

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRES
FACULTAD DE AGRONOMIA
CARRERA DE INGENIERIA AGRONOMICA**



TESIS DE GRADO

**EFFECTO DE DIFERENTES SUSTRATOS EN EL ENRAIZAMIENTO DE
ESQUEJES DE QUEÑUA
(*Polylepis besseri* Hieron), BAJO AMBIENTE PROTEGIDO
EN COTA COTA (LA PAZ)**

Leocadia Mamani Pacaje

La Paz – Bolivia

2016

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

EFFECTO DE DIFERENTES SUSTRATOS EN EL ENRAIZAMIENTO DE
ESQUEJES DE QUÉNUA
(*Polylepis besseri* Hieron), BAJO AMBIENTE PROTEGIDO
EN COTA COTA (LA PAZ)

Tesis de grado presentado como requisito
Parcial para optar el Título de
Ingeniero Agrónomo

LEOCADIA MAMANI PACAJE

Asesores

Ing. Ph. D. David Cruz Choque

Ing. Msc. Williams Murillo Oporto

Tribunal Examinador

Ing. Ph. D. Felix Mamani Reynoso

Ing. Msc. Felix Rojas Ponce

Ing. Msc. Ramiro Mendoza Nogales

Aprobada

Presidente Comité Revisor

AGRADECIMIENTO

Agradezco a la Universidad Mayor de San Andrés, en especial a la facultad de Ingeniería Agronómica, al plantel docente, por la formación brindada.

Al Centro Experimental de Cota - Cota, a su Director Ing. Cesar Oliver, al Ing, Williams Murillo Oporto. Al personal Administrativo Sr. Eulogio Calle y Sr. Edgar.

A mis asesores y revisores, Ing. Ph. D. David Cruz Choque, Ing. Williams Murillo, Ing. Ph. D. Félix Mamani Reynoso, Ing. M. Sc. Félix Rojas Ponce, Ing. M. Sc. Ramiro Mendoza Nogales, por su paciencia y por todos sus consejos.

DEDICATORIA

Este trabajo está dedicado en especial a Dios, y a su hijo amado Jesús y los hermanos de la Iglesia cristiana “Monte de Sion”

A mi hija Isabel Fernanda Ortecho Mamani, la razón de mi esfuerzo para esta tesis.

A mis padres: Valentina Pacajes Fernández(†) y Manuel Mamani Calle, por su apoyo moral.

A mis hermanos: Escolástico, Sabina, Margarita y Ricardo Mamani por su apoyo moral.

A mis familiares, mis sobrinos y sobrinas.

A mi padrino Carlos Garzón, por su apoyo económico y moral.

A mis amigos de la Facultad de Agronomía: Rosmery Villalba, Iver Quinteros, Ana María Apaza, Ing. Elizabeth Quispe, Ing. Williams Murillo, Ing. Oscar Conde y todos los que me colaboraron incondicionalmente.

A todo el plantel docente y administrativo de la Facultad de Agronomía, de la Universidad Mayor de San Andrés. Por la paciencia y esmero en su enseñanza.

CONTENIDO GENERAL

Agradecimientos.....	I
Dedicatoria.....	ii
Contenido general.....	iii
Lista de cuadros.....	vi
Lista de figuras.....	vii
Resumen.....	viii
Abstract.....	x
1. INTRODUCCION.....	1
2. OBJETIVOS.....	2
2.1 Objetivo general.....	2
2.2 Objetivos específicos.....	2
3. REVISIÓN BIBLIOGRAFICA.....	2
3.1 La Especie.....	2
3.1.1 Descripción Botánica.....	2
3.1.1.1 Hojas.....	2
3.1.1.2 Flores y Frutos.....	3
3.1.2 Descripción taxonómica.....	3
3.1.3 Necesidades Bioclimáticas y Edáficas.....	3
3.1.4 Distribución del género <i>Polylepis</i>	4
3.2 Propagación de especies forestales.....	5
3.2.1 Propagación a través de esquejes.....	5
3.2.1.1 Esquejes Rectos.....	6
3.2.1.2 Esquejes con talón o tacón.....	6
3.3. Enraizamiento de Esquejes.....	8
3.3.1 Diferenciación Celular.....	8
3.3.2 Multiplicación Celular.....	8
3.3.3 Proceso de Enraizamiento de los Esquejes.....	8

3.3.3.1	<i>Tipos de plantas según su Capacidad Rizogénica</i>	9
3.3.3.2	<i>Rizogénesis</i>	9
3.3.3.3	<i>Etapas de la Rizogénesis</i>	10
3.3.3.4	<i>Tejidos que originan las raíces</i>	10
3.3.3.4.1	<i>Tejidos meristemáticos primarios</i>	10
3.3.3.4.2	<i>Tejidos meristemáticos secundarios</i>	11
3.3.3.5	<i>Callos y raíces</i>	11
3.3.3.6	<i>Condiciones de la Planta Madre</i>	11
3.3.4	<i>Medio ambiente y su influencia en el enraizamiento</i>	12
3.3.4.1	<i>Control de temperatura</i>	12
3.3.4.2	<i>Control de humedad</i>	12
3.3.4.3	<i>Control de Luminosidad</i>	13
3.3.4.4	<i>Medio de Enraizamiento</i>	14
3.3.4.5	<i>Poda, incisiones y procedimientos similares</i>	14
3.3.4.6	<i>Época de corte de Esquejes</i>	15
3.3.5	<i>Evaluación del enraizamiento</i>	15
3.4	Substratos	16
3.4.1	<i>Componentes de los sustratos para Cultivo</i>	17
3.4.1.1	<i>Turba</i>	17
3.4.1.2	<i>Arena</i>	17
3.4.1.3	<i>Condiciones de los Sustratos para el Enraizamiento de Esquejes</i>	18
3.5	Cámara de Sub-irrigación	18
4.	LOCALIZACION	20
5.	MATERIALES Y METODOS	22
5.1.	Materiales	22

5.2	Metodología.....	23
5.2.1	Metodología Procedimental.....	23
5.2.2	Metodología Experimental.....	24
5.2.3	Variables de Respuesta.....	27
6.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	28
6.1	Resultados.....	28
6.1.1.	Porcentaje de esquejes enraizados.....	28
6.1.1.1	<i>Sustratos.....</i>	30
6.1.1.2	<i>Tipo de esqueje.....</i>	31
6.1.1.3	<i>Interacción (AxB).....</i>	32
6.1.2	Numero Promedio de Raíces.....	33
6.1.2.1	<i>Sustratos.....</i>	34
6.1.2.2	<i>Tipos de esqueje.....</i>	35
6.1.3	Longitud Promedio de Raíces.....	36
6.1.3.1	<i>Sustratos.....</i>	37
6.1.3.2	<i>Tipos de esquejes.....</i>	39
7.	CONCLUSIONES.....	41
8.	RECOMENDACIONES.....	43
9.	BIBLIOGRAFIA.....	44
ANEXOS.....		51

Lista de cuadros

Cuadro 1.	Factores en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes de Queñua.....	25
Cuadro 2.	Tratamientos en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes de Queñua.....	25
Cuadro 3.	Análisis de varianza para Porcentaje de dos Tipos de Esquejes Enraizados, en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación.....	28
Cuadro 4.	Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Enraizados, entre Niveles del Factor A.....	30
Cuadro 5.	Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Enraizados, entre Niveles del Factor B.....	31
Cuadro 6.	“Análisis de efecto simple” del resultado de los Tratamientos en el Porcentaje de dos Tipos de Esquejes Enraizados de <i>Polylepis besseri</i> en diferentes sustratos.....	32
Cuadro 7.	Análisis de varianza para Número de Raíces de dos Tipos de esquejes de Queñua en diferentes sustratos bajo cámaras de sub-irrigación.....	33
Cuadro 8.	Comparación de Medias de Número de Raíces de esquejes de <i>Polylepis besseri</i> , entre Niveles del Factor A.....	35
Cuadro 9.	Comparación del Numero Promedio de Raíces, entre Niveles del Factor B.....	35
Cuadro 10.	Análisis de varianza para Longitud de Raíz de dos tipos de esquejes de Queñua en diferentes sustratos bajo cámaras de sub-irrigación.....	36
Cuadro 11.	Comparación de Medias Longitud de Raíz de dos tipos de esquejes de <i>P. besseri</i> , entre Niveles del Factor A....	38
Cuadro 12.	Comparación de la Longitud Promedio de Raíces, entre Niveles del Factor B.....	39

Lista de figuras

Figura 1.	Fluctuaciones térmicas en el interior de la Cámara de sub-irrigación.....	20
Figura 2.	Efecto de los Bloques en el Porcentaje de Esquejes Enraizados.....	29
Figura 3.	Efecto de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes Enraizados.....	33
Figura 4.	Efecto de los Bloques en el Numero Promedio de Esquejes enraizados	34
Figura 5.	Efecto de los Bloques en la Longitud de Promedio de Raíz de Esquejes enraizados.....	37

Resumen

El presente estudio se efectuó en el Centro Experimental de Cota Cota, perteneciente a la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés. Con la finalidad de investigar el efecto de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes (Rectos y Con Talón) de Queñua (*Polylepis besseri* Hieron.) en Cámaras de sub-irrigación.

Evaluándose las siguientes variables: Porcentaje de Enraizamiento, Longitud Media de Raíz, Número Promedio de Raíces y Numero de Brotes por esqueje; en los siguientes tratamientos: **T1**: Esquejes Rectos en sustrato de 100 % Turba, **T2**: Esquejes con talón en sustrato de 100 % Turba, **T3**: Esquejes Rectos en sustrato de 75 % Turba + 25 % Arena, **T4**: Esquejes con Talón en sustrato de 75 % Turba + 25 % Arena, **T5**: Esquejes Rectos en sustrato de 50 % Turba + 50 % Arena, **T6**: Esquejes con Talón en sustrato de 50 % Turba + 50 % Arena, **T7**: Esquejes Rectos en sustrato de 25 % Turba + 75 % Arena, **T8**: Esquejes con Talón en sustrato de 25 % Turba + 75 % Arena. Obteniéndose porcentajes de Enraizamiento de: 20,67%; 26,67%; 20,00%; 31,33%; 21,00 %; 34,67%; 31,67% y 38,33% para T1, T2, T3, T4, T5, T6, T7 y T8 respectivamente.

Existiendo diferencias significativas entre los diferentes sustratos (0,05), y también entre ambos tipos de esqueje. Concluyéndose que el Mayor Porcentaje de Esquejes enraizados se obtiene con el sustrato formado por 25% Turba + 75 % Arena, asimismo que los esquejes con talón se logra un mayor prendimiento en la Propagación vegetativa de *P. besseri* Hieron. bajo Cámaras de sub-irrigación.

Palabras clave: Enraizamiento, *Polylepis*, Esquejes, Sustratos, Camara de sub-irrigación

Summary

The present study was performed at the Experimental Center of Cota Cota, belonging to the Faculty of Agronomy of the Universidad Mayor de San Andrés. In order to investigate the effect of different substrates on the rooting of cuttings of two types (straight and heel) of Queñua (*Polylepis besseri* Hieron.) in Halls of sub-irrigation.

Evaluated the following variables: percentage of rooting, root length Average, average number of roots and number of shoots per cutting; in the following treatments: T1: Straight cuttings in peat substrate 100%, T2: Cuttings with heel 100% peat substrate, T3: Straight cuttings in peat substrate 75% + 25% Sand, T4: Cuttings with heel on substrate 75% + 25% peat Arena, T5: Straight cuttings in peat substrate 50% + 50% Arena, T6: Heel cuttings in peat substrate 50% + 50% Arena, T7: Straight cuttings in peat substrate 25% + 75% Arena, T8: Heel cuttings in peat substrate 25% + 75% Arena. Rooting percentages were: 20.67%; 26.67%; 20.00%; 31.33%; 21.00 %; 34.67%; 31.67% and 38.33% for T1, T2, T3, T4, T5, T6, T7 and T8 respectively.

Significant differences exist between the different substrates (0.05), and also between both types of cutting. Concluding that the highest percentage of rooted cuttings was obtained with the substrate consisting of 25% peat + 75% Arena, also the cuttings with heel greater engraftment achieved in the vegetative propagation of *P. besseri* Hieron. Cameras under sub-irrigation.

Keywords: Rooting, *Polylepis*, Cuttings, Substrates, Chamber of sub-irrigation.

1. INTRODUCCIÓN

Bolivia por sus características climáticas y geográficas conserva una alta diversidad de ambientes lo que ha permitido que en el país exista una alta biodiversidad en todas sus zonas. Estas particularidades han impulsado el desarrollo de una dinámica actividad agrícola y ganadera en todas las regiones del país. Estos dinamismos de ampliación de la frontera agrícola han provocado la destrucción de amplias zonas boscosas y consecuentemente una pérdida de biodiversidad como resultado de un inadecuado manejo de los recursos naturales disponibles.

Las especies forestales nativas del altiplano boliviano constituyen un inapreciable recurso para estabilizar las condiciones variables de la meseta andina; en este ámbito la queñua (*Polylepis besseri* Hieron.) es uno de los pocos arbustos que crece en las zonas altas y presenta grandes perspectivas en su utilización. Sin embargo la semilla de este género muestra un bajo poder germinativo, a consecuencia de esto se hace necesaria la utilización de métodos de multiplicación por vía vegetativa.

La Queñua es económicamente importante porque posee múltiples usos, constituye una fuente de leña para la cocción de alimentos y madera para la construcción de corrales, mangos de herramientas, etc.; la corteza posee propiedades medicinales para curar enfermedades respiratorias y renales. Así mismo, los bosques son zonas utilizadas para el pastoreo del ganado doméstico nativo (llamas, alpacas) e introducido (oveja y vaca) y cultivo de maíz, papa, entre otros. Además de esto puede ser una especie importante para implementar sistemas agroforestales en el altiplano con el fin de mejorar las condiciones ambientales de este.

Por las consideraciones indicadas, el presente estudio propagó de manera efectiva plantines de queñua a través de distintos tipos de esquejes, establecidos en diferentes sustratos, con la finalidad de efectuar proyectos de forestación y reforestación en base a especies alto andinas.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

- Evaluar el efecto de cuatro sustratos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes de queñua (*Polylepis besseri* Hieron), bajo ambiente protegido.

2.2 Objetivos Específicos

- Determinar el sustrato óptimo para obtener un mayor porcentaje de esquejes enraizados de queñua.
- Comparar el enraizamiento de dos tipos de esquejes de queñua en diferentes sustratos.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1 La especie

3.1.1 Descripción botánica

Según (Yallico, 1992), esta especie crece como árbol y como arbusto de mediano tamaño, robusto, tortuoso y achaparrado, con el fuste algo virado, puede ser único o con varios tallos, tiene abundante ramificación que muchas veces nace de la base del tronco. La corteza es de color rojizo a marrón-amarillento brillante, delgada que se desprende en láminas de ahí se deriva poli=muchas, lepis=escama.

3.1.1.1. Hojas

Son compuestas, imparipinnadas densamente congestionadas en la punta de las ramas, las hojas y racimos a menudo se encuentran cubiertas por pelos cortos, escasos, espesos, torcidos multicelulares, amarillos y con exudaciones resinosas, superficie superior lisa, sus nervaduras son bien marcadas, el tamaño de la hoja varía de acuerdo a la humedad del terreno donde crezca siendo más grandes donde hay más humedad. (Romoleroux, 1992).

3.1.1.2. Flores y frutos.

Las flores del yagual son incompletas, sin corola ni nectario y se agrupan en racimos de 5 a 10 flores cada uno, son racimos simples de 2 a 8 cm. de longitud con 4 a 7 flores, miden de 5 a 6 mm de longitud, semillas de 2 a 3 mm de longitud. El fruto es seco drupáceo con 2 a 5 proyecciones planas de forma irregular con varias puntas. (Romoleroux, 1992).

3.1.2 Descripción Taxonómica

Según, Rojas (2004) la Queñua se clasifica taxonómicamente de la siguiente manera:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsidae

Orden: Rosales

Familia: Rosaceae

Especie: *Polylepis*

Nombre científico: *Polylepis besseri* Hieron.

Nombre común: Coloradito (Ve), Queñual (Pe), Queñua -Qiwuña (Bol. Pe), Yagual (Col), Palo Colorado, Pantza, Siete cortezas, Yagual, (Ec).

3.1.3 Necesidades bioclimáticas y edáficas

Al respecto, Ardaya (2000) indica: La queñua crece por encima de los 2800 msnm hasta los 5000 msnm o más. Observada en zonas de Temperatura media anual de 3 – 12 °C. Soporta las condiciones más extremas de frío y altitud. Resistente a heladas frecuentes. Crece en suelos pobres, de textura y naturaleza variable, tolera la pedregosidad elevada. Sus requerimientos de agua son bajos.

3.1.4. Distribución del Genero *Polylepis*

La especie se encuentra en los Andes donde su rango altitudinal varía de los 2 800 a 4 900 msnm. Se puede observar en zonas de temperaturas medias anuales de 3 a 12 °C. Es una especie que soporta condiciones extremas de temperatura y altitud. De acuerdo a la clasificación de Holdridge esta especie se encuentra distribuida entre los pisos montanos y paramo Sub Alpino (Romoleroux, 2008).

En cuanto a la precipitación varía desde los 250 a los 2000 mm por año distribuidos en 6-7 meses, lo que significa que es una especie resistente a la sequía, sin embargo requiere de humedad para su buen desarrollo según (Lojan, 1996).

Puede crecer en una amplia gama de suelos desde superficiales rocosas hasta en quebradas y suelos profundos pero prefiere suelos ligeramente ácidos y de textura mediana. Son árboles y arbustos de altura que se distribuyen a lo largo de la Cordillera de los Andes desde el Norte de Venezuela pasando por Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia el Norte de Chile y el Noreste de Argentina (Romoleroux, 2008).

Se estima que el área potencial de bosques de *Polylepis* en Bolivia es de 55000 km², hoy en día, solo alrededor del 10% de esta permanece con bosques, en su mayoría con vegetación arbustiva y muy abierta en la árida Cordillera Occidental (Fjeldsa y Kessler, 2004).

Los rodales más grandes son encontrados en tierras altas áridas, sobre suelos rocosos o arenosos y son bastante dispersos, de poca altura y arbustivos. Los rodales más grandes conocidos por nosotros tienen áreas de 66 km² en el Volcán Sajama y de 60 km² en la parte Occidental de Chuquisaca, Bolivia. En proximidad del volcán Sajama (6542 m) las plantas de *Polylepis* están a una altura de 5200 m, siendo así la formación de bosques de plantas leñosas que se encuentran a la mayor altitud en el mundo (*Ibídem*).

De acuerdo a Borries (1990), la vegetación arbórea en las zonas altas del país es la menos frecuente, en comparación a los pastizales o arbustos y está

representada en el altiplano por únicamente dos géneros importantes: la Kishuara (*Buddleja coriaceae*) y la Kehuiña (*Polylepis spp.*). Especies de estos géneros crecen hasta el límite de elevaciones para arboles aproximadamente a 4000 metros de altura, como es el caso de la *Polylepis* en el Sajama.

Dentro del género *Polylepis* existen decenas de variedades en toda la Cordillera de los Andes. Actualmente se la encuentra casi exclusivamente en las cumbres de los cerros altos. En épocas pasadas crecía en zonas más bajas; pero fue eliminado casi por completo, para ser utilizado como carbón y en la minería (Magne y Rijckeghem, 1988; y Caballero ,1997).

3.2 Propagación de Especies Forestales

Martínez (1985), indica que existen varias formas de reproducción de especies forestales:

- a) Reproducción sexual: la cual se realiza por semilla y brinzales.
- b) Reproducción asexual: Pretell et al. (1985) indica que el método más recomendable de propagación son los esquejes o ramillas apicales. Menciona que también se puede propagar la queñua a partir de estacas convencionales siempre y cuando se cuente con un medio favorable para el prendimiento de estas. Por otra parte la queñua también se puede regenerar a partir de acodos, que resulta cuando la rama, sin desprenderse de la planta, se pone en contacto con el suelo y echa raíces (Pretell et al. 1985).

3.2.1 Propagación a través de Esquejes

La multiplicación por esquejes consiste en originar una planta completa a partir de un pequeño trozo de tallo, una hoja o una raíz de la planta original. Habitualmente son trozos de tallo verde, que se utilizan con más frecuencia para reproducir plantas de interior (Lema, 2011).

Leadlay y Greene (2000) citados por Tipo (2004) define el esqueje como un tallo o segmento caulinar que contienen yemas laterales o terminales, las

cuales bajo condiciones adecuadas desarrollan raíces adventicias (raíces que se originan de los tallos) y crecen entonces como planta independiente.

El tamaño más adecuado es de 5 a 10 cm. Estos deben tener una consistencia semileñosa, ni muy tiernos ni muy viejos. La recolección de esquejes se puede efectuar de árboles viejos, de árboles viejos talados y de plantas tiernas. Los resultados que se obtienen en cuanto al prendimiento son mejores con aquellos que han sido recolectados de plantas tiernas entre uno a dos años después de haber sido plantadas, seguido de los obtenidos de árboles viejos talados y, finalmente, los brotes de árboles viejos (Ocaña, s.a.).

Según Cárdenas (2008), el corte de la base de las estacas, se hace preferentemente justo por debajo de un nudo o yema, y el corte superior, de 1,5 a 2,5 cm arriba de otro nudo.

De acuerdo al tipo de corte basal los esquejes se clasifican en:

3.2.1.1. Esquejes rectos

Para la obtención de esquejes rectos el corte basal es directo (el más habitual), no incluye madera vieja (Cárdenas, 2008). Ocaña (s.a.) indica que para esto es imprescindible contar con tijeras de podar para la recolección, es necesario un corte fino para obtener una base definida y evitar una posible zona de putrefacción.

3.2.1.2. Esquejes con talón o tacón

Los esquejes con tacón o patillas son trozos que se saca con un talón de la planta madre (Borgheresi y Silva, 1985).

Según la Royal Horticultural Society (2005), el talón es un pequeño trozo o tira de corteza o madera que queda en la base de un brote cuando se desgaja de un tallo principal. Un esqueje con talón está constituido por una ramilla o parte de una ramilla cortada junto con el engrosamiento de la base del mismo (Sánchez, 2010). Ángeles (2013) indica que este pequeño suplemento favorece la formación de las raíces.

Los esquejes de talón, que se pueden tomar de tallos verdes, semimaduros o maduros (lignificados), son brotes laterales vigorosos crecidos en la temporada corriente (Heede, 1981).

Nicolás y Roche (2005) indican que algunas coníferas y perennifolias enraízan mejor si los esquejes se toman con un talón. Los esquejes de talón son particularmente adecuados para un número de arbustos perennifolios, tales como *Pieris* y algunas azaleas (*Rhododendron*), los arbustos caducifolios que tienen tallos con médula o vacíos, tales como *Berberís* y *Sambucus* y aquellos arbustos que tienen tallos verdes como *Cytisus* (Royal Horticultural Society, 2005).

Ocaña (s.a.) indica que al momento de recolectar los brotes se debe tener mucho cuidado de que éstos salgan con su talón en la base, esto es muy importante porque de ello depende el éxito en el prendimiento, pues de allí salen las futuras raíces, para lograr recolectar con el mencionado talón es necesario contar con un cuchillo o tijeras. El corte debe ser de abajo hacia arriba. Aunque no es recomendable, es posible hacer el corte con la mano, pero se requiere de experiencia y cuidado: en este caso se toma el brote con los dedos índice y pulgar bien pegados al tallo de donde se va a extraer el brote y se tira hacia abajo. Es preferible evitar el desgarramiento, luego es necesario hacer un corte de afinamiento del brote en la parte terminal del talón para evitar putrefacciones en el sustrato a causa del riego.

Al respecto Julio (2008) indica que la forma de obtener un esqueje con talón es pelando (quitando) con un cuchillo afilado una zona de la corteza de la parte del mazo, de modo que quede expuesto el cambium. O partiendo el mazo longitudinalmente en dos mitades, quedándose con la mitad que lleva el esqueje. Después de obtener el esqueje eliminar las hoja basales e introducir el talón húmedo en hormonas de enraizamiento, plantar y regar. Si la planta es de hoja perenne reducir a la mitad la cantidad de hojas como en el caso de la *Dracaena deremensia* (Alonso de la Paz, y 2003).

3.3 Enraizamiento de esquejes

Es la formación de raíces adventicias en la base del esqueje. Es un proceso espontáneo, a la vez complejo, que consta al menos de dos etapas: la formación de primordios de raíz a partir de ciertas sustancias susceptibles y el crecimiento de las raíces (Azcón y Talón, 2000).

3.3.1 Diferenciación celular

El conjunto de cambios que hace posible la especialización celular se denomina diferenciación. Las células diferenciadas retienen, por lo tanto, toda la información requerida para generar una planta completa (Azcón y Talón, 2000).

3.3.2 Multiplicación celular

Las auxinas pueden causar multiplicación celular en algunos tejidos, especialmente en aquellos poco diferenciados del tipo parenquimático. Si se cultiva un fragmento del vegetal en medios que contienen una auxina (AIA o ANA), se observa al cabo de una o dos semanas, una activa proliferación que determina la formación de un callo. Al efectuar un corte histológico en el seno del tejido formado de novo (neo formado) podrá apreciarse que el aumento de volumen que experimenta, se debe, fundamentalmente, a divisiones celulares operadas a partir de tejido cambial. Si la observación es más detallada podrá concluirse que las células originales, sufrieron por acción de la auxina, un proceso de dediferenciación que posteriormente condujo a la formación de nuevo tejido (Sivori *et al.*, 1988; citado por Lema, 2007).

3.3.3. Proceso de Enraizamiento de los Esquejes

Según Hartmann y Kester (1997), la formación y el desarrollo de las raíces, en estacas, se efectúan en dos periodos básicos:

- i. Un periodo de iniciación en el cual se forma los meristemos de la raíz. Este periodo puede a su vez dividirse en dos etapas: a) Una etapa con auxina activa, que dura unos cuatro días, durante la cual para que se formen las raíces se debe proporcionar auxina, procedente ya sea

de una yema terminal o de auxina aplicada (si la estaca ha sido decapitada) y b) Una etapa inactiva en auxinas. Suspendiendo la auxina en esta etapa (que dura unos cuatro días), no se afecta adversamente la formación de raíces.

- ii. Un periodo de elongación y crecimiento de la raíz, durante el cual la punta de la raíz crece hacia afuera a través de la corteza, emergiendo finalmente de la epidermis del tallo. Entonces en los primordios de la nueva raíz se desarrolla un sistema vascular y se conecta con los haces vasculares adyacentes. En este periodo no se registra respuesta a la auxina.

3.3.3.1. Tipos de plantas según su capacidad rizogénica

Según Hartman y Kester (1984) respecto a su relación con los materiales que intervienen en la iniciación de raíces adventicias, es posible dividir las plantas en tres grupos:

- a) Plantas en las cuales los tejidos proporcionan todas las diversas sustancias nativas, incluyendo auxinas esenciales para la iniciación de las raíces.
- b) Aquellas plantas que están presentes, en suficientes cantidades, algunos cofactores de ocurrencia natural, pero en los que la auxina, por lo general, se aumentan el enraizamiento.
- c) Plantas en las que no hay actividad de uno o más de los cofactores internos, aunque la auxina natural pueda o no estar presente en abundancia.

3.3.3.2. Rizogénesis

Para Felipe (1986) la capacidad que tienen porciones separadas de una planta para emitir raíces depende, principalmente, de tres factores:

- a) Genéticos: individuos que muestran una mayor facilidad de enraizamiento.

b) Ambientales: los cuales están influenciados por la temperatura, humedad y presencia de oxígeno (respiración celular).

c) Factores químicos: los cuales podemos citar:

d) Posición de la rama que se utiliza para estaquillar.

e) Posición ocupada en la planta madre y época de que se realiza el estaquillado.

3.3.3.3. Etapas de la Rizogénesis

Hartmann y Kester (1988), indican que los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

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

3.3.3.4. Tejidos que originan las raíces

3.3.3.4.1. Tejidos meristemáticos primarios

Los meristemas primarios son zonas privilegiadas que aseguran la proliferación celular y se encuentran en los extremos de tallos y raíces.

Cuando se extraen trozos de una planta para usarlos en la propagación y se colocan en el medio adecuado, suelto y húmedo, se comienzan a diferenciar

las raíces en un extremo y los brotes en el otro, desarrollando con el tiempo una planta idéntica a la que le dio origen, o sea, a la planta madre.

3.3.3.4.2. Tejidos meristemos secundarios

Se encuentran en las zonas de mayor edad de la planta y son los responsables del crecimiento en ancho y del espesor por la actividad del cambium.

La primera etapa en la producción de plantas ´por estacas en el desarrollo de raíces en la base o parte inferior de la estaca y mediante la actividad del cambium.

3.3.3.5. Callos y raíces

El callo es una masa irregular de células de parénquima en varios estados de lignificación. El callo prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cambium vascular, aunque también pueden contribuir células de la corteza y de la medula.

En la mayoría de las plantas, la formación de callo y de raíces son independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares.

3.3.3.6. Condiciones de la planta madre

Hartmann y Kester (1988), indican que la nutrición de la planta madre ejerce fuerte influencia sobre el desarrollo de las raíces y las ramas en las estacas tomadas de ellas. Muchos factores internos como los niveles de auxina, los cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden, desde luego, influir en la iniciación de las raíces en las estacas. Para que se pueda efectuar la iniciación de raíces se necesita nitrógeno, para la síntesis de ácidos nucleídos, y de proteínas de tal manera, que hay una diferenciación de nitrógeno disponible, debajo del cual se obstaculizaría la formación de raíces.

Según Westwood (1982), factores como el anillado de la planta madre, el fotoperiodo, la etiolización, la orientación de las estaquillas durante la formación

de callo, la posición de la misma, previa a su corte de la planta madre y la madurez del tejido, puede afectar el enraizamiento.

3.3.4. Medio ambiente y su influencia en el enraizamiento

3.3.4.1. Control de temperatura

Como una condición esencial para la buena vegetación de las plantas es una temperatura ambiental suficiente, es muy necesario proporcionar el fragmento separado de su cepa los medio, no solamente para subsistir, sino también para regenerarse, por una buena actividad de sus tejidos (Heede, 1981).

Se ha comprobado que un calor de apoyo es en esos momentos particularmente útil: unos +5° C para la atmosfera y nos +10° C para el suelo (calor de fondo), ya que diferencia de temperatura entre el suelo y la atmosfera favorece particularmente la actividad de los tejidos que deben emitir las raíces (*Ibídem*).

Los invernaderos permiten el abrigo y la multiplicación de especies delicadas en cualquier época del año, particularmente durante los meses de invierno (*Ídem*).

3.3.4.2. Control de humedad

Las plantas expulsan bajo forma de vapor de agua, por los estomas de las hojas, una parte de agua absorbida por las raíces. Una temperatura elevada, un ambiente muy luminoso y una atmosfera seca provocan una transpiración intensa (Heede, 1982).

Con el fin de ayudar a la estaquilla a economizar sus reservas de agua, se han experimentado numerosos procedimientos como ser el empleo de cubiertas de plástico utilizadas según diversas modalidades (*Ibídem*).

Para atenuar la transpiración y evitar las quemaduras producidas por los rayos luminosos, es necesario emplear pantallas productoras de sombra; este procedimiento permite economizar las auxinas naturales y sobre todo evitar las quemaduras y la desecación; por otra parte, presenta el inconveniente de

reducir sensiblemente la actividad del follaje, en especial su nutrición carbonada (*Ibíd.*)

Se debe emplear, concretamente para los sistemas de pulverización continua, un sustrato suficientemente poroso. Una mezcla de arena y de turba groseramente cribadas han dado buenos resultados (*Ídem*).

El agua se utiliza para mantener la película de agua debe estar a una temperatura próxima a la del medio ambiente. El agua se aplica finamente pulverizada mediante chiclés de dos tipos: a) Tipo vaporizador, en que la vena líquida se rompe mediante una corriente de aire; y b) Tipo deflector, en que la vena líquida es enviada por un pequeño plato que desvía el chorro (Vozmediano, 1982).

3.3.4.3. Control de luminosidad

Heede (1982), indica que la luz es necesaria para la nutrición carbonada de las plantas con clorofila. La naturaleza la proporciona, lo mismo que el calor, por medio de la radiación solar.

Hasta un cierto grado de temperatura, la luz sana el medio de vida de las plantas, ya que un medio húmedo y oscuro favorece el desarrollo de numerosas criptógamas parasitas. Suministrada en cantidad suficiente y en buenas condiciones de humedad ambiente activa la vegetación al favorecer la asimilación clorofílica (Heede, 1982).

Por el contrario, una insolación demasiado intensa es perjudicial a la vegetación por producir desecación, quemaduras o destrucción demasiado rápida de las auxinas de la planta (*Ibídem*).

En el estaquillado, el sombreado es muy necesario, pues aunque conviene mantener una cierta actividad vegetativa, hay que reducir al mínimo la evaporación y utilizar lo mejor posible las auxinas naturales. Las cajas de multiplicación se somborean incluso en el interior de los invernaderos, por medio de lonas o de papel (*Ibíd.*)

La iluminación debe ser adecuada. Únicamente en el caso de sol muy fuerte convendrá colocar alguna sombra que evite una gran iluminación en las hojas jóvenes (Vozmediano, 1982).

3.3.4.4. Medio de enraizamiento

Una temperatura ligeramente más elevada en el suelo favorece el enraizamiento aumentando la actividad de los tejidos que en él se encuentran insertos; también es muy importante la calidad del sustrato: este debe ser suficientemente aireado y húmedo; un suelo demasiado compacto (bien por finura de granulación o por saturación excesiva de agua) difícilmente deja penetrar el aire que necesitan los tejidos para realizar su actividad; si es excesivamente poroso, deja circular fácilmente el aire, pero se deseca rápidamente (Heede, 1981).

La multiplicación de plantas en invernadero se hace normalmente en arena de río pasada por tamiz de 2 mm. Conviene frecuentemente mezclar la arena con una proporción de turba variables entre 1/3 a 2/3. La turba favorece el enraizamiento pues retiene bien a la vez el aire y el agua debido a su estructura esponjosa. Parece también que contiene algunas auxinas (*Ibídem*)

Cuanto más oscuro sea el medio, peor aireado está, lo que no es favorable para un desarrollo rápido de las raíces en la mayoría de las especies (*Ídem*).

3.3.4.5. Poda, incisiones y procedimientos similares

Según Heede (1981), la poda de un ramo sobre una yema favorece el desarrollo de esta por una concentración de savia bruta en ese punto y por la supresión de las fuentes superiores de auxinas inhibitoras de crecimiento. Si la tarea de poda se realiza sobre madera vieja, en pleno aflujo primaveral de savia, esta es capaz de producir abundantes brotes adventicios en el cambium de la herida. De la misma forma se logra un efecto similar si realizamos una incisión transversal por encima de una yema, pero de manera más localizada.

El corte parcial o total de un ramo produce la acumulación de auxinas en la base y posteriormente provoca la proliferación de cambium en callo (*Ibídem*).

Las entalladuras hechas longitudinalmente en la base de la estaquilla mediante la supresión de un trozo de corteza o hendiendo el tallo pueden favorecer el enraizamiento ya que el cambium queda al descubierto (*Ibíd.*).

3.3.4.6. Época de corte de Esquejes

En la zona tropical, las estacas, en especial con aquellas que no son caducifolias, puede obtenerse en cualquier época del año. Con las que sí lo son, la recolección debe adelantarse, precisamente cuando se inicie el periodo de nueva brotación de hojas. Por lo general, las especies caducifolias permanecen sin hojas en las épocas de verano; cuando van a llegar las lluvias, empiezan una mayor actividad en las yemas del árbol y este tiempo es ideal para la obtención de las estacas (Alba, 2008).

Las especies de hoja perenne tienen diversas fases de crecimiento en el curso del año y las estaquillas se pueden preparar en diversas épocas según sus crecimientos (Vozmediano, 1982).

Padilla y Santisteban (1982), citado por León (1999), señala al respecto: el estado fisiológico de la plata madre, su actividad y la época en la cual las estacas fueron desprendidas y empleadas, constituyen factores importantes para un buen arraigo mediante sustancias de crecimiento.

La época del año en que se hagan las estacas puede, en algunos casos, ejercer una influencia extraordinaria en el enraizamiento de las mismas y puede proporcionar la clave para un enraizamiento exitoso (Hartmann y Kester, 1988).

3.3.5 Evaluación del enraizamiento

Para la evaluación del enraizamiento de esquejes, estaquillas o brotes se pueden considerar los siguientes parámetros:

a) Porcentaje de enraizamiento

Se evalúa al final de cada experimento, contándose el número de estaquillas enraizadas, en base al total de estaquillas utilizadas. Se

considera una estaquilla enraizada aquella que presentó al menos una raíz de 0.5 cm (5 mm) o más de longitud (Santelices, 1998).

b) Porcentaje de callos

Se puede efectuar al final del experimento, contándose el número de estaquillas con callos, en base al total de estaquillas. Se consideró un callo completo, a partir de la formación horizontal de masa blanquecina no alongada, es decir, solo protuberancias en forma de “roseta atrofiada” de 1 mm como mínimo (Mesen, 1993).

c) Porcentaje de brotes

Se evalúa al final del experimento, contabilizándose el número de estaquillas con brotes aéreas, en base al total de estaquillas implantadas. Se considera como brote a aquel que mide al menos 1mm de longitud (Mesen, 1993).

d) Número de raíces

Se evalúa al final de los experimentos, contándose directamente el número de raíces en cada estaquilla, para fines estadísticos se debe establecer un promedio (Guzmán 2003, citado por Flores 2010).

e) Longitud de Raíces

Se evalúa al momento de realizar el transplante, para este fin se debe medir desde el cuello de la planta hasta el extremo final de la raíz (Guzmán 2003, citado por Flores 2010).

3.4. Substratos

Se define como substrato en horticultura un medio físico, natural o sintético, donde se desarrollan las raíces de las plantas que crecen en un recipiente, sea contenedor, banqueta, etc., que tiene un volumen limitado (Ballesteros, 1993).

3.4.1. Componentes de los sustratos para cultivo

La mayoría de los sustratos artificiales contienen componentes orgánicos en una alta proporción puesto que estos tienen unas propiedades muy adecuadas para el cultivo de plantas, como son: una baja densidad aparente, una elevada porosidad, una gran capacidad de canje catiónico y una alta retención de agua (Ballesteros, 1993).

3.4.1.1. Turba

Se define como la forma disgregada de la vegetación de un pantano descompuesta de modo incompleto a causa del exceso y la falta de oxígeno, y que se va descomponiendo con el transcurso del tiempo (Ballesteros, 1993).

Las turbas se forman por acumulación de gran cantidad de restos orgánicos parcialmente descompuestos a consecuencia de la presencia de un medio saturado de agua, lo que origina condiciones de anaerobiosis que retardan considerablemente la descomposición de los restos vegetales, que de esta manera se acumulan llegando a formar capas de gran espesor. Son suelos orgánicos pertenecientes a la orden de los histosoles (Soll Taxonomy, 1975).

Son preferibles las turbas finas y descompuestas para que la aireación sea compatible con la humedad y para que no aparezcan problemas nutritivos durante la evolución de la materia orgánica (Lamb, 1969; Starck *et al.*, 2004).

La salinidad debe ser baja (conductividad eléctrica inferior a 0,5 mmhos/cm para que la germinación sea satisfactoria; si es superior a 2 no deben utilizarse). La acidez no debe de provocar problemas de asimilabilidad de nutrientes, por lo que el pH debe ser mayor de 4. En todo caso se deben tener en cuenta las exigencias de cada cultivo (Guerrero y Polo, 1990).

3.4.1.2. Arena

Para el cultivo de plantas conviene que se utilice una arena silíceo y cristalina, con partículas de 0,1 a 1 mm, y que esté exenta de sal y de cal. La más recomendable por su naturaleza es la procedente del lavado del caolín aunque también es utilizable la de origen fluvial (Ballesteros, 1993).

3.4.1.3. Condiciones de los sustratos para el enraizamiento de esquejes

El sustrato para enraizamiento de esquejes debe tener unas condiciones similares a las del medio para germinación de semillas, el medio de enraizamiento desempeña tres funciones:

- a) Mantener a la estaca en su lugar durante el periodo de enraizamiento.
- b) Proporcionar humedad a la estaca.
- c) Permitir la penetración de aire a la base de la estaca.

El medio de enraizamiento ideal debe proporcionar suficiente porosidad para permitir una buena aeración, y una alta capacidad de retención de agua, junto con un buen drenaje (Ballesteros, 1993).

3.5. Cámaras de subirrigación

El propagador de subirrigación utilizado está basado en un diseño basado en un diseño realizado por Howland (1975), modificado por Leakey y Longman (1988), con nuevas modificaciones realizadas a la luz de las experiencias en el CATIE (Leakey et al, 1990).

Para su construcción se utiliza un marco de madera o metal forrado con un plástico resistente, para la retención de agua y la conservación de humedad. En el fondo del propagador se coloca una capa fina de arena de 1-2 cm (para prevenir la ruptura del plástico) y una capa de piedras gruesas de 6-10 cm (diámetro) hasta una altura de 10-15 cm. Howland (1975)

Las piedras se cubren con una capa de grava hasta una altura de 20 cm. Finalmente se coloca la última capa de 5 cm de espesor, compuesta por el sustrato a utilizar, y se adiciona agua hasta una altura de 20 cm (hasta la base del sustrato). Para observar el nivel de agua o para adicionar más agua si es necesario, se utiliza un pequeño cilindro (plástico, bambú, etc.) insertado verticalmente a través de las diferentes capas. El marco se cubre con una tapa, también forrada de plástico, que ajuste lo mejor posible para evitar la pérdida

de humedad. Varias divisiones internas proporcionan soporte adicional al marco, y a la vez permiten la evaluación de sustratos diferentes dentro del mismo propagador (Messen, 1998).

Soudre *et al.* (2008) indican que la cámara de subirrigación se usa principalmente para operaciones de irrigación, mediante humedad cercanas al 100%; y tiene muchas ventajas como bajo costo, y que no requieren agua de cañería ni electricidad, lo que lo hace adecuado para condiciones rústicas.

El nombre del sistema radica en que no se utiliza irrigación aérea, sino que se mantiene una reserva de agua en el fondo del propagador, y esta humedece el sustrato por efecto capilar (*Ibídem*).

El ciclo del agua dentro del propagador, al evaporarse y condensarse en la tapa y las paredes, ayuda a mantener una humedad cercana al 100%; además se recomienda niveles de sombra de 75-85% (*Ídem*).

Las estaquillas enraízan en camas, por lo que deben extraerse a raíz desnuda para su trasplante a contenedores. Para facilitar la extracción de las estaquillas, se utilizan sustratos sueltos (arena fina, aserrín). Puesto que la estaquilla será extraída apenas emita las raíces, no es necesario utilizar tierra o algún otro sustrato nutritivo. Tampoco es necesario fertilizar (Soudre *et al.*, 2008).

4. LOCALIZACION

El presente estudio se efectuó en el Centro Experimental de Cota-Cota, perteneciente a la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés. La zona se encuentra localizada a 15 kilómetros del centro paceño, con una altitud de 3400 m.s.n.m., en las coordenadas geográficas 16°32' latitud Sur y 68°8' longitud Oeste. El lugar se clasifica como cabecera de valle, la temperatura media anual es de 13,5 °C y la precipitación promedio por año es de 400 mm.

Según Molano (2007) la práctica de la propagación en general resulta más sencilla si las plantas utilizadas se encuentran en un clima adecuado para ellas, de modo que puedan permanecer en el exterior durante todo el año. El clima tiene una gran influencia en los métodos y el material que se utilizan en la propagación, además que también afecta al tiempo necesario para la propagación, si el periodo de crecimiento es breve, en climas fríos, será necesario acelerar la propagación o extender la estación de forma artificial.

El ambiente en el cual los esquejes son puestos a enraizar es de vital importancia (Mariángeles, 2013). El microambiente dentro del propagador ejerce una poderosa influencia crítica en el enraizamiento por eso es importante mantener niveles óptimos de humedad temperatura e irradiación dentro de la cámara de sub-irrigación (Mesén 1998).

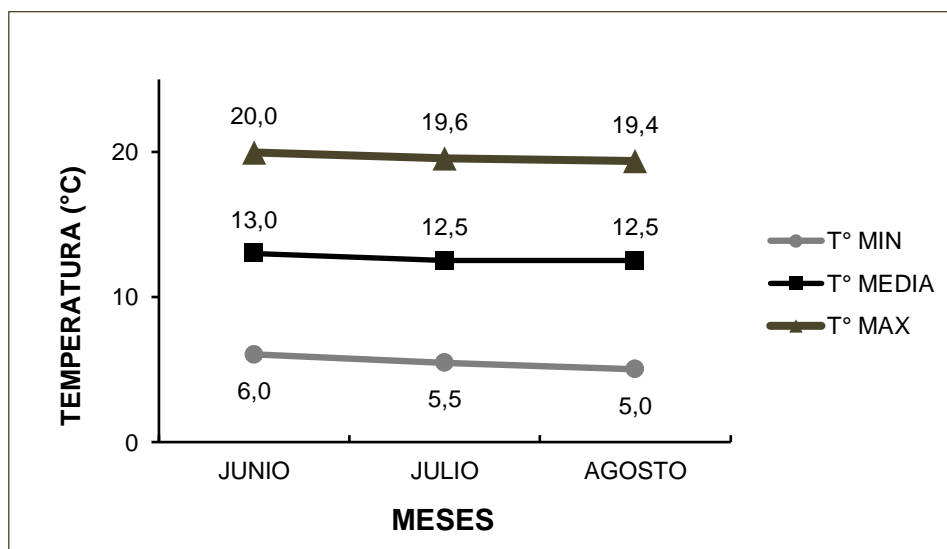


Figura 1. Fluctuaciones térmicas en el interior de la Cámara de Sub-irrigación

En la Figura 1, se observan las variaciones térmicas al interior de las cámaras de Subirrigación, en los meses en que se desarrolló el estudio no se presentan oscilaciones térmicas de amplitud; ya que el propagador conserva las temperaturas del aire y del sustrato dentro del rango normal para el enraizamiento de especies forestales (CATIE, 2005).

Las temperaturas mínimas fluctúan entre 5,0 y 6,0 °C lo que favorece la rizogénesis; ya que las tasas de evaporación son menores, y la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener una humedad relativa alta (CATIE, 2005).

Las temperaturas más altas se registraron durante el mes de Junio cuando se colocan los brotes en la cámara, lo que benefició el enraizamiento. Las temperaturas excesivas de aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces e incrementar la pérdida de agua por las hojas más bien las temperaturas entre 21°C y 27°C son satisfactorias para lograr el enraizamiento en la mayoría de las especies forestales, algunas enraízan mejor a temperaturas bajas y se debe evitar la temperatura del aire demasiado alta (Hartmann y Kester, 1992).

5. MATERIALES Y METODOS

5.1 Materiales

a) Material de campo

- Tijera de podar
- Estacas
- Etiquetas
- Papel
- Tablero
- Material de escritorio
- Regla métrica
- Vernier

b) Material experimental

- Esquejes de *Polylepis besseri* (500 unidades)
- Arena y Turba

c) Material para la construcción de cámaras de subirrigación

- 15 metros de mica transparente de polietileno número 8
- 2 tablas de 25 cm X 2 cm (3 m)
- 2 tablas de 25 cm X 2 cm (1,2 m)
- 4 tablas de 8 cm X 2 cm (3 m)
- 8 tablas de 8 cm X 2 cm (1,5 m)
- 6 listones de 5 cm x 5 cm (0,5 m)
- 6 listones de 5 cm x 5 cm (1,0 m)
- 4 Bisagras
- 1 kg de Clavos de 2" (5.08 cm)
- 4 cajas de Chinchas

- Tubo de 20 cm de largo por 4" (10,16 cm) de ancho.
- Piedras grandes (6 - 10 cm de tamaño)
- Piedras pequeñas (3 – 6 cm de diámetro de tamaño)
- Substratos: Turba (0,6 m³) y Arena (0, 2 m³)

5.2. Metodología

5.2.1. Metodología Procedimental

a) Tipificación y elección de plantas madres

Se identificaron plantas madres promisorias mayores a dos años, la elección fue en base a sus características fenotípicas, además de que no presentaron indicios de plagas y/o enfermedades.

b) Cosecha y traslado de brotes al área de propagación

Los esquejes se recolectaron en horas tempranas de la mañana, tras lo cual se colocaron en un conservador en frío (Tecnopor), en el cual se trasladaron al área de propagación. La recolección se efectuó en áreas aledañas al área experimental (Zona de Cota – Cota).

c) Preparación de los esqueje

Para los esquejes rectos se realizó un corte en forma de bisel debajo del nudo, aproximadamente 9 – 15 cm debajo de la punta de un retoño saludable, por debajo de un grupo de hojas. Las hojas del tercio inferior del esqueje fueron removidas.

En cuanto a los esquejes con talón se sujetó y arranco un brote lateral joven que incluya ya una tira de madera del año anterior, se recortó el extremo desigual del talón con una navaja afilada y se eliminaron las hojas basales.

d) Establecimiento en el propagador

Una vez preparados los esquejes, se ubicaron en las distintas unidades experimentales, para este trabajo se utilizó un repicador, para la apertura de hoyos a una profundidad de 2 a 3 cm, seguidamente se procedió a la introducción del esqueje al hoyo; presionando fuertemente el substrato para que entre en contacto con el esqueje. El espaciamiento entre estacas fue de 10 X 10 cm.

e) Manejo del propagador de sub-irrigación

Una vez que los esquejes fueron establecidos en el propagador, se humedeció con agua las hojas de las estacas. Asimismo se realizó inspecciones cada dos días para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o esquejes con síntoma de necrosis que puedan ser foco de infección, además de observar y mantener el nivel de la tabla de agua.

f) Trasplante y acondicionamiento

Al concluir el proceso de rizogénesis el esqueje fue removido del propagador y trasplantado a bolsas con una mezcla adecuada de suelo, conforme a las prácticas normales del vivero.

5.2.2. Metodología experimental

El presente estudio se desarrolló en un arreglo bifactorial distribuido en un diseño bloques completos al azar con tres repeticiones. Los factores se detallan en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Factores en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes de Queñua

Factor A		Factor B	
SUBSTRATOS		TIPOS DE ESQUEJE SEGÚN SU	
a ₁	= Turba (100%)	b ₁	= Esquejes rectos
a ₂	= Turba (75%) y Arena (25%)		
a ₃	= Turba (50%) y Arena (25%)	b ₂	= Esquejes con talón
a ₄	= Turba (25%) y Arena (75%)		

Según los factores de estudio con las respectivas combinaciones se obtuvieron 8 tratamientos (4 X 2 = 8). El estudio contó con 3 bloques; teniendo un total de 27 unidades experimentales.

Las combinaciones de tratamientos se detallan en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Tratamientos en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes de Queñua

Tratamiento	Combinación		Descripción
	a	b	
T1	a1	b1	Turba (100%) –Esquejes rectos
T2	a1	b2	Turba (100%) – Esquejes con talón
T3	a2	b1	Turba (75%) y Arena (25%) – Esquejes rectos
T4	a2	b2	Turba (75%) y Arena (25%) – Esquejes con talón
T5	a3	b1	Turba (50%) y Arena (50%) – Esquejes rectos
T6	a3	b2	Turba (50%) y Arena (50%)– Esquejes con talón
T7	a4	b1	Turba (25%) y Arena (75%) - Esquejes rectos
T8	a4	b2	Turba (25%) y Arena (75%) - Esquejes con talón

El modelo lineal aditivo es:

$$Y_{ijk} = \mu + \beta_k + \alpha_i + \gamma_j + (\alpha\gamma)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Dónde:

Y_{ijk} = Una observación cualquiera

μ = Media general

β_k = Efecto del k-ésimo bloque

α_i = Efecto del i-ésimo nivel del Factor A(Substratos)

γ_j = Efecto del j-ésimo Factor B (Tipos de esquejes según corte)

$(\alpha\gamma)_{ij}$ = Interacción (Factor A X Factor B)

ε_{ijk} = Error experimental

El factor bloqueado, consiste en un árbol que se ubica en el exterior del ambiente protegido, que proyecta su sombra sobre el Bloque I, del área experimental.

Se debe tomar en cuenta que en poca luz (sombra) la emisión de raíces se realiza antes que la hojas; además disminuye la evaporación de agua de constitución que llevan las estacas, evitando así su desecación (Cuculiza 1956, citado por Flores, 2010) factores que pudieron favorecer los brotes implantados en el Bloque I. O también afectar el desarrollo de estos ya que la falta de luz no debe ser exagerada pues no se realizaría la función fotosintética, que es de vital importancia para el desarrollo de las plantas (Ramírez 2006, citado por Flores 2010); además es recomendable que para el desarrollo normal de la actividad fotosintética debe proporcionarse por lo menos un 30% de luz a las estacas teniendo cuidado que esta luz no eleve la temperatura óptima.

5.2.3. Variables de respuesta

a. Porcentaje de Esquejes enraizados

Los brotes que presentaron raíces bien definidos, fueron contabilizados y ponderados a un valor porcentual. En base a este dato, se determinaron otras variables, como número y longitud de las raíces.

b. Número promedio de raíces por Esqueje

Se efectuó el conteo raíces por cada brote, para obtener medias de cantidad de raíces por esqueje.

c. Longitud promedio de raíces por Esqueje

Se midió todas las raíces, desde la base del esqueje hasta el cúspide radicular con una regla graduada en milímetros

6. RESULTADOS Y CONCLUSION

6.1. Resultados

El presente estudio efectuó el enraizamiento de esquejes de Queñua (*Polylepis besseri Hieron*) en diferentes sustratos, bajo cámaras de subirrigación. A continuación se detallan los resultados obtenidos en el desarrollo de la investigación.

6.1.1. Porcentaje de Esquejes Enraizados

El análisis de varianza para esta variable se observa en el Cuadro 3, se puede notar que no existen diferencias significativas entre los bloques, lo que demuestra que no se produjeron variaciones causadas por la sombra del árbol proyectada sobre el bloque I del área experimental. Por otra parte se puede confiar en los datos obtenidos, ya que el coeficiente de variación alcanzó un valor de 8,57%, lo que indica que existió un buen manejo de las unidades experimentales.

Cuadro 3. Análisis de varianza para Porcentaje de dos Tipos de Esquejes Enraizados, en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	F c	Ft	
					5%	1%
Bloque	2	3,08	1,54	0,27 NS	3,73	6,515
Sustrato(A)	3	439,46	146,49	25,34**	3,34	5,564
Tipo de Esqueje (B)	1	532,04	532,04	92,05**	4,60	8,862
Interacción (AxB)	3	61,46	20,49	3,54*	3,34	5,564
Error	14	80,92	5,78			
TOTAL	23	1116,96				

*= Significativo

**=Altamente significativo

NS= No Significativo

CV = 8,57 %

El Promedio de enraizamiento de esquejes de *P. besseri* es de 28,04 % (Figura 2) en un estudio efectuado en la Propagación Vegetativa de *Polylepis incana* Kunth aplicando la Hormona (ANA) en cuatro niveles en Cámaras de Subirrigación, encontró un Porcentaje de enraizamiento medio de 16,6 %; el mejor tratamiento con 30 % de enraizamiento, por el contrario el que obtuvo el

menor valor fue 8,75 % (Limaico, 2011), resultados similares a los de la actual investigación.

Además de características propias de cada investigación, uno de estos Factores es la Temperatura dentro del ambiente, el promedio de durante las primeras semanas fue de 12,7 °C al respecto Centellas *et al.* (2011) señalan que la temperatura óptima en el ambiente de enraizamiento está entre 20 a 32°C, puesto que temperaturas superiores pueden provocar mayor transpiración y deshidratación en las plantas. Cuando las temperaturas son superiores en horas pico (11:30 a 14:30), se debe abrir ventanas y/o puertas para bajar la temperatura.

Otro factor que también influye en la Rizogénesis es la topófisis que consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (McDonald, 1986 y Hartmann y Kester, 1996). En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. Castañeda (1984), demostró que las estacas de “Queñua” (*Polylepis racemosa*) procedente de la parte basal de las ramas son las que obtuvieron mayor porcentaje de enraizamiento. Carrera (1977) menciona que la topófisis influye en la facilidad y velocidad de enraizamiento. No obstante Flores (1986), dice que este efecto puede deberse a una desigual distribución de auxinas y reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta.

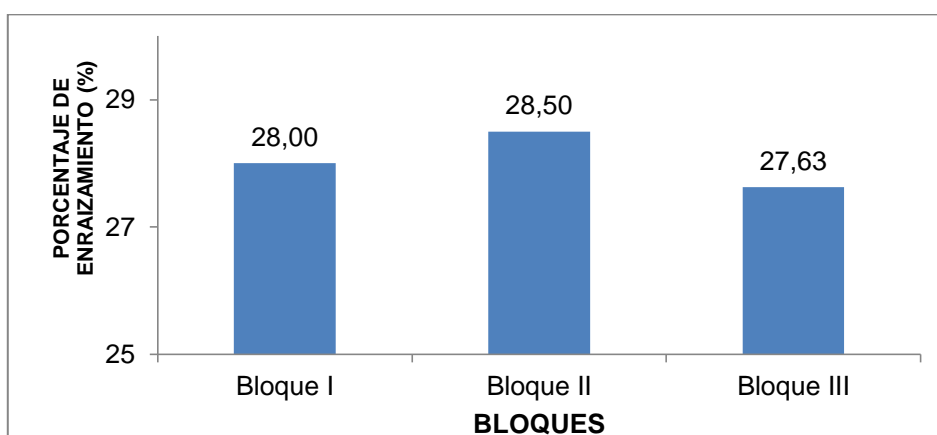


Figura 2. Efecto de los Bloques en el Porcentaje de Esquejes Enraizados

6.1.1.1. Sustratos

En cuanto al efecto de los sustratos el análisis de varianza muestra que existen diferencias altamente significativas en el Porcentaje de Esquejes arraigados, se efectuó la prueba de comparación de medias de Duncan con un 5% de significancia, como se observa en el Cuadro 4, los Porcentajes de brotes enraizados en el sustrato a4 (25% Turba + 75% Arena) y a3 (50% Turba + 50% Arena) son significativamente superiores a los valores obtenidos con el sustrato a2 (75% Turba + 25% Arena), este a su vez muestra cierta superioridad con respecto al porcentaje alcanzado con el sustrato a1 (100% Turba).

El Porcentaje superior se alcanza con el sustrato que posee 25 % de Turba (a4) lo que demuestra que es la proporción adecuada para el enraizamiento de esquejes *Polylepis*. Ya que la función del sustrato no es solo actuar como soporte sino también asegurar un buen drenaje para que no permanezca el agua a nivel de las raíces (Voz mediano, 1982).

Por otra parte, la arena en un proporción 3:1 (a4), también se muestra favorable en la rizogénesis de *P. besseri*, esto debido a que proporciona aireación y retención de agua adecuada, además es relativamente económica, fácil de obtener y manejar (Mesén, 1998). La arena como medio de enraizamiento también ha dado buenos resultados con otras especies, tal es el caso de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) (Cachique *et al.*, 2011).

Cuadro 4. Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Enraizados, entre Niveles del Factor A.

FACTOR A (Sustratos)		
Niveles	Promedio (%)	Duncan ($\alpha= 5\%$)
a ₄	35,00	A
a ₃	27,83	A
a ₂	25,67	B
a ₁	23,67	C

*Letras iguales, no difieren significativamente

Hartmann *et al.* (2002), mencionan que el sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento, y es considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes. Estas características se cumplen con el combinando de Arena y Turba ya que la primera confiere ventilación y la segunda retiene humedad en el sustrato.

Al respecto Facundo (2008) evaluó mezclas de materiales componentes de sustratos para la propagación de estacas y esquejes de *Polylepis racemosa*, indica porcentajes de enraizamiento para estacas de 97,8 % y para esquejes de 95,4 %. León (2009) para dos especies de Yagual (*P. incana* y *P. tarapacana*) indica un porcentaje de prendimiento de 72,8 %. La diferencia de valores con el actual estudio posiblemente se debe a que se trata de especies diferentes.

6.1.1.2. Tipo de Esqueje

Se observa que existen diferencias altamente significativas, en el porcentaje de enraizamiento, por efecto del tipo de esqueje (Cuadro 3).

Al realizar la Prueba de Duncan (Cuadro 5) la diferencia estadística entre promedios demuestra que los esquejes Con Talón presentan mayor Porcentaje de Enraizamiento que los esquejes Sin Talón.

Cuadro 5. Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Enraizados, entre Niveles del Factor B.

FACTOR B		
(Tipos de Esqueje)		
Niveles	Promedio (%)	Duncan ($\alpha= 5\%$)
b₂	32,75	A
b₁	23,33	B

*Letras iguales, no difieren significativamente

Al respecto Lemes *et al.* (2001) probaron dos tipos de esquejes (sin talón, y con talón) plantadas en cinco sustratos: tierra y materia orgánica (7:3); materia orgánica y gravilla de roca silíceo (1:1); zeolitas; materia orgánica de troncos de

palma real; y meollo (subproducto de fabricación del azúcar de la caña) en romero (*Rosmarinus officinalis* L.); encontrando que los esquejes con mayor porcentaje de enraizamiento fueron los Sin Talón; los autores indican que estos poseen más vigor. No obstante no hay referencias sobre un patrón o tamaño adecuado de esqueje que garantice la mayor viabilidad y velocidad de crecimiento en el momento de la propagación.

Sin embargo Mariángeles (2012) señala que cortando la rama por una ramificación de manera que se conserve un pequeño trozo de la otra rama, este pequeño suplemento favorece la formación de las raíces.

6.1.1.3. Interacción (A x B)

El Análisis de varianza indica que existen diferencias significativas en la Interacción de ambos Factores (AxB), por lo que se desarrolló un Análisis de efecto simple, que se observa en el Cuadro 6.

Cuadro 6. “Análisis de efecto simple” del resultado de los Tratamientos en el Porcentaje de dos Tipos de Esquejes Enraizados de *Polylepis besseri* en diferentes sustratos

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft (5%)
SCA(b1)	1	279,34	279,34	48,33 *	8,862
SCA(b2)	1	221,58	221,58	38,34 *	8,862
SCB(a1)	3	54,00	18,00	3,11 NS	5,564
SCB(a2)	3	192,66	64,22	11,11*	5,564
SCB(a3)	3	280,16	93,39	16,16 *	5,564
SCB(a4)	3	66,67	22,22	3,84 NS	5,564
ERROR	14	80,92	5,78		
TOTAL	23				

Con la finalidad de brindar una explicación más gráfica del Cuadro 6 se efectuó la Figura 3, se observa que existe un porcentaje de prendimiento significativamente superior de esquejes Con Talón de *P. besseri* en los sustratos a2 (75% Turba + 25% Arena) y a3 (50% Turba y 50% Arena), con respecto a los brotes que fueron implantados sin talón.

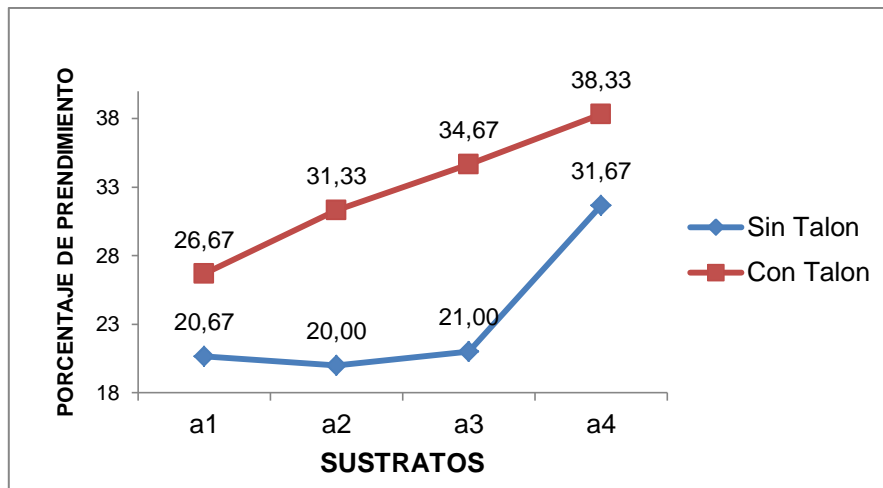


Figura 3. Efecto de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes Enraizados

6.1.2. Numero Promedio de Raíces

El análisis de varianza para esta variable se puede ver en el Cuadro 7, el coeficiente de variación del 8,57 % señala que el grado de dispersión de las observaciones, en torno de la media poblacional, fue confiable para el estudio estadístico

Cuadro 7. Análisis de varianza para Número de Raíces de dos Tipos de esquejes de Queñua en diferentes sustratos bajo cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	F c	Ft	
					5%	1%
Bloque	2	3,25	1,62	4,20 *	3,73	6,515
Sustrato(A)	3	21,00	7,00	18,09**	3,34	5,564
Tipo de Esqueje (B)	1	13,50	13,50	34,89**	4,60	8,862
Interacción (AxB)	3	4,83	1,61	3,16 NS	3,34	5,564
Error	14	5,41	0,39			
TOTAL	23					

*= Significativo

**=Altamente significativo

NS= No Significativo

CV = 8,57 %

En vista de que el factor Bloque presenta significancia en el análisis de varianza y en base al promedio número de raíces por Bloque se realizó la

Figura 4, en la que se observa que los esquejes del Bloque I presentan mayor cantidad de raíces que los otros dos. Al respecto CATIE (2005) indica que la luz juega un papel preponderante en la capacidad de enraizamiento de los esquejes, la cantidad de luz influye la tasa de fotosíntesis, mientras que la calidad de la luz puede afectar los procesos de desarrollo de la planta a través de un pigmento especial llamado fitocromo. Experimentos en cámaras de ambiente controlado en los cuales: a) la calidad de la luz fue constante mientras que la cantidad varió entre tratamientos, y b) la calidad se varió mientras que la cantidad se mantuvo constante, han demostrado que ambos componentes de la iluminación afectan el enraizamiento de manera independiente.

Por lo que es posible que la menor cantidad de luz tenga influencia positiva en el desarrollo de las raíces de esquejes de *P. besseri*, del Bloque I.

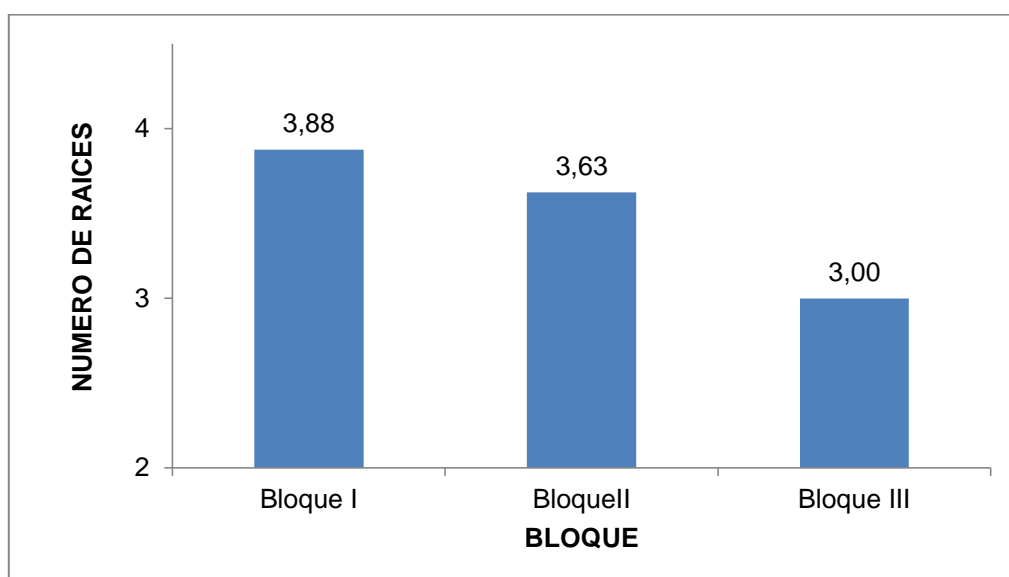


Figura 4. Efecto de los Bloques en el Numero Promedio de Esquejes enraizados

6.1.2.1. Sustratos

El análisis estadístico muestra diferencias altamente significativas en el Promedio de Número de Raíces por Esqueje por efecto de los sustratos, por esta razón se desarrolló una comparación de Medias de Duncan que se observa en el Cuadro 8.

Cuadro 8. Comparación de Medias de Número de Raíces de esquejes de *Polylepis besseri*, entre Niveles del Factor A.

FACTOR A (Sustratos)		
Niveles	Promedio	Duncan ($\alpha= 5\%$)
a₁	4,67	a
a₂	4,00	a
a₃	3,17	b
a₄	2,17	c

Los valores más altos se obtiene con los sustratos a1 (100% Turba) y a2 (75% Turba + 25% Arena) significativamente superiores al Promedio obtenido con el nivel a3 (50% Turba + 50% Arena) que a su vez es estadísticamente superior al sustrato a4 (25% Turba + 75% Arena).

En un estudio realizado en el enraizamiento de esquejes de *Podocarpus nubigena* y *Eucryphia cordifolia*, en diferentes sustratos, se alcanza un número promedio de raíces de 16,9 para el compuesto formado por Turba: Arena en proporciones iguales, los autores indican que no existen diferencias significativas entre los diferentes sustratos y que estos no influyen en la cantidad de raíces (Gerding, Hermosilla y Grez, 2010).

6.1.2.2. Tipos de Esqueje

En cuanto al Factor B, se observa que existen diferencias altamente significativas, al realizar la Prueba de Duncan (Cuadro 9) la diferencia estadística entre promedios demuestra que los esquejes rectos presentan mayor Numero de Raíces que los brotes con talón de *P. besseri*.

Cuadro 9. Comparación del Numero Promedio de Raíces, entre Niveles del Factor B

FACTOR B (Tipos de Esqueje)		
Niveles	Promedio	Duncan ($\alpha= 5\%$)
b₁	4,25	a
b₂	2,75	b

Abya Yala (1996) indica que al extraer los esquejes de Yagual (*Polylepis incana*) se debe cuidar de sacarlos con zapatilla (llacado) ya que esto favorece la emisión de raíces. Sin embargo en el presente caso los valores mayores se dan con los esquejes sin talón, lo que puede indicar que el tipo de esqueje, adecuado para propagación vegetativa, varía de acuerdo a la especie de Queñua.

En un estudio efectuado en *Polylepis racemosa*, los esquejes muestran promedios entre 2,33 y 6,10 raíces (Limaico, 2011) los valores de la presente investigación se encuentran dentro de este rango y las diferencias entre estos datos posiblemente se deben a que el autor utilizó un inductor de enraizamiento (ANA), el cual favoreció el desarrollo del sistema radicular.

6.1.3. Longitud Promedio de Raíces

Según el análisis de varianza (Cuadro 10) el coeficiente de variación es de 9,55 % lo que permite afirmar que los datos son confiables y que se realizó un buen manejo de las unidades experimentales

Cuadro 10. Análisis de varianza para Longitud de Raíz de dos tipos de esquejes de Queñua en diferentes sustratos bajo cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	F c	Ft	
					5%	1%
Bloque	2	11,08	5,54	6,33*	3,73	6,515
Sustrato(A)	3	128,46	42,82	48,94**	3,34	5,564
Tipo de Esqueje (B)	1	63,38	63,37	72,43**	4,60	8,862
Interacción (AxB)	3	0,79	0,26	0,30NS	3,34	5,564
Error	14	12,25	0,87			
TOTAL	23	215,96				

*= Significativo

**=Altamente significativo

NS= No Significativo

CV = 9,55 %

Existe diferencias significativas entre bloques lo que indica que la sombra tiene efectos sobre la Longitud Promedio de Raíz de esquejes de *P. besseri* (Figura 5). Se observa que los brotes del Bloque I

presentan una Longitud Media Radicular inferior a los otros Bloques, por lo que se deduce que mientras menor es la cantidad de luz menos se desarrollan las raíces en cuanto a extensión se refiere. Al respecto Hansen *et al.* (1978) señalan que la sombra excesiva tampoco es recomendable, puesto que también se requiere una adecuada radiación solar para fotosintetizar y su influencia se refleja en la producción de asimilados, en el metabolismo y la translocación de las auxinas y afecta el balance entre auxinas y carbohidratos, importante en el enraizamiento.

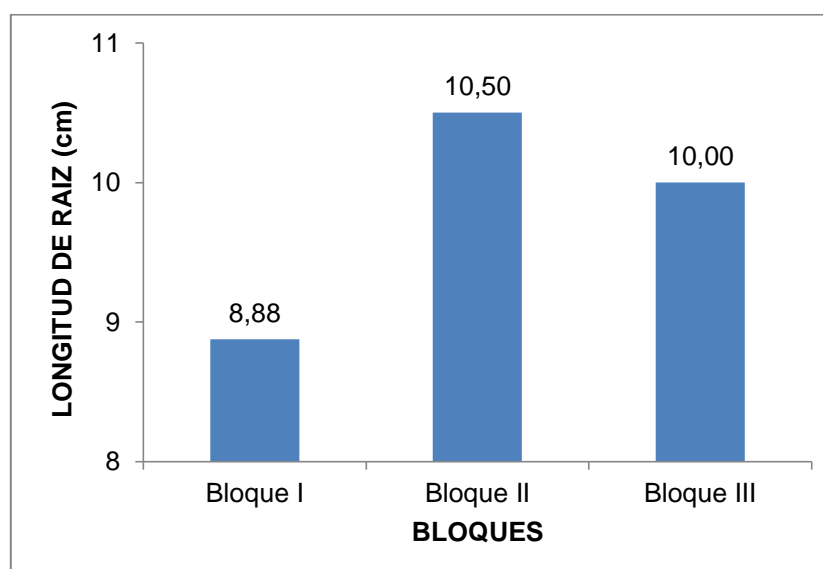


Figura 5. Efecto de los Bloques en la Longitud de Promedio de Raíz de Esquejes enraizados

6.1.3.1. Sustratos

Existe alta significancia entre niveles del Factor A, por lo que diferentes sustratos presentan efecto sobre esta variable. En vista de este resultado se realizó la Prueba de Duncan para comparar promedios (Cuadro 11).

Se observa que la mayor Longitud de Raíz, se obtiene con el sustrato a4 (25% Turba + 75 % Arena) estadísticamente superior a los valores obtenidos con a3 (50% Turba + 50 % Arena) y a2 (75% Turba + 25 % Arena). Estos resultados son inversamente proporcionales a los presentados en la variable Numero Promedio de raíces, ya que a mayor cantidad de raíces estas presentan una menor longitud.

Cuadro 11. Comparación de Medias Longitud de Raíz de dos tipos de esquejes de *P. besseri*, entre Niveles del Factor A

FACTOR A (Sustratos)		
Niveles	Promedio (cm)	Duncan ($\alpha= 5\%$)
a₄	13,17	a
a₃	10,00	b
a₂	9,33	b
a₁	6,67	c

*Letras iguales, no difieren significativamente

En una investigación en el enraizamiento de esquejes y estacas de *Polylepis racemosa* en cinco sustratos diferentes (Tierra de paramo, bagazo de caña, cascarilla, turba, cascajo y arena), el autor indica que no existen diferencias significativas en la Longitud Promedio de Raíces por efecto de los sustratos, los valores medidos a los 120 días de iniciado el experimento, están entre 29,4 y 35,4 cm ; superiores a los del actual experimento lo que puede deberse a particularidades propias de cada especie, factores ambientales y características particulares de cada estudio (Facundo, 2008).

Al respecto, Infojardin (2008), señala que el tamaño de raíces es directamente proporcional a la calidad de la estructura del sustrato las raíces más largas y gruesas se dan en un sustrato más grueso, y las raíces cortas y finas en un sustrato más fino; lo que se corrobora con los anteriores resultados ya que, en el sustrato compuesto de 25%Turba+75%Arena, los esquejes poseen longitud de raíz significativamente superior a los brotes enraizados en el sustrato formado de 100%Turba.

Es posible que los sustratos con partículas grandes sean menos densos y generen más espacios libres permitiendo que las raíces de los esquejes de Queñua desarrollen ampliamente en longitud. Al respecto, Leakey y Mesen (1991) sustentan que las partículas que componen el sustrato no debe presentar obstáculos para el crecimiento de las raíces y debe tener la consistencia suficiente para mantener las estacas en su posición.

Las observaciones realizadas a las raíces de esquejes de *P. besseri* permiten entender que en las arenas con partículas gruesas las raíces siempre serán más largas y quebradizas, debido posiblemente a la menor resistencia que ofrece el crecimiento radical. Felipe (1999) menciona que el tipo de sustrato tiene influencia en las raíces de tal forma que las que se obtienen en arena son largas, sin ramificación, gruesas y quebradizas; pero cuando se usa una mezcla, como arena y turba o turba y perlita, las raíces son más ramificadas, delgadas y flexibles; esta diferencia se debe a la distinta capacidad para contener aire y humedad.

Sobre esto, la mayor longitud radical estaría condicionada proporcionalmente a la facilidad de porosidad y aireación que el sustrato brinde a la estaca (Botti, 1999). La importancia de lograr un mayor tamaño de las raíces, se debe a que esta aumentaría la posibilidad de sobrevivencia en los esquejes (Meryl, 1987).

Por lo tanto, se reconoce una vez más, los amplios beneficios de utilizar sustratos con partículas gruesas en el alargamiento celular de los esquejes de Queñua.

6.1.3.2. Tipos de Esqueje

Acerca del Factor B (Tipos de Esqueje) el análisis indica que existen diferencias altamente significativas entre sus dos niveles, en base a esto se realizó la Prueba de Duncan (Cuadro 11) donde se puede ver que el nivel b_2 es significativamente superior al nivel b_1 . Los esquejes con talón muestran una longitud de raíz superior a los esquejes rectos.

Cuadro 12. Comparación de la Longitud Promedio de Raíces, entre Niveles del Factor B

FACTOR B		
(Tipos de Esqueje)		
Niveles	Promedio (cm)	Duncan ($\alpha= 5\%$)
b_2	11,42	a
b_1	8,17	b

Limaico (2011) para esquejes de *Polylepis racemosa* Kunth, reporta una Longitud Promedio de Raíz entre de 2,5 a 9,05 cm, los resultados del actual estudio son similares a estos valores, las diferencias pueden deberse a que se trata de especies con características genéticas diferentes establecidas en ambientes distintos.

7. CONCLUSIONES

Luego de desarrollar el ensayo en campo, y realizar los análisis estadísticos y económicos se llegó a las siguientes conclusiones:

- Los Sustratos presentan efectos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes de *Polylepis besseri*. El mayor porcentaje de esquejes arraigados (35,00%) se da con el sustrato formado por 25% Turba + 75% Arena. La menor proporción de brotes arraigados se muestra con el sustrato de 100% Turba (23,67 %). El porcentaje de enraizamiento promedio fue de 29,34 %. Se concluye que el mejor sustrato para el enraizado de esquejes de *Polylepis besseri* está formado por Turba y Arena en una relación 1:3.
- Los diferentes tipos de esquejes: Rectos y con Talón muestran efectos en el proceso de enraizamiento, los esquejes con Talón presentan superioridad estadística en el Porcentaje de Enraizamiento (32,75 %) respecto a los esquejes Rectos con un prendimiento de 23,33%; en base a esto se afirma que los brotes con Talón se desarrollan óptimamente en los sustratos que se utilizaron en el actual trabajo de investigación.
- El Número de Promedio de Raíces por esqueje, muestra diferencias estadísticas debido a los diferentes sustratos, en el sustrato formado por Turba se obtienen 4,67 raíces, estadísticamente superior a los demás. El valor obtenido con el sustrato 25% Turba + 75% Arena, es significativamente inferior a otros sustratos con un promedio de 2,17 raíces.
- En cuanto a la diferencia entre los dos tipos de esquejes, los que se implantaron con Talón presentaron una Media de 4,25 raíces, estadísticamente superior a los brotes Rectos que formaron un Promedio de 2,75 raíces.
- Respecto a la Longitud Promedio de Raíz, los Esquejes con Talón presentan una extensión radicular de 11,42 cm significativamente superior la Longitud Media de Raíz de los Brotes Rectos, que alcanzaron 8,17 cm.

- Por efecto de los sustratos se muestran diferencias significativas, la mayor longitud (13,17 cm) se obtiene con el sustrato conformado por 25% Turba + 75% y la menor extensión es alcanzado con el sustrato 100% Turba (6,67 cm).

8. RECOMENDACIONES

- Se recomienda efectuar un estudio en la propagación de esquejes y estaquillas de otras especies de *Polylepis*.
- Desarrollar una investigación en el enraizamiento de estacas y esquejes en cámaras de subirrigación, para otras especies de *Polylepis*.
- Efectuar estudios con distintos tipos de sustrato, combinados en diferentes proporciones, para enraizar esquejes y estaquillas de especies de *Polylepis sp.*
- Plantear un estudio en el enraizamiento de diferentes tipos esquejes en otras especies de *Polylepis*.

9. BIBLIOGRAFÍA

Abya Yala. 1996. Manual de Prácticas Agroecológicas de los Andes Ecuatorianos. Abya Yala. Quito, Ecuador. 306 p

Alba, N. 2008. Manual práctico de Reforestación. Latino Editores. Bogotá, Colombia. pp. 549-558, 771-772

Alonso de la Paz, J. 2003. Manual de Plantas de Interior, Cuidados y Cultivo. Editorial Libsa. Madrid - España. pp. 103 – 133

Ardaya, B. 2000. Manual Práctico de Reforestación. Latino Editores. Bogotá, Colombia. pp. 549-558

Azcon, J. y Talón, M. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. Ediciones Universitarias de Barcelona. Primera Edición. Barcelona, España. pp 286, 287, 317.

Ballesteros, J. 1993. Substratos para el cultivo de plantas ornamentales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. 11/92 Madrid – España. pp. 23-37

Borgheresi, E. y Silva, R. 1985. Jardinería Básica N°1, Plantas y Flores. Editorial Andrés Bello. Santiago, Chile. pp 65 – 66.

Borries von, O. 1990. Selección de especies Forestales para zonas altas de Bolivia. FAO, Desarrollo Forestal Participativo de los Andes y Gobierno de los Países Bajos. La Paz, Bolivia. pp. 8 -34

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

Caballero, A. 1997. Manual de Forestación, Primera Ed. Centro de Investigación y Promoción del Campesinado (CIPCA) y Alianza de Solidaridad Extremaña (ASE). Imp. Astral S.R.L. La Paz, Bolivia. pp. 23-36

Cachique, D.; Ruiz, H.; García, M.; Hidalgo, L.; Vallejos, G. y Del Castillo, D. 2011. Manual Técnico: Propagación Vegetativa del Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP). San Martín, Perú. 31 p.

Cárdenas, L. 2008. Manual de Viveros Forestales. Serie de Documentación N° 45. Bogotá – Colombia. 80 p.

Carrera, M. 1977. La propagación vegetativa en el género *Pinus*. Ciencia Forestal. México D. F., México. pp 3 – 29.

CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza). 2005. Mejoramiento Genético Forestal. CATIE/Proyecto Mejoramiento Genético Forestal. Editores: Cornelius, J.; Mesen, F. y Corea, E. Turrialba, Costa Rica. pp. 147-167

CONIF (2002). Aplicación de métodos de estacas e injertos para la Propagación Vegetativa de *Cordia alliodora* (Ruíz y Pavón) Oken y *Tabebuia rosea* (Bertol) DC. Serie de Documentación N°47. Bogotá, Colombia. 61 p.

Facundo, L. 2008. Enraizamiento de esquejes y estacas de yagual (*Polylepis racemosa*) sometidos a cinco tipos de sustrato en la zona La Libertad, Provincia del Carchi. Tesis de Grado. Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales, Universidad Técnica del Norte. Ibarra, Ecuador. 58 pág.

Felipe. 1986. Propagación de patrones, trabajos en el CRIDA -03. Sessions Techniques. Barcelona, España. pp. 13 -18

Fjeldsa y Kessler. 2004. Conservación de la biodiversidad de los bosques de *Polylepis* de las tierras altas de Bolivia: Una contribución al manejo sustentable de los Andes. Fundación Amigos de la Naturaleza (FAN). Santa Cruz, Bolivia. 214 p.

Flores, M. 2010. Evaluación del efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfo tipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith (Ishpingo), en

ambientes controlados, en Pucallpa – Ucayali, Perú. Tesis de Grado, Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales, Universidad Nacional de Ucayali. Pucallpa, Perú. 123 p.

Gerding, V.; Hermosilla, M. y Grez, R. 2010. Sustratos de corteza compostada para la propagación vegetativa de estacas de tallo de *Podocarpus nubigena* Lindl. y *Eucryphia cordifolia* Cav. Instituto de Silvicultura, Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile. pp. 57 -64

Guerrero, J. y Polo, N. 1990. Propagación vegetativa por estacas mediante la aplicación de dos fitohormonas de cinco especies forestales en peligro de extinción en la zona de Quevedo. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Quevedo, Ecuador. 89 p.

Hansen, E; Wrytte, K. Jindall, P.; Huggans, O. y Ptsymann, H. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting. In: New root formation in plants and cuttings. Editorial Dordrecht. s.l. pp. 141 – 189

Hartmann, H.; Kester, D.; Geneve, R. y Davies, F. 2002. Hartmann y Kester de Propagación de Plantas: Principios y Prácticas. 7. ed. Pretence Hall. Universidad Estatal de Pensilvania, Estados Unidos de América. 880 p.

Heede, V. y Lecourt, M. 1981. El estaquillado: guía práctica de multiplicación de plantas. Trad. por F. Gil Albert Velarde, J. Iglesias González y E. Boix Aristu. Mundi–Prensa. Madrid, España. pp. 30 – 55

Howland, D. 1989. Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº 126. 5 p.

Infojardin. 2008. Sustratos. En línea. Consultado el 9 de Enero de 2013. Disponible en: <http://www.infojardin.com/foro/showthread.php>

Julio, H. 2008. Propagación asexual de plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónica. Corpoica (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria). Colombia. pp. 14-18

Lamb, 1969. Low technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Common – wealth Forestry Review. Gran Bretaña. pp. 247 – 257

Leakey, R. y Longman, S. 1988. The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. Journal of Horticultural Science. pp 431-437 .

Leakey, R y Mesén, F. 1991. Propagación vegetativa de especies forestales: enraizamiento de estacas suculentas. Manual sobre Mejoramiento genético con referencia especial a América Central. CATIE. Turrialba, Costa Rica. pp. 113-133

Lema, L. 2007. Evaluación de la Eficacia de seis enraizadores en la propagación por esqueje de tres variedades de *Hypericum* (*Hypericum sp.*) Tesis de Grado. Escuela Superior Técnica de Chimborazo. Riobamba, Ecuador. 101 p.

Lemes, C.; C. Rodríguez y L. Acosta. 2001. Multiplicación vegetativa de *Rosmarinus officinalis* L. (Romero). Revista Cubana Plant Med. pp. 79-82.

León, D. 2009. Propagación de dos especies de yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*) utilizando dos enraizadores orgánicos y dos enraizadores químicos en el vivero forestal de CREA en el Cantón y Provincia del Cañar. Tesis de Grado, Facultad de Recursos Naturales, Escuela de Ingeniería Agronómica. Riobamba, Ecuador. 126 p.

Limaico, J. 2011. Propagación vegetativa de *Polylepis incana* Kunth aplicando la hormona (ANA), en cuatro niveles en el vivero de la Granja de Yuyucocha. Tesis de Grado, Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales, Universidad Técnica del Norte. Ibarra, Ecuador. 76 p.

Lojan, K. 1996. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. Sankhla. Estados Unidos de Norteamérica. pp. 248 – 273

Magne, R. y Rijckeghen, M. van, 1988. Plantemos Arboles en el Altiplano. Centro de Ecología de Pueblos Andinos (C.E.P.A.), Pastoral Social Caritas. Latina Editores Ltda. Oruro, Bolivia. 72 p.

Mariángeles, J. 2012. La propagación vegetativa de los esquejes. Revista Cubana PlantMed. 8p.

Martínez, H. 1985. Viveros para Producción de Leña: Memoria de los cursos dictados en Amatitlan en 1983 y 1984. Guatemala, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE)- Instituto Nacional Forestal (INF). s. p.

McDonald, H. 1986. Mineral nutrition of higher plants. Editorial Academic Press. Segunda Edición. Londres, Gran Bretaña. 889 p

Meryl, S. 1986. The formation of phenolic diterpenes in *Rosmarinus officinalis* L. under Mediterranean climate. EurFood Res. Technol. pp. 210, 263–67

Mesen, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Proyecto de Semillas Forestales – PROSEFOR. Turrialba, Costa Rica. 36 p.

Molano, M. 2007. Especies Forestales Potenciales para Plantación en Bolivia. Proyecto PAF-BOL (Plan de Acción Forestal para Bolivia). La Paz, Bolivia. pp 45 -47.

Nicolas, J. y Roche, M. 2005. La Planta y el Vivero Forestal. Mundi-Prensa. Madrid, España. 127 p.

Ocaña, D. s. a. Desarrollo Forestal Campesino en la Región Andina del Perú. Lima, Perú. 307 p.

Padilla, L. y Santisteban, J. 1982. Producción de Árboles y Arbustos de uso múltiple. Mundi – Prensa. México D.F., México. pp.128, 193-205

Pretell, J.; Ocaña, D.; Jon Jap, R.; Chura, E. y Barohona, E. 1985. Apuntes sobre algunas especies forestales nativas de la sierra peruana. Proyecto FAO/Holanda/INFOR. Lima, Perú. pp. 84 – 86

Rojas, S. 2004. Propagación Asexual de plantas: Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (CORPOICA) – Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. Colombia. pp. 14 – 18

Romeleroux, R. 1996. Flora del Ecuador. s.e. New York, Estados Unidos de Norteamérica, pp 95-96.

Royal Horticultural Society. 2005. "Encyclopedia of Gardening". Londres – Reino Unido.

Ruiz S, 2009. Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en San Martín. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de la Selva. Perú. pp 30- 75.

Sánchez, R. 2010. Propagación vegetativa del Hualo (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.

Soudre, M.; Cachique, D.; Yepes, F.; Castillo, D.; Sales, F.; Guerra, H.; Lino, K. y Ríos, K. 2008. Bases Técnicas para la propagación Vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas, Memoria del Curso internacional. Pucallpa, Perú. s.p.

Tipo, S. 2004. Efecto de la Longitud de corte y diámetro de esqueje en queñua (*Polylepis racemosa subespecie tricotandra*) en la propagación vegetativa. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. pp. 27-33

USDA, Soil Survey Staff. 1999. USDA Handbook N° 436. Segunda Edición. U.S. Government Printing. Washington D. C., Estados Unidos de Norteamérica. 87 p.

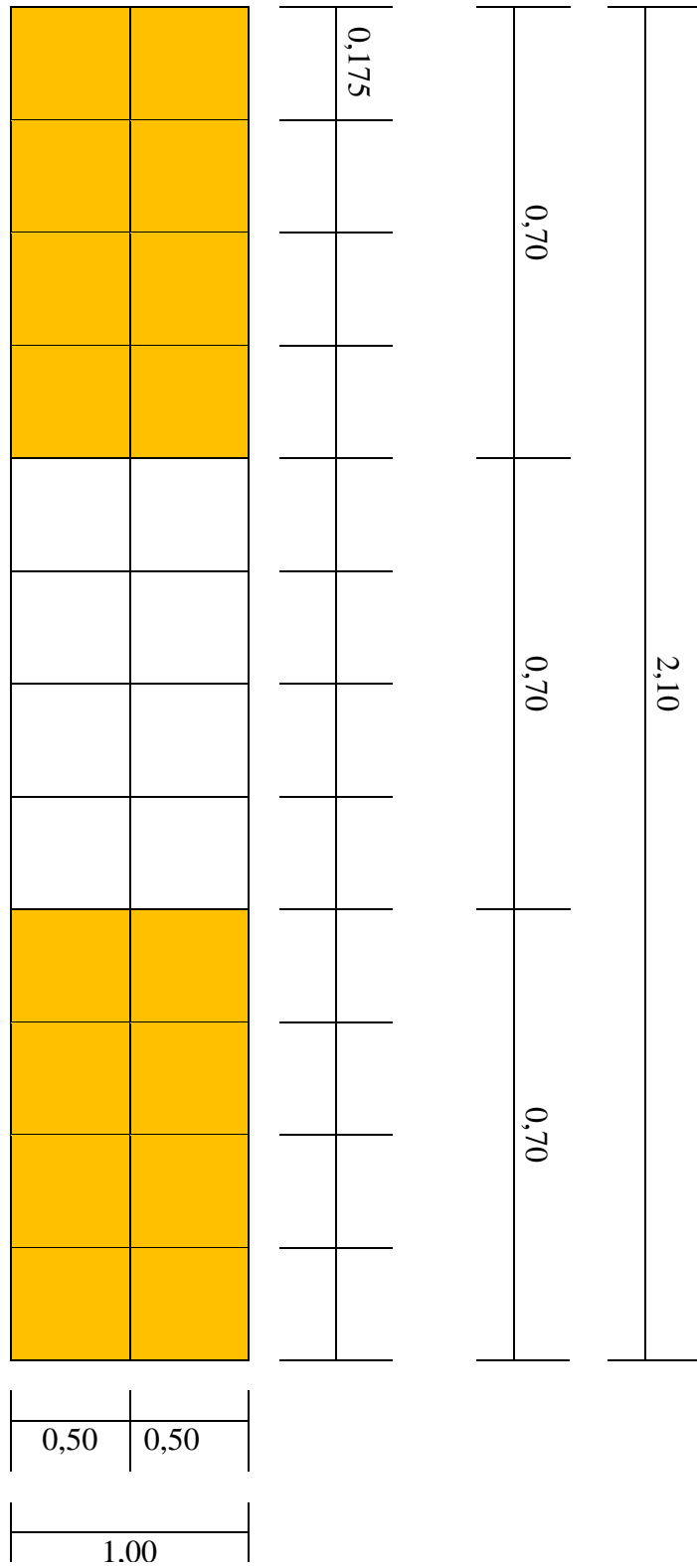
Vozmediano. 1982. Fruticultura: Fisiología, ecología del árbol frutal y tecnología aplicada. Servicio de Publicaciones Agrarias. s.l. pp. 239 – 257

Westwood, P. 1982. Effect of growing medium and irrigation rate on growth of *Rosmarinus officinalis*. M.Sc. thesis. Faculty of the Virginia Polytechnic Institute and State University. Blacksburg, Virginia. 456 p.

Yallico, E. 1992. Evaluación del enraizamiento de esquejes de Verónica purpurea (*Hebe sp.*) bajo aplicación de diferentes tipos de sustrato en el vivero Municipal de Aranjuez de la Ciudad de La Paz. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 94 p.

ANEXOS

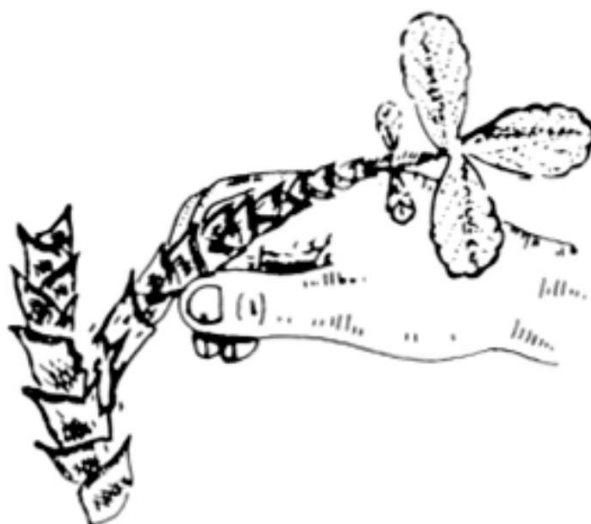
Anexo 1. Croquis del Área Experimental



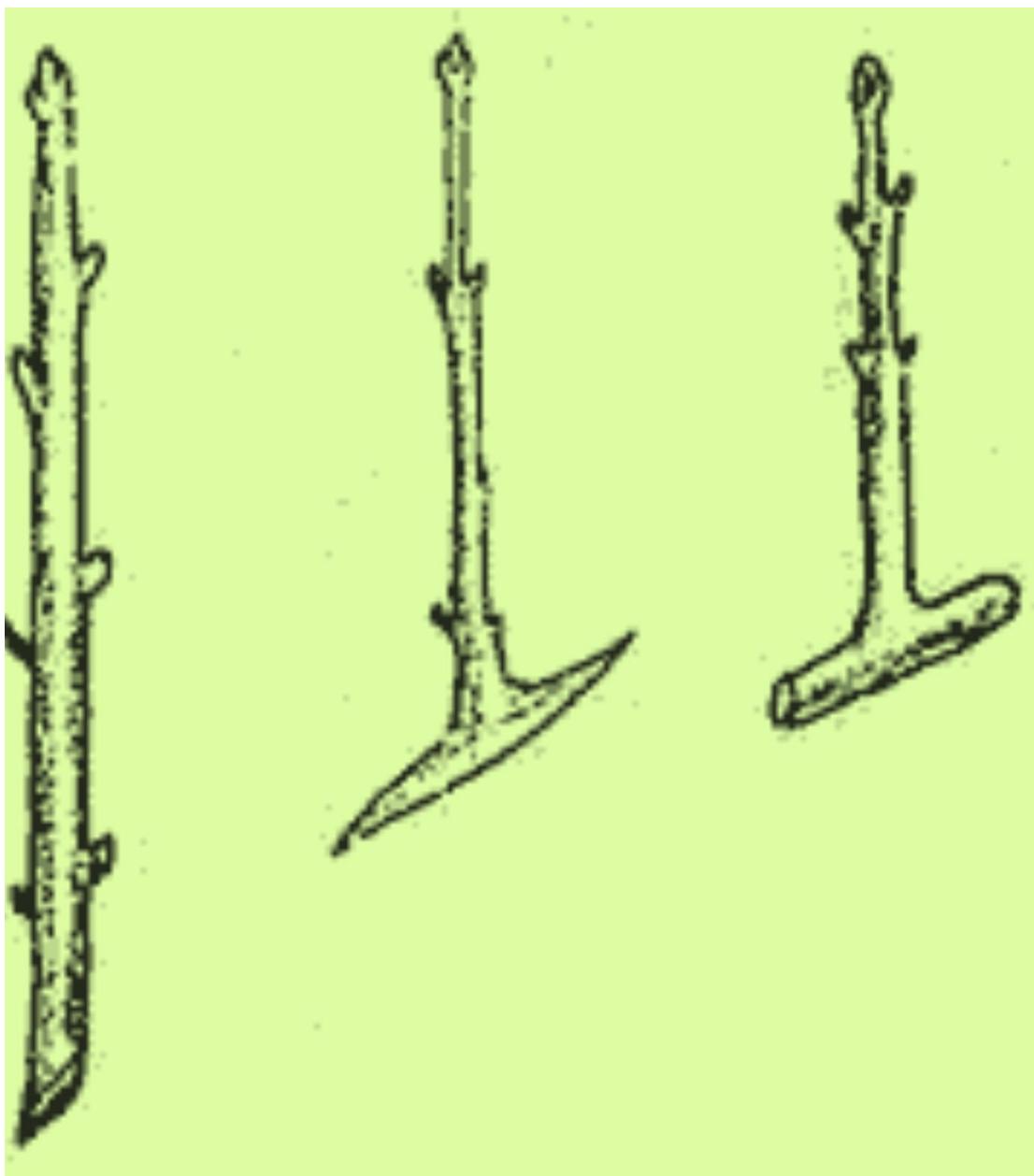
Anexo2. Registro de Temperaturas máximas y mínimas en la cámara de sub-irrigación

Días	Junio		Julio		Agosto	
	T° Min.	T° Max.	T° Min.	T° Max.	T° Min.	T° Max.
1	0	0	5,6	19,50	4,98	19,67
2	0	0	5,7	19,60	5,45	19,45
3	0	0	5,67	19,60	5,3	18,79
4	0	0	5,4	19,60	4,99	18,45
5	0	0	5,7	18,90	4,78	19,45
6	0	0	5,64	19,80	4,67	19,45
7	0	0	5,45	18,90	5,12	19,56
8	0	0	5,60	19,80	5,05	19,34
9	0	0	5,78	20,30	4,90	20,00
10	0	0	5,02	20,31	5,45	19,67
11	0	0	5,06	19,50	5,03	19,99
12	0	0	5,78	19,87	5,04	19,32
13	0	0	5,00	19,45	4,98	18,78
14	0	0	5,60	18,45	4,76	18,9
15	0	0	5,60	18,65	5,02	19,7
16	0	0	5,45	19,89	0	0
17	0	0	5,67	20,14	0	0
18	0	0	5,60	19,80	0	0
19	0	0	5,49	19,99	0	0
20	0	0	5,30	19,89	0	0
21	0	0	5,23	19,78	0	0
22	6,8	20,1	4,99	19,67	0	0
23	5,6	21,3	5,67	18,99	0	0
24	5,6	18,7	5,43	18,98	0	0
25	5,8	19,6	5,34	19,03	0	0
26	6,8	21,4	5,33	19,65	0	0
27	6,3	18,9	5,45	19,45	0	0
28	5,99	19,7	5,67	19,45	0	0
29	5,45	20,1	5,02	19,65	0	0
30	5,98	19,9	5,45	20	0	0
31			5,67	19,9	0	0
Promedios	6,04	19,97	5,46	19,56	5,03	19,37
	13,00		12,51		12,20	

Anexo 3. Extracción de los esquejes con Talón



Anexo 4: El corte del esqueje puede ser recto (el más habitual), de talón o de mazo. Recto no incluye madera vieja, de mazo incluye una sección del tallo de madera más vieja; y de talón o tacón la porción de madera vieja es más pequeña.



ANEXO 5 REPORTE FOTOGRAFICO



Foto 1: Ambiente de ubicación de las Cámaras de sub-irrigación



Foto 2: Reconocimiento de plantas madre para la obtención de esquejes



Foto 3: Construcción y armado de las cámaras de sub-irrigación



Foto 4: Armado del sistema de sub-irrigación



Foto 5: Forrado con agrofilm de la cámara de Sub-irrigación



Foto 6: Colocado de tubo para la cámara de Sub-irrigación



Foto 7: Conclusion de la Cámara de Sub-irrigación



Foto 8: Control del Nivel de Agua en la Camara de Sub-irrigación

ANEXO 5 REPORTE FOTOGRAFICO



Foto 8: Recolección de esquejes de la planta madre.



Foto 9: Mantenimiento y conservación de esquejes



Foto 10: Establecimiento de los esquejes en la Cámara de Sub-irrigación

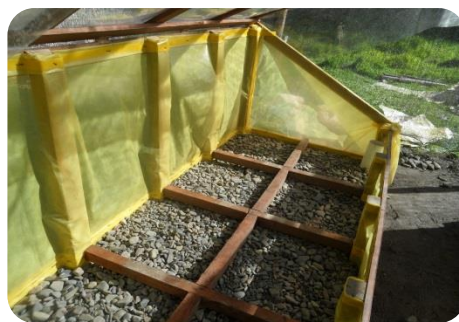


Foto 11: Colocado y establecimiento de los esquejes en el Área Experimental



Foto 12: Colocado de los esquejes en las unidades experimentales.



Foto 13: Esquejes establecidos en las unidades experimentales



Foto 14: Desarrollo de los esquejes en las cámaras de sub-irrigación



Foto 15: Esquejes enraizados en las cámaras de sub-irrigación

