

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



TESIS DE GRADO

**ENRAIZAMIENTO DE DOS ESPECIES DE QUEÑUA (*Polylepis tarapacana* y
Polylepis besserii Hieron.) EN CUATRO SUSTRATOS, BAJO AMBIENTE
PROTEGIDO**

Presentado por:

IVER EDUARDO QUINTEROS VARGAS

La Paz – Bolivia

2014

**Universidad Mayor de San Andrés
Facultad de Agronomía
Carrera de Ingeniería Agronómica**

**ENRAIZAMIENTO DE DOS ESPECIES DE QUEÑUA
(*Polylepis tarapacana* y *Polylepis besseri* Hieron.) EN CUATRO SUSTRATOS,
BAJO AMBIENTE PROTEGIDO**

Tesis de Grado Presentado como requisito
Para optar a la Licenciatura en
Ingeniería Agronómica

Presentado por:

Iver Eduardo Quinteros Vargas

Asesores:

Ing. Agr. Ph. D. David Cruz Choque

Ing. Agr. Willams Murillo Oporto

Tribunal revisor:

Ing. Agr. M. Sc. Eduardo Chilon Camacho

Ing. Agr. M. Sc. Celia Fernández Chávez

Ing. Agr. M. Sc. Freddy Porco Chiri

Aprobada

Presidente Tribunal revisor

AGRADECIMIENTOS

Expreso mis sinceros agradecimientos a las instituciones y personas que hicieron posible la realización del presente trabajo, de Tesis de Grado:

Al Centro Experimental Cota Cota, dependiente de la Facultad de Agronomía por el espacio otorgado para la realización del trabajo de campo de la Tesis de Grado.

Al Ing. Agr. Juan Carlos Soria Meruvia Director del Centro Experimental Cota Cota, gestión 2012 por apoyarme con el material de campo y guiarme en el trabajo de investigación.

Hacer extensivo mi reconocimiento a mis Asesores: Ing. Agr. Ph.D. David Cruz Choque e Ing. Agr. Willams Murillo Oporto por su amistad y colaboración en el presente estudio.

Al Tribunal revisor: Ing. Agr. M.Sc. Eduardo Chilon, Ing. Agr. M.Sc. Celia Fernández e Ing. Agr. M.Sc. Freddy Porco, por las valiosas sugerencias y correcciones realizadas en el presente trabajo.

Al Ing. Agr. Rosmery Villalba T. por el cariño, colaboración y comprensión en momentos más difíciles de mi vida universitaria.

A mi hermana Dra. Shirley Quinteros Vargas por el apoyo económico y moral, para conclusión de mis estudios.

A Ing. Agr. René Calatayud, por brindarme su amistad desinteresada y consejo a lo largo de mi formación profesional.

A los estudiantes de Agricultura I y Fruticultura, gestión II-2012, por la ayuda brindada en el trabajo de campo y construcción del ambiente protegido.

A todos ellos mis sinceros agradecimientos.

Iver Eduardo Quinteros Vargas

DEDICATORIA

A Dios, quien nos da la vida y acompaña en los momentos difíciles que vivimos.

A mis padres: Eduardo Quinteros y María Vargas por su aprecio y apoyo incondicional.

A mis hijos: Paola Andrea, Adriana Alexandra y Pablo Cesar por darme la fuerza interior que necesito día a día.

A mi sobrino Joel Eduardo Contreras Quinteros por su cariño y afecto.

Contenido general

Agradecimientos	i
Dedicatoria	ii
Contenido general	iii
Lista de cuadros	vi
Lista de figuras	viii
Resumen	ix
Abstract	x
1. INTRODUCCION	1
1.1. Objetivos	2
1.2.1 Objetivo general.....	2
1.2.2 Objetivos específicos.....	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA	2
2.1 Multiplicación de especies forestales	2
2.2 Formas de reproducción asexual	3
2.3 Planta Madre o clon	4
2.4 Multiplicación de la queñua	4
2.4.1 Multiplicación por semilla o sexual.....	4
2.4.2 Multiplicación por vía vegetativa o asexual.....	5
2.5 Características de la especie	6
2.5.1 Distribución del género <i>Polylepis</i> en Bolivia.....	6
2.5.2 Características de la <i>Polylepis tarapacana</i>	7
2.5.3 Características de la <i>Polylepis besseri</i>	7
2.6 Sustrato	7
2.6.1 Cualidades exigibles a los sustratos.....	8
2.6.2 Propiedades Físicas del Sustrato.....	8
2.6.3 Propiedades Químicas del Sustrato.....	9
2.6.4 Tipos de Sustratos y sus Características.....	9
2.6.5.1 Sustratos Orgánicos: Turba.....	10
2.6.5.2 Sustratos Inertes: Arena.....	11
2.6.5 Funciones de los sustratos.....	11
2.7 Reguladores de Crecimiento	12
2.7.1 Tipos.....	12

	2.7.2.1 Giberelinas.....	12
	2.7.2.2 Citoquininas.....	13
	2.7.2.3 Etileno.....	13
	2.7.2.4 Acido Abscísico.....	14
	2.7.2.5 Auxinas.....	14
	2.7.2 Mecanismo de Acción.....	15
	2.7.3 Funciones.....	15
	2.7.4 Transporte.....	16
	2.7.5 Tipos de plantas según su capacidad rizogénica.....	16
	2.7.6 Rizogénesis.....	17
	<i>Etapas de la Rizogénesis.....</i>	17
	2.7.7 Condiciones de la Planta Madre.....	18
2.8	Medio Ambiente y su Influencia en el Enraizamiento..	18
	2.8.1 Control de la Temperatura.....	18
	2.8.2 Control de Humedad.....	19
	2.8.3 Control de Luminosidad.....	19
	2.8.4 Medio de Enraizamiento.....	20
	2.8.5 Poda, Incisiones y Procedimientos Similares.....	20
	2.8.6 Época de Corte de Esquejes.....	21
	2.8.7 Otros Factores.....	21
	Topófisis.....	21
	Polaridad.....	22
2.9	Cámara de Sub-irrigación.....	22
3.	MATERIALES Y METODOS.....	25
3.1	Localización.....	25
	3.1.1 Clima.....	25
	3.1.2 Topografía y vegetación.....	25
3.2	Materiales.....	25
	3.2.1 Material Experimental.....	25
	3.2.2 Equipo y Material de Laboratorio.....	26
	3.2.3 Material y herramienta de Campo.....	26
	3.2.4 Material y Equipo de Gabinete.....	26
	3.2.5 Cámara de sub-irrigación.....	27
3.3	Metodología.....	27
	3.3.1 Procedimiento Experimental.....	27
	3.3.2 Diseño Experimental.....	30
	3.3.2.1 Factores.....	30
	3.3.2.2 Combinación Factorial.....	30
	3.3.2.3 Modelo estadístico.....	31

3.4	Variables de Respuesta.....	32
4.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	33
4.1	Respuesta a las Condiciones Climáticas.....	33
4.2	Comportamiento de los esquejes en la Cámara de Sub-irrigación.....	35
4.2.1	Porcentaje de Esquejes Muertos.....	35
4.2.2	Porcentaje de Esquejes Vivos.....	41
	4.2.2.1 <i>Porcentaje de Esquejes Latentes.....</i>	41
	4.2.2.2 <i>Porcentaje de Esquejes Enraizados.....</i>	45
	a) <i>Longitud de Raíz.....</i>	51
	b) <i>Numero de Raíces.....</i>	55
5.	CONCLUSIONES.....	59
6.	RECOMENDACIONES.....	61
7.	BIBLIOGRAFIA.....	62
	ANEXOS.....	68

Lista de cuadros

Cuadro 1.	Factores en el estudio de enraizamiento de dos especies de Queñua en diferentes sustratos.....	30
Cuadro 2.	Tratamientos en el estudio de enraizamiento de dos especies de Queñua en diferentes sustratos.....	31
Cuadro 3.	Análisis de varianza para Porcentaje de esquejes muertos de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación.....	36
Cuadro 4.	“Análisis de efecto simple”, sobre el efecto de Factor A y B en el Porcentaje de esquejes muertos.....	39
Cuadro 5.	Análisis de varianza para Porcentaje de esquejes latentes de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación.....	41
Cuadro 6.	Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Latentes, entre Niveles del Factor B, para las diferentes especies de Queñua.....	44
Cuadro 7.	Análisis de varianza para Porcentaje de esquejes enraizados de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación.....	46
Cuadro 8.	Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Enraizados, entre Niveles del Factor B, para las diferentes especies de Queñua.....	48
Cuadro 9.	“Análisis de efecto simple” del resultado de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes Enraizados de dos especies de <i>Polylepis</i> en diferentes sustratos.....	50
Cuadro 10.	Análisis de varianza para Longitud de Raíz de dos especies de Queñua en diferentes sustratos bajo cámaras de sub-irrigación.....	51
Cuadro 11.	Comparación de Medias Longitud de Raíz de esquejes de <i>Polylepis</i> , entre Niveles del Factor B.....	53

Cuadro 12.	Análisis de varianza para Número de Raíces de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación.....	55
Cuadro 13.	Comparación de Medias de Numero de Raíces de esquejes de <i>Polylepis</i> , entre Niveles del Factor B.....	57

Lista de figuras

Figura 1.	Esquema de la cámara de sub-irrigación.....	23
Figura 2.	Fluctuaciones térmicas en el interior de la Cámara de sub-irrigación.....	33
Figura 3.	Fluctuaciones térmicas en el Ambiente donde se ubicó la Camara de sub-irrigación	34
Figura 4.	Porcentaje de esquejes muertos de las diferentes especies de Queñua.....	36
Figura 5.	Efecto de los diferentes sustratos en el Porcentaje de esquejes muertos de diferentes especies de Queñua.....	39
Figura 6.	Efecto de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes muertos.....	40
Figura 7.	Porcentaje de esquejes latentes de las diferentes especies de Queñua.....	42
Figura 8.	Efecto de los Tratamientos en Porcentaje de Esquejes Latentes en Cámaras de sub-irrigación.....	45
Figura 9.	Porcentaje de esquejes enraizados de las diferentes especies de <i>Polylepis</i>	47
Figura 10.	Efecto de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes enraizados.....	51
Figura 11.	Longitud de raíz de los esquejes de ambas especies de Queñua.....	52
Figura 12.	Número de Raíces de los esquejes en las diferentes especies de Queñua.....	56

Resumen

El presente trabajo de Investigación 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 esquejes de dos especies de Queñua: *Polylepis tarapacana* y *Polylepis besseri* bajo Cámaras de sub-irrigación. Evaluándose las siguientes variables: Porcentaje de Esquejes Muertos, Porcentaje de esquejes latentes, Porcentaje de Esquejes Enraizados, Longitud y Número de Raíces en los siguientes tratamientos: **T1**: Esquejes de *P. tarapacana* en sustrato de 100 % Turba, **T2**: Esquejes de *P. tarapacana* en sustrato de 75 % Turba + 25 % Arena, **T3**: Esquejes de *P. tarapacana* en sustrato de 50 % Turba + 50 % Arena, **T4**: Esquejes de *P. tarapacana* en sustrato de 25 % Turba + 75 % Arena, **T5**: Esquejes de *P. besseri* en sustrato de 100 % Turba, **T6**: Esquejes de *P. besseri* en sustrato de 75 % Turba + 25 % Arena, **T7**: Esquejes de *P. besseri* en sustrato de 50 % Turba + 50 % Arena, **T8**: Esquejes de *P. besseri* en sustrato de 25 % Turba + 75 % Arena. Obteniéndose porcentajes de Prendimiento de 14,66%; 22,00%; 16,33%; 40,33%; 19,00 %; 27,00%; 31,66% y 16,67% para T1, T2, T3, T4, T5, T6, T7 y T8 respectivamente. Existiendo diferencias significativas entre los diferentes sustratos (0,05), y no así entre las diferentes especies de Queñua. Concluyéndose que el Mayor Porcentaje de Esquejes enraizados se obtiene con el sustrato formado por 25% Turba + 75 % Arena, y también que los esquejes de *P. besseri* presentan mejores características para ser enraizados bajo Cámaras de sub-irrigación.

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

Abstract

This research work was conducted in the Experimental Center Cota Cota, belonging to the Faculty of Agronomy of the Universidad Mayor de San Andres, In order to investigate the effect of different substrates on the rooting of cuttings of two species of Queñua: *Polylepis besseri* and *Polylepis tarapacana* cameras under sub-irrigation. Evaluated the following variables: Percentage of Cuttings Dead, dormant cuttings Percent, Percent Rooted cuttings, length and number of roots in the following treatments: T1: Cuttings of *P. tarapacana* in 100% peat substrate, T2: Cuttings of *P. tarapacana* in substrate 75% peat + 25% sand, T3: Cuttings of *P. tarapacana* in substrate 50% peat + 50% sand, T4: Cuttings of *P. Tarapacana* in substrate 25% peat + 75% sand, T5: Cuttings of *P. besseri* in 100% peat substrate, T6: Cuttings of *P. besseri* in substrate 75% peat + 25% sand, T7: Cuttings of *P. besseri* in substrate 50% peat + 50% sand, T8: Cuttings of *P. besseri* in substrate 25% peat + 75% sand. Arrest rates obtained 14, 66%; 22, 00%; 16, 33%; 40, 33%; 19, 00 %; 27, 00%; 31, 66% and 16, 67% for T1, T2, T3, T4, T5, T6, T7 and T8 respectively. Significant differences between the different substrates (0.05), and not between the different species of Queñua. Concluding that the percentage of rooted cuttings mayor is obtained with the substrate consisting of 25% peat + 75 sand and the cuttings of *Polylepis besseri* have better features to be rooted under sub-irrigation cameras.

Key words: Rooting, *Polylepis*, Cutting, Substrates, camera subirrigation

1. INTRODUCCIÓN

El género *Polylepis* presenta diferentes especies de las cuales podemos mencionar: *Polylepis besseri* y *Polylepis tarapacana* que son árboles propios de la Cordillera Occidental y de las orillas del Lago Titicaca.

Las especies de este género son muy rústicas, y puede llegar a crecer hasta en grietas de rocas. Además son bastante resistentes a la sequía y a las bajas temperaturas. Sin embargo, para desarrollar bien, requiere de una buena cantidad de humedad en el suelo; sobre todo en la etapa inicial de su desarrollo.

La distribución de la Queñua está restringida a las laderas y quebradas, en colinas y serranías de los departamentos de La Paz, Oruro, Potosí y Sucre. Se distribuye de 3000 a 4700 msnm; muy pocas veces forma bosques abiertos, mayormente se encuentra en forma dispersa, acompañada de otras especies que comparten condiciones climáticas y ambientales similares.

Debido a diversos factores, de los cuales los más importantes son: ambientales y antrópicos, las poblaciones de estas especies se ven reducidas. El interés de este trabajo de investigación es el de contribuir a la reproducción asexual de: *Polylepis besseri* y *Polylepis tarapacana*, para realizar futuros proyectos de forestación y reforestación en base a estas especies Alto Andinas.

El principal limitante para la reproducción de la Queñua es el bajo porcentaje germinativo de la semilla que está entre el 4 al 15% aproximadamente (Nina, 1999). Este aspecto se debe a la dicogamia del género *Polylepis*, su polinización anemófila, y por encontrarse en poblaciones reducidas a pocos árboles por hectárea (Yallico, 1992; citado por Callisaya, 1999).

Se afirma que el árbol de Queñua es un elemento protector del sistema productivo y tiene varios efectos positivos en la agricultura y la ganadería (*Ibidem*).

El siguiente trabajo de investigación tiene el propósito de propagar la Queñua, para contribuir al aumento de la población de árboles, así como el de poder establecer la

comparación de especies y sustratos, los cuales puedan estimular el enraizamiento de los esquejes.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo General

- Evaluar el enraizamiento de esquejes, de dos especies de Queñua (*Polylepis tarapacana* y *Polylepis bessi* Hieron), en cuatro sustratos, bajo ambiente protegido.

1.1.2 Objetivos Específicos

- Determinar el efecto de los cuatro sustratos en el enraizamiento de esquejes de Queñua.
- Evaluar el enraizamiento de esquejes, de dos especies de Queñua, en ambiente protegido.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Multiplicación de especies forestales

Según Martínez (1985), Calderón (1987) y Pimentel (2009), existen varias formas de reproducción de especies forestales, entre las que podemos mencionar a:

- a. Reproducción sexual: donde intervienen los gametos femeninos y masculinos, se produce la fecundación del ovulo, se forman los frutos y las semillas, las cuales serán encargadas en forma natural de dar origen a una nueva planta (la cual se realiza por semilla).
- b. Reproducción asexual: en esta multiplicación no existe la participación de los gametos, si no que a partir de células localizadas en porciones específicas de las plantas, tales como el ápice de los tallos, ápices de raíces, cambium, zona intercalar (entre nudos de plantas), en el tejido del callo que se forma en ciertas heridas, se produce la mitosis, o división celular, con la producción de nuevos tejidos, que tienen la misma dotación genética de las plantas

madres. Esta se realiza por estaquilla, esquejes, micropropagación, injerto y acodo.

2.2 Formas de reproducción asexual

- a. Acodo: Según Yuste (1997), la técnica del acodado consiste en producir una planta nueva haciendo arraigar una rama que continúa unida a la planta madre, de la que se separa cuando el número de raíces es suficiente para tener una vida independiente. Para que arraigue la rama, esta se pone en contacto con un sustrato ligero y húmedo (*Ibídem*).
- b. Esqueje: se define esqueje como tallo. Tallo o cogollo que se introduce en tierra para multiplicar la planta (Diccionario Enciclopédico Universal, 1997; citado por Porco y Terrazas, 2009).
- c. Estaquillado: el estaquillado, propiamente dicho, consiste en separar un fragmento vegetal, mantenerlo vivo y conseguir que se regenere; es decir, que vuelva a formar los órganos que le faltan para constituir una planta completa (Heede, 1981).
- d. Injerto: la injertación consiste en obtener la unión entre dos fragmentos de tejido vegetal, que al unirse forman una nueva planta funcional (Álvarez, 2011); es un método de propagación muy antiguo, en donde el injerto o planta receptora (patrón) se selecciona de plantas ya establecidas que son resistentes a condiciones desfavorables y/o enfermedades, a la cual se le une un segmento o injerto proveniente de plantas con cualidades como frutos de mejor calidad y mejor producción (Rojas, García y Alarcón *et al.*, s.a.).
- e. Micropropagación, o propagación vegetativa “in vitro” es un sistema que se basa en la propagación del material vegetal a partir de un pequeño grupo de células apicales indiferenciadas, que recogidas asépticamente del extremo del brote son colocadas en un tubo de ensayo que contiene un medio especial nutritivo (Vozmediano, 1982). La técnica del cultivo de meristemas busca principalmente la obtención de plantas libres de virus; fue puesta por Morel y Martín en 1952 (*Ibídem*).

2.3 Planta madre y clon

La edad de la planta madre puede ser un factor dominante en la formación de raíces, las estacas de tallo o de raíz tomadas en la fase de desarrollo juvenil del crecimiento, como se encuentran en las plántulas jóvenes, con frecuencia forman nuevas raíces con mucha mayor facilidad que aquellas tomadas de plántulas que están en la fase adulta de su desarrollo, ya sean procedentes de semilla o propagadas vegetativamente (Hartmann y Kester, 1997).

Los tratamientos con son el cultivo de arboles en seto o poda, tiene mayores beneficios como el de mantener el potencial de enraizamiento con el cultivo de setos probablemente son explicados por la prevención del cambio de fase de juvenil a adulta (*Ídem*).

Según Hartmann y Kester (1997), la relación con la 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.

2.4 Multiplicación de la queñua

2.4.1 Multiplicación por semilla o sexual

- a. Semilla, la viabilidad de la semilla es baja, por lo que hay que cosechar en gran cantidad. Una vez cosechada la semilla debe ser secada por un par de semanas para facilitar el desprendimiento de las impurezas. El rendimiento es de aproximadamente 100.000 semillas por kilogramo (Nina, 1999).

Su capacidad germinativa es baja: se encuentra entre 2 a 4% (Fjeldsa y Kessler, 2004).

- b. Brinzáles, son plantas procedentes de semilla que ha germinado de manera natural al pie o alrededor de árboles maduros. Al parecer, los plantones producidos, en esta forma crecen mucho más lentamente que los producidos por esquejes, por lo que su justificación es dudosa (Pretell *et al.*, 1985).

Son plántulas de un año de edad recolectadas de bosques existentes, sin causar problemas en la regeneración natural del bosque. Las plantas jóvenes son tratadas de la misma manera como las plántulas (Fjeldsa y Kessler, 2004).

2.4.2 Multiplicación por vía vegetativa o asexual

- a) Estacas, este método de propagación consiste en extraer estacas del árbol de queñua con un tamaño aproximado de 30 cm de largo y de aproximadamente 1.5 a 2.0 cm de grueso. Las estacas deben incluir tres o más entrenudos. Las estacas son plantadas en terreno definitivo, por tanto solo funciona en sitios con buenos suelos y adecuada humedad, es decir, donde las condiciones son favorables al prendimiento de las estacas (Pretell *et al.*, 1985).
- b) Esquejes, según Pretell *et al.* (1985), este método es el más recomendable para propagar el género *Polylepis*, es por medio de ramillas o esquejes, que algunos también llaman estacas apicales. Para lograr que haya resultados hay que buscar que las ramillas tengan por lo menos tres raíces preformadas (especie de chinchones o protuberancias).

El mayor prendimiento se obtiene de material recolectado una vez que las lluvias se han establecido (Diciembre a Enero). Los esquejes de unos ocho a doce cm de largo, se cortan lo más cerca posible de la rama principal. Una vez cortados los esquejes hay que protegerlos del sol y del viento, manteniéndolos húmedos (*Ibídem*).

Cuando la *Polylepis* se reproduce por esquejes, se utilizan retoños de la copa. El tiempo de corte después del comienzo de la estación lluviosa, ya que durante este tiempo la actividad de crecimiento es óptima, asegurando y prendimiento rápido de raíces y curación de heridas (Fjeldsa y Kessler, 2004).

El éxito de la tasa de reproducción por esquejes varía dependiendo de la calidad de los esquejes, su tamaño, del sustrato, del microclima y del cuidado (*Ibídem*).

- c) Acodos, es una forma natural de propagación, resulta cuando la rama, sin desprenderse de la planta, se pone en contacto con el suelo y echa raíces. Este método de propagar la queñua, por sus obvias limitaciones, solo puede usarse en pequeña escala (Pretell, *et al.*, 1985).

Pueden obtenerse acodos torciendo ramas bajas y cubriéndolas con suelo (de manera que se desarrollen raíces). La ventaja de usar acodos en lugar de plántulas es, principalmente, que la regeneración natural no es influenciada aun cuando se toman grandes números (Fjeldsa y Kessler, 2004).

2.5 Características de la especie

2.5.1 Distribución del género *Polylepis* en Bolivia

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 mas 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 (*Ibidem*).

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).

2.5.2 Características de la *Polylepis tarapacana*

Este pequeño arbusto o árbol (3 m) es inconfundible por sus foliolos pequeños y coriáceos con un cubierta resinosa clara en el haz y pelos amarillos muy densos en el envés. Las flores y los frutos están escondidos entre las hojas. Florece desde el fin de la estación seca hasta la calurosa y húmeda estación lluviosa, desde septiembre a enero (Fjeldsa y Kessler, 2004).

2.5.3 Características de la *Polylepis besseri*

Árbol aproximadamente de 6 m de alto; tronco tortuoso, robusto y achaparrado, uno o varios desde cerca de la base; corteza exfoliada en láminas papiráceas, ramas tiernas lanosas. Hojas alternas, compuestas, imparipinadas, de 5 a 7 foliolos, de haz glabro y envés lanoso. Flores hermafroditas, pequeñas, en racimos pendulares y laxos; frutos pequeños de 0,2 – 0,9 cm de ancho y 0,4 – 3 cm de largo (Nina, 1999).

2.6 Sustrato

Se denomina sustrato al suelo artificial, de origen orgánico o no, que se utiliza para el cultivo de diversas plantas y, especialmente, las ornamentales cultivadas en invernadero (Yuste, 1997).

Montoya y Camara (1996) señala: El sustrato es el soporte físico que permite la protección y la mejor conformación de las raíces. Debe permitir además que las raíces de las plantas respiren y encuentren el agua y los nutrientes que necesitan.

El sustrato debe proporcionar superficies capaces de sostener las esquejes, permitir la salida del agua, retener humedad, y deben poder ser esterilizadas o pasteurizadas (Álvarez, 2011).

2.6.1 Cualidades exigibles a los sustratos

Según Montoya y Camara (1996) y Álvarez (2011), la principal razón radica en: “si el sustrato posee buena calidad para las raíces el recipiente reducirá su volumen”. Las cualidades exigibles a un sustrato son:

En relación al agua: a) Ser permeable: para drenar bien y permitir el desarrollo de las raíces; b) Retener bien el agua, para tener una prolongada frecuencia de riego; y c) Humedecerse fácilmente después de sufrir una desecación.

Con relación a la aireación: del 20 al 40 por 100 del volumen total del sustrato ocupado por aire, tras el drenaje.

En relación a los agentes patógenos: a) No portar semillas o propágulos de malas hierbas; b) No portar insectos dañinos, ni ninguna otra clase de animales perjudiciales para las plántulas; y c) No portar hongos perjudiciales.

En relación con su empleo: resultar económico, ser homogéneo, pesar poco (para que sea fácil su manejo y transporte), ser lo bastante consistente, (que no compacte) para evitar daños al cepellón y no ser adhesivo a las paredes del envase, si debe extraerse la planta antes de la plantación.

2.6.2 Propiedades Físicas del Sustrato

Según Yuste (1997), las proporciones de la fase sólida, líquida, y gaseosa del sustrato, varían con la naturaleza del medio y con las condiciones exteriores (drenaje, temperatura, humedad, etc.).

El sustrato debe tener una buena distribución de los poros, puesto que si mayoritariamente posee macroporos, tendrá una buena aireación (oxígeno), pero tendría una mala retención de agua. El caso contrario consiste en una demasía de microporos, lo que repercutiría en una falta de aireación (aunque tenga una buena reserva hídrica) y en posibles problemas de asfixia radicular (*Ibíd.*).

Se estima un óptimo de porosidad un valor del 70 - 90% del volumen del sustrato (Ballester, 1992).

La cantidad total de agua retenida por un sustrato depende de la proporción de poros de pequeño tamaño y del espesor o altura del sustrato dentro del contenedor. Cuanto menor esta última, mayor será la cantidad de agua retenida por unidad de volumen de sustrato (Yuste, 1997 y Ballester, 1992).

Hartmann y Kester (1997), citado por Tito (2011) indica que un enraizamiento ideal proporciona suficiente porosidad para permitir una buena aireación, tiene una alta capacidad de retención del agua, pero permanece bien drenado y está libre de organismos patógenos.

2.6.3 Propiedades Químicas del Sustrato

Según Yuste (1997), la acidez o pH es uno de los parámetros más importantes a la hora de caracterizar un sustrato.

Para Hartmann y Kester (1997), hay pruebas de que el pH del medio de enraizamiento puede influir en el tipo de callo producido, lo cual a su vez afecta la emergencia de raíces adventicias de nueva formación.

En estudios en los que usaron estacas de álamo de bálsamo, con pH 6,0 las células de callo fueron grandes, algo suaves y las estacas enraizaron con facilidad. Al aumentar la alcalinidad, las masas de callo se hicieron menores, hasta con el pH 11,0 que se volvieron pequeñas y compactas, dispuesta en una estructura calcárea maciza. Estas estacas no enraizaron, aunque al hacer cortes de ellas abajo del callo se encontraron primordios de raíces bien formados (*Ibídem*).

2.6.4 Tipos de Sustrato y sus Características

Los sustratos se subdividen en orgánicos e inorgánicos. Los primeros suelen estar principalmente constituidos por turba o por algún tipo de resto vegetal como corteza de pino, y presentan su propia dinámica puesto que, al ser orgánicos, tienden a mineralizarse. Los segundos están constituidos por diversos materiales inorgánicos inertes y suelen ser el producto o el subproducto de algún tipo de industria (Yuste, 1997).

A menudo es conveniente la mezcla de algunos de ellos, puesto que entonces se consiguen propiedades conjuntas de los componentes de la mezcla. Cada mezcla se comporta como un sustrato único con propiedades y características (Álvarez, 2011).

Las mezclas U.C. (Universidad de California) fueron de las primeras mezclas sin suelo utilizadas en los Estados Unidos de América en los años 50. Son una serie de cinco sustratos que van desde 100 % turba *Sphagnum* hasta 100 % de arena fina y combinaciones intermedias entre los dos. El sustrato de invernadero más popular de esta serie es la mezcla mitad turba mitad arena fina (Barbado, 2005).

Resh (1997) señala que la proporción de turba: arena, es la que determina el uso para el sustrato, de esta forma:

Turba: Arena (1:1) Para multiplicación de esquejes y plantas en maceta

Turba: Arena (1:3) Para plantas de bancada y cultivo en contenedores en vivero.

Turba: Arena (3:1) Excelente aireación, para macetas y cultivo en bancadas.

2.6.4.1 Sustratos Orgánicos: Turba

La turba se define como la forma disgregada de la vegetación de un pantano, descompuesta de modo incompleta a causa del exceso de agua y la falta de oxígeno, que se va depositando con el transcurso del tiempo, lo que favorece la formación de estratos más o menos densos de materia orgánica (Penningsfled y Kurzmann, 1975, citado por Yuste, 1997).

En función del lugar de génesis de cada turba, se clasifican en bajas, intermedias o llanas, y altas (Yuste, 1997).

Las turbas altas, son las turberas que se forman en las regiones frías con altas precipitaciones y humedad relativa elevada. Están constituidas principalmente por *Sphagnum* ssp., que representan el 90% de su composición. Estas turbas retienen elevadas cantidades de agua, las capas vivas exteriores van soterrando a las muertas inferiores (*Ibídem*).

Las turbas, al ser materia orgánica, suelen tener un alto poder de retención de agua. También presentan un pH prominentemente ácido, su porosidad o potencial para retener aire son altos. Estas características se darán en mayor o menor grado en función del tipo de turba y del grado de humificación de ésta (*Ídem*).

Hartmann y Kester (1997), citado por Tito (2011) indica que la turba es un sustrato que tiene la capacidad de retener bastante humedad y al ser un sustrato esponjoso (poroso) también permite la aireación adecuada, factores que influyen en el enraizamiento.

2.6.4.2 Sustratos Inertes: Arena

Los sustratos inertes mayormente utilizados para el cultivo hidropónico en invernadero. Puesto que en hidroponía se trabaja con soluciones nutritivas, al sustrato se le exige que sea químicamente inactivo, es decir que no aporte ni absorba ningún elemento (Yuste, 1997 y Resh, 1997).

Los sustratos químicamente inertes suelen utilizarse para incrementar la aireación y permeabilidad de los sustratos. Los más comunes son: arena, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida, lana de roca, poliespán, etc. (Montoya y Camara, 1996).

- a) Gravas, según la granulometría las gravas están comprendidas entre 2 a 15 mm. Tienen mala retención de agua, por lo que hay que regar con frecuencia (Yuste, 1997).
- b) Arena, según Yuste (1997), las arenas son sustratos naturales. Las arenas que se utilizan en agricultura suelen ser las de río (silíceas).

A diferencia con las gravas el diámetro de las arenas se sitúa alrededor de 2 a 0.05 mm. Con el tiempo, la arena se meteoriza y pierde su propiedad de aireación, aunque suele durar varios años (*Ibidem*).

2.6.5 Funciones de los sustratos

Ballester (1992) y Yuste (1997), citan al respecto: el sustrato para enraizamiento de esquejes debe tener unas condiciones similares a las del medio para germinación de

semillas, prestando atención sobre todo a porosidad libre de cara a favorecer los intercambios gaseosos, que representan un factor de gran peso en el proceso de la rizogénesis, 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, por tanto, debe proporcionar suficiente porosidad para permitir una buena aeración, y debe tener una alta capacidad de retención de agua, junto con un buen drenaje (Ballester, 1992).

Las condiciones exigidas, por la propagación por estacas, se refieren fundamentalmente a la posibilidad de que las raíces finas se extiendan sin dificultad, que conserven su turgencia, que el agua no se estanque luego de los riegos, que el medio absorba el agua y la retenga, que permita la circulación del aire y que aporte nutrientes (Álvarez, 2011).

2.7 Reguladores de crecimiento

Son compuestos de origen natural o sintéticos u hormonales vegetales que modifican procesos fisiológicos de las plantas. Regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyendo en la síntesis, destrucción, translocación (posiblemente) modificando los sitios de acción de las hormonas (Hartmann y Kester, 1997; y Yuste, 1997).

2.7.1 Tipos

Para Yuste (1997), los reguladores de crecimiento, tanto si son naturales como sintéticos, pueden dividirse en 5 grupos, según su naturaleza química y el efecto que producen sobre la planta. Estos son:

2.7.1.1 Giberelinas

Todas las giberelinas son productos naturales del hongo *Gibberella fujikuroi*. Son consideradas derivados del ácido giberélico (GA³) (Yuste, 1997 y Herrera *et al.*, 2006).

Actúan en la división y elongación celular, ayudan en la salida del reposo de semillas y yemas, impiden la inducción floral y parece que, junto con las auxinas, impiden la abscisión de frutos jóvenes (Yuste, 1997). La reducción de las concentraciones naturales de giberelinas en los tejidos debe estimular la formación de raíces adventicias en las estacas (Hartmann y Kester, 1997).

2.7.1.2 Citoquininas

Hartmann y Kester (1997), Yuste (1997) y Herrera *et al.* (2006), indican que la Citoquininas son derivados de la purina que estimulan la división celular, la dominancia apical, la ramificación y la inducción de yemas, acelerando la germinación de la semilla e impidiendo la abscisión y senescencia de flores, frutos y hojas.

Las especies que tienen un contenido natural elevado de citoquininas han sido más difíciles de hacer enraizar que aquellas de contenidos bajos. Sin embargo, al aplicar citoquininas en concentraciones muy bajas a estacas de chicharos decapitados en un estado muy temprano de desarrollo o a estacas foliares de begonia se estimulo la iniciación de raíces, mientras que concentraciones mayores la inhiben. La influencia de las citoquininas en la iniciación de las raíces puede depender de la etapa específica de iniciación y de la concentración (Hartmann y Kester, 1997).

2.7.1.3 Etileno

El etileno origina varios efectos de interés: acelera la maduración de consumo y el desarrollo del color, promueve la abscisión de las hojas y frutos, estimula la inducción floral y provoca la salida del reposo de yemas y semillas (Yuste, 1997).

El etileno aplicado en tejidos, de tallos y hojas, vegetales a concentraciones de alrededor de 10 ppm ocasiona la producción de raíces. Por otra parte las aplicaciones de auxinas pueden regular la producción de etileno y sugirieron que el etileno inducido por la auxina puede explicar la capacidad de la auxina para inducir la iniciación de raíces (Hartmann y Kester, 1997).

Aparentemente, las relaciones entre auxinas, etileno, y la formación de raíces adventicias son muy complejas, implicando más que una simple alteración de la concentración de etileno (*Ibidem*).

2.7.1.4 Ácido Abscísico

El ácido abscísico, un inhibidor de ocurrencia natural en las plantas, sobre la formación de raíces adventicias son contradictorios, aparentemente dependiendo de la concentración y el estado nutricional de las plantas maternas de las que se tomen las estacas (Yuste, 1997 y Hartmann y Kester, 1997).

2.7.1.5 Auxinas

Heede (1981), Hartmann y Kester (1997), Yuste (1997) y Herrera *et al.* (2006), indican que a este grupo pertenecen los fitorreguladores que controlan la velocidad de elongación de las células de los brotes, a la vez de intervenir en las actividades como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de hojas y frutos y la activación de las células del cambium.

Según Soudre *et al.* (2008) se tiene los siguientes tipos de auxinas:

- a) Ácido Indol-3-acético (AIA) – hormona natural de las plantas. La misma promueve la formación de raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1997 y Yuste, 1997). Tiene las desventajas de que es fotosensible y soluble en agua, por lo que se disuelve y se pierde más rápidamente del sitio de aplicación.
- b) Ácido Indol-butírico (AIB), es la auxina más utilizada. No es fotosensible, no es soluble en agua, y ha probado ser efectiva en una gran cantidad de especies. La mayoría de las presentaciones comerciales están a base de AIB, en diversas concentraciones.
- c) Ácido Naftalenacético (ANA), es una auxina sintética que estimula la formación y desarrollo de las raíces cuando se aplican a la base de las estacas (CATIE, s.a.) Esta puede ser más tóxica que las otras dos, y se ha usado en casos muy particulares, generalmente en mezcla con el AIB.

La función de las auxinas en la promoción del enraizamiento es compleja, pero tiene que ver con su acción sobre la división y el crecimiento celular, la atracción de nutrientes y otras sustancias al sitio de aplicación, así como sus efectos sobre las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas y otros procesos interrelacionados (CATIE, s.a.).

2.7.2 Mecanismo de Acción

Según Hurtado y Merino (1994), las auxinas actúan de modo diverso, como ser: a) Mayor presencia de auxinas naturales como resultado tendremos mayor desarrollo de yemas; b) Las deficiencias nutritivas dificultan normalmente el enraizamiento; c) Los tejidos juveniles contienen mas promotores del enraizamiento que los adultos; y d) Las yemas activas o el tratamiento auxínico, ayuda en el proceso de la rizogénesis, esto dependerá de los factores genéticos que afectan a la clase y cantidad de cofactores de enraizamiento.

La brotación y el enraizamiento son procesos que reflejan la polaridad que existe entre las dos zonas. La auxina estimula el enraizamiento y las citoquininas a las brotación de las yemas. Así ambos deben estar en un equilibrio para obtener los mejores resultados (Hartmann y Kester, 1997).

2.7.3 Funciones

Para Soudre, *et al.* (2008), las auxinas tales como AIB, ANA y 2, 4 -D estimulan el enraizamiento de estaquillas de muchas especies.

Según Weaver (1975), cuando se aplican en concentraciones superiores a la óptima, la mayoría de las auxinas inhiben el crecimiento de las plantas; pero tienen probabilidades de provocar algún mal formación en las hojas, tallos y flores de las plantas tratadas.

2.7.4 Transporte

El regulador de crecimiento se caracteriza por moverse en el organismo desde un punto de síntesis hasta el lugar de acción, por tanto existe un movimiento de la auxina a través del organismo, este desplazamiento de un lugar a otro es denominado “transporte” de la auxina (Barcelo, 1987; citado por Villca, 2006).

Se ha detectado un cierto grado de transporte de auxina en el floema, el cual se ha postulado que no es importante directamente en el control correlativo del crecimiento de la planta, pero que puede actuar como fuente de auxina para el transporte polar (de célula a célula) (Herrera *et al.*, 2006).

Rodríguez, (1991), indica que el traslado de la auxina en los tejidos vegetales posee un rasgo único y exclusivo que los distingue de la circulación de los solutos en general y es su carácter ordinariamente “polar”.

El transporte de las auxinas ocurre principalmente de célula a célula en forma basípeta en los tallos, proceso que está involucrado en la diferenciación vascular, iniciación de raíces laterales y la regulación de la elongación del tallo (Herrera *et al.*, 2006).

2.7.5 Tipos de plantas según su capacidad rizogénica

Según Hartmann y Kester (1997) 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.

2.7.6 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:
 - Posición de la rama que se utiliza para estaquillar.
 - Posición ocupada en la planta madre y época de que se realiza el estaquillado.

Etapas de la Rizogénesis

Hartmann y Kester (1997) y Pimentel (2009), indican que los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

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

2.7.7 Condiciones de la planta madre

Hartmann y Kester (1997), citado por Tipo (2004), 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.

Según Westwood (1982), citado por Maldonado (1990), 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.

2.8 Medio Ambiente y su Influencia en el Enraizamiento

2.8.1 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 unos +10° C para el suelo (calor de fondo), (*Ibidem*).

Los invernaderos permiten el abrigo y la multiplicación de especies delicadas en cualquier época del año, particularmente durante los meses de invierno. La temperatura, la ventilación y la humedad relativa, estimulan al enraizamiento de plantas y por tanto, mejorar en el rendimiento, precocidad, calidad del producto (Ruiz, 2002; citado por Calderón, 2010).

La temperatura óptima del aire para favorecer el enraizamiento es de 20-25°C. Para lograr estas condiciones, generalmente es necesario utilizar sombra en el área de propagación (Mesén, 1998).

2.8.2 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, 1981).

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 (*Ibídem*).

El agua se utiliza para mantener la película de agua debe estar a una temperatura próxima a la del medio ambiente (Vozmediano, 1982).

Una alta humedad es esencial para evitar el estrés hídrico en las estacas. Por ejemplo entre más alta sea la humedad es mejor. Para mantener una alta humedad se pueden utilizar sistemas sofisticados de nebulización, pero se pueden lograr niveles aceptables a través de otros sistemas más simples (Mesén, 1998).

2.8.3 Control de Luminosidad

Heede (1981), 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. Suministrada en cantidad suficiente y en buenas condiciones de humedad ambiente activa la vegetación al favorecer la asimilación clorofílica (*Ibídem*).

Las cajas de multiplicación se sombrean incluso en el interior de los invernaderos, por medio de lonas o de papel, 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 (*Ídem*).

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).

Se debe tener cuidado en evitar la luz directa del sol, sobre el propagador en todo momento. La sombra excesiva tampoco es recomendable, puesto que las estacas necesitan luz para la fotosíntesis. En este sentido puede ser beneficioso aumentar gradualmente la cantidad de luz que reciben las estacas una vez que estas hayan aclimatado al ambiente de propagación y hayan iniciado la formación de raíces (Mesén, 1998).

2.8.4 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. 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*).

2.8.5 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 (*Ibidem*).

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.*).

2.8.6 Época de Corte de Esquejes

En la zona tropical, las estacas y esquejes, 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 los esquejes 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, 1997).

2.8.7 Otros Factores

Otros factores que también pueden influir son:

- **Topófisis**

Pimentel (2009), menciona que la palabra topófisis viene de TOPOS: lugar; PHYSIS: naturaleza; la topófisis puede decirse que es el comportamiento que

adoptan los brotes foliíferos (que no florecen) según el lugar donde nacen, caracterizándose acorde a su naturaleza de manera permanente.

Trabajos de Alonso y Sancho (1964), en Argentina donde indican que al tomar una guía y al dividirla totalmente en estacas de igual longitud, que luego se plantan en un terreno de calidad uniforme, se observa que las plantas formadas acusaran diferencias de crecimiento y vigor, aunque se les brinde igual tratamiento silvicultural (León, 1997).

De Vastey (1962), manifiesta que la ubicación de las ramas en la copa del árbol padre y de las estacas en las ramas del mismo, tienen un efecto importante en la capacidad de enraizamiento, y optima que la diferencia puede deberse a una desigual distribución de las auxinas y reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta.

En determinaciones en plantas leñosas de iniciales de raíz preformadas se ha encontrado (cuando menos en algunas plantas) que decrecen en marcadamente de la base a la punta de la rama. En consecuencia, la capacidad de enraizamiento de las porciones basales de esas ramas debe ser mucho mayor que la de partes apicales (Hartmann y Kester, 1997).

- **Polaridad**

Es el movimiento de las auxinas en el tallo es de la parte superior a la base y por tanto no es sorprendente que la formación de la raíz tome lugar preferiblemente en la base donde son acumuladas las auxinas (Hernández y Montoya, 1978; citado por León, 1997).

2.9 Cámara de sub-irrigación

El propagador de sub-irrigación utilizado está 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. 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, la estructura se observa en la Figura 1, (Mesén, 1998; y Cachique *et al.*, 2011).

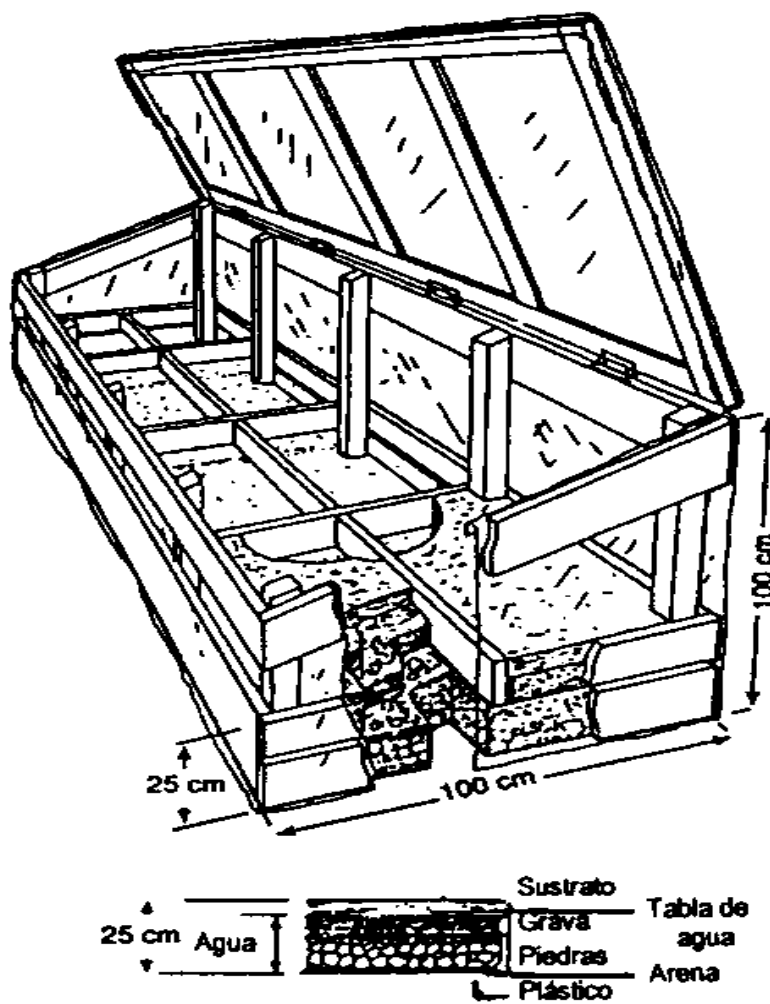


Figura 1. Esquema de la cámara de sub-irrigación

Soudre *et al.* (2008), indican que la cámara de sub-irrigación 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 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).

Independientemente del sistema de propagación que se utilice, las estaquillas deben tener un periodo de aclimatación una vez que salen del propagador. Recuerde que vienen de un ambiente de alta humedad y poca luz y podrían incluso morir si se exponen bruscamente a un ambiente soleado y seco (Cachique *et al.*, 2011).

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización

El presente trabajo de investigación se realizó en el Centro Experimental de Cota Cota perteneciente a la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés. El mismo se encuentra a 15 km del sureste del centro paceño.

Con un altura de 3445 msnm y a 16°32'04" de Latitud Sur y 68° 03'44" de Longitud Oeste (Huayllani, 2007).

3.1.1 Clima

El lugar se clasifica como cabecera de valle, la temperatura máxima es de 25,1° C, una media de 11,5° C y una mínima de 0,6° C.

La precipitación promedio por año es de 488,53 mm.

3.1.2 Topografía y vegetación

Presenta una topografía accidentada con pendientes regulares a fuertes, donde se realizan terracedos con fines agrícolas. Se presentan las siguientes especies vegetales: Eucalipto (*Eucalyptus globulus*), acacia (*Acacia ssp.*), queñua (*Polylepis ssp.*), retama (*Spartium junceum*), ligustro (*Ligustrum sinensis*), chillka (*Baccharis spp.*), etc.

3.2 Materiales

3.2.1 Material Experimental

- Esquejes de *Polylepis besseri* Hieron. (150 unidades).
- Esquejes de *Polylepis tarapacana* (150 unidades).
- Sustratos : Turba (0,13 m³) y Arena (0,056 m³)

3.2.2 Equipo y Material de Laboratorio

- Balanza eléctrica
- Pinzas
- Sobres manila
- Vernier de 15 cm

3.2.3 Material y herramienta de campo

Los materiales de campo utilizados para el presente trabajo fueron:

- Herramientas: Tijera de podar, palas de jardinería, escalera (2 m) y conservador de frío (Tecnopor).
- Herramientas de construcción: Sierra eléctrica circular, martillo, tenaza y escuadra.
- Materiales: papel periódico, tijera de escritorio, tablero, material de escritorio, nylon micra, etiquetas, alcohol, regla métrica, palitos de helado y malla semisombra (80 %).

3.2.4 Material y equipo de gabinete

- Equipo de Computación
- Impresora
- Paquetes estadísticos(EXCEL 2010 y SAS 6.02)
- Cámara fotográfica
- Planillas de registros

3.2.5 Cámara de sub-irrigación

Estructura de madera las dimensiones son: 2.25 m de largo, 1,2 m de ancho, 0.5 m de la parte anterior y 1 m de la parte posterior. De acuerdo al diseño los materiales son:

a) Marco principal (para una cámara):

- 15 metros de mica transparente
- 2 tablas de 25 cm X 2 cm (3 m)
- 2 tablas de 25 cm X 2 cm (1,2 m)
- 2 tablas de 8 cm X 2 cm (3 m)
- 2 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)

b) Tapa (para una cámara):

- 2 tablas de 8 cm X 2 cm (3 m)
- 6 tablas de 8 cm x 2 cm (1,5 m)

c) Otros

- Bisagras: 4 piezas
- Clavos: 1 kg de 2" (5.08 cm)
- Chinchas: 4 cajas
- Tubo de 30 cm de largo por 4"
- Piedras: 6 - 10 cm de diámetro y 3 – 6 cm de diámetro

3.3 Metodología

3.3.1 Procedimiento experimental

El experimento fue instalado el 18 de febrero y se concluyó el 21 de abril de 2013, para llevar a cabo el presente trabajo se realizó las siguientes tareas.

a. Construcción e implementación del propagador de sub-irrigación

Para el presente trabajo de investigación se construyó el propagador con listones de madera, que posteriormente fueron forrados con plástico transparente doble (micra N° 10), al mismo tiempo se cubrió con una tapa bien ajustada, también forrada de plástico. Los primeros 25 cm se cubrieron con capas sucesivas de piedras grandes (6,0 – 10,0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3,0 – 6,0 cm) y grava. Los últimos 5 cm se cubrieron con el sustrato de enraizamiento (arena y turba, en diferentes proporciones, o turba). Para introducir el agua y observar su nivel se utilizó una porción de tubo de 4 pulgadas de diámetro, el cual tiene una longitud de 30 cm, insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material permitiendo sobresalir 15 cm sobre la superficie del propagador. Posteriormente por este medio se llenó el agua a los primeros 20 cm basales de la cámara de propagación para que de esta manera se pueda mantener siempre húmedo y esta pueda ascender por capilaridad al sustrato. El propagador se instaló bajo sombra parcial (80% sombra) para evitar temperaturas excesivas.

b. Identificación y selección de plantas madres

Se identificaron plantas madres, que se encuentran dentro de los predios de la Carrera de Biología, en el campus universitario de Cota Cota, estos tienen una edad mayor a dos años y fueron seleccionadas en base a sus características fenotípicas y libres de ataque de plagas y/o enfermedades.

c. Colecta y traslado de brotes al área de propagación

Los esquejes de queñua se recolectaron en horas tempranas de la mañana, colocándolos en el conservador de frío (Tecnopor), mediante capas alternas de papel húmedo, los brotes tuvieron una longitud de 10 a 15 cm de longitud, en el momento de la colecta.

d. Preparación de los esquejes

Se efectuó mediante un corte horizontal debajo de la inserción del esqueje con el leño maduro, posteriormente los esquejes fueron desprendidos suavemente del leño

mediante un movimiento de arriba hacia abajo con los dedos índice y pulgar mismo, los mismos fueron introducidos en un balde con agua. Las hojas del tercio inferior del esqueje se removieron, ya que estas más tarde se pudrirán en la tierra.

Cada esqueje presento las siguientes características:

- Longitud de esqueje: de 8 a 12 cm.
- Número de hojas: 6 hojas compuestas (aproximadamente dos nudos).
- Diámetro de esqueje: de 0,4 a 0,6 cm.
- Los esquejes se extrajeron con talón (también llamado zapatilla, que es un pedazo de leño en la base del esqueje).

e. Establecimiento en el propagador

Una vez preparados los esquejes se procedió al trasplante de los mismos a las distintas unidades experimentales, sorteados aleatoriamente en cada repetición.

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 sustrato para que entre en contacto con el esqueje. El espaciamiento entre esquejes fue de 7 X 7 cm.

f. Manejo del propagador de sub-irrigación

Establecidos los esquejes, se asperjaron bien las hojas de las estacas con agua mediante el uso de un aspersor manual. 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, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento.

Siempre que se tuvo la oportunidad de abrir la tapa del propagador para inspecciones, se tuvo la tarea de rociar con agua limpia las hojas de los esquejes así se ayudaron a mantenerlos turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.

g. Trasplante y acondicionamiento

Se efectuó el trasplante de los esquejes enraizados el 21 de Abril de 2013, cuando las raíces tuvieron señales del enraizamiento, el esqueje fue removido del propagador y trasplantado a bolsas con una mezcla adecuada de suelo, conforme a las prácticas normales del vivero.

3.3.2 Diseño Experimental

El experimento se llevó a cabo en un arreglo bifactorial de dos por cuatro distribuido en un diseño de completamente al azar, con tres repeticiones (Calzada, 1982).

3.3.2.1 Factores

Los factores de estudio y niveles se detallan en el Cuadro 1:

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

FACTOR A	FACTOR B
ESPECIES	SUSTRATOS
a1 <i>Polylepis tarapacana</i>	b1 Turba (100%) + Arena (0%)
	b2 Turba (75%) + Arena (25%)
	b3 Turba (50%) + Arena (50%)
a2 <i>Polylepis besseri</i>	b4 Turba (25%) + Arena (75%)

3.3.2.2 Combinación factorial

En base a los factores establecidos, los tratamientos se detallan en el Cuadro 2:

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

Tratamiento	Combinación		Descripción				
T1	a1	b1	(<i>P. tarapacana</i>)	+	Turba (100%)	y	Arena (0%)
T2	a1	b2	(<i>P. tarapacana</i>)	+	Turba (75%)	y	Arena (25%)
T3	a1	b3	(<i>P. tarapacana</i>)	+	Turba (50%)	y	Arena (50%)
T4	a1	b4	(<i>P. tarapacana</i>)	+	Turba (25%)	y	Arena (75%)
T5	a2	b1	(<i>P. besseri</i>)	+	Turba (100%)	y	Arena (0%)
T6	a2	b2	(<i>P. besseri</i>)	+	Turba (75%)	y	Arena (25%)
T7	a2	b3	(<i>P. besseri</i>)	+	Turba (50%)	y	Arena (50%)
T8	a2	b4	(<i>P. besseri</i>)	+	Turba (25%)	y	Arena (75%)

3.3.2.3 Modelo estadístico

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

Donde:

- Y_{ijk} = Una observación cualquiera
- μ = Media general
- β_k = Efecto del k-ésimo repetición
- α_i = Efecto del i-ésimo nivel del Factor A (Variedades)
- γ_j = Efecto del j-ésimo Factor B (Sustratos)
- $(\alpha\gamma)_{ij}$ = Interacción (Factor A X Factor B)
- ε_{ijk} = Error experimental

3.4 Variables de respuesta

En base a las características del presente estudio se plantearon las siguientes variables de respuesta:

1. Esquejes Muertos: en esta categoría se agruparon todos los esquejes secos o que no presentaban ningún signo aparente de vida.
2. Esquejes vivos: Comprende los esquejes latentes y esquejes arraigados (con raíz).
 - a) Esquejes latentes, se contabilizaran los esquejes verdes que han o no formado tejido cicatricial (callo).
 - b) Esquejes arraigados, se registró, el número de esquejes arraigados en el sustrato. Entre estas también se registró, las siguientes variables:
 - Número de raíces: Después de lavadas, las raíces fueron contadas una por una, dividiendo entre la cantidad de esquejes arraigados, para determinar el número promedio de raíces por esquejes prendidas.
 - Longitud de raíces: se midió la raíz desde la base del esqueje hasta el ápice radicular con una regla metálica, graduada en centímetros. La suma de los largos de las raíces fue dividida entre el número total de raíces para determinar la longitud promedio de las raíces.

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

El presente trabajo de investigación estudio el enraizamiento de dos especies de Queñua (*Polylepis tarapacana* y *Polylepis besseri Hieron*) en diferentes sustratos, bajo cámaras de sub-irrigación. A continuación se detallan los resultados obtenidos en el presente ensayo.

4.1 Respuesta a las Condiciones Climáticas

El ambiente en el cual los esquejes son puestos a enraizar es crítico para lograr el éxito y debe ser tal que evite cualquier posible estrés de las mismas (CATIE, s.a.). Por lo que en la figura 2, se observan las variaciones de Temperatura dentro de las cámaras de sub-irrigación, en los meses en que se desarrolló el estudio no se presentan grandes fluctuaciones térmicas ya que el propagador de sub-irrigación mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro del rango normal para el enraizamiento de especies forestales (CATIE, s.a.).

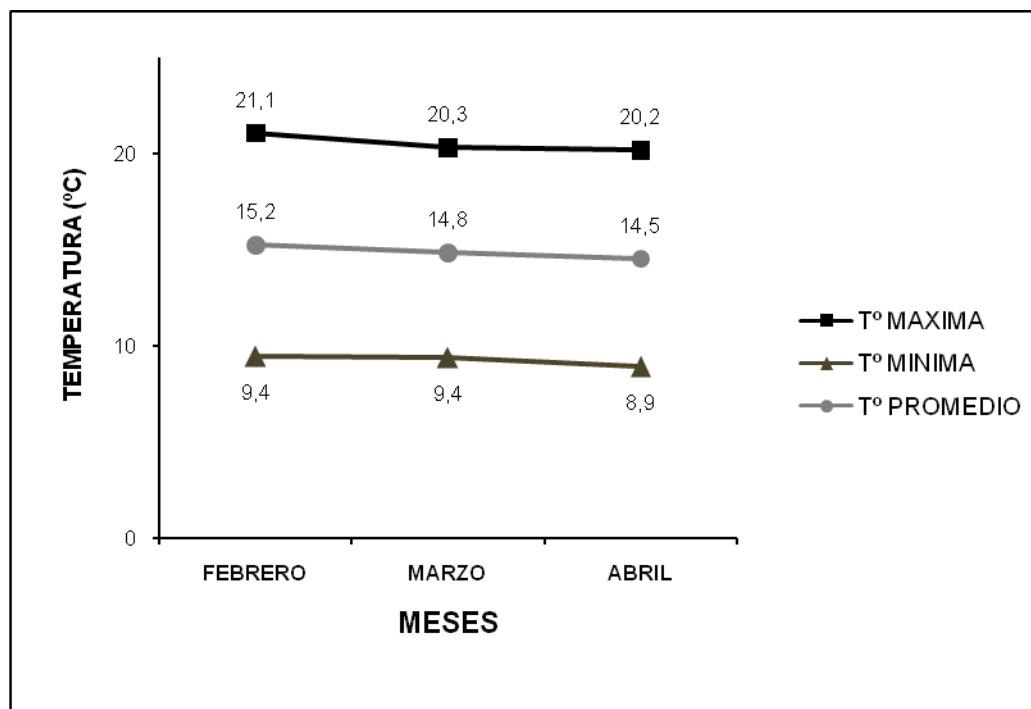


Figura 2. Fluctuaciones térmicas en el interior de la Cámara de Sub-irrigación

Las mayores temperaturas se registraron durante el mes de Febrero cuando se instalan los esquejes en la cámara de sub-irrigación, lo que favorece el enraizamiento. Hartmann y Kester (1997) y Hartmann *et al.* (2002) mencionan que las temperaturas excesivas de aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar 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.

Las temperaturas mínimas oscilan entre 9,4 y 8,9 °C lo que también beneficia el enraizamiento, estas son importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) 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, s.a.).

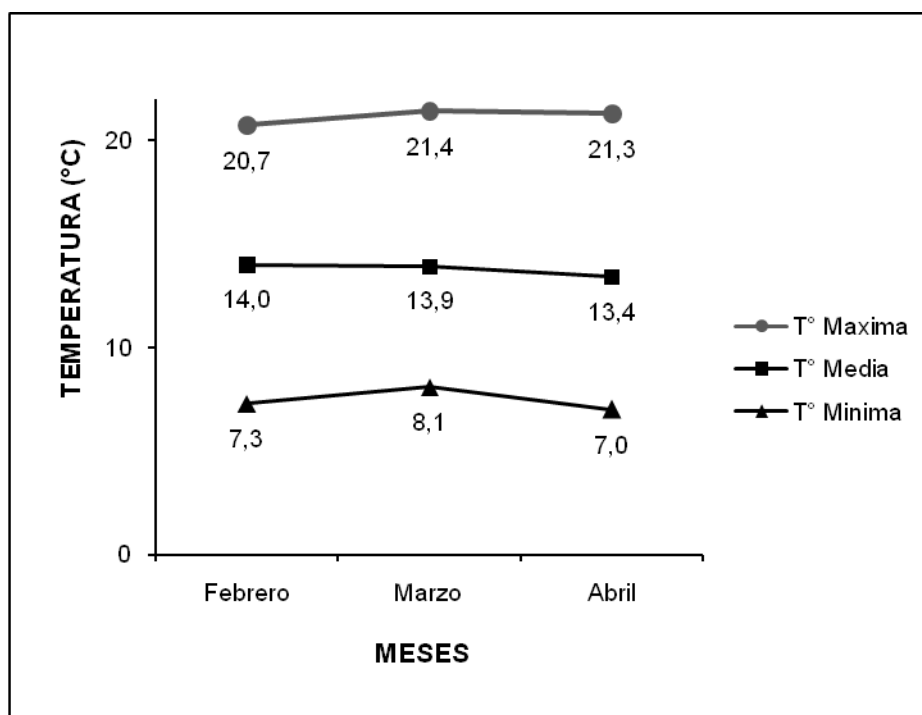


Figura 3. Fluctuaciones térmicas en el Ambiente donde se ubicó la Cámara de sub-irrigación

Por otra parte en la Figura 3 se observa las temperaturas del ambiente donde se ubicó la cámara de sub-irrigación, la Temperatura Media es de 13,8 °C inferior al promedio del registrado al interior del propagador (14,8 °C) por lo que se confirma que la cámara cumple su función de mantener condiciones óptimas dar paso a la rizogénesis, ya que en zonas frías se recomienda utilizar un instrumento que proporcione calor constantemente permitiendo un mayor porcentaje de enraizamiento (Mesén, 1998).

Flores (2010) efectuó un estudio en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith (Ishpingo), en cámaras de sub-irrigación, en Pucallpa, Ucayali, Perú e indica que la variación de temperatura media es de 21.7 - 32.8 °C al interior de la cámara, por lo que afirma que las condiciones del microclima en el interior del propagador fueron apropiados para alcanzar los altos promedios en el porcentaje de enraizamiento (66,5%) de Ishpingo. El micro ambiente 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).

4.2 Comportamiento de los Esquejes en la Cámara De Sub-irrigación

4.2.1 Porcentaje de Esquejes Muertos

El análisis de varianza para esta variable se observa en el Cuadro 3, el coeficiente de variación alcanzó un valor de 13,40 % lo que permite otorgar confiabilidad a los datos obtenidos, ya que se realizó un manejo adecuado de las unidades experimentales.

Cuadro 3. Análisis de varianza para Porcentaje de esquejes muertos de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma De Cuadrados	Cuadrado Medio	Fc	Ft	
					5%	1%
Especie(A)	1	16,67	16,67	0,17NS	4,49	8,53
Sustrato(B)	3	605,5	201,83	2,11 NS	3,24	5,29
Interacción (AxB)	3	1537,67	512,56	5,37 **	3,24	5,29
Error	16	1528,00	95,50			
TOTAL	23	3687,83				

*= Significativo al nivel 0,05

**= Altamente significativo al nivel 0,01

NS= No Significativo

CV = 13,40%

En cuanto al Factor A, se observa que no existen diferencias significativas en el Porcentaje de esquejes muertos para ambas especies, sin embargo en la Figura 4 se observa que *Polylepis tarapacana* presenta una mayor porcentaje de esquejes muertos que *Polylepis besseri*, lo que se debe a condiciones genéticas de cada especie.

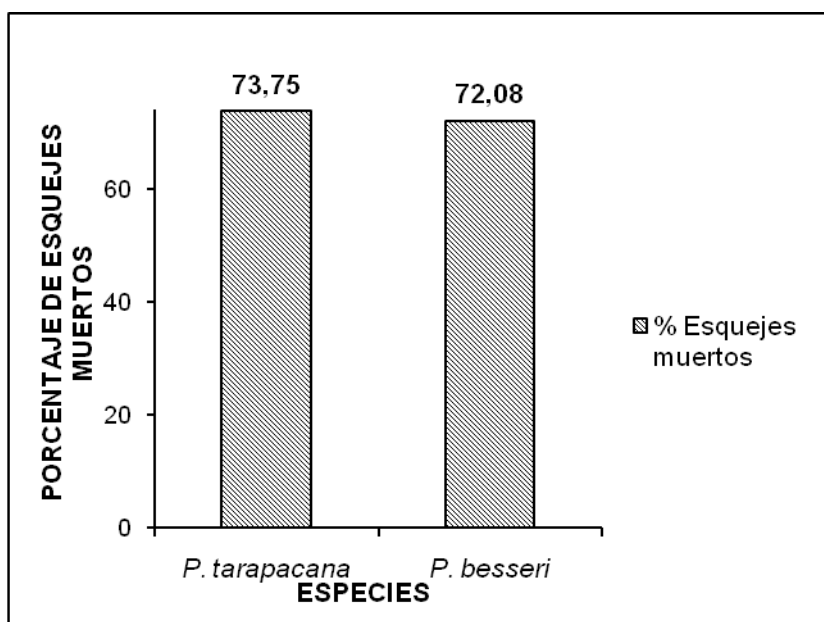


Figura 4. Porcentaje de esquejes muertos de las diferentes especies de Queñua

A continuación se mencionan otros factores que afectaron el porcentaje de esquejes muertos:

Un aspecto importante a considerar es el contexto nutricional de la planta madre, en el presente caso, para *P. tarapacana*, solo se contaba con un espécimen el cual se encontraba en regulares condiciones de nutrición, al respecto Hartmann *et al.* (2002), indican que existe evidencia que la nutrición de la planta madre influye sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas tomadas de ellas; el material adecuado de estacas que está en función a la riqueza de carbohidratos y pueden determinarse por la firmeza del tallo.

Al respecto se sabe que una baja relación entre el Nitrógeno y las sustancias hidrocarbonadas en la planta madre favorece el enraizamiento, esta relación se puede obtener eligiendo para el estaquillado aquellas partes de la planta que están en un estado nutritivo adecuado, es el caso de brotes laterales de escaso crecimiento en lugar de los brotes terminales de fuerte crecimiento (Vozmediano, 1982).

Por otra parte los esquejes instalados en la cámara de sub-irrigación se recogieron del estrato medio del árbol madre, lo que probablemente no favoreció la emisión radicular, León (1997) señala que este factor es muy importante en el proceso de enraizamiento, en la investigación que efectuó en estaquillas de Quewiña (*Polylepis tomentella*) indica que la recolección de esquejes se realizó del tercio medio a inferior del árbol madre, debido a que los esquejes basales presentan buenas características gracias a las condiciones ambientales que ofrece el árbol en su base, la acumulación de ritidoma y hojarasca en el suelo, permite una Humedad Relativa y del Suelo más elevada que en la parte media del árbol. De acuerdo a este aspecto se atribuye que el proceso de descomposición de materia orgánica ofrece mejores condiciones de temperatura.

Hernández y Montoya (1975) afirman que el movimiento de las auxinas en el tallo es de la parte superior a la base y por tanto no es sorprendente que la formación de raíz se de preferentemente en la base donde son acumuladas las auxinas.

También se debe tomar en cuenta la edad de la planta madre, Hartmann y Kester (1997) y Hartmann *et al.* (2002), indican que casi siempre las estacas tomadas de plántulas jóvenes (crecimiento juvenil), enraízan con mayor facilidad que aquellas

tomadas de plántulas adultas. Los arboles de los que se extrajeron esquejes para la actual investigación no se encontraban en fase juvenil, más bien se trata de plantas que han llegado a su madurez lo que imposibilitó que sus brotes originaran raíces, esto se explica por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces a medida que la planta aumenta de edad (*Ibídem*).

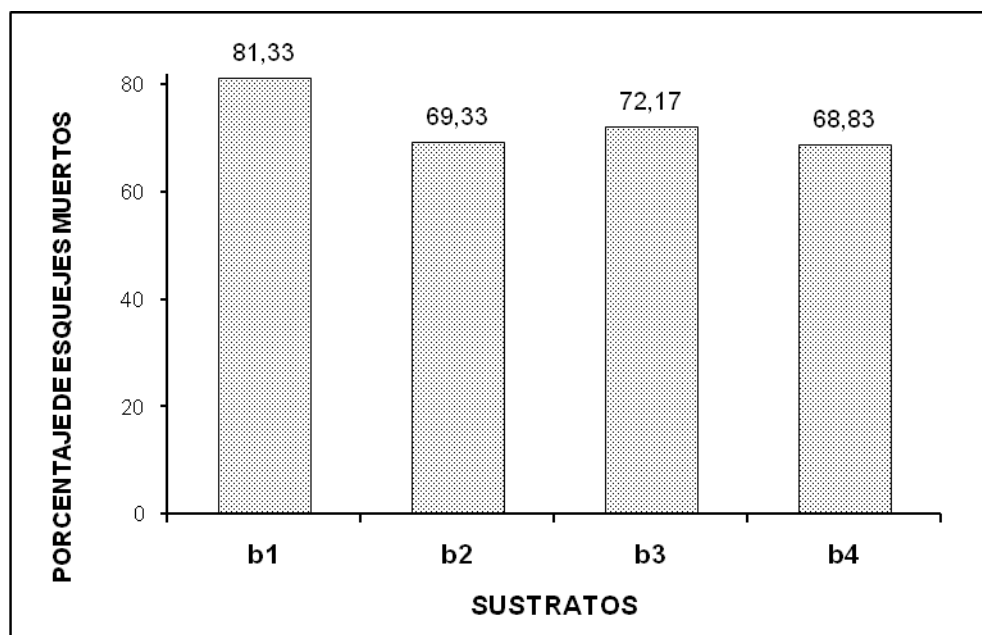
Este factor denominado “Factor Juvenil” afecta igualmente a las estaquillas de raíz y caulinares, experiencias sobre enraizamiento de estacas leñosas de manzana, peral cerezo y otras especies muestran que la producción de raíces disminuye al aumentar la edad de la planta. Igualmente se ha demostrado que jóvenes plantitas de manzano pueden multiplicarse fácilmente por estaquillas de raíz, mientras que las estaquillas de raíz tomadas de árboles adultos de la mayor parte de variedades no enraízan (Vozmediano, 1982).

Asimismo otro factor que pudo incidir en el Porcentaje de Mortandad, fue la Época de Recolección de Brotes que se ejecutó la segunda semana del Mes de Febrero, debido a factores climáticos adversos. Fjeldsa y Kessler (2004) indican que el tiempo de corte es Diciembre/Enero, después del comienzo de la estación lluviosa, ya que durante este tiempo la actividad de crecimiento es óptima, asegurando un prendimiento rápido de raíces y curación de las heridas.

Con respecto a los diferentes sustratos utilizados (Factor B) en el análisis de varianza tampoco se observan diferencias significativas, no obstante la Figura 5 muestra que el sustrato compuesto de 100% Turba presenta mayor proporción de esquejes muertos en relación a los demás sustratos, en este aspecto el mejor resultado se obtiene con el nivel b4 (Turba 25 % + Arena 75 %) con un porcentaje inferior de mortandad de esquejes.

Los sustratos utilizados posiblemente incidieron el Porcentaje de Brotes muertos, sin embargo se trabajó con estos ya que se encontraban fácilmente disponibles en el lugar donde se efectuó el trabajo de campo, en el caso de la turba posee alta capacidad de absorción de agua por lo que reduce los riesgos de estrés hídrico, sin embargo si esta se compacta se produce una fuerte disminución de la aireación de las raíces lo que

puede provocar su muerte (Yuste, 1997), lo que se comprueba con el actual estudio ya que la mayor cantidad de brotes muertos se dio con el sustrato compuesto de turba en su totalidad.



- b1=** Turba (100%) + Arena (0%)
- b2=** Turba (75%) + Arena (25%)
- b3=** Turba (50%) + Arena (50%)
- b4=** Turba (25%) + Arena (75%)

Figura 5. Efecto de los diferentes sustratos en el Porcentaje de esquejes muertos de diferentes especies de Queñua

En vista de que existe significancia entre tratamientos se realizó el análisis de efecto simple para la interacción (Especie x Sustratos) que se observa en el Cuadro 4.

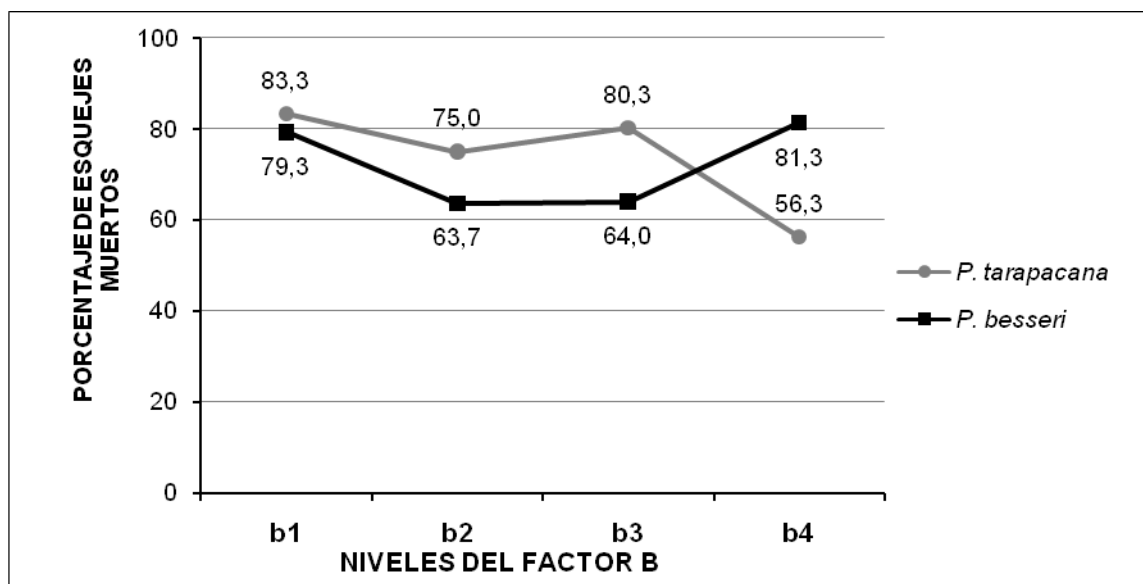
Cuadro 4. “Análisis de efecto simple”, sobre el efecto de Factor A y B en el Porcentaje de esquejes muertos

Factor de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrado	Cuadrado Medio	Fc	Ft	
					5 %	1 %
A(b1)	1	24,67	24,67	0,26 NS	3,24	5,29
A(b2)	1	4992,66	4992,66	52,28 **	3,24	5,29
A(b3)	1	3220,16	3220,16	33,72 **	3,24	5,29
A(b4)	1	937,5	937,50	9,82 **	3,24	5,29
B(a1)	3	1320,25	440,08	4,61 *	3,24	5,29
B(a2)	3	822,92	274,31	2,87 NS	3,24	5,29
Error Exp.	16	1528	95,50			

El cuadro de efecto simple indica que no existen diferencias significativas en el Porcentaje de Esquejes muertos dentro del Nivel b1 (100 % Turba) para ambas especies de Queñua. Existen diferencias altamente significativas dentro de los niveles b2 (75% turba + 25% arena), b3 (50% Turba + 50% Arena) y b4 (25% Turba + 75% Arena) entre *Polylepis tarapacana* y *Polylepis besseri*, para la variable en estudio.

Por otra parte el Porcentaje de esquejes muertos muestra significancia en los diferentes sustratos para la especie *Polylepis tarapacana*; sin embargo para *Polylepis besseri* los sustratos no presentan influencia en la mortandad de esquejes.

Para una mejor interpretación, se efectuó la “Comparación de Efecto Simple” gráficamente (Figura 6).



- b1=** Turba (100%) + Arena (0%)
- b2=** Turba (75%) + Arena (25%)
- b3=** Turba (50%) + Arena (50%)
- b4=** Turba (25%) + Arena (75%)

Figura 6. Efecto de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes muertos

La grafica muestra que para los niveles b1, b2 y b3 el Porcentaje de esquejes muertos es menor para *Polylepis besseri*, para el nivel b4 se invierte la relación y la menor mortandad se da con *Polylepis tarapacana*, estos posiblemente se debe a características genéticas propias de cada especie. En base a esto se puede afirmar que

los esquejes de *Polylepis besseri* presentan mejores características para sobrevivir en los sustratos utilizados en el presente estudio, al respecto Prado y Valdebenito (2000) señalan que *P. besseri* tiene una excelente regeneración natural y se desarrolla muy bien en suelos pedregosos, rocosos y con arena, que en general tenga un buen drenaje.

4.2.2 Porcentaje de Esquejes Vivos

Los esquejes vivos obtenidos en la actual investigación se dividen en dos grupos: a) esquejes latentes que comprenden los esquejes que presentan signos de vida pero aún no han formado el tejido cicatricial y esquejes con callo que muestran el tejido cicatricial aunque aún no han desarrollado raíces y b) esquejes arraigados que son los que han logrado desarrollar raíces en los sustratos en estudio.

Los resultados de ambos grupos se presentan a continuación:

4.2.2.1 Porcentaje de Esquejes Latentes

En el Cuadro 5 se observa el análisis de varianza para esta variable. El coeficiente de variación de 23,90 % permite confiar en los datos recolectados, por el adecuado manejo de las unidades experimentales (Calzada, 1982).

Cuadro 5. Análisis de varianza para Porcentaje de esquejes latentes de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma De Cuadrados	Cuadrado Medio	Fc	Ft	
					5%	1%
Especie(A)	1	0,38	0,38	0,31 NS	4,49	8,53
Sustrato(B)	3	12,12	4,04	3,34*	3,24	5,29
Interacción (AxB)	3	4,12	1,37	1,13 NS	3,24	5,29
Error	16	19,33	1,21			
TOTAL	23	35,96				

*= Significativo al nivel 0,05

**= Altamente significativo al nivel 0,01

NS= No Significativo

CV = 23,90 %

Para el factor A, no se encontró significancia, por lo que se puede afirmar que ambas especies presentan similitud en los valores de esquejes latentes, sin embargo en la figura 7 se observa que existen diferencias numéricas entre niveles del Factor A. *Polylepis tarapacana* presenta un mayor porcentaje de esquejes latentes con respecto a *Polylepis besseri*, al igual que en la anterior variable se comprueba que los esquejes de *Polylepis besseri* exhiben mejores condiciones para ser reproducidos por vía asexual ya que presentan menor mortandad e inferior porcentaje de latencia.

Estas diferencias se deben a particularidades genéticas propias de cada especie, además de que *P. besseri* se encuentra mejor adaptada a las condiciones ambientales del lugar donde se efectuó el trabajo de campo, ya que esta especie se distribuye de 3000 a 4700 msnm en pendientes medias a escarpadas preferentemente húmedas y subhúmedas, suelos pedregosos, profundos o poco profundos; estas condiciones son similares al ambiente de la Facultad de Ciencias Puras y Naturales (Zona de Cota -Cota), donde se recolectaron los esquejes.

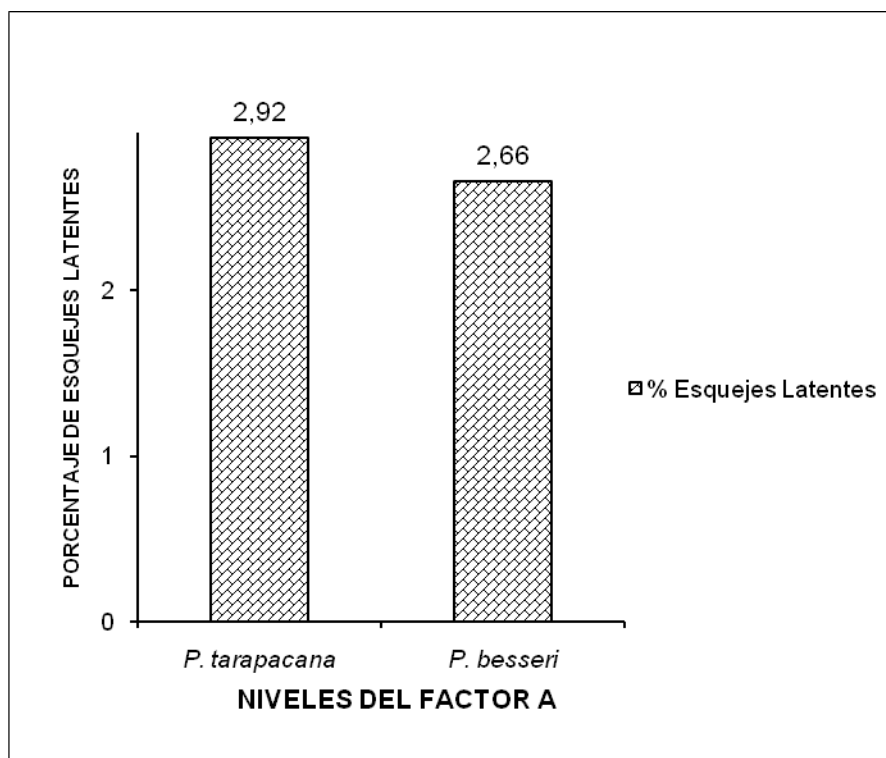


Figura 7. Porcentaje de esquejes latentes de las diferentes especies de Queñua

Para el factor B, se encontró significancia, por lo que se efectuó la prueba de medias de Duncan (5 % de Significancia); el resultado que se observa en el Cuadro 6, indica que el mayor Porcentaje de estacas latentes se obtiene con el sustrato 50% Turba + 50% Arena, sin embargo este valor no es estadísticamente superior al Porcentaje de Latencia obtenido con los sustratos b2 (75% Turba + 25% Arena) y b4 (25% Turba + 75% Arena); por otra parte estos valores son significativamente superiores a los esquejes que fueron asentados en un sustrato de 100% Turba.

Para el presente caso lo que se busca es lograr un menor Porcentaje de esquejes muertos y latentes, por lo que en base a los anteriores resultados se afirma que el sustrato más óptimo para el enraizado es el de 25% turba + 75% Arena, ya que con este solo se obtuvo 2,66 % de esquejes latentes y 68,93% de esquejes muertos, significativa y numéricamente inferiores a los obtenidos con los demás sustratos.

Loach (1988) indica que cada especie tiene sus requerimientos particulares en cuanto a sustrato de enraizamiento; aparentemente asociado al balance entre agua y aire del mismo, para la actual investigación el sustrato 25% turba + 75% Arena ha mostrado un buen comportamiento; es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de arena y turba al influir en la disponibilidad de oxígeno que puede haber en la base del esqueje , donde las raíces son formadas (Wright, 1964).

Durante el enraizamiento, el oxígeno funciona como un receptor de electrones en la respiración e influye en la bioquímica de la mitosis, lo cual permite la expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de raíces (Haising, 1986). El agua es esencial para mantener la presión de turgencia, lo cual permite la expansión celular, sin embargo el exceso de esta alrededor de la base del esqueje funciona como una barrera para la difusión del oxígeno causando la muerte de los tejidos (Pimentel, 2009).

Hartmann *et al.* (2002), indican que el medio de enraizamiento ideal proporciona suficiente porosidad para permitir una buena aireación en la base del esqueje, pero este debe estar bien drenado y libre de patógenos.

Cuadro 6. Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Latentes, entre Niveles del Factor B, para las diferentes especies de Queñua.

FACTOR B		
(Sustratos de enraizamiento)		
Niveles	Promedio (%)	Duncan ($\alpha= 5\%$)
b₃	3,83	a
b₂	2,83	ab
b₄	2,66	ab
b₁	1,83	b

*Letras iguales, no difieren significativamente

- b1=** Turba (100%) + Arena (0%)
- b2=** Turba (75%) + Arena (25%)
- b3=** Turba (50%) + Arena (50%)
- b4=** Turba (25%) + Arena (75%)

La interacción entre Especies de Queñua (Factor A) y Sustratos (Factor B), no mostró diferencias significativas lo que indica que cada factor actúa de manera independiente. En la Figura 8 se observa que los tratamientos que T1, T2, T3 y T4 que comprende a la especie *Polylepis tarapacana*, presentan mayor uniformidad en los valores de Esquejes latentes con respecto a los Tratamientos 5, 6, 7 y 8 que pertenecen a *Polylepis besseri*, las diferencias se deben a particularidades genéticas de cada especie.

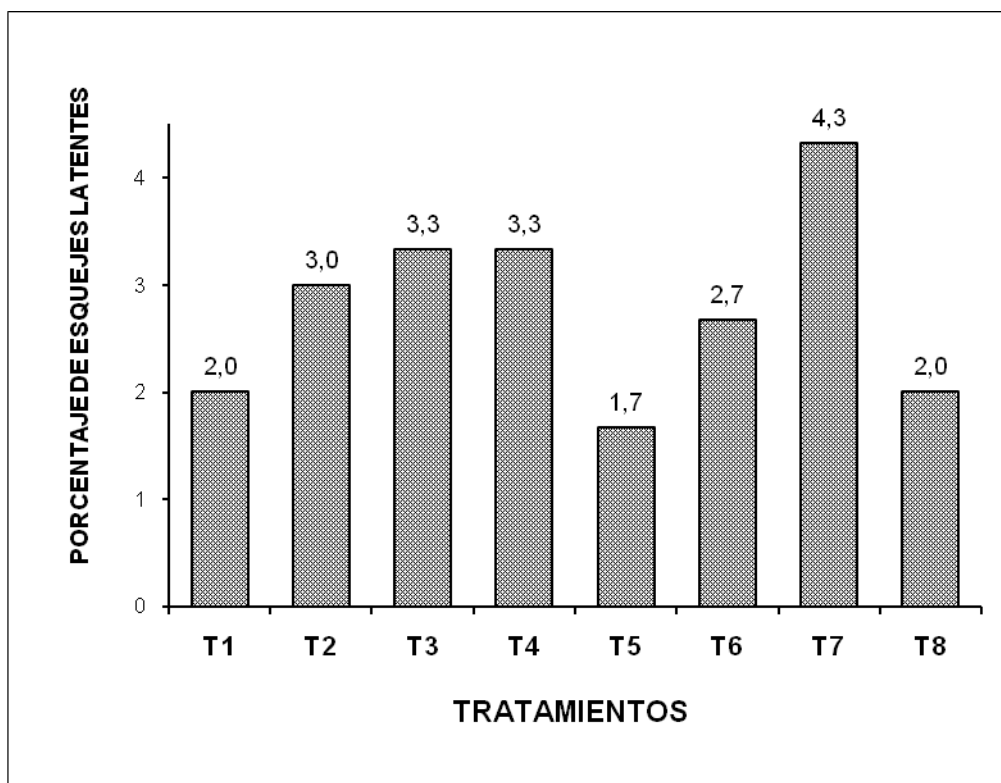


Figura 8. Efecto de los Tratamientos en Porcentaje de Esquejes Latentes en Cámaras de Sub-irrigación

Eventualmente la temperatura también pudo influir en la cantidad de esquejes latentes, como se observa en la Figura 2, los promedios dentro de la cámara oscilan entre 14,5°C y 15,2°C, sin embargo Vozmediano (1982) señala que la temperatura debe estar entre 19°C y 29°C y la del sustrato no debe ser inferior a los 15°C, si las temperaturas se mantienen por debajo de estos valores, el enraizamiento se verifica de modo más lento, lo que incrementa la cantidad de esquejes vivos pero sin raíz.

4.2.2.2 Porcentaje de Esquejes Enraizados

El análisis de varianza para el Porcentaje de Esquejes Enraizados se puede ver en el Cuadro 7. El coeficiente de variación del 20,88 % señala que el grado de dispersión de las observaciones, en torno de la media poblacional, fue confiable para el análisis estadístico.

Cuadro 7. Análisis de varianza para Porcentaje de esquejes enraizados de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma De Cuadrados	Cuadrado Medio	Fc	Ft	
					5%	1%
Especie(A)	1	0,37	0,37	0,01 NS	4,49	8,53
Sustrato(B)	3	424,13	141,38	3,25*	3,24	5,29
Interacción (AxB)	3	1258,13	419,38	7,99 **	3,24	5,29
Error	16	839,33	52,46			
TOTAL	23	2521,96				

*= Significativo al nivel 0,05

**= Altamente significativo al nivel 0,01

NS= No Significativo

CV = 20,88 %

No se presentan diferencias significativas en el Porcentaje de Esquejes enraizados para las diferentes especies de *Polylepis* (Figura 9), se observa que los esquejes de *Polylepis besseri* presentan mejores características para ser enraizados con respecto a *P. tarapacana*.

Es posible que estas diferencias se deban a las condiciones ambientales naturales donde se desarrolla cada especie, *P. besseri* crece en hábitats húmedos, aunque algo menos expuestos a las lluvias de las vertientes andinas y se extiende hasta los valles interandinos, en contraste *P. tarapacana* es una especie estrictamente adaptada a condiciones climáticas desfavorables ya que habita la Cordillera Volcánica Occidental Altiplánica a altitudes de 4400 – 5000 msnm desde el sur del Perú hasta el sur de Bolivia en regiones con tan solo 100 – 500 mm de precipitación media anual (Fjeldsa y Kessler, 2004) .

Se puede notar que la localización del actual estudio es un ambiente más propicio para el desarrollo de *P. besseri* lo que favoreció a las plantas madre de las que se obtuvo los esquejes, por lo que su vez se alcanzó un mayor porcentaje de brotes enraizados.

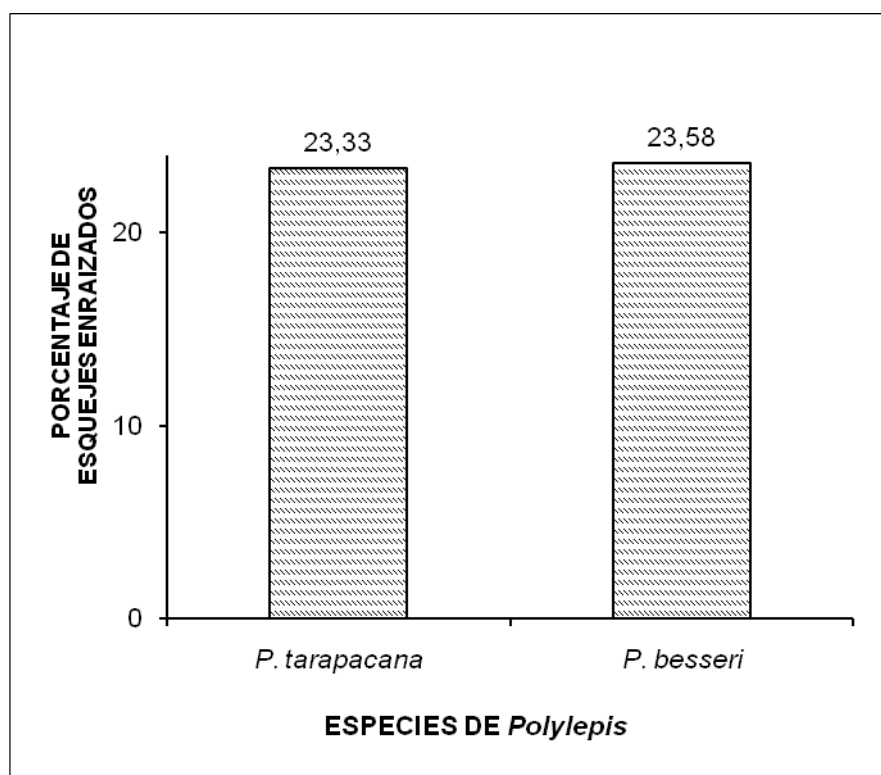


Figura 9. Porcentaje de esquejes enraizados de las diferentes especies de *Polylepis*

Según Fjeldsa y Kessler (2004) “el Porcentaje de enraizamiento de esquejes de *Polylepis* varia de aproximadamente 75 – 80 % (Chiclote y Col, 1985) y 54 % (Gil, 1972) a 36 % (de Vries, 1984), dependiendo de la calidad de esquejes, su tamaño, del sustrato, del microclima y del cuidado”.

En un estudio realizado en la propagación vegetativa por medio de esquejes de *Polylepis incana* Kunth, con diferentes dosis de Ácido Naftalenoacetico (ANA) el autor indica porcentajes de enraizamiento entre 8,75 % y 30 % (Limaico, 2011), los resultados del presente trabajo se encuentran dentro de este rango.

Por otra parte León (2009) efectuó un estudio en la Propagación de dos especies de Yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*) utilizando enraizadores orgánicos, a los 60 días de iniciado el experimento, reporta Porcentajes de enraizamiento de 45,9 % y 91,3 % respectivamente. La autora indica que *P. racemosa* se adapta mejor a las condiciones del medio, lo que se demuestra en un mayor porcentaje de prendimiento por lo que se infiere que es más resistente al proceso de reproducción, lo que no ocurre

con *P. incana* que presenta susceptibilidad principalmente a las heladas lo que provoca daños fisiológicos en las plantas retardando el crecimiento y desarrollo de las mismas.

Además de esto 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 %, la diferencia de valores con el actual estudio posiblemente se debe a que se trata de especies diferentes, además de características propias de cada investigación.

Acerca del Factor B, el análisis de varianza encuentra diferencias significativas entre los diferentes sustratos, en vista de esto se efectuó la Prueba de Medias de Duncan (5%) que se observa en el Cuadro 8. Al comparar el efecto de los sustratos en el enraizamiento de esquejes de Queñua, se observa que con el b4 (25% Turba + 75% Arena) se obtiene un mayor Porcentaje de esquejes radicados, sin embargo este valor no es estadísticamente superior al obtenido con los niveles b2 y b3.

Fjeldsa y Kessler (2004) indica que el sustrato idóneo para esquejes de *Polylepis*, se prepara con una mezcla de turba/arena de 1:1, similar al Nivel b3 (50 % Turba – 50% Arena) del actual estudio con el cual se obtiene una cantidad de brotes radicados, significativamente superior al obtenido con el sustrato compuesto de 100% Turba, posiblemente debido a que estos no requieren excesiva humedad, en su parte basal.

Cuadro 8. Comparación de Medias del Porcentaje de Esquejes Enraizados, entre Niveles del Factor B, para las diferentes especies de Queñua.

FACTOR B		
(Sustratos de enraizamiento)		
Niveles	Promedio (%)	Duncan ($\alpha= 5\%$)
b₄	28,50	a
b₂	24,50	ab
b₃	24,00	ab
b₁	16,83	b

*Letras iguales, no difieren significativamente

b1= Turba (100%) + Arena (0%)

b2= Turba (75%) + Arena (25%)

b3= Turba (50%) + Arena (50%)

b4= Turba (25%) + Arena (75%)

Hartmann y Kester (1997) y Hartmann *et al.* (2002), indican que el sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento, y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina 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.

Facundo (2008) evaluó el enraizamiento de esquejes y estacas de *Polylepis* en diferentes sustratos, para uno de estos conformado por Turba y Tierra de Paramo (1:3), obtiene un Porcentaje de enraizamiento de 97,5 %; que es atribuido a las cualidades de la turba por su buena capacidad de infiltración y su poca resistencia mecánica (Pimentel, 2009).

Retomando el presente caso el mejor resultado también se obtiene con el sustrato que posee 25 % de Turba (b4) lo que demuestra que esta es la proporción adecuada de esta 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 (Vozmediano, 1982).

En otro estudio se evaluó el Efecto de tres Tipos de Sustrato en el Enraizamiento de Estaquillas Juveniles de *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith (Ishpingo), en Ambientes Controlados (Flores, 2010), se encontró en arena gruesa un promedio de 71 % de enraizamiento en las estaquillas de Ishpingo, en grava fina el promedio fue 67 %, ambos se diferencian estadísticamente ($p \leq 0.05$) de la arena fina que logro un promedio de 41% de enraizamiento. Los resultados demuestran que para el enraizamiento de las estaquillas no se requiere sustrato muy fino, si no aquel sustrato que proporcione a su vez una regular capacidad de retención de agua y buen drenaje.

En el estudio efectuado los mejores resultados se obtienen con el sustrato compuesto de 25% Turba y 75% Arena (b4); la cual posee una extraordinaria capacidad de aireación lo cual se ve complementado con la adición de turba que proporciona una importante capacidad de retención de agua y nutrientes (Yuste, 1997).

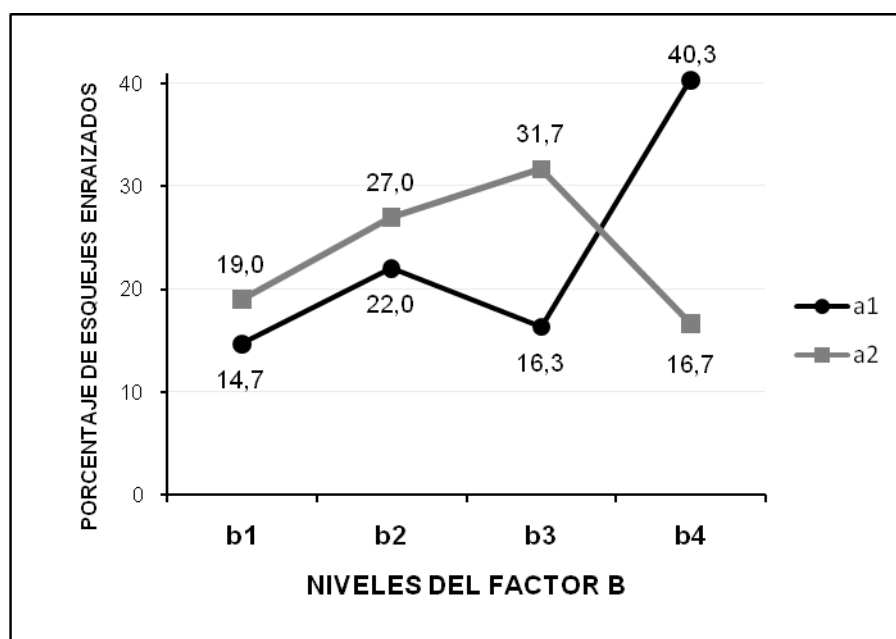
La arena es el medio de enraizamiento preferido en las investigaciones, ya que proporciona aireación y retención de agua adecuada, además es relativamente económica, fácil de obtener y manejar (Mesén, 1998). La arena como medio de enraizamiento también ha dado buenos resultados con otras especies, tal es el caso de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) (Cachique *et al.*, 2011).

Finalmente el Análisis de varianza muestra que existe significancia en la Interacción de ambos Factores (AxB), por lo que se efectuó un Análisis de efecto simple, que se observa en el Cuadro 9.

Cuadro 9. “Análisis de efecto simple” del resultado de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes Enraizados de dos especies de *Polylepis* en diferentes sustratos

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Fc	Ft	
					1 %	5 %
A(b1)	1	28,16	28,16	0,54 NS	3,24	5,29
A(b2)	1	37,5	37,50	0,71 NS	3,24	5,29
A(b3)	1	352,67	352,67	6,72 **	3,24	5,29
A(b4)	1	840,17	840,17	16,02 **	3,24	5,29
B(a1)	3	1244,67	414,89	7,91 **	3,24	5,29
B(a2)	3	437,59	145,86	2,78 NS	3,24	5,29
Error Exp.	16	839,33	52,46			

Para una mejor comprensión del anterior Cuadro se realizó la Figura 10, se observa que existe un porcentaje similar de esquejes enraizados, de ambas especies, en los sustratos b1 (100% Turba) y b2 (75% Turba + 25% Arena). Sin embargo en el sustrato b3 (50% Turba y 50% Arena), *P. besseri* muestra una proporción de esquejes enraizados significativamente superior a *P. tarapacana*. En cambio para el sustrato b4 (25% Turba + 75% Arena) el mayor porcentaje de prendimiento se da en brotes de *P. tarapacana*.



b1= Turba (100%) + Arena (0%)
b2= Turba (75%) + Arena (25%)
b3= Turba (50%) + Arena (50%)
b4= Turba (25%) + Arena (75%)

Figura 10. Efecto de los Tratamientos en el Porcentaje de Esquejes enraizados

a) **Longitud de Raíz**, según el Análisis de Varianza (Cuadro 10) el coeficiente de variación es de 23,25 % 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 especies de Queñua en diferentes sustratos bajo cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma De Cuadrados	Cuadrado Medio	Fc	Ft	
					5%	1%
Especie(A)	1	8,17	8,17	2,93 NS	4,49	8,53
Sustrato(B)	3	248,33	82,78	29,65 **	3,24	5,29
Interacción (AxB)	3	0,17	0,06	0,02 NS	3,24	5,29
Error	16	44,67	2,75			
TOTAL	23	301,33				

*= Significativo al nivel 0,05

**= Altamente significativo al nivel 0,01

NS= No Significativo

CV = 23,25 %

No existe significancia para el factor A, lo que indica que los esquejes de ambas especies no muestran diferencias estadísticas en su longitud de Raíz, sin embargo en la Figura 11, se observa que los Brotes de *Polylepis besseri* presentan mayor extensión radicular que los esquejes de *Polylepis tarapacana*, lo que se debe a caracteres genéticos propios de cada ejemplar así como a las condiciones ambientales que requiere cada espécimen.

Zutta *et al.* (2012) indica que *P. besseri* se distribuye principalmente desde el Sur de Perú a Bolivia, desarrollándose desde los 3000 a 4100 msnm y en algunas áreas a menudo se forman bosques puros; en cambio *P. tarapacana* se desarrolla naturalmente en la frontera de Argentina, Bolivia, Chile y Perú, ya que su hábitat natural se encuentra a alturas extremas de 4000 a 5200 msnm y en paisajes áridos; se observa que las condiciones ambientales donde se desarrolló el actual estudio son más parecidas a las medio natural de crecimiento de *P. besseri*, lo que influyo en un mejor desarrollo de las plantas madre de las que se extrajo los esquejes para el presente trabajo, la importancia de este factor es vital para la propagación vegetativa.

Limaico (2011) para esquejes de *Polylepis racemosa* Kunth, enraizados con diferentes dosis de ANA, encuentra longitudes radicales de 2,5 a 9,05 cm, los resultados del actual estudio son superiores a estos valores, lo que puede deberse a que se trata de especies con características genéticas diferentes establecidas en ambientes diferentes.

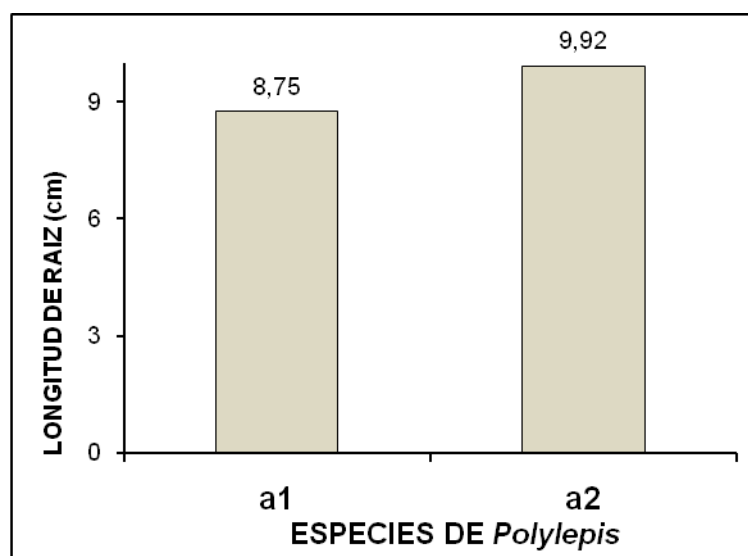


Figura 11. Longitud de raíz de los esquejes de ambas especies de Queñua

Por otra parte León (2009) en la Propagación de *Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*, utilizando enraizadores orgánicos y químicos, a los noventa días de instalar los esquejes en los propagadores de sub-irrigación reporta un promedio de 9,9 cm y 4,16 cm, respectivamente, de longitud radicular ; la autora señala que las diferencias se deben a particularidades propias de ambos especímenes, además de que los resultados se muestran similares a los del presente estudio, lo que se debe a que son especies del mismo género.

Acerca del Factor B, se observan diferencias altamente significativas, lo que indica que la Longitud de Raíz se ve afectada por el sustrato utilizado, en vista de esto se efectuó la Prueba de Duncan que se observa en el Cuadro 11.

Cuadro 11. Comparación de Medias Longitud de Raíz de esquejes de *Polylepis*, entre Niveles del Factor B.

FACTOR B		
(Sustratos de enraizamiento)		
Niveles	Promedio (cm)	Duncan ($\alpha= 5\%$)
b₄	13,33	a
b₃	10,67	b
b₂	8,83	b
b₁	4,50	c

*Letras iguales, no difieren significativamente

- b1=** Turba (100%) + Arena (0%)
- b2=** Turba (75%) + Arena (25%)
- b3=** Turba (50%) + Arena (50%)
- b4=** Turba (25%) + Arena (75%)

Sobre esto Infojardin (2008), afirma 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 confirma 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.

Facundo (2008) efectuó 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), señala que no se presentaron diferencias significativas en la longitud radicular por efecto de los sustratos, sus valores cuantificados a los 120 días de iniciado el experimento, oscilan 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.

Otro estudio realizado en el enraizamiento de plántulas de sábila (*Aloe vera*) con diferentes sustratos (Cholota, 2013) la longitud radicular, para el sustrato compuesto por Arena + Turba (1:1), alcanzo 14,83 cm, significativamente inferior a los otros sustratos, lo que el autor atribuye a que un medio propicio para el enraizamiento es aquel que tenga suficiente porosidad, para permitir buena aireación, capacidad elevada de retención de agua pero al mismo tiempo que este bien drenado.

Para el presente caso con el sustrato 50% Turba + 50% Arena (b3) se obtuvo una extensión de raíz superior a los otros sustratos (b2 y b1), lo que es ratificado por Hitchcock (1941) que de acuerdo con sus experimentos indica que una mezcla a partes iguales de turba y arena es mejor para el enraizamiento de una variedad de estacas de árboles y arbustos, también la misma mezcla resulto favorable en el enraizamiento de estacas de *Picea abies* L.

Gerding, Hermosilla y Grez (2010), evaluaron la propagación vegetativa de estacas de tallo de *Podocarpus nubigena* y *Eucryphia cordifolia*, para el sustrato conformado por Arena : Turba (1:1) obtuvieron una longitud radicular de 4,6 cm estadísticamente inferior a los valores obtenidos con los otros sustratos, los autores atribuyen esto a las características del sustrato.

Finalmente Murrieta (2010) realizó un estudio en *Cedrela odorata* probando diferentes sustratos en la propagación de estacas juveniles en cámaras de sub-irrigación, los resultados muestran que el sustrato arena influye significativamente en la longitud de raíces por estaquilla, el autor indica que esta es adecuada para la propagación ya que es limpia y bien aireada.

b) Numero de Raíces

El análisis estadístico (Cuadro 12) muestra un Coeficiente de Variación de 22,35% por lo que se puede confiar en los datos obtenidos ya que se realizó un buen manejo de las unidades experimentales.

Cuadro 12. Análisis de varianza para Número de Raíces de dos especies de Queñua en diferentes sustratos en cámaras de sub-irrigación

Factor de Variación	Grados de Libertad	Suma De Cuadrados	Cuadrado Medio	Fc	Ft	
					5%	1%
Especie(A)	1	0,17	0,17	0,29 NS	4,49	8,53
Sustrato(B)	3	17,83	5,94	10,19 **	3,24	5,29
Interacción (AxB)	3	0,50	0,17	0,29 NS	3,24	5,29
Error	16	9,33	0,58			
TOTAL	23	27,83				

*= Significativo al nivel 0,05

**= Altamente significativo al nivel 0,01

NS= No Significativo

CV = 22,35 %

No se observan diferencias significativas en el Número de Raíces de esquejes de ambas especies. Sin embargo en la Figura 12 existen diferencias numéricas entre ambos especímenes, *P. besserii* presenta mayor número de raíces con respecto a *P. tarapacana*.

Las diferencias son debidas a características genéticas de ambos ejemplares, factores ambientales, época de recolección, plantas madre y otras.

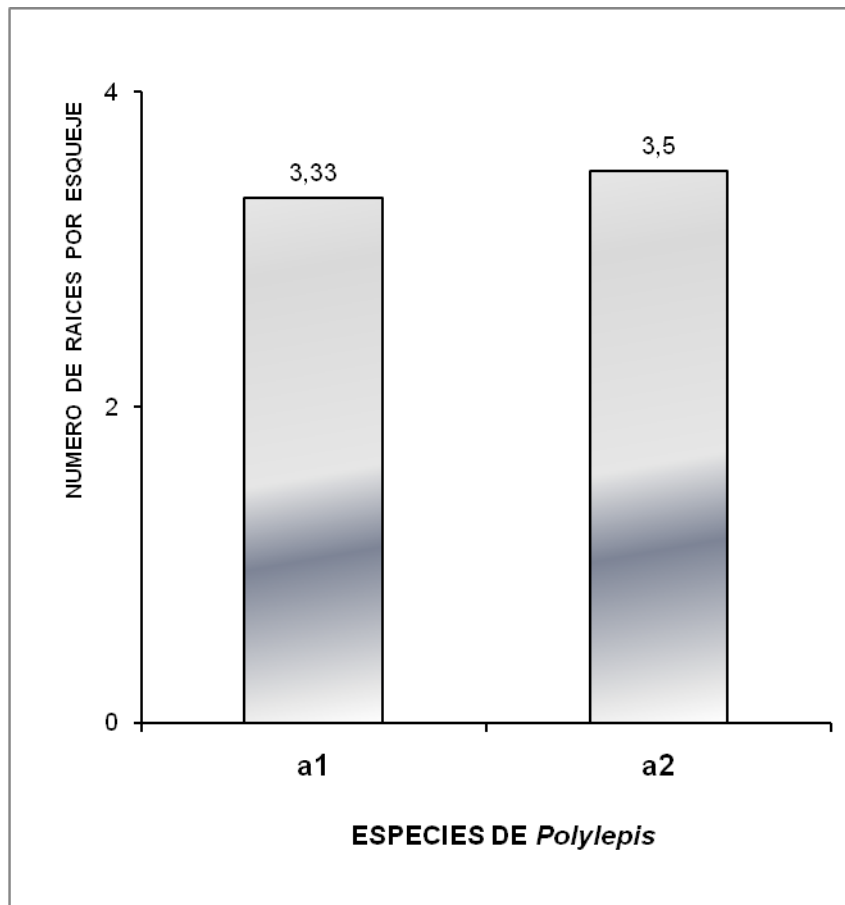


Figura 12. Numero de Raíces de los esquejes en las diferentes especies de Queñua

En un trabajo de investigación, citado anteriormente, en *Polylepis racemosa*, los esquejes presentan promedios entre 2,33 y 6,10 raíces (Limaico, 2011) los valores del actual estudio 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.

El análisis señala diferencias altamente significativas entre el Número de Raíces por Esqueje debido al efecto de los sustratos, en vista de esto se efectuó una comparación de Promedios de Duncan que se observa en el Cuadro 13.

Cuadro13. Comparación de Medias de Numero de Raíces de esquejes de *Polylepis*, entre Niveles del Factor B.

FACTOR B		
(Sustratos de enraizamiento)		
Niveles	Promedio	Duncan ($\alpha= 5\%$)
b₁	4,50	a
b₂	3,83	ab
b₃	3,17	b
b₄	2,17	c

*Letras iguales, no difieren significativamente

- b1=** Turba (100%) + Arena (0%)
- b2=** Turba (75%) + Arena (25%)
- b3=** Turba (50%) + Arena (50%)
- b4=** Turba (25%) + Arena (75%)

En el sustrato conformado de 100%Turba, los esquejes presentan un Numero de Raíces significativamente mayor, a los brotes enraizados en los demás sustratos.

En un estudio del efecto del tipo de sustrato en el número de raíces por estaquillas de *Ishpingo* (*A. cearensis*), el autor observa que la arena gruesa fue estadísticamente superior alcanzando un promedio de 1,8 raíces por estaquilla, seguido por la grava fina con una media de 1,5 raíces, finalmente la arena fina con solo un promedio de 0,7 raíces (Flores, 2010), además indica que los sustratos con partículas más gruesas dieron mejores resultados, esto posiblemente a que generan mejores condiciones para la formación de muchas raíces entre ellos aireación y una suficiente retención de agua.

En el actual estudio el valor más bajo, para esta variable, se verifica con el sustrato compuesto en su mayoría por arena (b4, 75% Arena + 25 % Turba).

Otra investigación efectuada en *Podocarpus nubigena* y *Eucryphia cordifolia*, cuyos esquejes se enraizaron en diferentes sustratos, alcanzan 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).

Finalmente se debe notar que los valores para número de raíces por esqueje son inversamente proporcionales a los obtenidos para longitud radicular lo que indica que si el brote desarrolla mayor cantidad de raíces estos serán de longitud menor, lo que se debe al sustrato utilizado en sustratos de estructura fina y compacta (100 % Turba) se originan raíces numerosas y cortas.

5. CONCLUSIONES

- Los diferentes sustratos muestran efecto en el enraizamiento de los esquejes de Queñua, presentándose diferencias estadísticas entre los niveles b4, b2 y b3 con respecto al nivel b1. El mayor porcentaje de esquejes arraigados (28,50 %) se presenta con el sustrato formado por 25% Turba + 75% Arena. En segundo lugar se presenta con el sustrato compuesto por 50% Turba + 50% Arena, con el cual se obtuvo un enraizamiento del 24,5 %. La menor proporción de brotes arraigados se presenta con el sustrato de 100% Turba (16,83%). Se concluye que el mejor sustrato para el enraizado de esquejes de ambas especies de *Polylepis* es el conformado por una relación 1:3 de Turba y Arena.
- Acerca del comportamiento de las especies de Queñua en estudio, los que esquejes de *Polylepis besseri* presentan superioridad numérica en el Porcentaje de enraizamiento (23,58 %) con respecto a *Polylepis tarapacana* con un prendimiento de 23,33%; en base a esto se afirma que la *P. besseri* se desarrolla óptimamente en el lugar donde se efectuó el actual trabajo de investigación.
- En cuanto a la longitud de raíz de los esquejes, *P. besseri* presenta una extensión radicular de 9,92 cm numéricamente superior a *P. tarapacana* que alcanzo 8,75 cm. Por efecto de los sustratos se muestran diferencias significativas, la mayor longitud (13,33 cm) se obtiene con el sustrato conformado por 25% Turba + 75% Arena, superiores a los obtenidos con los sustratos 50% Turba + 50% Arena (10,67 cm), 75% Turba + 25% Arena (8,83 cm) todos estadísticamente mayores al alcanzado con el sustrato 100% Turba (4,5 cm).
- El Número de Promedio de raíces por esqueje, presenta significancia por efecto de los sustratos, con el sustrato compuesto por 100% Turba se obtienen 4,50 raíces, estadísticamente superior al alcanzado por los sustratos 75% Turba + 25% Arena (3,83 raíces) y 50% Turba + 50% Arena (3,17 raíces), el valor obtenido con el sustrato 25% Turba + 75% Arena, es significativamente inferior a los anteriores con un promedio de 2,17 raíces.

- Finalmente el uso de cámaras de sub-irrigación contribuyo al enraizamiento de los esquejes de ambas especies de Queñua, ya que las condiciones de Temperatura, Humedad Relativa y Sombra en el interior permitieron el mantenimiento de la turgencia de las hojas, obteniéndose el enraizamiento de los brotes.

6. RECOMENDACIONES

- Se recomienda el estudio de la propagación de esquejes de otras especies de *Polylepis* en ambiente protegido.
- Efectuar una investigación en el enraizamiento de estacas y esquejes en ambiente protegido, para especies Frutales.
- Se recomienda efectuar una comparación en el enraizamiento de esquejes y estacas de Queñua, con aplicación de hormonas de enraizamiento.
- Efectuar estudios comparativos con diferentes sustratos, en diferentes proporciones, para diferentes especies forestales.
- Se recomienda realizar una investigación del efecto de enraizadores naturales en esquejes y estacas de especies forestales.
- Plantear un estudio en el enraizamiento de esquejes de *Polylepis*, con diferente área foliar.
- Evaluar el efecto de diferentes épocas de recolección de esquejes de *Polylepis*, en el enraizamiento de estos.

7. BIBLIOGRAFIA

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

Ballester, J.1992. Substratos para el cultivo de Plantas Ornamentales. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Instituto Valenciano de Investigaciones Agronómicas. Madrid, España. pp. 35 – 38

Barbado, J. 2005. Hidroponía. Albatros. Buenos Aires, Argentina. pp. 42-43

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

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 Martin, Perú. 31 pág.

Calderón, E. 1987. Manual del Fruticultor Moderno: Multiplicación de los árboles frutales, Propagación vegetativa. LIMUSA, S.A. Vol. I, México D.F., México. pp. 493 -564

Calderón, R. 2010. Valoración del Desarrollo de plantines de Quewiña (*P. tomentella*) en invernadero y carpa solar con dos sustratos en el vivero de Samasa Baja. Tesis de Grado, Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias, Universidad Autónoma Tomas Frías. Potosí, Bolivia. 72 pág.

Callisaya, D. 1999. Efecto del tamaño, remojo en agua y estratificación de brotes en la propagación vegetativa de Queñua (*Polylepis incana* Kunth). Tesis de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 120 pág.

Calzada, 1982. Métodos estadísticos para la investigación. Milagros S.A. Lima, Perú. pp. 103 – 133

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

Cholota, O. 2013. Evaluación de sustratos para el enraizamiento de plántulas de sábila (*Aloe vera*) Ambato – Ecuador. En línea. Consultado el 23 de Junio de 2013. Disponible en: <http://repo.uta.edu.ec/handle/123456789/5674>.

De Vastey, J. 1962. Estudios sobre propagación de especies forestales por estacas. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA, Centro Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE) para Graduados. Turrialba, Costa Rica. 55 pág.

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 pág.

Flores, M. 2010. Evaluación del efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith (Ishpingo), en ambientes controlados, en Pucallpa – Ucayali, Perú. Tesis de Grado, Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales, Universidad Nacional de Ucayali. Pucallpa, Perú. 123 pág.

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

Haising, E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting. In: New root formation in plants and cuttings. Editorial Dordrecht. s.l. pp. 141 – 189

Hartmann y Kester. 1997. Propagación de Plantas, Principios y Prácticas. 2. ed. Compañía Editorial Continental S.A. México. pp. 263 – 385

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

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

Hernández, E. y Montoya, O. 1978. Respuesta de esquejes de crisantemo a diferentes hormonas enraizadoras. s.e. Bogotá, Colombia. 10 pág.

Herrera, J.; Alizaga, R.; Guevara, E.; y Jiménez, V. 2006. Crecimiento y Germinación de plantas. Universidad de Costa Rica. San Jose, Costa Rica. pp. 56-59

Hitchcock, A. 1941. Effect of peat moss and sand on rooting response of cuttings. Botanical Gazette 86. s.e. s.l. pp. 211 -248

Hurtado, D. y Merino, M. 1994. Cultivo de tejidos vegetales. Trillas S.A. México. pp. 40 – 100

Huayllani, R. 2007. Establecimiento de injerto en yema en variedades de rosas de corte (*Rosa sinensis*) bajo ambiente atemperado en el Centro Experimental Cota Cota. Trabajo Dirigido, Licenciatura. Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 61 pág.

Infojardín. 2008. Sustratos. En línea. Consultado el 12 de Diciembre de 2012. Disponible en: <http://www.infojardin.com/foro/showthread.php?t>.

León, J. 1997. Propagación por esquejes de Quewiña (*Polylepis tomentella*), en la Localidad de Puna, Provincia Juan Manuel Linares. Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias, Universidad Autónoma Tomas Frías. Potosí, Bolivia. 73 pág.

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 pág.

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 pág.

Loach, K. 1988. 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 pág.

Maldonado, R. 1990. Multiplicación del portainjerto GF-677 (Híbrido almendro-duraznero) por estaquillado en verde. Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales, Universidad Mayor de San Simón. Cochabamba, Bolivia. 106 pág.

Martínez, H. 1985. Viveros para la producción de leña: Propagación de especies Forestales (1983-1984) Amititlan. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Instituto Nacional Forestal (INFOR). Guatemala. s.p.

Mesén, 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 36 pág.

Montoya, J. y Camara, M. 1996. La Planta y el Vivero Forestal. Mundi-Prensa. Madrid, España. 127 pág.

Murrieta. 2010. Influencia del morfotipo, Fitohormona y sustrato en la Propagación de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. (Cedro colorado), en Pucallpa, Perú. Instituto de Investigaciones de la amazonia Peruana. Perú. pp. 1-2

Nina, M. 1999. Especies Forestales potenciales para plantaciones en Bolivia. Serie Técnica II. FAO – GCP. La Paz, Bolivia. pp. 45-48

Pimentel, L. 2009. Producción de Árboles y Arbustos de uso múltiple. Mundi – Prensa. México D.F., México. pp.128, 193-205

Prado, L. y Valdebenito, H. 2000. Contribución a la fenología de especies forestales nativas andinas de Bolivia y Ecuador. Intercooperation. Quito, Ecuador. pp. 131 – 133

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

Porco, F. y Terrazas, J. 2009. Horticultura: aplicaciones prácticas. Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. pp. 23 – 65

Resh, H. 1997. Cultivos hidropónicos: nuevas técnicas de producción. 4 ed. Mundi–Prensa. Madrid, España. pp. 125, 393, 422-423

Rodríguez, M. 1991. Fisiología Vegetal. Los Amigos del Libro. Cochabamba, Bolivia. pp. 295 – 341

Rojas, S.; García, J.; y Alarcón, M. s.a. 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

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

Tito, E. 2011. 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 pág.

Villca, J. 2006. Efecto de fitohormonas, en esquejes de K'iswara (*Buddleja coriacea* Remy) en épocas de recolección, Provincia Omasuyos, Departamento de La Paz. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. pp. 31-33, 39-44

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

Weaver, R. 1975. Reguladores del crecimiento de las plantas en la Agricultura. Trillas S.A. México. pp. 91-164

Wright, J. 1964. Mejoramiento genético de los arboles forestales, Estudios de silvicultura y productos forestales, N°16. FAO. Roma, Italia. 436 pág.

Yuste, P. 1997. Biblioteca de la Horticultura. Idea Bocks S.A. Barcelona, España. Tomo III. pp. 60-67, 130-133,185-186

Zutta, B.; Rundel, P.; Saatchi, S.; Casana, J.; Gauthier, P.; Soto, A. Velazco, Y. Buermann, W. 2012. Prediciendo la distribución de *Polylepis*: bosques Andinos vulnerables y cada vez más importantes. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor San Marcos. Perú. 8 pág.

ANEXOS

Anexo 1.Registro de Temperaturas máximas y mínimas en la cámara de sub-irrigación

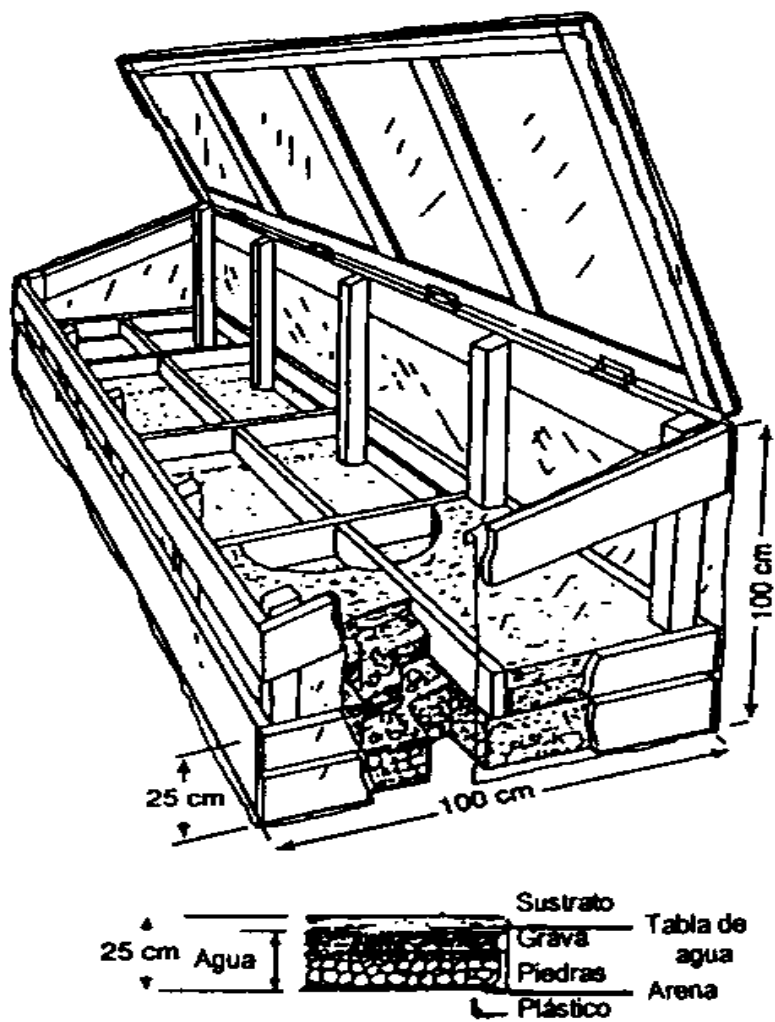
Días	Febrero		Marzo		Abril	
	Tº Máxima	Tº Mínima	Tº Máxima	Tº Mínima	Tº Máxima	Tº Mínima
1			20,94	9,88	20,11	9,43
2			20,34	9,76	20,23	9,17
3			19,98	9,67	20,12	9,23
4			19,67	9,01	19,89	8,99
5			20,65	9,11	19,67	8,96
6			21,76	8,92	19,87	8,9
7			20,67	10,23	19,76	8,96
8			21,34	9,45	19,78	9,78
9			20,65	9,23	19,78	9,12
10			10,34	9,23	20,12	9,23
11			19,34	9,23	20,44	9,03
12			19,45	9,93	20,23	9,43
13			19,99	8,92	20,76	8,34
14			20,45	8,98	21,01	8,78
15			21,43	9,45	20,13	8,67
16			21,34	9,23	20,13	8,45
17			21,32	9,23	21,32	8,34
18	21,4	8,9	21,76	9,56	19,78	8,23
19	20,3	9,78	20,78	9,23	20,13	8,56
20	21,5	9,34	21,01	9,23	20,13	8,6
21	20,98	8,78	21,03	9,34		
22	22,5	9,67	21,03	9,45		
23	19,98	9,45	20,12	9,34		
24	21,3	9,45	21,3	9,45		
25	21,4	8,99	21,34	9,56		
26	21,7	9,89	21,2	9,67		
27	20,3	9,88	20,23	9,88		
28	20,4	9,45	20,16	8,56		
29			19,89	9,89		
30			19,89	8,77		
31			20,3	8,78		
Media	21,07	9,42	20,31	9,36	20,17	8,91

Anexo 2.Registro de Temperaturas máximas y mínimas en la el ambiente donde se ubicó la cámara de sub-irrigación.

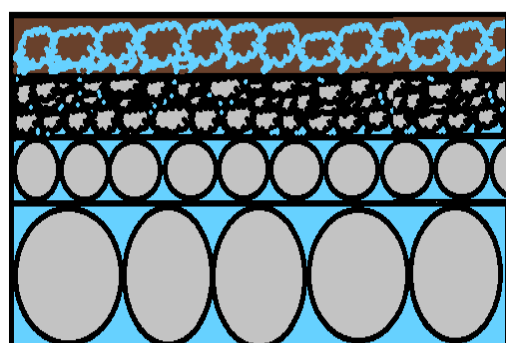
Días	Febrero		Marzo		Abril	
	T° Mínima	T° Máxima	T° Mínima	T° Máxima	T° Mínima	T° Máxima
1			8,3	21,4	8,2	22,5
2			8,5	22,2	8,2	20,2
3			8,2	21,3	*	*
4			8,0	22,6	8,4	22,6
5			*	*	*	*
6			8,0	21,4	8,5	21,4
7			8,2	20,6	8,3	20,2
8			7,7	21,4	8,2	21,4
9			8,3	22,3	7,8	21,5
10			*	*	8,2	21,8
11			*	*	8,4	21,3
12			8,4	21,3	5,3	21,9
13			*	*	5,2	21,4
14			8,3	20,8	5,2	21,3
15			8,2	19,7	5,6	21,2
16			8,3	21,4	5,4	19,9
17			8,4	21,4	*	*
18	7,3	19,2	8,2	21,9	6,0	21,3
19	7,7	19,6	*	*	5,6	21,6
20	6,7	19,3	7,8	22,0	*	*
21	*	*	11,5	22,6		
22	6,8	20,4	8,3	21,3		
23	6,8	22,4	7,6	21,3		
24	8,6	22,6	*	*		
25	*	*	8,3	21,5		
26	6,8	21,3	*	*		
27	6,5	20,3	7,4	20,2		
28	8,7	20,7	7,6	20,2		
29			*	*		
30			7,4	21,8		
31			7,5	22,3		
Media	7,3	20,7	8,1	21,4	7,0	21,3

* No se registraron datos de temperatura

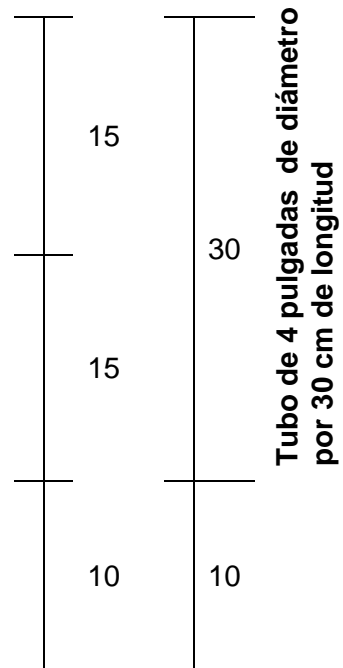
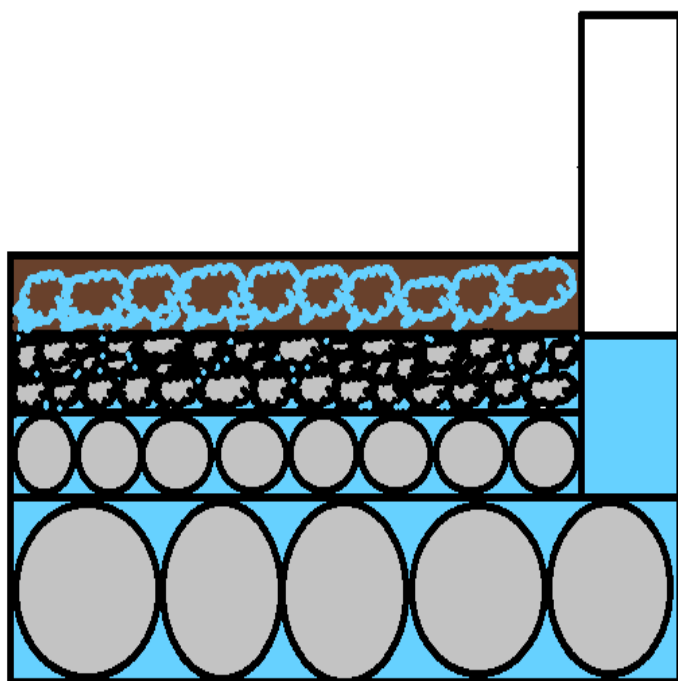
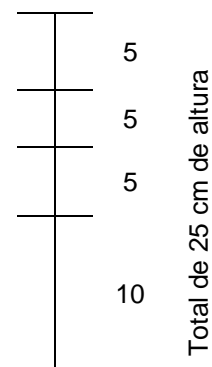
Anexo 3.Figura 1. Diseño de la cámara de sub-irrigación (Mesén, 1998).



Anexo 4. Descripción y cálculo de sustratos para el estudio en cámara de sub-irrigación



Sustrato	De acuerdo al tratamiento
Grava	3 a 0,5 cm de diámetro
Piedras	3 – 6 cm de diámetro
Piedras	10 a 6 cm de diámetro



Cuadro 1. Volumen de sustrato por Unidad experimental: 0,00592 m³

Relaciones y equivalencias (arena)	
12 carretillas	1 m ³
1 carretilla	0.0834 m ³
1 carretilla	14 palas
1 pala	0.00596 m ³
1 pala	5,96 L (litros)

Relaciones y equivalencias (piedra)	
6 carretillas	1 m ³
1 carretilla	0,1667 m ³

Cuadro 2. Volumen de sustrato por ½ repetición

Volumen (U.E.)	Sustrato	Medidos en palas (0,00596 m ³)			
		Turba (m ³)	Arena (m ³)	Valor real (T) (m ³)	Valor real (A) (m ³)
0.00596 m ³	Turba (100%) + Arena (0%)	0.00596	0	0,00894	0
0.00596 m ³	Turba (75%) + Arena (25%)	0,00447	0,00149	0,00671	0,00149
0.00596 m ³	Turba (50%) + Arena (50%)	0,00298	0,00298	0.00447	0,00298
0.00596 m ³	Turba (25%) + Arena (75%)	0,00149	0,00447	0,00224	0,00447
Total		0,01490	0,00894	0.02236	0,00894

Cuadro 3. Volumen de sustrato por repetición ½ repetición

Sustrato	Medición en m ³		Medición en palas	
	Valor Real Turba	Valor Real Arena	Valor Real Turba	Valor Real Arena
Turba (100%) + Arena (0%)	0,00894	0,00000	1,500	0,00
Turba (75%) + Arena (25%)	0,00671	0,00149	1,126	0,25
Turba (50%) + Arena (50%)	0.00447	0,00298	0,750	0,50
Turba (25%) + Arena (75%)	0,00224	0,00447	0,376	0,75
Total	0.02236	0,00894	7,504	3,00

Cuadro 4. Volumen de sustrato total utilizado en cada repetición

Volumen (Repetición)	Turba	Arena	Valor real (T)	Valor real (A)
Repetición I	0,0298 m ³	0,01788 m ³	0.0447 m ³	0,01788 m ³
Repetición II	0,0298 m ³	0,01788 m ³	0.0447 m ³	0,01788 m ³
Repetición III	0,0298 m ³	0,01788 m ³	0.0447 m ³	0,01788 m ³
Total	0,0894 m³	0,02682 m³	0,1341 m³	0,05364 m³

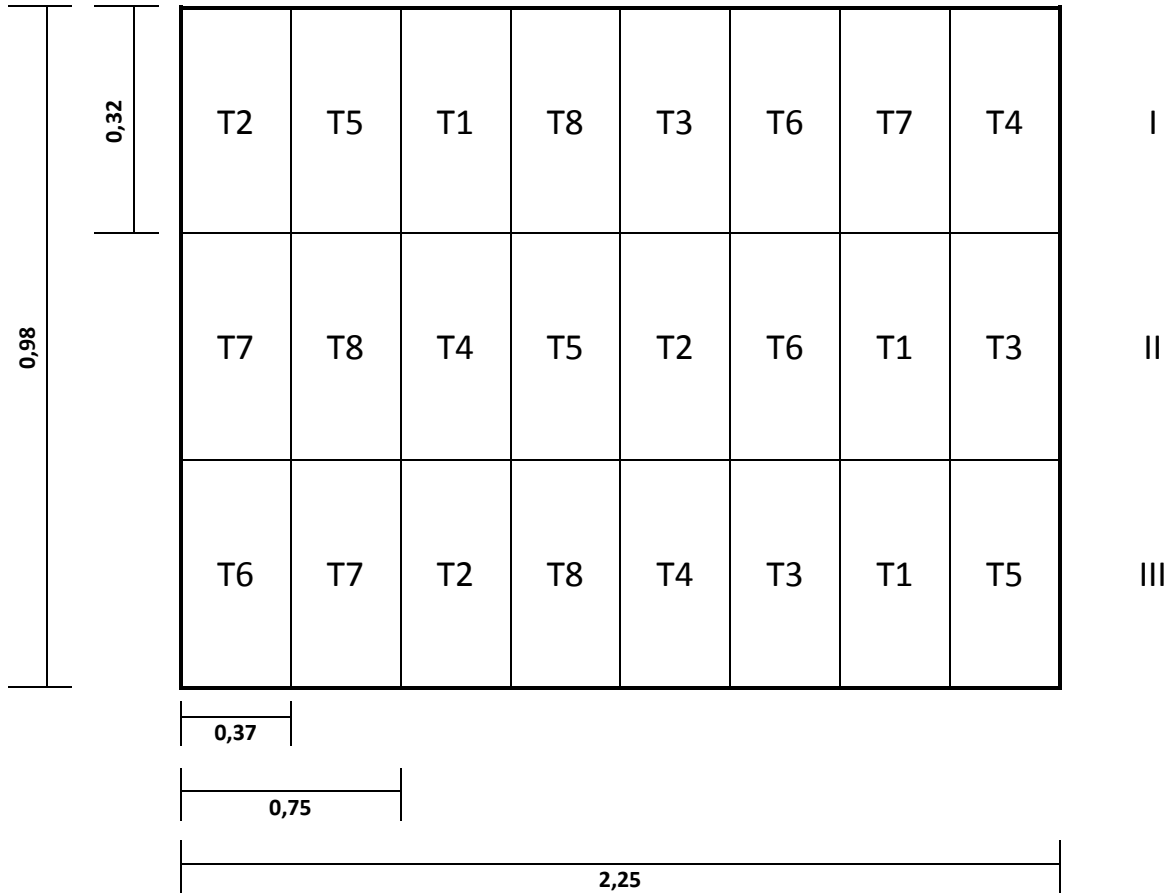
Cuadro 5. Cantidad de palas utilizado para el experimento (3 repeticiones)

Sustrato	Medición en palas	
	Valor Real Turba	Valor Real Arena
Turba (100%) + Arena (0%)	9,0	0,0
Turba (75%) + Arena (25%)	6,8	1,5
Turba (50%) + Arena (50%)	4,5	3,0
Turba (25%) + Arena (75%)	2,3	4,5
Total	22,6	9,00

Cuadro 6. Volumen de sustrato total en equivalencia a palas (multiplicación por 3; por las 3 repeticiones)

Sustrato	Valor Real (m³)	Nº de palas
Turba	0,1341	22,6
Arena	0,0564	9

Anexo 5. Croquis del Área Experimental y disposición de tratamientos



Anexo 6. Construcción de la Cámara de sub-irrigación (Estación Experimental Cota Cota)



Figuras 2 y 3. (de izq. a der.) Instalación de la cámara de sub-irrigación



Figuras 4 y 5. (de izq. a der.) Forrado de la cámara de sub-irrigación con nylon mica.



Figura 6. Primer estrato, piedras de 10 a 6 cm de diámetro.



Figura 7. Segundo estrato, piedras de 6 a 3 cm de diámetro.



Figura 8. Se observa la diferencia de segundo y tercer estrato



Figuras 9 y 10. (de izq. a der.) Se observa el tercer estrato (grava), en el cual se observa en el fondo el tubo de plástico (de 4 pulgadas de diámetro) donde se introducirá el agua a la cámara de sub-irrigación,



Figura 11. Desinfección del sustrato con agua caliente (a una temperatura de 100° C).



Figura 12. Esquejes enraizados (*Polylepis berteroi* Hieron.)



Figura 13. Enraizamiento de Esquejes de *Polylepis berteroi* (Sustratos: b1, b2 y b3; Rep. I)



Figura 14. Esquejes de *Polylepis taracapaná*



Figura 15. Esquejes de *Polylepis berteroi*



Figura 16. *Polylepis taracapaná*, sustratos, de izq. a der.: b1, b2, b3 y b4.



Figura 17. *Polylepis berteroi* Hieron. , sustratos, de izq. a der.: b1, b2, b3 y b4.



Figura 18.Establecimiento y repique de esquejes de *Polylepis besseri* Hieron.



Figura 19: Esquejes de *Polylepis besseri* Hieron. en etapa de aclimatación



Figura 20: Esquejes de *Polylepis tarapacana* en etapa de aclimatación