucidas, 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 papirácea (León, 2009)

a) 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 (Flores, 1999)

b) 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.

“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.”(Anatomía y Fisiología Vegetal, 14-11-2012)

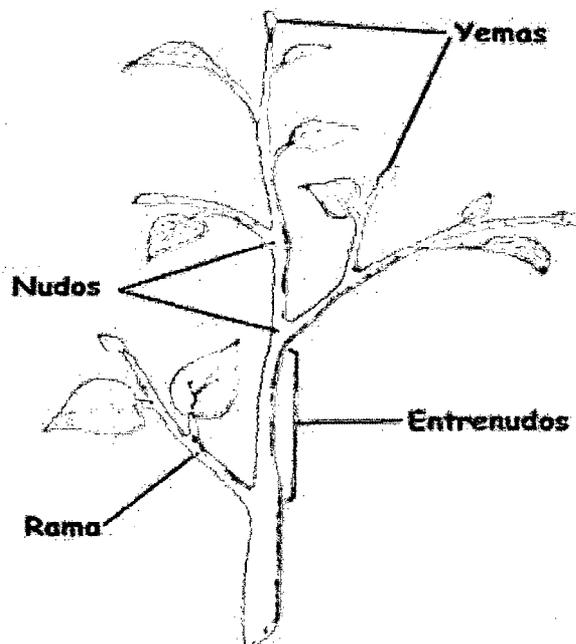
c) Tipo de tallos según su consistencia

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 (Alvarez, Juan, Op, Cit, P.8).

d) Anatomía del tallo



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

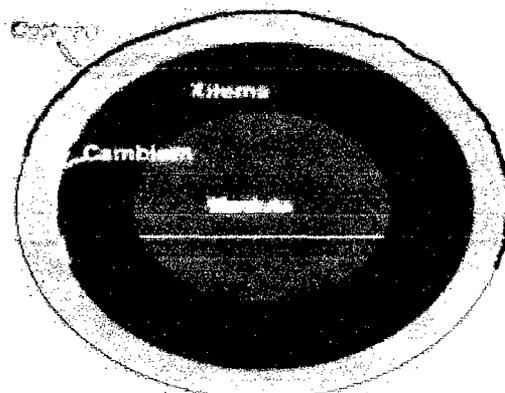
El cuello: es la zona de unión del tallo y la raíz.

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 (Álvarez, Juan. Op. Cit p.25).

e) Partes y función del tallo interior



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

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.

2.2.6.5.3. 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 húmedos (León, Diana, 2009)

a) 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.”(Villarreal, 1993)

“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.”(Flores 1999)

b) Características de las hojas del Queñual

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.

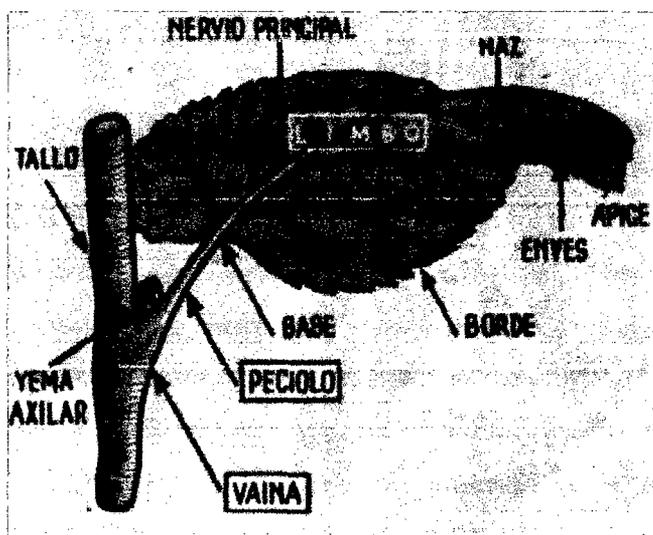
Lámina oblonga: más largo que ancho, de forma más o menos rectangular.

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 (Becerra, 2002)

c) Partes de las hojas



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

La hoja consta de una lámina o limbo, un pie o peciolo y base foliar. En algunas hojas el peciolo 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 peciolo 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 foliolos (Flores, 1999).

2.2.6.5.4. Flores

Sus flores de queñual 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 estambres (León, 2009).

2.2.6.5.5. Frutos

El fruto es de 5mm, de largo por 4mm de ancho es drupáceo, con cuatro aristas terminadas en cortos aguijones. En la sierra central de fructificación normalmente ocurre entre Junio y Septiembre (LEÓN, 2009)

2.2.6.5.6. Reproducción

2.2.6.5.6.1. 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 (Pina, 2008)

2.2.6.5.6.2. 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 (Cabrera, 1999)

2.2.6.5.6.3. 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".(Cabrera,1999)

2.2.6.5.7. Factores que influyen en la rizogénesis

2.2.6.5.7.1. 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 esquejes (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 (Gárate, 2010).

2.2.6.5.7.2. 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 los esquejes 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 brotes es la juvenil, que es cuando arraigan con mayor facilidad, una de las técnicas utilizadas con estos fines es el de seto vivo (Gárate, 2010)

2.2.6.5.7.3. 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).” (Gárate, 2010)

2.2.6.5.7.4. Regulación hormonal del enraizamiento.

Las raíces adventicias de las esquejes 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 los esquejes. 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(Gutiérrez,1995)

2.2.6.5.7.5. 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 los esquejes (López y Carazo,2005)(Gárate,2010)

2.2.6.5.7.6. 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) (Gutierrez, 1995).

2.2.6.5.7.7. 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 maduros. (Gutiérrez, 1995).

2.2.6.5.7.8. 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 esquejes, 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 enraizan 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 evaluadas (Gárate, 2010)

2.2.6.5.7.9. 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 esquejes se cortan a la misma longitud, las basales enraizan 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

(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 (Gárate, 2010).

2.2.6.5.7.10. 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 enraíza o lo hace en baja proporción. El efecto del envejecimiento sobre el enraizamiento de estacas no se presenta sólo en el 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).(Gutiérrez,1995)

2.2.6.5.7.11. 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 basipetamente 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, las estomas abiertas 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 (Gárate, 2010).

2.2.6.5.7.12. 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) (Gárate, 2010).

2.2.6.5.8. Hormonas vegetales

2.2.6.5.8.1. 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 (Gárate, 2010).

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) (Salvarrey, 2008)

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte,

célula a célula, se caracteriza por ser lento (1 cm/hora) en raíces y tallos; además, es un transporte polar es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (Strasburger, 1994)(Gárate, 2010).

2.2.6.5.8.2. 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 (Cabrera, 1999).

2.2.6.5.8.3. 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 (Cabrera, 1999)

2.2.6.5.8.4. 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 (Cabrera, 1999).

2.2.6.5.8.5. 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 (Cabrera, 1999).

2.2.6.5.9. 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%.”(Spier/Biederbick, 1980)

2.2.6.5.10. 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 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) (Gárate, 2010)

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 (Rojas, 2004)

“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.”(Fernandez)

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 (Huanca)

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

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 (Rojas, 2004).

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 si se obtiene un esqueje (estaca, yema, etc.) éste también llevará consigo la enfermedad ((Rojas, 2004)

2.2.6.5.11. Métodos de propagación

2.2.6.5.11.1. 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 (Ruiz).

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 (Pina, 2008).

a) 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 (Parter, 2000)

“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.” (Pina, 2008).

“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” (Ruano, 2008)

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 (Huanca).

b) 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) (Sánchez, 2009)

c) 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 (SIURA, 2010)

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 (Huanca)

d) Factores que favorecen la propagación por acodos

Durante el acodado la formación de la raíz es estimulada por varios tratamientos aplicados al

tallos que ocasionan una interrupción de la translocación hacia abajo de materiales orgánicos, carbohidratos, auxina y otros factores de crecimiento. Esos materiales se acumulan cerca del punto de tratamiento y se efectúa enraizado en esa zona general aun cuando la rama está todavía unida a la planta madre (Huanca)

“El tallo acodado se abastece de agua y sales minerales. (xilema/planta madre) e interrumpe la translocación 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.”(Siura, 2010)

e) 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. (Rojas, 2004)

2.2.6.5.11.2. Esquejes

La propagación por esquejes 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 (Rojas, 2004)

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 (Huanca)

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 vegetativa, los individuos obtenidos tienen (salvo mutación) la misma dotación genética y el mismo estado sanitario que la planta originaria (planta madre) (PINA, 2008).

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 (Ruiz,).

- Ventajas de la propagación por esquejes

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

1. Simplicidad del procedimiento.
2. Absoluta homogeneidad en todos los árboles obtenidos.
3. Obtención de un gran número de árboles a partir de una sola planta madre.
4. Cultivos más cortos debido a la rapidez de esta técnica.

5. Ausencia de problemas de incompatibilidad entre dos partes vegetativas.
6. Perfecta conservación de las características clonales.
7. Necesidad de poco espacio.
8. Se evita la dependencia hacia el uso de semillas.
9. Es posible lograr un control preciso del parentesco.⁸²

- Desventajas de la propagación por esquejes

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 (Merlín)

2.2.6.5.11.2.1. Bases fisiológicas para el enraizamiento de esquejes

a) 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 (Merlín).

b) 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. (Ruiz)

c) 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 formación del callo es esencial para el enraizamiento (Ruiz).

**2.2.6.5.11.2.2. Efecto de yemas,
hojas y tallos en el
Enraizamiento**

➤ **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 (Cabrera, 1999).

➤ **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. (Cabrera, 1999)

➤ **Estructura y Efecto de los tallos en el enraizamiento**

El desarrollo de un anillo de esclerénquima continuo entre el

1

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 esclerenquima (Hartmann y Kester, 1998)

2.2.6.5.11.3. 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.” (Leguiza, 1995)

a) 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 (Rodríguez, 20003).

2.2.7. SUSTRATO

El sustrato recomendado para la propagación está compuesto de suelo agrícola, arena de río y estiércol de ovino.

Este sustrato proporciona las características físicas, 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.

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

2.2.7.1. 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 (Ruano, 2008).

2.2.7.2. 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

Uniformidad (Ruano, 2008)

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

2.2.7.3. Otras propiedades.- Libre de malas hierbas, sustancias fitotóxicas, bajo coste poca densidad, fácil manejar, disponibilidad, homogeneidad, etc. (Pina, 2008).

2.3. Hipótesis.

2.3.1. Alternativa.

Las diferentes dosis de enraizador Root Hor influyen en la inducción del enraizamiento en la propagación de esquejes de queñual bajo las condiciones del distrito de Carampoma

2.3.2.Nula.

Las diferentes dosis del enraizador Root hor no influyen en la inducción del enraizamiento en la propagación de esquejes de queñual bajo las condiciones del distrito de Carampoma.

2.4. Variables de estudio.

2.4.1.Variable independiente(X)

Enraizador Root Hor

2.4.2.Variable Dependiente

- Esquejes de queñual

2.5. DEFINICION OPERATIVA DE VARIABLES E INDICADORES

- **Numero de brotes:**

Se contara los brotes de todos los esquejes de cada uno de los tratamientos.

- **Porcentaje de prendimiento:**

Se realizará después de sesenta y cinco días de haber plantado por conteo de esquejes prendidos por cada tratamiento.

- **Numero de hojas:**

Se realizara el conteo de las hojas por cada esqueje.

CAPITULO III: PROBLEMA

3.1. Ámbito de estudio.

El presente trabajo de investigación se desarrollo dentro el distrito de Carampoma de la provincia de Huarochirí departamento Lima.

3.1.1. Ubicación geográfica:

Altitud	: 3800 m.s.n.m
Longitud sur	: 11°39' 19"
Longitud Oeste	: 76° 30' 55"

3.1.2. Ubicación política:

Lugar	: Carampoma
Distrito	: Carampoma
Provincia	: Huarochirí
Región	: Lima

3.1.3. Factores climáticos

Precipitación pluvial	: promedio anual 500mm
Temperatura	: promedio anual 15°C
Humedad relativa	: promedio anual 50%

3.2. TIPO DE INVESTIGACIÓN

El presente trabajo corresponde a la investigación aplicada por determinar la dosis adecuada para uso de productos hormonales como es el Root-Hot (Auxina). Esta investigación permitió fortalecer la propagación de plantas nativas, en el distrito de Carampoma ya que permite conservar las especies nativas.

3.3. MATERIALES Y EQUIPOS

En la instalación de la investigación se usaron los siguientes materiales y equipos: Vehículo, fundas de polietileno, baldes, probeta, envases de 1L, plumón, regadera, pala, pico rastrillo, repicadores, carretilla, sarán, cámara fotográfica, libreta de campo, tijeras de podar, sustrato (arena de río + tierra agrícola+ estiércol descompuesto), Root Hor (Auxina), estacas procedentes de ramas jóvenes.

3.4. NIVEL DE INVESTIGACION.

El nivel de investigación es experimental.

3.5 METODO DE INVESTIGACION.

Se aplicó el método científico experimental, cuyo procedimiento se detalla a continuación:

- **Revisión de información:** En los meses de Setiembre a Noviembre se realizó la revisión y análisis de información sobre la propagación de estacas de queñual (*Polylepis* sp), dosis de Root-Hot (auxinas), para los cuales se recorrieron las diferentes fuentes de información como internet, bibliotecas.
- **Delimitación del área de estudio.-** Se determinó el área, superficie de terreno en el que se efectuó el ensayo, para lo cual fue necesario delimitar la extensión, luego se preparó el sustrato: con arena de río, suelo agrícola y estiércol de ovino descompuesto en una proporción de 2:1:1. El suelo agrícola fue tamizada con una zaranda de malla acerada de $\frac{1}{4}$ por $\frac{1}{4}$ de pulgada, consiguiendo con esto eliminar los terrones y restos de material vegetal; luego se procedió a mezclar o homogenizar los materiales compuestos por 2 carretilla de arena de río, 1 carretillas de suelo agrícola y 1 carretilla de estiércol de ovino descompuesto.
- **Diseño del campo experimental.-** Inmediatamente se procedió a diseñar unas pequeñas parcelas con un total de 5 unidades, cuyas dimensiones fueron de 2m² cada una, en la cual entraron 150 plantas.
- **Enfundado.-** Se llenó el sustrato en las fundas, cuyas dimensiones son 6x8cm, con cuatro perforaciones. Para el llenado se utiliza embudos acondicionados para el efecto, con los cuales se coloca una gran cantidad de sustrato y se llenan las fundas, compactando el sustrato con la utilización de un palo para evitar que se formen bolsas de aire en las partes bajas de la funda, llenando así un total de 600 fundas. Que finalmente se colocaron en las parcelas que se diseñó para el ensayo previamente.

- 2
- **Recolección y preparación del material vegetativo.**- Se obtuvo del distrito de Carampoma lugar llamado Japani, primeramente se seleccionó los mejores árboles y se procedió a tomar los esquejes de las ramas bajas y medias con la ayuda de tijeras de podar tomando en cuenta que antes las ramas presenten preferentemente yemas o raíces preformadas lo que viabiliza la formación de raíces en un lapso de tiempo menor. El tamaño del material vegetativo (esquejes) de la especie *Polylepis* sp, tuvieron un diámetro mayor a 1cm, y una longitud de 15 a 25 cm; Los esquejes se cortaban en forma de bisel (con zapatilla); los mismos que fueron colocados en coolers para luego ser transportados al campo experimental.
 - **Preparación de enraizadores.**- Inmediatamente se procedió a preparar las dosis del enraizador, tomando en cuenta las recomendaciones establecidas por las casas comerciales en ml:
Root hot: se preparó en tres dosis de 3ml, 5ml y 10ml por lt de agua, luego se mezcló bien obteniendo la solución, en la cual se introdujeron en cada dosis 150 esquejes de la especie *Polylepis* sp.
 - **Instalación del ensayo.**- Se procedió a realizar la siembra de los esquejes, utilizando los repicadores con los que realizo los hoyos en el centro del sustrato contenido en la funda, luego se colocó los esquejes en las fundas ubicándolas en forma inclinada, introduciendo aproximadamente 1/3 del esqueje; porción que previamente fue sumergida en cada uno de las soluciones correspondientes objeto de estudio por el tiempo recomendado 5m. Una vez establecidas estas, se rellenó el espacio restante con sustrato muy fino y se procedió a regar.
 - **Protección.**- Realizada la siembra, inmediatamente se procedió a dar protección a los esquejes, para lo cual se construyó un área de 5 x 6m cubierto con malla Rachel los mismos que cubren todo el ensayo. Con la

finalidad de evitar que las plantas se estresen y además se deshidraten por el sol.

- **Deshierbas.-** Se realizó dos deshierbas de forma manual, y cuando esta labor era necesaria con un intervalo de 40 días entre deshierbas, haciendo notar que no hubo gran incidencia de malezas.
- **Riegos.-** Con una regadera se procedió a regar las plántulas durante las dos primeras semanas, después a intervalos de dos días, considerando las condiciones climáticas presentes en la zona.

3.6. DISEÑO DE INVESTIGACION.

3.6.1. Diseño Experimental.

El proyecto de investigación se empleó el diseño completamente al azar (DCA), desarrollara con un Diseño Completamente Aleatorizados (DCA), con 4 tratamientos y tres repeticiones, haciendo un total de 12 unidades experimentales, cuyo análisis estadístico que se empleara es la técnica del Análisis de Varianza (ANVA), a un alfa de 0,05. El análisis de datos se realizará en forma manual utilizando una calculadora científica y de la misma manera, para la comparación de medias se utilizara la amplitud estudiantizada significativas de DUNCAN, a un alfa de 0,05. Cuyo modelo aditivo lineal es:

$$Y_{ij} = U + T_i + E_{ij}$$

Para:

$i = 1, 2, 3, 4.$ (Tratamientos)

$j = 1, 2, 3.$ (Repeticiones)

Dónde:

Y_{ij} : Variable de respuesta del i -esimo tratamiento del j -esimo repetición.

U : Efecto de la media general a la cual se alcanzara todas las observaciones (media poblacional de estacas de queñual).

T_i : Efecto de enraizador en tres distintos niveles.

E_{ij} : Error experimental de i-esimo tratamiento de la j- esima repetición.

3.6.2. Tratamiento en estudio.

Los tratamientos y cantidades que serán utilizados en la investigación, se muestran en el siguiente cuadro

Cuadro N° 02. Tratamientos que se estudiara.

TRATAMIENTO	DESCRIPCIÓN	CLAVE
1	3ml x litro de agua	T1
2	5ml x litro de agua	T2
3	10ml x litro de agua	T3
4	Testigo	T0

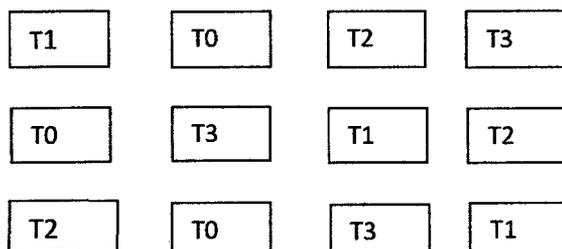
3.6.3. Datos del croquis experimental

- Largo del croquis experimental : 4.60 m
- Ancho del croquis experimental : 6.50 m
- Área de las calles : 1.5 m
- Área total del experimento : 29.9 m²

3.6.4. Datos de la unidad experimental

- Largo de la Unidad Experimental : 1.90 m
- Ancho de la Unidad Experimental : 1.10 m
- Altura de la unidad experimental : 25 cm

3.6.5. Croquis y distribución experimental



3.7. POBLACIÓN, MUESTRA, MUESTREO:

3.7.1. Población

Está constituida por los esquejes de queñual del distrito de Carampoma Provincia de Huarochirí Departamento Lima, de donde se recolecto los materiales que se propago en dicho Lugar.

3.7.2 La Muestra

Para evaluar se tomaran 50 esquejes de queñual por cada unidad experimental, obteniéndose en total 150 es quejes por tratamiento, que serán evaluados.

3.7.3 El muestreo

Las muestras de esquejes de queñual se tomaran al azar. 50 esquejes por repetición.

3.8. TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS:

Para la recolección de datos se utilizará la observación y medición estructurada individual en el experimento. Se obtendrán los datos de acuerdo a las variables a evaluar, todos los datos serán registrados en el cuaderno de campo.

3.9. PROCEDIMIENTO DE RECOLECCIÓN DE DATOS:

3.9.1. Emisión de brotes:

Se contará los brotes de todos los esquejes de cada uno de los tratamientos.

3.9.2. Porcentaje de prendimiento:

Se realizará después de sesenta y cinco días de haber plantado por conteo de esquejes prendidos por cada tratamiento.

3.6.3. Numero de Hojas:

Se realizara el conteo de las hojas por cada esqueje de cada tratamiento.

3.10. TÉCNICAS DE PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS

En la presente investigación los datos se registrarán en un cuaderno de campo, se realizará la transformación de los datos en el análisis de varianza (ANVA), utilizando un diseño completamente al azar con la comparación de DUNCAN, con un alfa 0.05, también se graficara las barras con los datos obtenidos, la técnica utilizada fue el análisis con estadística experimental y el uso de programas de Microsoft Office Excel automatizada y computarizada.

CAPITULO IV: RESULTADOS

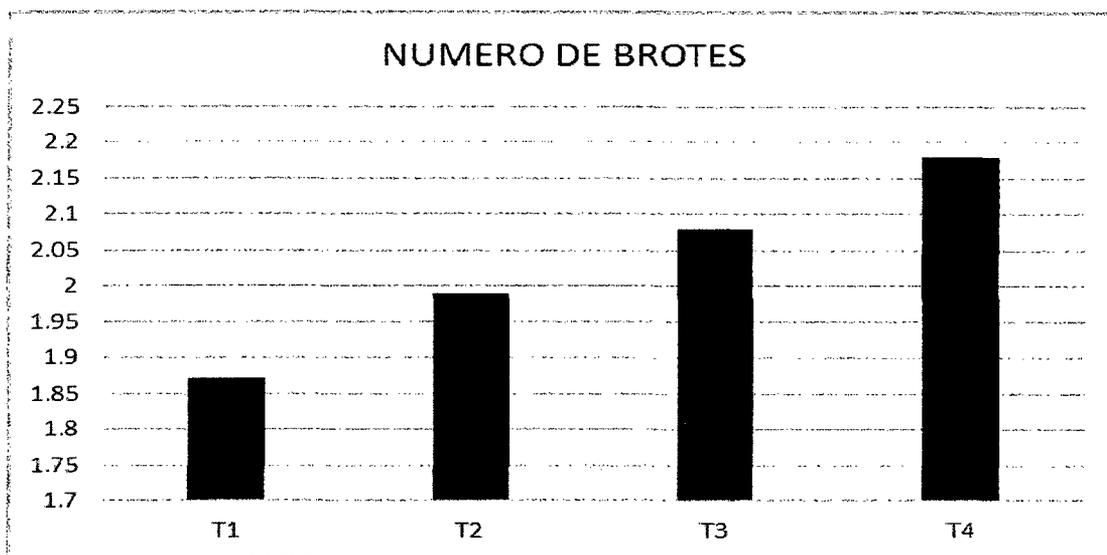
Cuadro N° 03: Numero de brotes a los 35 días de instalación.

Para analizar estadísticamente el número de brotes en cada uno de los tratamientos se aplicó un análisis de variancia ADEVA (alfa 0.05), de lo que se desprende que el valor del FC de 2.99 para el variable número de brotes, el cual comparado con sus correspondientes tabulares es NO SIGNIFICATIVO como se puede observar en el cuadro N ° 03.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	FC	FT	Significación
Entre grupos	0.15683333	3	0.05227778	2.99729256	4.06618055	N.S
Dentro de los grupos	0.13953333	8	0.01744167			
Total	0.29636667	11				

Al no existir diferencias significativas entre los valores de FC con el factor tabular, podemos determinar que no hay diferencias entre tratamientos por lo que no se realizó la prueba de DUNCAN.

Figura N° 01



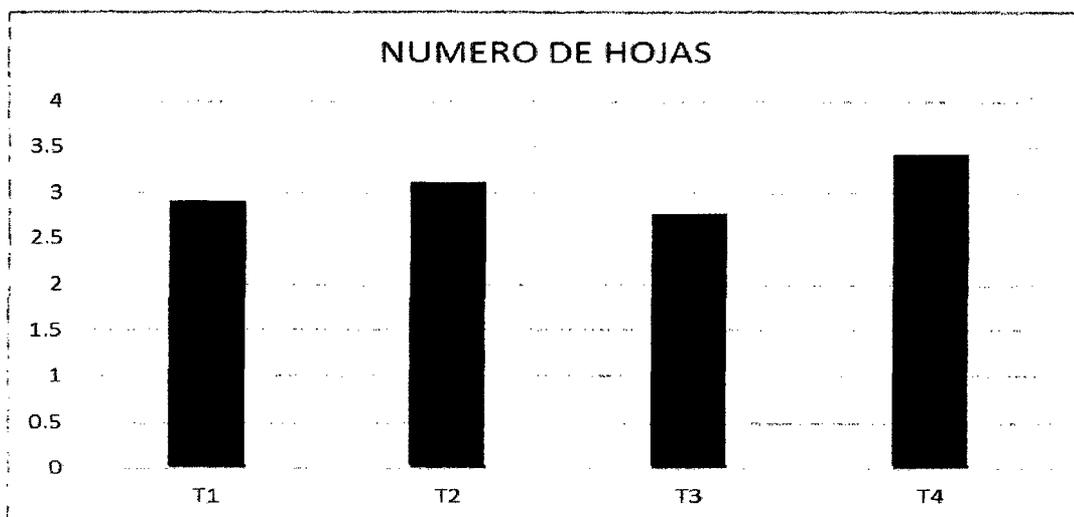
Cuadro N° 04 Análisis de Varianza de Numero de hojas por tratamiento a los 65 días después de haber instalado.

Para analizar estadísticamente el número de Hojas a los 65 días, en cada uno de los tratamientos se aplicó un análisis de variancia ADEVA (alfa 0.05), de lo que se desprende que el valor del FC de 3.21 para el variable número de brotes, el cual comparado con sus correspondientes tabulares en NO SIGNIFICATIVO como se puede observar en el cuadro N° 04.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	FC	FT	Probabilidad
Entre grupos	0.72006667	3	0.24002222	3.21961398	4.06618055	N.S
Dentro de los grupos	0.5964	8	0.07455			
Total	1.31646667	11				

Al no existir diferencias significativas entre los valores de FC con el factor tabular, podemos determinar que no hay diferencias entre tratamientos por lo que no se realizó la prueba de DUNCAN.

Figura: N° 02

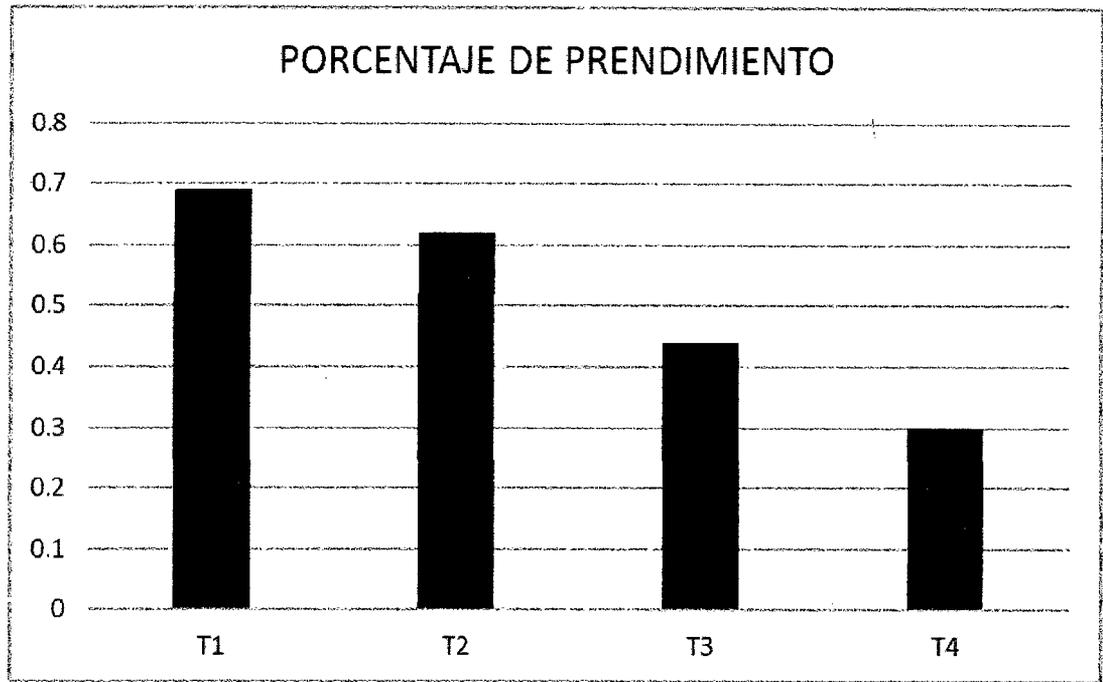


Cuadro N° 05 Análisis de Varianza para el porcentaje de prendimiento a los 65 días después de haber instalado.

Para analizar estadísticamente el porcentaje de prendimiento, se realizó respectivo análisis de variancia ADEVA, de lo que se interpreta que FC es de 10.04 el cual comparado con los F tabulares es altamente significativo como como se indica en el cuadro N° 05.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	FC	FT	Significación
Entre grupos	0.28336667	3	0.09445556	10.0484634	4.06618055	**
Dentro de los grupos	0.0752	8	0.0094			
Total	0.35856667	11				

Figura N° 03



Cuadro N° 06: Porcentaje de prendimiento Cuadro de Duncan.

Tratamientos	Promedios	Significación	
T1	0.69	A	
T2	0.62	A	
T3	0.44		B
T0	0.44		B

De este análisis cabe destacar que los mejores tratamientos fueron T1 (con 3ml de enraizador root hor) y T2 (Con 5ml de enraizador de root hor). Por el contrario los t3 (10ml root hor) y T0 (Testigo) fueron los que obtuvieron los menores promedios.

DISCUSIONES

Porcentaje de prendimiento

La sobrevivencia se tomó uno por uno de los esquejes las que se encontraban vivas, demostrando así el mejor tratamientos T1 (3ml de enraizador), seguidamente el T2 (5ml de enraizador Root Hor).

José Limaico (2011), en su investigación "propagación vegetativa de polylepis aplicando la hormona (ANA), en cuatro niveles en el vivero de la granja de yuyucocha", señala que los esquejes que más sobrevivieron esto se debe fundamentalmente a que el material mientras menos lignificado sea, las células vegetativas están más activas, propiciando la rápida formación de raíces activadas por los enraizadores, lo que permitió la sobrevivencia de los esquejes; un limitante para yemas enraizadas es su dependencia a la edad. Los esquejes se pueden recoger de tallos jóvenes son de rápido crecimiento enraizan pronto si se tratan con cuidado (Mosén, 1998)

Numero de brotes.

En el cuadro N° 02, se presente el análisis de variancia del número de brotes a los 65 días, dicho resultados presenta NO SIGNIFICATIVO. Ya que las estacas a propagar fueron cada una aproximadamente 25cm cada esqueje con 4 a 5 yemas y por ende los resultados homogéneos y existen diferencias significativas entre los valores de FC con el factor tabular, podemos determinar que no hay diferencias entre tratamientos.

Numero de Hojas

En el cuadro N° 03, se presente analiza estadísticamente el número de Hojas a los 65 días, en cada uno de los tratamientos se aplicó un análisis de variancia ADEVA (alfa 0.05), de lo que se desprende que el valor del FC de 3.21 para el variable número de brotes, el cual comparado con sus correspondientes tabulares en NO SIGNIFICATIVO. Se determina que no hay diferencias entre tratamientos ya que la emisión de hojas de todos los tratamientos fue homogéneas desde el momento de propagación de esquejes.

CONCLUSION

Durante el desarrollo de la investigación se cumplió con lo establecido en el marco metodológico, con lo que se obtuvo los resultados mencionados en el capítulo anterior, para realizar el análisis y discusión de los mismos y finalmente llegar a las siguientes conclusiones.

- ❖ El lugar donde se desarrolló la investigación fue apropiado para la propagación de queñual, en cuanto a condiciones de altura, clima y humedad son las misma habitad de la especie en resultado el queñual no tuvo problemas de adaptación, por los factores antes señalados.
- ❖ La mayor sobrevivencia de los esquejes respecto al nivel de hormonas enraizadoras utilizado fue el tratamiento T1 (3ml de enraizador) seguidamente el T2 (5ml de enraizador) en ambos tratamientos se presentaron mayor porcentaje de plantas vivas.
- ❖ Así mismo cabe resaltar que la especie propagada los primeros días de propagación de planta necesitan el riego constante ya que al no regar la planta entra en estrés hídrico y los esquejes empiezan a morir.
- ❖ Es necesario mencionar que la especie utilizada en la investigación es importante para la reforestación en las áreas alto andinas con fines de protección de fuentes hídricas, mejoramiento paisajístico y para la producción de energía calórica, por lo que se recomienda seguir haciendo investigaciones afin de propagar masivamente dicha especie.
- ❖ En el número de brotes y número de hojas no se observan diferencias significativas por lo tanto se acepta la hipótesis nula y se rechaza la hipótesis alternante.
- ❖ Se observan diferencias significativas en el porcentaje de prendimiento de queñual por lo tanto se rechaza la hipótesis nula.

RECOMENDACIÓN

Con los resultados obtenidos en esta investigación no podemos decir que se ha logrado descubrir todas las bondades de la especie y del enraizador por lo que es pertinente recomendar futuras investigaciones sobre los siguientes aspectos:

- ❖ A futuros egresados continuar investigaciones en queñual con aplicación de hormonas, ya que existe muy poca información sobre métodos de propagación, que resulta muy importante para nuestros paramos andinos.
- ❖ Se recomienda realizar investigaciones en lugares donde las condiciones climáticas sean similares a las del hábitat de la especie, esto es en lugares fríos y por sobre los 3,000msnm.
- ❖ Para un mejor porcentaje de prendimiento de esquejes y su posterior trasplante, se recomienda usar el tratamiento T1(3ml enraizador) y T2 (5ml de enraizador), donde determina que existen diferencias significativa entre tratamientos.

BIBLIOGRAFIA

- BECERRA 2002, "Anatomía y morfología de los órganos vegetativos de las plantas vasculares.
- CABRERA 1999, Aspectos "Fisiológicos en la formación de raíces adventicias".
- FERNANDEZ, Jaime, Fisiología Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias (UNAD), 189 páginas.
- FLORES 1999, "La planta y su función", 2 Volumen, Editorial del LUR.
- GÁRATE 2010, "Técnicas de propagación por estacas", Tesis de la UNU, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Ucayali.
- GUAIMALAMA 1999, "Auto ecología de la especie *Polylepis spp*", INEFAN.
- GUTIERREZ 1995, "Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de especies forestales", División Silvicultura, Instituto Forestal, Barros Arana.
- HOFSTEDE 1998, "Geografía, Ecología y Forestación de la sierra alta del Ecuador", 1era Edición, Editorial Abya Yala.
- HUANCA Wildor, "Métodos de reproducción asexual y su aplicación", Universidad Nacional del Altiplano Puno-Perú. Facultad de Ciencias Agrarias.
- LEGUIZA 1995, "Guía para la conformación, enriquecimiento, manejo y aprovechamiento sostenible del bosque protector productor".
- LEÓN 2009, "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.
- PARTER 2000, Rick, "La Ciencia de las plantas", 1era Edición, Editorial Paraninfo.
- PINA 2008, Propagación de plantas, 1era Edición, Editorial de la UPV.
- RODRIGUEZ 2003, "Implementación de las técnicas de etiolación y acodo y micro clonación", Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía.

- ROJAS 2004, y otros, "Propagación asexual de plantas", Corporación Colombiana de Investigación, CORPOICA.
- RUANO 2008, "Viveros Forestales", 2da Edición, Editorial Mundi-Prensa, Madrid-España.
- SANCHEZ 2009, Urdaneta, y otros, "Efecto del ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de acodos aéreos".
- SPIER/BIEDERBICK 1980," Arboles y leñosas para reforestar las tierras altas de la región interandina del Ecuador"- 2 da Edición.
- VILLARREAL 1993, "Introducción a la botánica forestal", 2 da. Edición. Editorial Trillas.
- YANEZ 2011, y otros, "Posibles efectos del cambio climático global en zonas silvestres protegidas de la zona andina del Ecuador", Universidad politécnica Salesiana, revista "La granja".

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/produccionvegetal/viticultura/contenidos/tema3multiplicacion.pdf>

ANEXOS

Fotografía N° 1: Bosque de queñual donde se recogieron los esquejes queñual



Fotografía N° 2: Recolección de esquejes



Fotografía N° 2: Recolección de esquejes



Fotografía N° 3: Área de propagación de esquejes de queñual



Fotografía N° 4: Preparación de camas de propagación



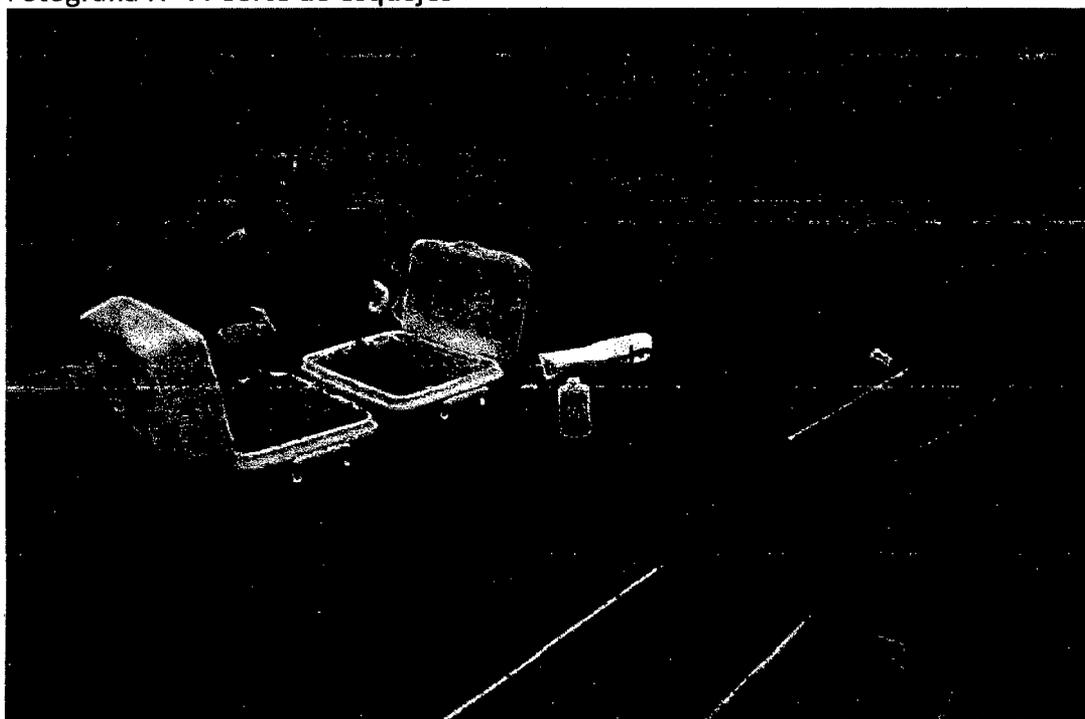
Fotografía N° 5: Camas listas para propagar los esquejes de queñual



Fotografía N° 6: Preparación se sustrato



Fotografía N° 7: Corte de esquejes



Fotografía N° 8: Esquejes seleccionados



Fotografía N° 9: Preparación de enraizador



Fotografía N° 10: Estacas sumergidas en le enraizador



Fotografía N° 11: Plantado de esquejes a las fundas con sustrato



Fotografía N° 12: Esquejes propagadas



Fotografía N° 13: Esquejes a los 65 días después del trasplante





DATOS REALES DE CAMPO

❖ Porcentaje de prendimientos de esquejes

Porcentaje de prendimiento				
	T1	T2	T3	T0
R1	46%	46%	20%	10%
R2	36%	54%	30%	12%
R3	56%	22%	12%	6%

❖ Numero de brotes

Datos reales				
	T1	T2	T3	T0
R1	46	50	10	9
R2	30	65	15	6
R3	60	25	6	3

❖ Numero de hojas

Datos reales				
	T1	T2	T3	T0
R1	138	150	66	75
R2	90	195	96	45
R3	180	75	18	30