

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



TESIS DE GRADO

**EVALUACIÓN DEL EFECTO DE TRES ENRAIZADORES NATURALES EN LA
PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE LA KISWARA (*Buddleja incana* Ruíz y Pav.)
EN EL CENTRO EXPERIMENTAL COTA COTA**

DOUGLAS CRUZ CHAVEZ

La Paz - Bolivia

2021

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

**EVALUACIÓN DEL EFECTO DE TRES ENRAIZADORES NATURALES EN LA
PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE LA KISWARA (*Buddleja incana* Ruíz y Pav.)
EN EL CENTRO EXPERIMENTAL COTA COTA**

Tesis de Grado presentado como requisito
parcial para optar el Título de:
Ingeniero Agrónomo

DOUGLAS CRUZ CHAVEZ

Asesores:

Ing. M.Sc. Hugo Daniel Bosque Sánchez _____

Ing. M.Sc. Estanislao Poma Loza _____

Comité Revisor:

Ing. René Calatayud Valdez _____

Ing. Bernardo Ticona Contreras _____

Ing. M.Sc. Isidro Callizaya Mamani _____

APROBADA

Presidente Tribunal Examinador: _____

DEDICATORIA

Dedicado a ti mi Dios, que desde el cielo me acompañas y me cuidas en todo momento de mi vida.

A mis queridos padres: Santiago Cruz Choque y Esthela Chavez Mamani de Cruz, por ser personas maravillosas, admirables y sinceras, por sus esfuerzos, por su apoyo moral y material incondicional y sobre todo por ser un ejemplo de vida durante todo este tiempo, para hacer realidad este sueño.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme sabiduría para culminar mis estudios y en quien encontré la fuerza para seguir adelante.

A la carrera de Ingeniería Agronómica de la Universidad Mayor de San Andrés, por acogerme y permitirme acceder a una educación superior.

Al plantel docente de la Facultad de Agronomía, por su enseñanza durante mi formación profesional.

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

Hacer extensivo mi reconocimiento a mis Asesores: Ing. M.Sc. Hugo Daniel Bosque Sánchez e Ing. M.Sc. Estanislao Poma Loza, por su amistad, paciencia, orientación, colaboración y sugerencias realizadas durante la investigación y redacción del presente documento.

Al Tribunal revisor: Ing. René Calatayud Valdez, Ing. Bernardo Ticona Contreras e Ing. M.Sc. Isidro Callizaya Mamani, por las valiosas sugerencias y correcciones realizadas en el presente trabajo.

A la Ing. Agr. Rosario Chura Villacorta, por su amistad, orientación y colaboración para el desarrollo y presentación final de este documento.

A mis padres Santiago Cruz Choque y Esthela Chavez Mamani de Cruz, por su inmenso cariño, comprensión, dedicación y apoyo incondicional durante el transcurso de mi vida.

A mi hermano Álvaro Cruz Chavez, por compartir bellos momentos y por su apoyo en la realización del trabajo final.

A mis tíos Emilio y Fernanda, Betza y a mis primos, por los bellos momentos, por los consejos y apoyo incondicional para la realización del presente documento.

Finalmente, a todos los amigos (as) con los que compartí una etapa especial de mi vida universitaria.

GRACIAS!!!

Douglas Cruz Chavez

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
1.2. OBJETIVOS	3
1.2.1. Objetivo general	3
1.2.2. Objetivos específicos	3
1.3. Hipótesis.....	3
2. REVISION BIBLIOGRAFICA.....	4
2.1. Importancia de la especie (Buddleja incana)	4
2.2. Origen y distribución	5
2.3. Características generales	6
2.3.1. Taxonomía	6
2.3.2. Descripción botánica	7
2.3.3. Requerimientos ecológicos	8
2.4. Métodos de propagación	8
2.4.1. Propagación sexual.....	8
2.4.2. Propagación asexual.....	9
2.4.2.1. Importancia de la propagación asexual o vegetativa	10
2.4.2.2. Propagación por estacas.....	11
2.5. Fundamentos anatómicos del enraizamiento por estacas	12
2.5.1. Origen de raíces adventicias	12
2.5.2. División y diferenciación celular	13
2.5.3. Formación de callo	13
2.5.4. Formación de raíces adventicias.....	14
2.5.5. Desarrollo y diferenciación	15
2.6. Fundamentos fisiológicos del enraizamiento	16
2.6.1. Sustancias reguladores del crecimiento	16
2.6.2. Función de los reguladores del crecimiento vegetal	17
2.6.3. Acción fundamental de las hormonas.....	17
2.6.4. Acciones generales de las hormonas.....	18
2.6.5. Clasificación de los reguladores de crecimiento	19

2.6.5.1. Auxinas	19
2.6.5.1.1. Auxinas naturales.....	20
2.6.5.1.2. Función de las auxinas.....	20
2.6.5.1.3. Mecanismo de acción.....	21
2.6.5.1.4. Distribución	21
2.6.5.1.5. Transporte.....	22
2.6.5.1.6. Efectos característicos	22
2.6.5.2. Citoquininas	23
2.6.5.3. Giberelinas	24
2.7. Enraizamiento.....	24
2.7.1. Cofactores necesarios para el enraizamiento.....	26
2.7.2. Factores que influyen en el enraizamiento	27
2.7.2.1. La planta madre	27
2.7.2.1.1. Condiciones fisiológicas de la planta madre	28
2.7.2.1.2. Elección de las estacas o esquejes	29
2.7.2.1.3. Condiciones ambientales que influyen en el enraizamiento.....	30
2.8. Sustrato	32
2.8.1. Clases de sustratos.....	33
2.8.2. Desinfección del sustrato	34
2.9. Métodos de aplicación de fitoreguladores.....	35
2.9.1. Método de remojo prolongado en solución diluida.....	35
2.9.3. Método de inmersión en solución concentrada	36
2.9.4. El tiempo y la concentración hormonal	36
2.10. Extractos vegetales	37
2.10.1. Sábila (Aloe vera).....	38
2.10.2. Lenteja (Lens culinaris)	39
2.10.3. Agua de coco (Cocos nucifera L.)	39
3. LOCALIZACIÓN.....	40
3.1 Ubicación Geográfica	40
3.2 Topografía y Vegetación.....	41
3.3 Características climáticas	41

4. MATERIALES Y MÉTODOS	42
4.1 Materiales	42
4.1.1 Material vegetativo	42
4.1.2 Material experimental	42
4.1.3 Sustratos	42
4.1.4 Material y herramientas de campo	42
4.1.5 Material y equipo de gabinete	42
4.2 Metodología	43
4.2.1 Fase pre experimental	43
4.2.2. Fase experimental	44
4.3 Diseño experimental	47
4.3.1 Modelo Lineal Aditivo	48
4.3.1.1 Factores de Estudio	48
4.3.2 Croquis del área experimental	50
4.4 Variables de respuesta	51
5. RESULTADOS Y DISCUSIONES	53
5.1 Condiciones ambientales al interior del microtúnel	53
5.2 Porcentaje de prendimiento a los 120 días	55
5.3. Número de raíces por esqueje	58
5.4 Longitud de la raíz	63
5.5 Número de brotes por esqueje	68
5.6 Diámetro del esqueje a los 120 días	71
5.7 Atura del esqueje	72
6. CONCLUSIONES	77
7. RECOMENDACIONES	79
8. BIBLIOGRAFIA	80
ANEXOS	85

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Descripción de los tratamientos en estudio	49
Tabla 2. Análisis de varianza para el porcentaje de prendimiento	55
Tabla 3. Prueba Duncan para el porcentaje de enraizamiento	56
Tabla 4. Análisis de Varianza para número de raíces por esqueje	59
Tabla 5. Prueba de Duncan para número de raíces por esqueje a los 120 días.....	59
Tabla 6. Análisis de varianza para la longitud de la raíz	64
Tabla 7. Prueba Duncan para la longitud de la raíz.....	65
Tabla 8. Análisis de varianza para el número de brotes por esqueje.....	68
Tabla 9. Prueba Duncan para el número de brotes por esqueje	69
Tabla 10. Análisis de varianza para el diámetro del esqueje	72
Tabla 11. Análisis de varianza para la altura del esqueje.....	73
Tabla 12. Prueba Duncan para la altura del esqueje.....	74

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación geográfica del área de estudio.....	40
Figura 2. Croquis del área experimental.....	50
Figura 3. Variación de la temperatura media al interior del micro túnel.	53
Figura 4. Variación de la humedad relativa al interior del micro túnel.....	54
Figura 5. Análisis de interacción tiempo de inmersión por enraizador para el número de raíces por esqueje	60
Figura 6. Análisis de interacción tiempo de inmersión por enraizador para la longitud de la raíz.....	66

RESUMEN

EVALUACIÓN DEL EFECTO DE TRES ENRAIZADORES NATURALES EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE LA KISWARA (*Buddleja incana* Ruíz y Pav.) EN EL CENTRO EXPERIMENTAL COTA COTA

La superficie de bosques primarios en todo el mundo ha disminuido en más de 80 millones de hectáreas desde 1990 y más de 100 millones de hectáreas de bosques se están viendo afectadas por incendios forestales, plagas, enfermedades, especies invasivas, sequías y fenómenos meteorológicos adversos. En Bolivia, se deforestan 200.000 ha año⁻¹ de bosques naturales, se reforestan 17.000 ha año⁻¹ con eucalipto (*Eucalyptus sp.*) y pino (*Pinus spp*) y alrededor de 1.000 ha año⁻¹ se reforestan de manera esporádica con especies nativas (Urioste, 2010) por lo cual, los procesos de desertificación y las consecuencias del cambio climático afectan a amplias regiones de nuestro país. Ante ésta situación, la kiswara (*Buddleja incana*) se torna en una de las especies más representativas para la forestación y reforestación de las regiones bolivianas más afectadas, pues su implementación no crea efectos colaterales como las especies introducidas, más al contrario puede generar diversos beneficios para el productor, razón por la cual el objetivo del presente estudio fue evaluar el efecto de tres enraizadores naturales en la propagación vegetativa de la kiswara. El estudio se realizó en el Centro Experimental Cota Cota, dependiente de la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés, se utilizaron 243 esquejes de Kiswara (*Buddleja incana* Ruiz y Pav.) provenientes del bosquecillo de Pura Pura del Departamento de La Paz, agua de coco (*Cocos nucifera*), solución de lenteja (*Lens culinaris*) y extracto de sábila (*Aloe vera*) como enraizadores y como sustrato una mezcla de tierra vegetal en un 50%, arena en un 33,3% y tierra del lugar en un 16,6%. El estudio fue realizado bajo el diseño bloques al azar con arreglo bi-factorial, donde el factor A estuvo constituido por el tiempo de inmersión de los esquejes en los enraizadores naturales (12, 24 y 36 horas) y el factor B, lo constituyeron los enraizadores (agua de coco, radícula de lenteja y extracto de sábila), las variables evaluadas fueron el porcentaje de

prendimiento, número de raíces, longitud de la raíz, número de brotes, diámetro y altura del esqueje. Entre los resultados obtenidos se observó que a los 120 días, los esquejes que fueron sumergidos por 24 h independientemente del enraizador, lograron un mayor porcentaje de prendimiento con 41%, mientras que entre los enraizadores, el extracto de sábila mostró los mejores porcentajes de prendimiento con 53.11%. Para el número de raíces por esqueje, los que permanecieron sumergidos en el enraizador por 24 h tuvieron un promedio mayor con 17 raíces por esqueje, en tanto que el extracto de sábila permitió el crecimiento de 22 raíces a los 120 días. Asimismo, la longitud de la raíz fue mayor con 24 h de inmersión y tratamiento de los esquejes con extracto de sábila, consiguiendo un promedio en longitud de raíz de 8,36 y 9.32 cm respectivamente. El número de brotes debido a la influencia de las horas de remojo y del enraizador fue similar, logrando 5 brotes por esqueje para cada factor. Finalmente, el mejor resultado en altura de esqueje a los 120 días, se obtuvo con 24 h de inmersión (19.64 cm) y con el uso del extracto de sábila como enraizador, logrando reportar un promedio de 19.60 cm de altura.

SUMMARY

EVALUATION OF THE EFFECT OF THREE NATURAL ROOTS ON THE VEGETATIVE PROPAGATION OF KISWARA (*Buddleja incana* Ruíz y Pav.) IN THE COTA COTA EXPERIMENTAL CENTER

The area of primary forests worldwide has decreased by more than 80 million hectares since 1990 and more than 100 million hectares of forests are being affected by forest fires, pests, diseases, invasive species, droughts and adverse weather events. In Bolivia, 200,000 ha yr⁻¹ of natural forests are deforested, 17,000 ha yr⁻¹ are reforested with eucalyptus (*Eucalyptus sp.*) And pine (*Pinus spp*) and around 1,000 ha yr⁻¹ are sporadically reforested with native species (Urioste, 2010) therefore, the desertification processes and the consequences of climate change affect large regions of our country. Faced with this situation, the kiswara (*Buddleja incana*) becomes one of the most representative species for afforestation and reforestation in the most affected Bolivian regions, since its implementation does not create collateral effects like the introduced species, on the contrary it can generate various benefits for the producer, which is why the objective of this study was to evaluate the effect of three natural rooters on the vegetative propagation of kiswara. The study was carried out at the Cota Cota Experimental Center, dependent on the Faculty of Agronomy of the Universidad Mayor de San Andrés, using 243 cuttings of Kiswara (*Buddleja incana* Ruiz and Pav.) from the Pura Pura grove of the Department of La Paz, coconut water (*Cocos nucifera*), lentil solution (*Lens culinaris*) and aloe vera extract (*Aloe vera*) as rooting agents and as a substrate a mixture of 50% topsoil, 33.3% sand and local soil by 16.6%. The study was carried out under a randomized block design with a bi-factorial arrangement, where factor A was constituted by the immersion time of the cuttings in the natural rooters (12, 24 and 36 hours) and factor B, was constituted by the rooters (coconut water, lentil radicle and aloe vera extract), the variables evaluated were the percentage of seizure, number of roots, length of the root, number of shoots, diameter and height of the cutting. Among the results obtained, it was observed that at 120 days, the cuttings that were

immersed for 24 h regardless of the rooting device, achieved a higher percentage of seizure with 41%, while among the rooters, the aloe extract showed the best percentages of seizure with 53.11%. For the number of roots per cutting, those that remained submerged in the rooting for 24 h had a higher average with 17 roots per cutting, while the aloe extract allowed the growth of 22 roots at 120 days. Likewise, the root length was greater with 24 h of immersion and treatment of the cuttings with aloe vera extract, achieving an average root length of 8.36 and 9.32 cm respectively. The number of shoots due to the influence of the soaking and rooting hours was similar, achieving 5 shoots per cutting for each factor. Finally, the best result in cutting height at 120 days was obtained with 24 h immersion (19.64 cm) and with the use of aloe vera extract as a rooter, achieving an average height of 19.60 cm.

1. INTRODUCCIÓN

La deforestación y la degradación forestal a nivel mundial, siguen avanzando a un ritmo alarmante. Según la FAO y PNUMA (2020), se estima que desde 1990, se han perdido 420 millones de hectáreas de bosque a causa del cambio de usos de la tierra. La superficie de bosques primarios en todo el mundo ha disminuido en más de 80 millones de hectáreas desde ese año y más de 100 millones de hectáreas de bosques se están viendo afectadas por incendios forestales, plagas, enfermedades, especies invasivas, sequías y fenómenos meteorológicos adversos.

En Bolivia, se deforestan 200.000 ha año⁻¹ de bosques naturales, se reforestan 17.000 ha año⁻¹, con eucalipto (*Eucalyptus sp.*) y pino (*Pinus spp*) y alrededor de 1.000 ha año⁻¹ se reforestan de manera esporádica con especies nativas (Urioste, 2010) por lo cual, los procesos de desertificación y las consecuencias del cambio climático afectan a amplias regiones de nuestro país.

Según datos oficiales, el 41% de la superficie total de Bolivia se encuentra en diferentes grados de degradación de tierras. La erosión de zonas áridas, semiáridas y sub-húmedas secas afecta a siete de los nueve departamentos y abarca 495.000 km² del territorio boliviano, de un total de 1.098.000 km². Las zonas de mayor afectación, entre el 70 al 100%, están concentradas en la puna andina y los valles interandinos, incluyendo las cabeceras de valle.

Ante ésta situación, la kiswara (*Buddleja incana*) se torna en una de las especies más representativas para la forestación y reforestación de las regiones bolivianas más afectadas, pues su implementación no crea efectos colaterales como las especies introducidas, más al contrario puede generar diversos beneficios como la producción de gran cantidad de follaje, que se descompone en el suelo como materia orgánica y fertilizante en terrenos de cultivos.

Asimismo, el árbol se utiliza para la estabilización de taludes y laderas con pendientes muy fuertes; se emplea en sistemas agroforestales como cercas vivas, estabilización de terrazas agrícolas, cortinas rompe vientos, protección de cultivos contra las heladas, sombra para ganado en zonas de altura y como ornamentación en parques y plazas. No obstante, la producción de plantines por siembra directa presenta varias dificultades, según Fossati (1996), el almácigo requiere mucha atención y especialización del viverista, pues las semillas muy pequeñas, apenas tienen energía acumulada para su germinación. BASFOR (2000), señala que la naturaleza débil de la semilla, hace que exista una elevada pérdida de plantines dentro del vivero; un descuido en el riego o en la semi sombra ocasiona una violenta deshidratación y posterior muerte de los plantines; además, que su crecimiento es tan lento que tarda aproximadamente entre 16 a 18 meses, en alcanzar alturas de 30 a 40 cm, lo cual implica un mayor gasto e inversión hasta su trasplante definitivo.

Por tanto, y dado que en estudios realizados anteriormente, la propagación vegetativa de *kiswara* con enraizadores químicos ha presentado porcentajes de prendimiento altos (74.44%) Ledesma (1998), en éste estudio se pretende utilizar agua de coco y soluciones de lenteja y sábila como enraizadores para obtener un mayor número de plantines en menos tiempo, lo cual podría disminuir los costos de producción de los plantines, a la vez de generar información técnica acerca de los enraizadores naturales.

1.2. OBJETIVOS

1.2.1. Objetivo general

- Evaluar el efecto de tres enraizadores naturales en la propagación vegetativa de la kiswara (*Buddleja incana* Ruiz y Pav.) en el Centro Experimental Cota Cota

1.2.2. Objetivos específicos

- Comparar los efectos del agua de coco, radícula de lenteja y extracto de sábila como enraizadores en la propagación vegetativa de la kiswara.
- Determinar el tiempo de inmersión adecuado (12, 24 y 36 horas) para los esquejes de kiswara en los enraizadores naturales.

1.3. Hipótesis

- H_0 = No existen diferencias significativas entre los efectos de los tres enraizadores naturales en la propagación vegetativa de la kiswara.
- H_0 = No existen diferencias significativas entre los tiempos de inmersión de esquejes en los enraizadores, para la propagación vegetativa de la kiswara.

2. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1. Importancia de la especie (*Buddleja incana*)

Buddleja incana, es una especie que se adapta a condiciones difíciles como son el clima del altiplano y la zona andina. Knight (2009) describe a la kiswaara como una especie nativa de alto potencial, orientada a estabilizar taludes, cárcavas, laderas, riberas de quebradas, zonas de deslizamiento y degradación ambiental crítica.

Esta especie vegetal protege al suelo del proceso de erosión eólica, disminuyendo la velocidad del aire en zonas deforestadas, manteniendo la estabilidad geomorfológica del suelo e incrementando los niveles de retención de humedad (Arica, 2003).

La especie kiswaara (*Buddleja incana*) y las otras especies nativas propias de la zona andina, hacen que las propiedades del suelo se mejoren, lo que permite elevar la productividad de los cultivos asociados. El bosque formado por kiswaara, produce una elevada cantidad de follaje que se descompone en el suelo como materia orgánica y fertilizante en terrenos de cultivos.

Además, su aspecto frondoso y coposo (bajo condiciones normales), contribuye al embellecimiento del paisaje, sobre todo en el tiempo de su floración. Esto, según el Proyecto de desarrollo forestal Campesino en los Andes del Ecuador (1994), junto al valor económico que representa la madera, debería originar un interés especial en su propagación.

2.2. Origen y distribución

La kiswara, es una especie originaria del altiplano andino. Se encuentra distribuida en la parte alta de los andes siendo más conocida en Ecuador, Perú y Bolivia. Esta especie se desarrolla bien entre los 2300 y 2900 m.s.n.m., aunque se la encuentra hasta los 3400 m.s.n.m. (García, 2013).

Según BASFOR (2000), la kiswara es propia de cabeceras de valle, se adaptan con frecuencia en suelos medianamente profundos, pedregosos, de textura muy variadas, secos a medianamente húmedos. La elevación a la que se distribuye aproximadamente está entre los 3.300 a 4.200 m.s.n.m.

Rodríguez (2000), indica que la k'iswara es un arbusto que se encuentra en el altiplano norte, presentando desarrollo considerable en la cuenca del Lago Titicaca, pero también se desarrolla con facilidad en el altiplano central y sur, resiste temperaturas bajas hasta 16°C bajo cero.

Por su parte, Huanca (1993) afirma que la kiswara se halla distribuido en diferentes zonas del altiplano hasta los 4.025 m.s.n.m., generalmente se encuentra en la eco región de puna semi húmeda y en menor proporción en puna semiárida con un buen desarrollo, pero suele adaptarse en altitudes extremas, en lugares protegidos del viento frío y seco ya sea en quebradas o planicies.

Para León (1988), el género *Buddleja* es una especie que coloniza de manera natural los sitios con mucha humedad (arroyos, ríos y puquiales), las zonas con microclimas favorables como laderas y recodos. Es tolerante a la helada y se adapta hasta los 3.800 m.s.n.m.

2.3. Características generales

2.3.1. Taxonomía

La clasificación taxonómica de la planta, según Lozano (1987) es la siguiente:

Reino:	Vegetal
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Lamiales
Familia:	Scrophulariaceae
Género:	<i>Buddleja</i>
Especie:	<i>Buddleja incana</i> Ruiz y Pav.
Nombres comunes: Kiswara, quishuar, quishuara	

Pretell *et al.*, (1985), clasifican a la kiswara con el nombre botánico de *buddleja spp.* Y nombres comunes: C'olle, kolle, kolli, culli, quishuar, kiswar, punaquishuar. El género *buddleja* es en recuerdo del botánico inglés Adam Buddle, representado en el Perú por 21 especies de árboles y arbustos identificados, desde el punto de vista forestal hay dos grupos de especies importantes.

Primero. El grupo del Colle que incluye básicamente la *Buddleja coriácea* de gran importancia en la puna (con propagación por semilla).

Segundo. El grupo quishuar que comprende principalmente *Buddleja incana* y *Buddleja longifolia* de porte arbóreo. Los quishuares normalmente crecen en la sierra de forma natural a alturas medianas es decir entre 2500 a 3800 msnm, y su propagación es vegetativa.

2.3.2. Descripción botánica

La kiswara es un árbol de lento crecimiento, que posee gran capacidad de rebrote de cepa al ser ramoneado por los animales y cortado para leña. Según Reynel y Marcelo (2009), es un árbol de porte pequeño hasta mediano, de 3 cm a 12 m de altura y 20 cm a 50 cm de diámetro, con el tronco a menudo robusto.

- **Corteza**

La corteza externa es agrietada y de color marrón cenizo. La corteza interna es de color crema claro.

- **Hojas**

Las hojas son simples, opuestas y alargadas. Miden de 10 cm a 12 cm longitud por 2 cm a 2,5 cm ancho. Son gruesas, con la cara inferior densamente cubierta de pelos diminutos que le dan un color blanco y un aspecto afelpado y suave al tacto. La cara superior es de color verde claro u oscuro, con venas fuertemente impresas. Tienen el borde finamente dentado.

- **Flores**

Sus flores son pequeñas, de aproximadamente 5 mm de longitud, y están agrupadas en pequeños racimos de muchas flores. Los pétalos son de color anaranjado a amarillo y forman un tubo corto, con 4 estambres y un pistilo.

- **Frutos**

Los frutos son pequeños, ovoides, de unos 5 mm a 6 mm de longitud. Se abren en dos partes y contienen gran cantidad de semillas diminutas.

- **Fenología**

Se tienen registros de floración entre mayo y septiembre; y de fructificación, entre junio y agosto.

2.3.3. Requerimientos ecológicos

La kiswara, se implanta naturalmente en los sitios con mucha humedad (arroyos y ríos) y en las zonas con microclimas favorables como, laderas y recodos, es tolerante a la helada y a sequías extremas (Alcalde, 1990).

Crece en suelos pobres, de textura y naturaleza variable. Se adapta bien a suelos pobres en materia orgánica, de textura pesada, media y ligera, pH de 5.2 a 7.0, un foto período menor a 10 horas/luz. Tolerancia a la pedregosidad elevada. Requiere poca agua para su desarrollo, soporta bien las heladas o largos períodos de bajas temperaturas (2°C bajo cero) (NRC, 1992; FAO, 1998). Se asocia muy bien con el aliso (*Alnus jorulensis*), chachacoma (*Escallonia resinosa*), mutuy (*Cassia sp.*) y queñua (*Polylepis sp.*) (Cruz, 2000).

2.4. Métodos de propagación

Hartman y Kester (1989), clasifican los métodos de propagación de plantas por semilla (sexual) y por reproducción vegetativa (asexual).

La kiswara se puede propagar por la vía sexual (semilla), o asexual (estacas, esquejes, brotes, rebrotes, etc.). La propagación vegetativa, es la más recomendable por la seguridad y rapidez, en su desarrollo (Gualberto y Luis, 1997).

2.4.1. Propagación sexual

Arias y Ocaña (1991), han demostrado que la propagación por semilla (sexual) de la kiswara tiene muchas dificultades, requiere de trabajos y cuidados silviculturales específicos desde la fase de recolección de la semilla hasta el trasplante definitivo. Los porcentajes de germinación de las semillas, varían significativamente según el riego, por lo tanto se debe tener un control dentro los almácigos. Los mismos autores, indican que la mayor desventaja, es que los nuevos

individuos no siempre son fenotípicamente y genéticamente iguales a las plantas madres sino que tiene una amplia variedad por el alto grado de hibridismo.

El poder germinativo es alto de 80% a 90% y la viabilidad se mantiene hasta por tres años, su crecimiento es relativamente rápido en sitios próximos a muros de piedra, donde las plantas se quedan resguardadas del viento (Altamirano, 2005).

BASFOR (2000), señala que la germinación ocurre a los 10 días prolongándose hasta los 20 días. Sin embargo, la kiswara presenta un problema durante la germinación que es la pérdida elevada de plántulas debido a la constitución débil que tienen las semillas por ser muy pequeñas, un descuido en el riego o protección de la semisombra, ocasiona una violenta deshidratación de la plántula y su posterior muerte.

2.4.2. Propagación asexual

La propagación vegetativa es la alternativa más recomendable para aquellas especies valiosas que tienen problemas en la propagación por semilla (Torres y Bustamante, 1992). Siendo una característica natural que se puede aprovechar para reproducir árboles sobresalientes capaces de crecer en condiciones adversas.

La multiplicación vegetativa, permite la propagación de plantas por fragmentación de órganos, este proceso transmite el genoma fielmente a los nuevos individuos obteniendo las características de la planta madre en cualidad y defecto (Heede, 1981).

La reproducción asexual emplea partes vegetativas de la planta original, porque cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar la planta entera, la reproducción puede ocurrir mediante la formación de raíces adventicias, como por medio de la unión de partes vegetativas por injerto. Las

estacas, esquejes y acodos de tallo tienen la capacidad de formar raíces adventicias, generando un nuevo sistema de brotes (Hartmann y Kester, 1997).

2.4.2.1. Importancia de la propagación asexual o vegetativa

Según Hartman y Kester (1997), la propagación vegetativa tiene importancia debido a:

- El mantenimiento de clones, que consiste en divisiones mitóticas de las células, esta duplicación genética se la designa clonación y la población descendiente clon.
- En “especies difíciles que no produzcan semillas viables”. La propagación asexual es necesaria, con el fin de mantener la especie.
- Evita periodos juveniles prolongados.
- El control de forma de crecimiento, para la selección de las estacas en la fase juvenil.
- Existe la posibilidad de combinar en una sola planta dos o más clones por injerto.
- La propagación por medios vegetativos se justifica por la superioridad y uniformidad de clones específicos. La principal economía de la propagación vegetativa proviene de la eliminación de la fase juvenil y del acortamiento del tiempo necesario para llegar a la madurez reproductiva.
- Todos los miembros del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme, por lo general todos los miembros de un clon tienen el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc, haciendo con ello posibles la estandarización de la producción y otros usos del cultivar.

Sin embargo, los mismos autores indican que en condiciones adversas, como el ataque de una enfermedad, o de un insecto, se puede afectar en igual forma a todos los miembros del clon y aún puede acabar con el plantel.

2.4.2.2. Propagación por estacas

Hartmann y Kester (1997), indican, que las estacas o esquejes son porciones extraídas de la planta madre que colocada en condiciones ambientales favorables, se induce a la formación de raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva e independiente, en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre.

De acuerdo a Campinhos (1987), la mayoría de las especies, incluso las coníferas, pueden propagarse por estacas, a condición de aplicar las técnicas más convenientes, tales como el uso de camas calientes y los tratamientos hormonales.

La Cerca (1983) y Maldonado (1990) indican que cuando la premura de la operación lo exige, se tiene que recurrir a la reproducción por esquejes. Además con este método se ha podido demostrar, que a partir de un pedazo de rama siempre y cuando lleve una yema o varias se reproducirá todos los órganos de la planta.

Por su parte, Arias (1993) afirma que, esta técnica de propagación es la más adecuada, por las siguientes razones:

- El prendimiento es alto cuando la técnica se aplica correctamente.
- La extracción del material vegetal (esquejes) no afecta a los árboles “semilleros” en su desarrollo normal. Además existe un menor riesgo de entrada (al árbol) de patógenos por las heridas de menor tamaño, que propagadas por estacas de tallo.
- El desarrollo de los plantones en el vivero es más rápido alcanzando, en un año de 60-80 cm de altura.

- La recolección y traslado de los esquejes no implica grandes costos y es más fácil el manejo en la producción.

Las estacas o esquejes, son el medio más importante para la propagación de arbustos ornamentales, tanto de especies deciduas como de hojas anchas y siempre verdes. Tiene numerosas ventajas: de unas cuantas plantas madres es posible propagar muchas nuevas plantas en un espacio limitado. Es económico, rápido, siempre que no requiere de técnicas especiales de injerto. Se obtiene una mayor uniformidad, en ocasiones aparecen en las plantas injertadas resultantes de la variación en los patrones provenientes de semilla. Por lo general se reproduce exactamente igual a la planta madre, sin cambio genético (Hartmann y Kester, 1997).

2.5. Fundamentos anatómicos del enraizamiento por estacas

Según Weaver (1990), en las estacas con hojas o sin ellas es necesario que se regenere un nuevo sistema radicular normalmente en la base del tallo. Este desarrollo de raíces adventicias se debe a que, muchas células tienen la capacidad de tornarse meristemáticas activas y producir los sistemas radiculares y de tallos.

2.5.1. Origen de raíces adventicias

El origen de las raíces adventicias de las estacas de tallo, está en un grupo de células parenquimatosas vivas de paredes delgadas, capaces de tornarse meristemáticas. En plantas herbáceas, las raíces adventicias se originan afuera y entre los haces vasculares. En las estacas de tallo, se originan de células del parénquima viviente en el floema secundario joven, a veces lo hacen en otros tejidos como los radios vasculares, el cambium, floema, lenticelas o medula (Weaver, 1976).

De igual forma, Hartmann y Kester (1989), señalan que el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca y fuera del núcleo central del tejido vascular. Al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos de

la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo de que originan las raíces (y brotes) adventicias se originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, fuera del cambium.

2.5.2. División y diferenciación celular

Barceló (1980), sostiene que en el meristemo apical es donde se procede la división celular y alargamiento de las nuevas células como también la diferenciación celular para formar nuevos órganos. La mitosis es el proceso básico de crecimiento vegetativo, de la regeneración de tejidos y la cicatrización de las heridas.

Hartmann y Kester (1989), indican que los meristemos de raíz preformados o latentes generalmente permanecen en letargo hasta que se hacen estacas de los tallos y se colocan en condiciones ambientales favorables para el desarrollo posterior y la emergencia de los primordios como raíces adventicias.

2.5.3. Formación de callo

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal. El callo es una masa irregular de células de parénquima en estados de lignificación prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cambium vascular, también pueden contribuir células de la corteza y de medula. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, sin embargo en la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartman, 1989).

Hurtado y Merino (1988), definen al callo como un tejido obtenido por medio del aislamiento de órganos o tejidos diferenciados, los cuales son llevados a una desdiferenciación celular, presentando estas células una proliferación continua, acelerada y de apariencia desorganizada, que da origen a una masa amorfa de

tejido. El callo esta generalmente constituido por una alta proporción de células en los que las vacuolas son predominantes, similares a las células del parénquima, el callo también contiene pequeñas zonas de células en división que por medio de un manejo adecuado puede formar nódulos vasculares y meristemoides los cuales se encuentran localizados en las áreas periféricas superficiales o dentro del tejido y que serían centros para la formación de meristemas apicales, primordios radiculares o embriones incipientes.

2.5.4. Formación de raíces adventicias

Hartmann y Kester (1997), señalan que, cuando se hacen una estaca las células vivientes que están en la superficie cortada son lesionadas, quedando expuestas las células muertas y conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos.

1. Al morir las células externas lesionadas, se forman una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación.
2. Después de unos cuantos días las células que están detrás de esa placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo)
3. En ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

Los cambios anatómicos que pueden observarse en él, durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas.

1. Desdiferenciación de células maduras específicas
2. Formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares las cuales se han vuelto meristemáticas por desdiferenciación.

3. Desarrollo subsecuente de ciertas iniciales de raíces en primordios de raíces organizados.
4. Desarrollo y emergencia de estos primordios radicales hacia fuera a través del tejido de tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca.

Rojas y Ramírez (1993), afirman que el primer fenómeno que se advierte al producirse una raíz adventicia es una división radial interna de las células de los haces vasculares en los tallos herbáceos, en algunos puntos del periciclo alrededor del cilindro central, o bien en los tallos leñosos. Estos primordios crecen hasta salir de la corteza del tallo y una vez que aparecen en el exterior se presenta básicamente un alargamiento celular.

2.5.5. Desarrollo y diferenciación

Según Weaver (1976), las iniciales de la raíz, son grupos pequeños de células meristemáticas que dividiéndose y formando grupos compuestos de muchas células pequeñas se desarrollan ampliamente para formar primordios nuevos, de raíces reconocibles. La división celular continúa y muy pronto cada grupo de células comienza a formar una estructura de puntos de raíces, se desarrolla un sistema vascular adyacente. Posteriormente la punta de las raíces formada se conecta hacia el exterior, a través de la corteza y la epidermis, surgiendo del tallo.

Rojas y Ramírez (1993), indican que el embrión de la planta en el inicio de su crecimiento vegetal se compone de células meristemáticas, todas iguales entre sí, posteriormente la planta se constituye por diferentes tipos de células, los tejidos vegetales, que se organizan de diferente manera para formar sus órganos. Al transcurrir el tiempo, la planta ha sufrido dos tipos de cambios uno es cuantitativo, en el aumento en número y tamaño de las células, provocado por el crecimiento de su masa, y el otro es cualitativo, el cual radica en las diferencias que se presentan entre

sus células, así como en la organización de sus tejidos. Esta es la diferencia orgánica que resulta de la maduración y envejecimiento del organismo.

2.6. Fundamentos fisiológicos del enraizamiento

2.6.1. Sustancias reguladores del crecimiento

Las sustancias del crecimiento de las plantas desempeñan un papel muy importante en el crecimiento y desarrollo de los vegetales. Aunque las sustancias naturales de crecimiento (endógeno) controlan normalmente el desarrollo de las plantas, puede modificarse el crecimiento mediante la aplicación de sustancias exógenas (Weaver, 1990).

Para la iniciación de raíces adventicias algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente tienen una acción hormonal más favorable que otros. Las hormonas son compuestos orgánicos, distinto de los nutrientes producidos por las plantas, las cuales en concentraciones bajas regulan los procesos fisiológicos vegetales, de ordinario en las planta se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción. Las sustancias reguladoras del crecimiento en las plantas son compuestos sintéticos u hormonas vegetales que modifican procesos fisiológicos de la planta, regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyen en la síntesis, destrucción translocación o (posiblemente) modifican los sitios de acción de las hormonas (Lira, 1994).

Por otra parte, Yates (1999), afirma que, las hormonas ocurren naturalmente en todo tipo de vegetales y cumplen una importante función en su crecimiento, entre ellas la producción y desarrollo de nuevas raíces. Algunas plantas son más eficientes que otras pero la mayoría sufren de una insuficiencia de hormonas naturales para promover un rápido enraizamiento de estacas, lo que en un alto porcentaje lleva a la pudrición, por lo que se utiliza los reguladores de crecimiento.

2.6.2. Función de los reguladores del crecimiento vegetal

Los cambios que sufre la planta al pasar el tiempo están determinados por factores internos heredados como por factores ambientales.

Existe un factor interno dependiente de la constitución genética de la planta que la provee de un mecanismo de respuesta auto regulable. Dicho mecanismo de las hormonas es el estímulo que se percibe a través de una molécula llamada precursor. Por acción del receptor activado, el precursor se transforma químicamente y entra en actividad transformando a su vez a otras moléculas o induciendo la síntesis de otras más, con lo que la planta queda para realizar una acción fisiológica, estas nuevas moléculas se denominan intermediarios y esta es la función de las hormonas. Los intermediarios van a estimular de alguna manera la síntesis de una o varias moléculas llamadas efectores, porque son las que determinan la respuesta fisiológica. Aun cuando no estén bien determinados, en muchos casos el conocimiento del mecanismo de respuesta permite planear una posible solución fisiológica en lugar de ecológica a la adecuación planta ambiente por la adición de fitorreguladores. Esta es la base natural de la fitorregulación cuyo fin es hacer que la planta se conduzca en forma correcta y normal, aunque las condiciones ambientales sean adversas y que para lograr este fin opere con moléculas iguales o muy similares a las que se encuentran en la planta de modo natural (Rojas, 1993).

2.6.3. Acción fundamental de las hormonas

La acción de los fitorreguladores no se limita a un efecto sobre el crecimiento sino también sobre la diferenciación, consiguiendo a veces estimular la formación de nuevos tejidos y órganos (Alpi, 1991).

Los reguladores de crecimiento son sustancias mensajeras, la mayoría de las veces activas en muy pequeñas cantidades en que los lugares de síntesis y acción generalmente son distintos excepto en algunos casos, son activos en el mismo sitio

de acción muy amplio y diverso, pues además pueden influir en múltiples procesos, totalmente distintos al mismo tiempo y en partes diferentes de la misma planta (Hurtado y Merino, 1988).

Rojas y Ramírez (1993), postulan dos hechos sobre la acción fundamental de las fitohormonas:

1. Las fitohormonas no actúan directamente a nivel del organismo sino en la célula, (ejemplo sobre la mitosis, el alargamiento celular, etc.) de modo que sus efectos se hacen sentir en todos los fenómenos fisiológicos que se basa en los fenómenos citológicos afectados.
2. La acción básica de las hormonas ocurre sobre los ácidos nucleicos a nivel de transcripción del mensaje (DNA → RNA) o de su traducción (RNA → aminoácidos).

2.6.4. Acciones generales de las hormonas

La mayor parte de la actividad fisiológica de las plantas está regulada por las hormonas de crecimiento, procesos como la iniciación de las raíces, el establecimiento y terminación de los periodos de letargo y reposo, la floración, formación y desarrollo de los frutos, abscisión senescencia y ritmo de crecimiento se encuentran bajo control hormonal (Rojas y Ramírez, 1993).

Los mismos autores, señalan que los procesos del desarrollo descansan sobre fenómenos celulares que es donde actúan las hormonas y en cierta forma todos los procesos del desarrollo están influenciados en diverso modo e intensidad por todas las hormonas de la planta. Sin embargo, los diversos grupos de fitohormonas poseen ciertas acciones características sobre el metabolismo, dentro de cada grupo hormonal cada hormona favorece específicamente alguno o algunos procesos. Las hormonas influyen de manera importante, en el transporte de nutrientes. En la planta hay sitios donde los nutrientes se elaboran en mayor cantidad que la requerida, como

las hojas (sitios denominados “fuentes”) en cambio existen puntos donde se utilizan intensamente sin que elaboren la cantidad suficiente como las raíces, flores y frutos en desarrollo (sitios llamados “demanda”).

2.6.5. Clasificación de los reguladores de crecimiento

Para Alpi (1991) y Terranova (1995), las fitohormonas se dividen en 5 grupos auxinas, giberelinas, citokininas, ácido abscísico y etileno, que afectan la fragmentación, alargamiento y diferenciación celular, cada hormona tiene varios efectos según el sitio de acción, estado de desarrollo de la planta y concentración de esta con respecto a otras hormonas.

2.6.5.1. Auxinas

Auxina, es un término genérico aplicado al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes. Algunas auxinas son naturales y otras se producen sintéticamente se asemejan al ácido indolacético (IAA), por los efectos fisiológicos que provocan en las células vegetales de los cuales el más importante es la prolongación (Weaver, 1990 y Lira, 1994).

La auxina, natural o aplicada artificialmente, es un requerimiento para la iniciación de raíces adventicias en tallos y hasta se ha demostrado que la división de las primeras células iniciales depende de la presencia de auxina ya sea aplicada o endógena (Hartmann y Kester, 1989).

Las auxinas favorecen la diferenciación de los tejidos vegetales en brotes y raíces según el grado de concentración, las dosis pequeñas favorecen la emisión de brotes, dosis mayores provocan la formación de raíces. En dosis más elevadas el efecto es la inhibición de la actividad favorecida en un principio (Heede, 1981).

2.6.5.1.1. Auxinas naturales

Las auxinas existen en forma natural en las plantas, son productos elaborados en el metabolismo vegetal. Los principales centros de síntesis de las auxinas son los tejidos apicales meristemáticos de los órganos aéreos tales como los brotes en eclosión, hojas jóvenes, pedúnculos en crecimiento, flores e inflorescencias y sintetiza en los meristemas apicales de raíz (Mendoza, 2010).

La principal auxina natural es el ácido indol – 3 acético (AIA) y sólo un cierto número de compuestos sintéticos relacionado al AIA tiene efectos más o menos similares y solamente en detalles (Cronquist, 1992).

El IAA, es una de las principales auxinas que aparecen en las plantas superiores. El nivel de IAA en tejidos de plantas varía según la etapa de desarrollo del vegetal. Los compuestos que tienen actividad auxínica son orgánicos, todos poseen hidrogeno y oxígeno en proporciones y disposiciones diferentes y algunos de ellos contienen, además nitrógeno y cloro, algunos tienen estructuras simples pero la mayoría son complejos (Weaver, 1990).

2.6.5.1.2. Función de las auxinas

Lira (1994), señala que las auxinas desempeñan una función importante en la expansión de las células de tallos y coleóptilos, estimula la división celular y fomentan el desarrollo de callo, de los que se desprenden crecimientos similares a la raíces, también las auxinas pueden iniciar la floración e inducir el amarre de frutos y su desarrollo en algunas especies.

Según Barceló (1980), las auxinas desempeñan una función en forma muy directa en el crecimiento celular y en algunos tejidos controlan la división celular. Lexus (1996), sostiene que las auxinas por su capacidad para activar el crecimiento favorecen el enraizamiento de esquejes en plantas.

2.6.5.1.3. Mecanismo de acción

La auxina inicia un mecanismo de acidificación (liberación de protones), en la membrana citoplasmática, con la disminución del pH se activan enzimas, estos hidrolizan los componentes de la pared celular y se suelta la pared, el potencial disminuye (debido a la presión), entra agua, el volumen celular aumenta y la célula crece, aún no está claro cómo se inicia la bomba de protones, también hay un efecto de la auxina sobre el metabolismo de ácidos nucleicos y proteínas (Hartman y Kester, 1989).

2.6.5.1.4. Distribución

La auxina se encuentra distribuida en toda la planta, pero varían las cantidades de un órgano a otro, situándose el mayor contenido de IAA en el ápice y puede establecerse un gradiente hasta la base. El lugar más importante de la síntesis de ésta, son las hojas jóvenes en expansión, tejido cambial, ovarios inmaduros y semillas en desarrollo (Barceló, 1980). Asimismo Heede (1981), indica que las auxinas se producen más abundantemente en la región meristemática del brote y por otra parte se forma en la punta de las raíces, hojas y algunas veces en otras partes de la planta, emigrado a través de las células que están presentes en todo los tejidos vivos.

Las máximas concentraciones de auxinas según Harman y Kester (1989), se encuentran en los ápices del tallo y de la raíz en las yemas, en las hojas jóvenes y maduras, en la punta del coleoptilo, pero que las abandona para alcanzar las zonas de crecimiento del mismo órgano ya que dichas zonas no poseen la facultad de producir tal sustancia, así pues circula a través de todos los tejidos de la planta. La auxina es utilizada o destruida durante el crecimiento, siendo necesario reponerla incesantemente para que esta continúe.

2.6.5.1.5. Transporte

Hartmann y Kester (1989), indican que, el movimiento polar de las auxinas es un proceso de transporte activo y aparentemente una actividad secretora cuyas bases se encuentran en las características estructurales de las células individuales del floema.

Rojas y Ramírez (1993), mencionan que el transporte de las auxinas endógenas es basipétala por el floema con los productos foto sintetizados. Así en el lugar donde va a actuar se desliga y pasa a auxina libre que se adhiere a la proteína receptora para efectuar su acción. Cuando se sintetiza en el ápice de la raíz tiene transporte acropétalo.

Al respecto Barceló (1980), señala que la auxina se dirige desde el ápice a la base y es de carácter polar, tanto en la raíz como en el tallo muchas de las respuestas y correlaciones del crecimiento realizado por la auxina dependen precisamente de este carácter polar de su desplazamiento. Este se realiza aun en contra del gradiente de concentración, es decir aunque el bloque inferior contenga previamente más cantidad de hormonas que el superior, resulta evidente que esta forma de desplazamiento no es un simple proceso de difusión sino un fenómeno que debe exigir un gasto de energía probablemente de origen metabólico.

2.6.5.1.6. Efectos característicos

El principal efecto auxínico para Rojas (1988), es la estimulación del alargamiento celular o su depresión según la concentración del producto. Las auxinas, en interacción, con otras hormonas, ejercen un efecto característico sobre la diferenciación celular promoviendo la formación de órganos adventicios.

Hartmann y Kester (1989), sostienen que la auxina controla el crecimiento de la raíz a través de dos efectos separados, al encontrar que acelera el crecimiento del ápice de la raíz al principio, pero inhibe su expansión posterior. Esta aparente dualidad de acción se puede deber al cambio de las concentraciones de otros factores del crecimiento, tales como las citokininas.

Para Rojas y Ramírez (1993), los principales procesos orgánicos que controlan las auxinas son: iniciación de la radícula y de las raíces adventicias, retención de flores y frutos, paso de flor a fruto, juventud del follaje (interacción compleja) y tropismo.

2.6.5.2. Citoquininas

Las citoquininas se sintetizan en los ápices de las raíces y se transportan a través de los brotes hacia las células hijas, el transporte es acropétalo y basipétalo (Ascón – Bieto y Talón, 2000). Su actividad a nivel celular resulta de su estimulación del proceso de división celular, por lo que: estimulan el crecimiento longitudinal de la planta; favorecen el desarrollo de las yemas axilares para producir ramas y de los brotes tras el periodo invernal, en los bulbos y tubérculos; detienen la caída de las hojas; retrasan el envejecimiento y la muerte de los órganos que las poseen, por lo que se conocen como hormonas de la juventud (Purves, 2002).

Para Lluna (2006), las auxinas no son las únicas fitohormonas que requiere una planta para su crecimiento; requieren también de otro tipo de ellas que favorezca la multiplicación de las células. Las citoquininas son los compuestos con una estructura que se asemeja a la adenina y que promueven la división celular en el tejido no meristemático, tienen funciones similares a la citoquinina, lazetanina, Kinetina y Benziladenina. Los efectos fisiológicos causados por las citoquininas, varía dependiendo del tipo de citoquinina y a la especie de la planta.

2.6.5.3. Giberelinas

Las giberelinas son hormonas que se sintetizan principalmente en el ápice de las plantas (hojas jóvenes y yemas), el transporte es bidireccional (acropetalo y basipetalo). Se encuentran naturalmente en las plantas y existen varios tipos, siendo las más comunes: GA1, GA3, GA4, GA7, GA9. Las giberelinas son sintetizadas en los primordios apicales de las hojas, en las puntas de las raíces y en semillas en desarrollo. No muestra el mismo transporte fuertemente polarizado como es observado para la auxina, aunque en algunas especies existe un movimiento basipétalo en el tallo (Hurtado y Merino, 1991).

De acuerdo a Azcon y Talon, (2000), el meristemo de acción fisiológica de las giberelinas se ha encontrado principalmente en el proceso de: División y elongación celular, promoviendo la síntesis de RNA y proteínas.

Rojas (2004), menciona que la giberelina se encuentran en el floema de las plantas en pocas cantidades. Estos compuestos también son aisladas por exudados del xilema, lo cual establece un movimiento bidireccional de las moléculas en la planta; su principal función es incrementar la tasa de división celular (mitosis), estimulando la división y elongación celular, lo que influye en el incremento del crecimiento en los tallos, llegan a interrumpir el período de latencia de las semillas, haciéndolas germinar y movilizando las reservas en azúcares, inducen la brotación de yemas, estimulan la síntesis de ARN mensajero y promueven la floración y el desarrollo de los frutos.

2.7. Enraizamiento

El enraizamiento ha adquirido características de primera importancia en cuanto constituye un momento fundamental en la obtención de material de propagación. En las explotaciones especializadas se ha volcado la atención sobre los problemas técnicos para aumentar el porcentaje de enraizamiento y a la mejora de un aparato radicular. En la condición del enraizamiento en especies con dificultad en

propagar y de fácil enraizamiento se emplea varias soluciones técnicas como el calentamiento basal la propagación bajo nebulizaciones manipulación particular de los esquejes pero esencialmente el uso de fitorreguladores que permiten el éxito de otro modo imposible (Alpi, 1991).

El objetivo de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es incrementar el prendimiento, es decir el porcentaje de estacas que crecen vigorosamente en el vivero o el campo (Weaver, 1976). Los efectos favorables de estos tratamientos son:

- Estimulación de la iniciación de las raíces.
- Un incremento del porcentaje de estacas que forman raíces.
- La aceleración del tiempo de enraizamiento, efecto que conducen en un ahorro de mano de obra y a la liberación del espacio en los viveros.
- Mayor cantidad y calidad de raíces.
- Se tiene una mayor uniformidad en las raíces recién formadas.

Barceló (1980) indica que, la rizogénesis está íntimamente relacionada con la división celular. Con la utilización de los reguladores del crecimiento es posible mejorar la calidad de las raíces formadas en las estacas, aumentando por una parte el número de raíces como también el tamaño. La calidad de una planta se determina por el número y tamaño de raíces, cuando más numerosas y fibrosas son las raíces, mayor es el crecimiento posterior de la planta (Loose 1983, citado por Gutiérrez, 1991).

Según Weaver (1990), las raíces que surgen después de la aplicación de reguladores del crecimiento vegetal, son de origen similar a las producidas normalmente, no obstante tanto las características de las raíces como su disposición en el tallo pueden variar considerablemente. La estimulación de la iniciación de

raíces constituye la primera aplicación práctica de los reguladores del crecimiento así como las auxinas, practicas normales en vivero.

2.7.1. Cofactores necesarios para el enraizamiento

El buen enraizamiento según Weaver (1976), depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores que en combinación con las auxinas permiten que las estacas emitan raíces, la fuente de esos cofactores son por lo común hojas.

Howard (1965), indica que la presencia de yemas en una estaca es favorable para el enraizamiento. La importancia de las yemas en la iniciación de raíces se pone de manifiesto también por el hecho de que las estacas enraízan mejor una vez finalizado el reposo de las yemas. Sin embargo, la presencia de yemas no es esencial en las especies que han preformado raíces iniciales.

Hartmann y Kester (1997), sostienen que en las hojas y yemas se encontró una sustancia que estimula el enraizamiento de las estacas, llamada rizocalina, que ejerce cierta influencia, se desplaza por el floema desde la yema hasta la base de la estaca en donde se activa para estimular la iniciación de raíces. La rizocalina es considerada como un complejo de tres componentes:

1. Un factor específico translocado de las hojas y caracterizado químicamente como orto-dihidroxifenol
2. Un factor no específico (auxina) que es translocado y que se encuentra en concentraciones biológicamente bajas.
3. Una enzima especifica localización en las células de ciertos tejidos (periciclo, floema, cambium) que probablemente sea de tipo polifenol-oxidasa. El orto-dihidroxifenol reacciona con auxina donde quiera que esté presente la enzima requerida dando origen al complejo de "rizocalina" que puede considerarse un paso en una cadena de reacciones conducentes a la iniciación de raíces.

2.7.2. Factores que influyen en el enraizamiento

La utilización de reguladores de crecimiento no evita la necesidad de otras prácticas recomendadas de propagación como son la selección de buenos materiales para estacas (madera de tamaño y edad apropiada). La utilización y el mantenimiento de un método de enraizamiento y de una determinada humedad son requisitos previos para que la iniciación de las raíces sea óptima (Weaver, 1976).

Hartmann y Kester (1997), consideran los siguientes factores como primordiales para el enraizamiento de las estacas:

- Selección del material para estaca (condición fisiológica y edad de la planta madre, tipo de madera seleccionada, presencia de virus y época del año en que se toma la estaca).
- Tratamiento de las estacas (reguladores del crecimiento, nutrientes, minerales y fungicidas).
- Condiciones ambientales durante el enraizamiento (relación con el agua, temperatura, luz, medio de enraizamiento).

2.7.2.1. La planta madre

En la propagación por estacas es de gran importancia la fuente de origen del material. Las plantas madres de las cuales se obtiene el material deben poseer las siguientes características (Hartmann y Kester, 1997):

- Ser fieles al nombre y tipo
- Estar libres de enfermedades de plagas
- Encontrarse en el estado fisiológico adecuado.

El estado vegetativo de las plantas madres es de primordial interés. Los individuos vigorosos y sanos son aptos para proporcionar muchos fragmentos que puedan subsistir y regenerarse más fácilmente (Heede, 1981).

2.7.2.1.1. Condiciones fisiológicas de la planta madre

Según Hartmann y Kester (1997), las condiciones fisiológicas en la que se encuentre la planta madre son muy importantes para obtener buenos porcentajes de enraizamiento entre las cuales se destacan las siguientes.

- **Nutrición de la planta madre**

Existen varias pruebas que muestran la importancia de la nutrición de la planta madre, ésta ejerce una fuerte influencia sobre el desarrollo de las raíces y tallos de las estacas tomadas. Para que se produzca la iniciación de raíces es necesario el nitrógeno con el que se realiza la síntesis de ácido nucleicos y proteínas. Debe existir una relación entre carbohidratos y nitrógeno en la que el nivel de nitrógeno sea bajo en relación a los carbohidratos.

No obstante lo anterior no se puede decir que un contenido elevado de carbohidratos en las estacas esta invariablemente asociado con la facilidad para el enraizamiento pudiendo estar presentes otros factores que ejerzan una mayor influencia, de factores internos, tales como el contenido de auxina de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de raíces de las estacas.

- **Edad de la planta madre**

La edad biológica del fragmento influye directamente en el enraizamiento, según las especies. Para Hartmann y Kester (1997), 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, posiblemente el motivo sea que cuando más edad tenga la planta, los inhibidores de la formación de raíces se incrementen.

2.7.2.1.2 Elección de las estacas o esquejes

Según Weaver (1976), la parte que se corta de una planta madre con fines de propagación durante la temporada de letargo se denomina estaca de madera dura en tanto las que se toman durante la temporada de crecimiento (plena actividad vegetativa) reciben la denominación de estacas de madera semidura.

El material debe proceder de plantas muy productivas que reúnan todas las características óptimas de la variedad deseada. La planta madre ha de ser sana, bien nutrida y en edad productiva y la recogida debe realizarse con buen tiempo y no durante la época de helada (Lexus, 1996).

Al respecto, Yates (1999), opina que es preferible tomar las estacas cuando las plantas estén en activo crecimiento, preferiblemente en primavera y verano, se debe escoger brotes sanos sin flores y se deben plantar lo antes posible una vez hayan sido preparados.

Heede (1981), señala que las condiciones vegetativas dependen mucho de las condiciones del medio, los cuales se tienen que equilibrar en función de la especie, las carencias o excesos provocan desordenes más o menos visibles. No se aconseja emplear para la propagación: plantas que hayan sufrido periodos de sequía, ataques de plagas o enfermedades o plantas forzadas con abonos.

2.7.2.1.3. Condiciones ambientales que influyen en el enraizamiento

Según Heede (1981), el individuo vivo formado por células, tejidos y órganos evoluciona en el transcurso de las estaciones por su propia actividad, esta actividad depende de las condiciones del medio en que vive la planta, de las condiciones variables de temperatura, humedad, luz, aireación, etc.

Hartmann y Kester (1989), señalan que para tener éxito en el enraizamiento de estacas, los requerimientos esenciales son: temperatura apropiada (18 a 27°C), atmosfera conducente a una baja pérdida de agua por las hojas, cantidad de luz amplia pero no excesiva y medio de enraizamiento, limpio, húmedo, bien aireado y bien drenado.

- **Temperatura**

Las estaquillas tienen la necesidad de una cierta temperatura para arraigar. Tomando en cuenta que la temperatura varía en función del medio, es preciso mantener siempre un equilibrio entre los diferentes factores que influyen en la fotosíntesis, luz, temperatura, higrometría y contenido de anhídrido carbónico de la atmosfera (Cuisance, 1988).

Hartmann y Kester (1997) indican que las temperaturas dentro el invernadero comprendidas entre 21 a 27 °C en el día y 15 °C por la noche, dan resultados satisfactorios en el enraizamiento de estacas de la mayoría de las especies. Las temperaturas excesivamente elevadas tienden a aumentar la transpiración y el consumo de las reservas de la planta. Las temperaturas menores impiden una actividad celular en la estaca, no hay movimiento de las reservas en la estaca.

En la propagación de las plantas por medio de estacas uno de los principales problemas es evitar que estas se marchiten antes de que formen las raíces. Esto se puede lograr manteniendo el aire circundante a las estacas a una humedad relativa elevada.

- **Agua y Humedad**

Cuisance (1988), indica que el medio debe ser húmedo, hay un límite del que no se debe pasar pues un exceso de humedad favorece la podredumbre de los tejidos por ello a partir de su enraizamiento conviene ventilar progresivamente las estaquillas. Es preciso específicamente tener en cuenta la humedad del aire, el suelo debe estar fresco, pero la humedad relativa del aire se debe aproximar al 100%.

El mismo autor indica que para lograr un buen enraizamiento de las estacas, es esencial que estas mantengan su turgencia y que tengan un potencial de agua elevado. Las aspersiones mantienen sobre las hojas una película de agua lo que produce una alta humedad relativa alrededor de la hoja reduciendo la temperatura del aire y de la hoja.

- **Luz**

La luz, es necesaria para la nutrición carbonada de las plantas con clorofila, hasta un cierto grado de temperatura la luz sana el medio de desarrollo, suministrada en cantidad suficiente en buenas condiciones de humedad ambiental activa la vegetación al favorecer la asimilación clorofílica. Por el contrario, una cantidad intensa de luz perjudica a la vegetación debido a que produce desecación quemaduras o destrucción rápida de las auxinas presentes en la planta (Heede, 1981).

La luz favorece el enraizamiento, pero aumenta mucho la transpiración durante el verano, ésta puede atenuarse ligeramente con telones y los invernaderos (Cuisance, 1988).

Hartmann y Kester (1997) señalan que en el enraizamiento de estacas los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las

raíces. Los efectos de la luz en él, pueden deberse a la intensidad (radiancia) al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de la luz. Esos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento. La baja intensidad de luz o su ausencia favorece al enraizamiento probablemente pueda deberse a la disminución del contenido de almidón en el reforzamiento mecánico de los tejidos y en el aspersion de la pared celular, así también al aumento del número de células parenquimáticas. Los mismos autores, indican también que los inhibidores de enraizamiento puede activar si las estacas reciben luz directa, es por tal motivo que las estacas son colocadas bajo sombreo para su enraizamiento.

- **Ventilación**

La ventilación natural de intercambio de aire entre el interior y exterior del invernadero cambia el balance de energía y la temperatura del aire además que también afecta al contenido de vapor de agua y de anhídrido carbónico (Hartmann y Kester, 1997).

Para Heede (1981), la actividad del sistema radicular se ve favorecida por la temperatura y la humedad del suelo. La aireación del suelo ejerce igualmente una notable influencia en la actividad y crecimiento de las raicillas, gracias a ella se realiza la actividad respiratoria de los tejidos vegetales necesarios para las transformaciones vitales.

2.8. Sustrato

La porción vegetal en la que se desarrolla el sistema radicular, debe estar en condiciones favorables donde la calidad del sustrato debe ser aireado y húmedo, no demasiado compacto, si es excesivamente poroso deja circular fácilmente el aire provocando por lo tanto la desecación del tejido vegetal (Heede, 1981). Hartmann y Kester (1997), indican que el medio de enraizamiento tiene tres funciones:

- Mantener a las estacas en su lugar durante el periodo de enraizamiento.
- Proporcionar humedad a las estacas.
- Permitir penetración del aire a la base de la estaca.

Un medio de enraizamiento ideal proporciona suficiente porosidad para permitir buena aeración, tiene una capacidad de retención de agua pero permanece bien drenado y está libre de organismos patógenos. Las características de un buen medio o substrato son:

- El medio debe ser lo suficientemente firme y denso, su volumen no debe variar mucho ya sea seco o mojando es indispensable que tenga un encogimiento excesivo al secarse.
- Debe retener la suficiente humedad para que no sea necesario regarlo con mucha frecuencia
- Debe ser lo suficientemente poroso de modo que se escurra el exceso de agua y permita una aireación adecuada.
- Debe estar libre de maleza, nematodos y otros organismos patógenos nocivos
- No debe tener un nivel excesivo de salinidad.
- Debe poderse esterilizar con vapor sin que sufra afectos nocivos.

2.8.1. Clases de sustratos

Ocaña (2004), señala que el sustrato generalmente se compone de:

- **Tierra**

Componente básico que de acuerdo a las características puede variar en el contenido nutritivo y las condiciones de drenaje cuando se le agrega otros componentes.

- **Arena**

La arena consiste en pequeños granos de roca de 0.05 a 2.0 mm, formados como resultado de la interceptación de diversas rocas. La arena prácticamente no contiene nutrientes minerales ni capacidad de amortiguamiento químico. Se usa principalmente en combinación con materiales orgánicos, con la finalidad de tener un mejor enraizamiento, favorecer la filtración de agua y evitar el endurecimiento del sustrato.

- **Compost**

El compost está compuesto de materia orgánica en descomposición, la cual puede variar desde desechos básicos de jardín hasta desechos animales. El compost se crea cuando se permite que la materia orgánica se descomponga; el producto final debería tener la apariencia de humus oscuro, es una excelente fuente de nutrientes y materia orgánica que puede ayudar a degradar suelos arcillosos o a mejorar la retención de agua de suelos arenosos.

2.8.2. Desinfección del sustrato

La desinfección del sustrato o de la mezcla para preparar una cama de enraizamiento, es uno de los pasos más importantes en la obtención de una mayor cantidad de plantas y de mejor calidad. La sanidad como factor preponderante, además de los otros factores como son: agua, calor, luz y suelo, empieza con la exhaustiva desinfección del suelo donde se va a colocar las plantas a propagar.

Debido a ciertos componentes de las mezclas de propagación, en particular las hojas del suelo, arena y el musgo turboso pueden contener organismos patógenos dañinos, se les debe pasteurizar, de preferencia con vapor aireado o con sustancias química antes de llevarlos a un área de propagación "limpia". Los recipientes (depósitos, cajas, macetas) para esas mezclas pasteurizadas desde luego que deben haber sido tratadas para eliminar de ellos los organismos patógenos.

Alpi (1991), indica que entre los medios más apropiados de actuación se tiene al vapor de agua y métodos químicos.

2.9. Métodos de aplicación de fitorreguladores

Según Weaver (1990), los métodos más utilizados en la actualidad son la inmersión rápida, el remojo prolongado y el espolvoreado.

Antes de proceder a la plantación deben aplicarse a la base de las estacas hormonas de enraizamiento (polvo o solución), que provocan una aceleración del proceso de enraizado. Es decir, los tratamientos se pueden efectuar mediante inmersiones de las partes basales de los esquejes en la solución o por medio de formulaciones en polvo.

2.9.1. Método de remojo prolongado en solución diluida

El método de remojo prolongado, consiste en disolver la auxina en alcohol de 96° de pureza y luego se diluye en agua para obtener la dosis deseada. Las concentraciones utilizadas varían desde 20 ppm hasta 200 ppm. Se preparan en un recipiente plano y se introduce la parte basal de la estaquilla en la solución preparada en forma vertical con una altura de 1 a 2.5 cm, se remojan durante 12 a 24 horas, justo antes de que se inserte en el medio de enraizamiento.

Durante el periodo de remojo las estacas deben mantenerse a una temperatura de 15 a 20 °C. La cantidad del compuesto químico absorbido por las estacas depende en cierta parte de las condiciones que las circunde en ese periodo como las condiciones ambientales y las especies utilizadas, la cantidad de auxina requerida varía según la especie, lo cual puede conducir a que se presente cierta variación en los resultados.

2.9.3. Método de inmersión en solución concentrada

Este método consiste en preparar una solución concentrada de la sustancia estimuladora, que puede variar de 500 a 10.000 ppm (0.05 a 1.0 %) en alcohol al 50% y se sumerge en ella por un tiempo corto (10 a 20 s.) de 0.5 a 1.0 cm de la porción basal de las estacas. El producto químico, puede absorberse a través del tejido intacto, cicatrices de las hojas heridas o costras en los extremos apical o basal de las estacas. Las estacas se colocan inmediatamente en el medio de enraizamiento.

El método de tratamiento con solución concentrada presenta varias ventajas con respecto a los otros métodos.

- ✓ Elimina la necesidad de disponer de equipo para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraíce.
- ✓ La cantidad de auxinas aplicadas por unidad de superficie en la base de la estaca es constante y depende menos de las condiciones externas.
- ✓ Es muy probable que se obtenga resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influye tanto en la absorción de sustancia por las estacas como en los otros métodos.

2.9.4. El tiempo y la concentración hormonal

Estos parámetros varían en sentido inverso es decir que a débiles concentraciones hormonales corresponden largos tiempos de inversión (varias decenas de horas) y a fuertes concentraciones hormonales corresponden tiempos de inmersión cortos (algunos segundos).

Al respecto, Heede (1981), señala que como promedio la concentración de producto puro por litro de agua y tiempo de inmersión son los siguientes: Para el ácido indolbutírico e indolacético. Estaquillas herbáceas 20 a 50 mg de 12 a 24

horas; estaquillas de madera agotada, 50 a 150 mg de 24 a 48 horas. Para estaquillas sensibles a la podredumbre es mejor una concentración más fuerte (doble o triple) con un tiempo de inmersión más reducido de 2 a 6 horas. El ácido naftalenacético, se debe emplear con solución dos veces menos concentrada. La inmersión rápida también puede ser empleada sumergiendo la base de la estaquilla durante segundos en una solución muy concentrada, 1 a 4 gr de auxina por litro.

Hartmann (1989) y Weaver (1990), afirman que las concentraciones altas de reguladores del crecimiento pueden producir anomalías en la formación de raíces y necrosis de los tejidos. Es probable que las altas concentraciones de auxina atrofién el crecimiento de raíces adventicias. El uso de reguladores del crecimiento en concentraciones excesivas para la especie puede inhibir el desarrollo de las yemas, ocasionar amarillamiento y caída de las hojas, ennegrecimiento del tallo y finalmente la muerte de las estacas. Si la porción basal del tallo muestra un hinchamiento, encallecimiento y una producción abundante de raíces justamente arriba de la base de la estaca indica que se ha utilizado una concentración efectiva. Se considera que concentración justamente inferior al punto tóxico es la más favorable para estimular la formación de raíces.

Por su parte, Roca y Mroginsky (1991), sostienen que en la práctica el uso de auxinas es un arte. No es posible establecer una concentración particular de la auxina que se debe utilizar en un solo caso.

2.10. Extractos vegetales

Un extracto vegetal es una mezcla compleja, con multitud de compuestos químicos, obtenible por procesos físicos, químicos y/o microbiológicos a partir de una fuente natural y utilizable en cualquier campo de la tecnología, también puede definirse como una mezcla compleja de compuestos con actividad farmacológica, compuesta por un principio activo dentro de una matriz, en principio, sin actividad terapéutica (Pardo, 2002).

Según Olivares, Chirinos y Guevara (2013), los extractos vegetales son productos obtenidos por el tratamiento de materiales vegetales con solventes apropiados como agua, alcohol o éter. Ellos actúan de dos formas como reforzantes o nutrientes que fortifican y estimulan su crecimiento, y a la vez repelen, atraen, inhiben o estimulan a insectos y patógenos.

2.10.1. Sábila (*Aloe vera*)

El Aloe vera, es una planta con alrededor de 360 especies diferentes, pertenece a la familia de las liliáceas, con hojas perennes en forma de roseta; su tamaño puede alcanzar desde unos cuantos centímetros hasta los 50 cm (Reynolds y Dweck, 1999).

La sábila se utiliza en la medicina tradicional en la cura de diversos males, como en las enfermedades de la piel, los daños por irradiación, las afecciones de los ojos, los desórdenes intestinales y en las enfermedades antivirales. Se caracteriza por ser una de las mayores regeneradoras de células que ha dado la naturaleza. Lo más utilizado de esta planta son las hojas, de donde se extrae la parte carnosa, mucílagos incoloros e inodoros, conocidos vulgarmente por el nombre de cristal o gel. Esta estructura presenta acción cicatrizante, antiinflamatoria, protectora de la piel, además presenta propiedades bactericidas, laxantes y agentes desintoxicantes (Rodríguez, 2006).

Reynolds (2004) sostiene que el gel está constituido principalmente de agua, mucílagos y otros carbohidratos, ácidos y sales orgánicas, enzimas, saponinas, taninos, heteróxidos antracénicos, esteroides, triacilglicéridos, aminoácidos, ARN, trazas de alcaloides, vitaminas y diversos minerales.

2.10.2. Lenteja (*Lens culinaris*)

La lenteja es una leguminosa que se cultiva principalmente en países en desarrollo. Se utiliza preferentemente para consumo humano, aunque los excedentes y partidas que no cumplen los requisitos para consumo humano se destinan frecuentemente a la alimentación animal.

La lenteja presenta simultáneamente altos contenidos en almidón (40%) y proteína (25%). El perfil de aminoácidos esenciales de la proteína muestra una elevada concentración de lisina (7.1%) pero niveles deficitarios de metionina (0,9) y de azufrados totales (1.8%) (FEDNA, s.f.). Los mismos autores señalan que la lenteja es una buena fuente de microminerales como hierro (90 mg/kg) y zinc (30 mg/kg). En cambio es muy deficitaria en calcio, sodio, cloro y magnesio.

2.10.3. Agua de coco (*Cocos nucifera* L.)

El endospermo líquido de las semillas de la planta de coco está compuesta por una serie de soluciones que contienen vitaminas, azúcares, ácidos orgánicos, iones inorgánicos (boro, calcio, fósforo, potasio, zinc, magnesio, manganeso, cobre) aminoácidos (glicina, ácido glutámico, triptófano) que sirven para la síntesis de auxinas y formación de nuevos tejidos, enzimas (fosfatasa ácida) que cumple la función de movilizar fosfatos en suelos pobres en nutrientes, reguladores de crecimiento (auxinas y citoquininas) y fuentes nitrogenadas (Rodríguez, 2007).

De acuerdo al mismo autor, del agua de coco destacan un alto contenido en potasio y antioxidantes. También contiene citoquininas que promueven la división celular y el crecimiento de las plantas. Otros ingredientes biológicamente activos en el agua de coco incluyen la L-arginina, ácido ascórbico, y magnesio (Mayo Clinic, s.f.). Cuando entra en contacto con el aire, el líquido pierde casi todas sus propiedades organolépticas y nutritivas y comienza a fermentarse.

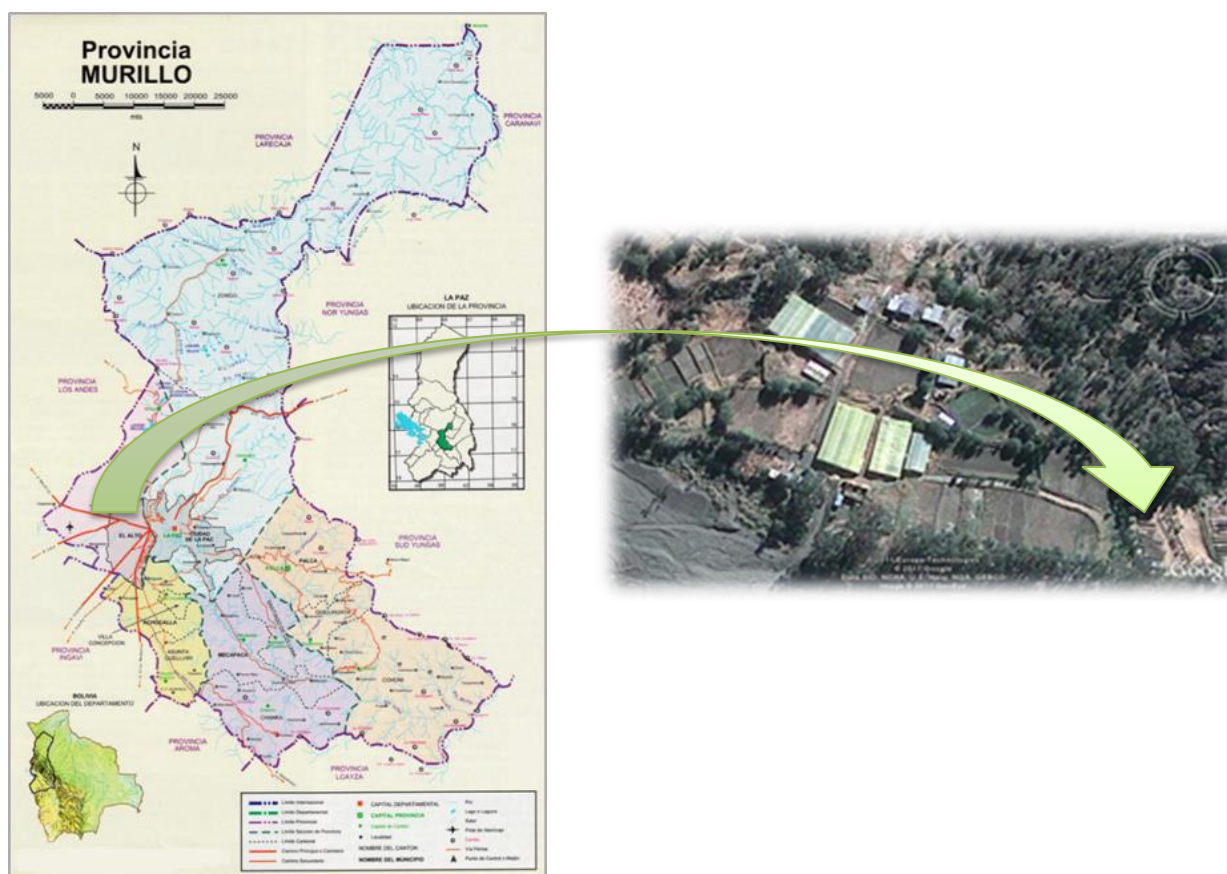
3. LOCALIZACIÓN

3.1 Ubicación Geográfica

El presente estudio se realizó en el Centro Experimental Cota Cota, dependiente de la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés, situada en la Provincia Murillo a 15 kilómetros del centro de la ciudad de La Paz. Geográficamente está situada entre los 16° 32' 04" Latitud Sud y 68° 03' 44" Longitud Oeste, a una altitud de 3445 m.s.n.m. (Huayllani, 2007).

Figura 1.

Ubicación geográfica del área de estudio



3.2 Topografía y Vegetación

Cota Cota tiene una topografía accidentada con pendientes regulares a fuertes, donde se realizan terracedos con fines agrícolas. Se presentan en el lugar las siguientes especies vegetales: Eucalipto (*Eucalyptus globulus*), acacia (*Acacia ssp.*), queñua (*Polylepis ssp.*), retama (*Spartium junceum*), ligustro (*Ligustrum sinensis*), chillka (*Baccharis spp.*), etc. (Guzmán, 2000).

3.3 Características climáticas

SENAMHI (2010), indica que la característica de esta región es templada por considerarse cabecera de valle, a lo largo del año presenta una temperatura máxima de 32°C, una temperatura media 11.5°C y una mínima de hasta -6°C; con una precipitación pluvial media anual de 380 mm; una Humedad relativa de 58% y una velocidad máxima promedio de los vientos de 1.4 m/s.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Materiales

4.1.1 Material vegetativo

Se utilizaron 243 esquejes de Kiswara (*Buddleja incana* Ruiz y Pav.) provenientes del bosquecillo de Pura Pura, Provincia Murillo del Departamento de La Paz.

4.1.2 Material experimental

- Agua de coco (*Cocos nucifera*)
- Solución de lenteja (*Lens culinaris*)
- Extracto de sábila (*Aloe vera*)

4.1.3 Sustratos

- Tierra del lugar, arena y compost.

4.1.4 Material y herramientas de campo

- Tijeras de podar, guantes de podar, navajas de injertar, conservador de frío (Tecnopor), agrofilm, bolsas de plástico para vivero, regadera, baldes de plástico, papel periódico, tijeras, tablero de notas, marbetes, repicadores, cinta métrica, malla semisombra (80 %) y rastrillos, etc.

4.1.5 Material y equipo de gabinete

- Equipo de Computación
- Impresora
- Planillas de registros
- Material bibliográfico

4.2 Metodología

El presente trabajo de investigación se realizó en dos fases:

4.2.1 Fase pre experimental

Se denominó fase pre experimental a la realización de dos intentos fallidos previos a la presente investigación. Fallidos porque en ambas experiencias no se pudieron obtener datos para su procesamiento. En el primer caso, los esquejes de kiswara fueron recolectados en las instalaciones del Instituto Tecnológico Caquiaviri, al cual se pudo acceder gracias a la intervención del Ing. Hugo Bosque. La recolección del material vegetal en el lugar, se hizo en horas de la mañana (9:00 a 11:00 am) con un sol bastante fuerte, se extrajeron 300 esquejes, los cuales se transportaron hasta el Centro Experimental de Cota Cota envueltos en periódico húmedo y en un conservador de frío (tecnopor). Una vez en el lugar de trabajo, se procedió a tratar los esquejes con los enraizadores naturales, y pasado el tiempo previsto para cada tratamiento se realizó la plantación en sustrato extendido en las platabandas acondicionadas para ello, sin embargo se pudo observar que no hubo prendimiento alguno de los esquejes, pues se secaron y murieron pese a los cuidados otorgados.

En el segundo intento, el material vegetal se lo recolectó del bosquecillo de Pura Pura de 7:00 a 9:00 am, éste material también fue llevado al Centro Experimental Cota Cota con las medidas correspondientes y fue tratado con los enraizadores naturales antes de su plantación. A diferencia del primer intento, la plantación de los esquejes tratados se realizó en bolsas de plástico que contenían el sustrato.

4.2.2. Fase experimental

- **Preparación del área experimental**

En ésta fase se realizó la limpieza y acondicionamiento del área experimental. En primer lugar, se retiraron desechos, piedras y malezas que pudieran perjudicar el establecimiento de las platabandas, seguidamente se realizó una excavación de 40 cm de profundidad en el espacio delimitado y se armó un microtúnel con una elevación de 70 cm de altura, cubierto con agrofilm para tener un ambiente adecuado para la propagación. A continuación, se acondicionaron los espacios destinados a la ventilación (abertura y cierre), y se cerraron espacios abiertos para evitar el ingreso de personas ajenas al lugar. Finalmente, se implementó una infraestructura adecuada para la semisombra a dos metros de la superficie del suelo.

- **Preparación del sustrato**

Ya listas las platabandas, se procedió con la preparación del sustrato que fue el mismo para todos los tratamientos y consistió en la mezcla de tierra vegetal o compost en un 50%, arena en un 33,3% y tierra del lugar en un 16,6 %, lo que corresponde a una proporción 3 – 2 – 1. El pH obtenido del sustrato fue de 7,83 y fue distribuido en las platabandas a razón de 25 cm de altura.

Antes de la incorporación del sustrato a las platabandas, se puso una capa de 5 cm de arena corriente más cascajo para el drenaje, pues así lo recomienda (Mendoza, 2010).

Preparado y distribuido el sustrato se procedió a la desinfección de éste, para evitar la contaminación de los esquejes por posibles enfermedades, para éste fin se utilizó formol al 40% disuelto en 15 litros de agua y asperjado a los 3m² de sustrato, protegiéndolo después con un plástico para evitar la evaporación de los

gases. A las 48 horas se quitó el plástico que cubría el sustrato y se comprobó la desaparición del olor a formol.

– **Selección y recolección de esquejes**

Para la obtención de esquejes, se seleccionaron árboles de kiswara sanos y vigorosos de aproximadamente 2,5 metros de altura, se tomaron en cuenta plantas con bastantes ramas, flores y de buen porte. Los esquejes recolectados tenían un diámetro de 0,5 a 1 cm, 15 cm de longitud y contaban con aproximadamente tres o más yemas foliares.

La extracción de esquejes se realizó con tijeras de podar y navajas de injertar debidamente desinfectadas, el corte fue en bisel y se lo hizo en el punto de unión entre la rama y el tronco, evitando siempre posibles rasgaduras. Una vez recolectadas las ramas seleccionadas, se dividieron en varios esquejes de acuerdo a su tamaño, posteriormente, éstos fueron envueltos en periódico humedecido con agua y fueron colocados al interior de un conservador (tecnopor) para evitar su deshidratación durante el traslado al Centro Experimental Cota Cota.

• **Preparación de los enraizadores**

Para realizar la presente investigación, se prepararon tres tipos de enraizadores con productos naturales, uno con agua de coco, otro con lenteja y el último con extracto de sábila.

- **Enraizador con agua de coco.** En la preparación de éste enraizador se utilizó seis unidades de coco, los cuales fueron cortados en un extremo para hacer un orificio por el cual se extrajo el contenido. De cada uno de los cocos se obtuvo entre 150 a 200 ml de agua, por lo que se utilizaron 6 cocos para juntar 1 litro del

líquido. Posteriormente, el litro de agua de coco se mezcló con dos litros de agua, obteniendo así el enraizador.

- **Enraizador con lenteja.** Para realizar éste enraizador se utilizó 454 g (1 lb) de lenteja, la cual inicialmente se dejó en remojo en agua fría durante dos días y una noche, pasado ese tiempo y durante la mañana se extrajo el líquido de remojo dejando la lenteja sin agua durante las 12 horas siguientes. Ya en la noche, se volvió a añadir el agua de remojo extraída en la mañana, y se lo dejó así hasta que la lenteja comenzó a germinar en el mismo recipiente, en esa fase de germinación la lenteja fue licuada con la misma agua de remojo, separando después la parte sólida de la parte líquida (enraizador) con un colador.

- **Enraizador con sábila.** La sábila para preparar el enraizador fue traída desde la localidad de Taipiplaya-Caranavi. La extracción del cristal comenzó con el lavado de las pencas con agua fría, luego se cortaron los extremos exteriores de la hoja y se puso en remojo durante una hora para retirar el yodo existente, después se abrió la hoja con un cuchillo haciendo un corte longitudinal, y se procedió a extraer la parte viscosa e incolora del interior de la hoja con la ayuda de una cuchara. Posteriormente, el extracto de cinco hojas de sábila se licuaron con medio litro de agua, obteniendo así el enraizador listo para su uso.

- **Tratamiento de los esquejes con los enraizadores**

Una vez listos los enraizadores se colocaron en diferentes baldes, un enraizador por cada balde. Posteriormente, se introdujeron los esquejes dentro de los baldes en posición vertical, cuidando de mantener el nivel del enraizador a 5 cm de altura, y dejándolos en esa posición durante 12, 24 y 36 horas de acuerdo a los tratamientos.

- **Trasplante de los esquejes**

Con el fin de permitir un buen trasplante de los esquejes y así lograr que los enraizadores naturales sigan en contacto con éstos, previo al trasplante se hicieron hoyos en el sustrato con la ayuda de un repicador. Los hoyos estaban a una profundidad de 5 cm aproximadamente y a una distancia de 7 cm entre ellos para favorecer la humedad (Gallego, 2001). Los primeros esquejes se transplantaron a las platabandas a las 12 horas de haber estado sumergidas en su respectivo enraizador, el segundo grupo de esquejes fue transplantado 24 horas después de permanecer en su enraizador y el tercer grupo fue transplantado cumplidas las 36 horas en su enraizador.

Para depositar el esqueje al lugar definitivo, se sujetó éste de la parte superior, se introdujo al hoyo y se presionó fuerte el sustrato para evitar que queden espacios vacíos los cuales perjudicarían al enraizamiento.

- **Labores culturales**

Las labores culturales realizadas durante el experimento fueron las siguientes:

- **Riego.** El riego para los esquejes se realizó cada dos días durante las primeras dos semanas y después cada 3 días, ésta actividad se hizo de forma manual y con la ayuda de una regadera.
- **Desmalezado.** Ésta práctica se la realizó a partir del segundo mes de haber realizado el trasplante, pues no se presentaron malezas anteriormente.

4.3 Diseño experimental

El estudio fue realizado bajo el diseño bloques al azar con arreglo bi-factorial, con tres repeticiones, y una prueba de medias de Duncan a un nivel de significancia del 5% (Ochoa, 2007).

Los datos de los 9 tratamientos con sus respectivas repeticiones, se tabularon y analizaron con el programa estadístico Info Stat (versión 2008).

4.3.1 Modelo Lineal Aditivo

El modelo lineal utilizado para el diseño bloques al azar con arreglo bi-factorial es el siguiente:

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

Donde:

Y_{ijk} = Una observación cualquiera

μ = Media general

β_k = Efecto del k – ésimo bloque

α_i = Efecto del i – ésimo nivel del factor A

γ_j = Efecto del j – ésimo nivel del factor B

$(\alpha\gamma)_{ij}$ = Efecto fijo de la interacción entre el i – ésimo nivel de A con el j – ésimo nivel de B.

ϵ_{ijk} = Error experimental

4.3.1.1 Factores de Estudio

El factor A estuvo constituido por el tiempo de inmersión de los esquejes en los enraizadores naturales (12, 24 y 36 horas). El factor B, lo constituyeron los enraizadores naturales: Agua de coco, radícula de lenteja y extracto de sábila.

a) Factor A (tiempo de inmersión de los esquejes):

$A_1 = 12$ horas

$A_2 = 24$ horas

$A_3 = 36$ horas

b) Factor B (Enraizadores):

B₁ = Agua de coco

B₂ = Radícula de lenteja

B₃ = Extracto de sábila

c) Formulación de los tratamientos

La Tabla 1 muestra la formulación de los tratamientos y su respectiva interacción.

Tabla 1
Descripción de los tratamientos en estudio

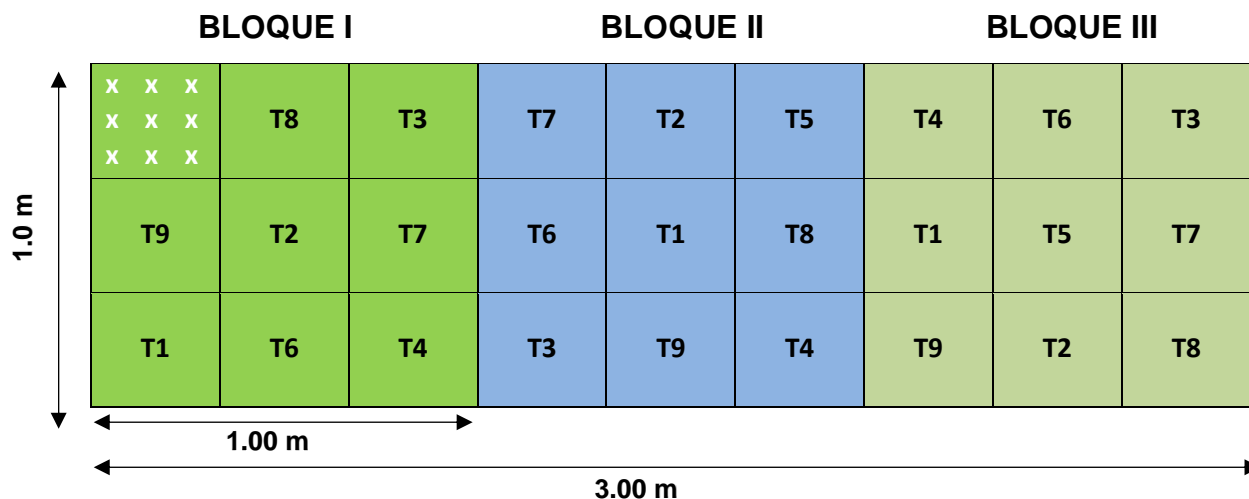
Combinación de factores	Descripción	Tratamientos
A ₁ * B ₁	12 h de inmersión en agua de coco	T ₁
A ₁ * B ₂	12 h de inmersión en radícula de lenteja	T ₂
A ₁ * B ₃	12 h de inmersión en extracto de sábila	T ₃
A ₂ * B ₁	24 h de inmersión en agua de coco	T ₄
A ₂ * B ₂	24 h de inmersión en radícula de lenteja	T ₅
A ₂ * B ₃	24 h de inmersión en extracto de sábila	T ₆
A ₃ * B ₁	36 h de inmersión en agua de coco	T ₇
A ₃ * B ₂	36 h de inmersión en radícula de lenteja	T ₈
A ₃ * B ₃	36 h de inmersión en extracto de sábila	T ₉

4.3.2 Croquis del área experimental

El área experimental fue delimitado y dividido de la siguiente manera (Figura 2):

Figura 2.

Croquis del área experimental



Las características del área experimental se presentan a continuación:

- Número de tratamientos 9
- Número de repeticiones 3
- Número de unidades experimentales: 27
- Número de esquejes por unidad experimental: 9
- Total de esquejes: 243
- Forma de ordenamiento de plantas en platabanda: cuadrada
- Área de cada unidad experimental: 0.33 m²
- Área total: 3.00 m²

4.4 Variables de respuesta

Durante la fase experimental, se tomaron tres esquejes al azar como muestra de cada unidad experimental, para realizar las observaciones, mediciones y evaluaciones siguientes:

- **Porcentaje de prendimiento**

Se evaluó contando el número de esquejes enraizados, en base al total de esquejes utilizados por tratamiento. Éste conteo se realizó 120 días después del trasplante y para el cálculo se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% P = \frac{NPV}{NPT} \times 100$$

Donde: %P = Porcentaje de prendimiento

NPV = Número de plantas vivas

NPT = Número de plantas totales

- **Número de raíces**

Para evaluar ésta variable, se extrajeron del sustrato tres esquejes por cada tratamiento, dicha extracción se la hizo con mucho cuidado y tratando de no dañar o quebrar las raíces que pudieran haberse formado. Una vez afuera, se introdujo el esqueje en un recipiente con agua para descubrir y contar las raicillas existentes, ésta actividad se realizó a los 120 días.

- **Longitud de la raíz (cm)**

La longitud de la raíz se obtuvo de los mismos esquejes que se extrajeron para contar el número de raíces. Se procedió midiendo la raíz desde la base del esqueje hasta el ápice radicular con una regla 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. Esta actividad también se realizó a los 120 días.

- **Número de brotes**

Para la evaluación y registro de brotes presentes en la planta, se contaron brotes mayores a 2 cm de longitud, que hayan nacido sobre la superficie del tallo principal, ésta actividad se efectuó a los 120 días después del trasplante, tomando tres plantas para su evaluación y análisis de resultados.

- **Diámetro del esqueje (cm)**

El diámetro de los esquejes se registró 120 días después de iniciado el experimento. Ésta medida se tomó de la parte media del tallo principal con la ayuda de un vernier graduado.

- **Altura de esqueje (cm)**

La altura del esqueje se evaluó a los 120 días después de la plantación, la medida fue tomada desde la superficie del sustrato hasta al ápice del tallo con una regla graduada en centímetros.

5. RESULTADOS Y DISCUSIONES

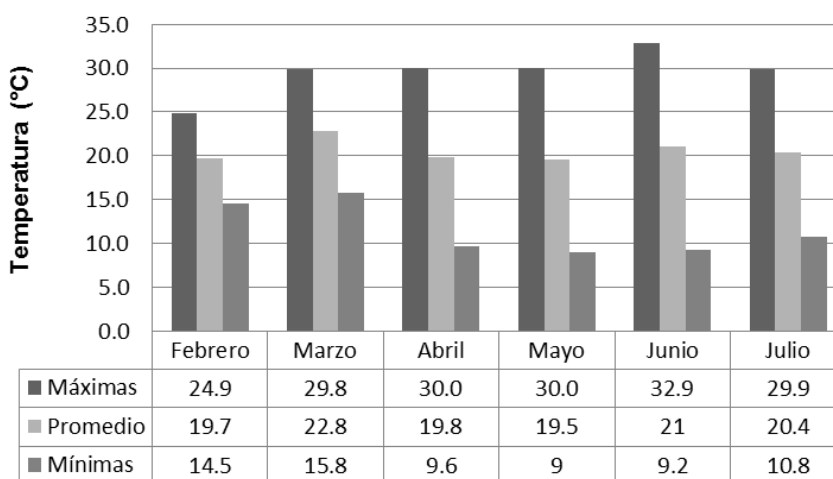
5.1 Condiciones ambientales al interior del microtúnel

El ambiente dentro del microtúnel ejerce una poderosa influencia crítica en el enraizamiento por eso es importante mantener niveles óptimos de humedad temperatura e irradiación (Mesén, 1998).

En las figuras 3 y 4, se observa la variación de los valores en la temperatura media interna (19.5 – 22.8 °C) y humedad relativa (56.1 – 69.7 %) al interior del micro túnel. Las curvas que se observan en ambas figuras, demuestran que la humedad relativa y la temperatura no fueron constantes, ni homogéneas y van en direcciones opuestas en muchos casos, a medida que aumenta la temperatura, disminuye la humedad relativa y a medida que disminuye la temperatura aumenta la humedad relativa.

Figura 3.

Variación de la temperatura media al interior del micro túnel

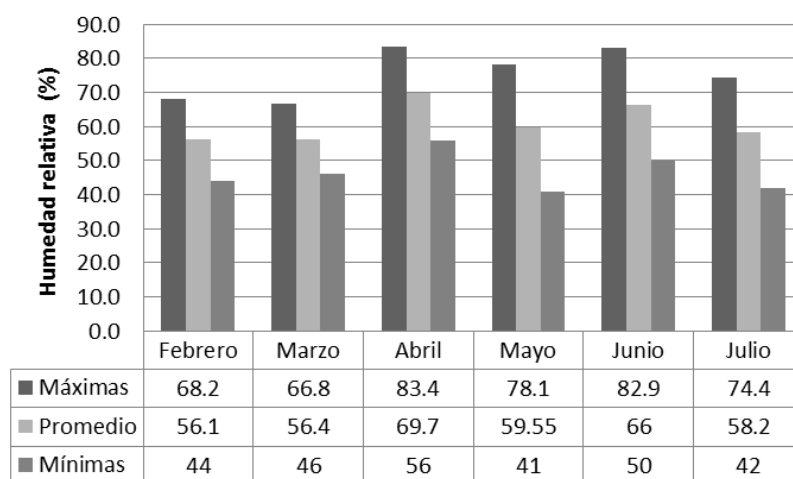


En éste sentido, y de acuerdo a la figura 3, el rango promedio de oscilación de las temperaturas registradas a lo largo del desarrollo del experimento (19.5 – 22.8 °C), están por debajo de lo recomendado por Hartmann y Kester (1997), quienes

indican que las temperaturas entre 21°C y 27°C son satisfactorias para lograr el enraizamiento en la mayoría de las especies. Sin embargo, CATIE (s.f.) indica que las temperaturas mínimas benefician el enraizamiento, pues 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.

Figura 4.

Variación de la humedad relativa al interior del micro túnel



Respecto a la humedad en el microtúnel (56.1 – 69.7%), también estaría por debajo de lo recomendado por Cuisance (1988), quien sostiene que, para lograr un buen enraizamiento de las estacas, es esencial que estas mantengan su turgencia y que tengan un potencial de agua elevado, siendo preciso que la humedad relativa del aire se aproxime al 100%.

Por su parte Henríquez (2004), menciona que la humedad debe mantenerse alta; entre 60 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas.

5.2 Porcentaje de prendimiento a los 120 días

Los resultados del análisis de varianza para el porcentaje de prendimiento a los 120 días (Tabla 2) muestran un coeficiente de variación de 2.61%, lo que indica que los datos son confiables ya que están dentro de lo permitido para éste tipo de investigaciones. Asimismo, se evidencia que no existen diferencias significativas entre bloques, lo cual denota la homogeneidad en el manejo de las unidades experimentales hasta ese momento. Sin embargo, se observan diferencias altamente significativas entre los tiempos de inmersión y entre los enraizadores, determinando que ambos factores, a su vez, influyen directamente en el prendimiento de los esquejes de kiswara.

Tabla 2.

Análisis de varianza para el porcentaje de prendimiento

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	Prob
Bloques	2	1.41	0.70	0.85	0.4462 NS
Tiempo de inmersión	2	684.52	342.26	413.01	<0.0001**
Enraizadores	2	4981.41	2490.70	3005.54	<0.0001**
Tiempo*Enraizador	4	14.81	3.70	4.47	0.0529 NS
Error	16	13.26	0.83		
Total	26	5695.41			

CV = 2.61 % NS = No significativo (*) = Significativo (**)= Altamente significativo

La prueba de Duncan presentada en el Tabla 3, para la variable porcentaje de prendimiento a los 60 días, define tres grupos estadísticos significativamente diferentes en cuanto a los tiempos de inmersión de los esquejes en los enraizadores, donde los esquejes que fueron sumergidos por 24 h en el enraizador lograron un mayor porcentaje de prendimiento con 41%, seguidos del grupo de esquejes cuyo tiempo de inmersión fue de 36 h, los cuales alcanzaron 34.89% y por último los esquejes que fueron sumergidos por 12 h en el enraizador con 28.67%.

Con relación a los enraizadores utilizados, la misma Tabla (3) muestra que los esquejes tratados con extracto de sábila fueron los que obtuvieron los mejores porcentajes de prendimiento con 53.11%, los esquejes tratados con radícula de lenteja alcanzaron 30.89% y los esquejes tratados con agua de coco sólo enraizaron en un promedio de 20.56%.

Tabla 3.

Prueba Duncan para el porcentaje de enraizamiento

Tiempo de inmersión	Media (%)	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Enraizadores	Media (%)	Duncan ($\alpha = 0.05$)
24 h	41.00	A	Extracto de sábila	53.11	A
36 h	34.89	B	Radícula de lenteja	30.89	B
12 h	28.67	C	Agua de coco	20.56	C

Estos bajos porcentajes de prendimiento, independientemente de los tiempos de inmersión de los esquejes y de los enraizadores utilizados en el estudio podrían deberse a las condiciones ambientales logradas en el microtúnel, que en cuanto a temperatura (19.5 – 22.8 °C) y humedad (56.1 – 69.7%), se encontraban por debajo de lo recomendado por diferentes autores.

Asimismo, la composición del sustrato utilizado (50% compost + 33.3% arena + tierra del lugar en un 16,6 %), podría no ser adecuado para la propagación de los esquejes de kiswara, pues Villca (2006) con una mezcla de tierra del lugar 40%, turba 30% y arena en un 30%, logró obtener un mayor número de esquejes prendidos en la época de otoño (92.44%) y en la época de verano (83.88%), en su estudio Efecto de Fitohormonas en esquejes de K'iswara en épocas de recolección, Provincia Omasuyos del departamento de La Paz.

Por otro lado, y pese a que se siguieron las recomendaciones en cuanto a la recolección y tratamiento de los esquejes (se seleccionaron árboles de kiswara sanos y vigorosos, con bastantes ramas, flores y de buen porte, de donde se

tomaron los esquejes con un diámetros de 0,5 a 1 cm, de 15 cm de longitud y con aproximadamente tres yemas foliares) para la propagación, éstos también pudieron influir en el porcentaje de prendimiento ya que no se conocía con exactitud la edad de las plantas madres seleccionadas.

La edad biológica del fragmento influye directamente en el enraizamiento, según las especies. Para Hartmann y Kester (1997), 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, posiblemente el motivo sea que cuando más edad tenga la planta, los inhibidores de la formación de raíces se incrementen.

Finalmente, se asume que las diferencias en el porcentaje de prendimiento presentados se deben a la cantidad de enraizador absorbido por los esquejes (> cantidad por más tiempo de inmersión) y a la calidad del enraizador (determinado por la concentración auxinas, citoquininas y/o giberelinas) al momento del transplante. Así, probablemente los esquejes que absorbieron mayores cantidades del enraizador con mayores concentraciones de hormonas, auxinas principalmente, indujeron la iniciación y elongación de raíces para su anclaje en el sustrato, mientras que los esquejes que absorbieron menores cantidades de enraizador con menores concentraciones de hormonas no lograron enraizar a falta de las mismas.

Dicha observaciones concuerdan con Ipizia (2001), quien sostiene que existen varios factores que influyen en el éxito y velocidad del enraizamiento: la adecuación de la temperatura, el buen estado del material vegetal, minimizar el estrés hídrico, controlar la actividad fotosintética, la idoneidad del sustrato (humedad, temperatura y sanidad), las propias características de cada especie o la aplicación de reguladores del crecimiento tipo auxina.

Al respecto, Picolomini (1999), señala que la eficacia del tratamiento auxínico para el porcentaje de prendimiento de la estaca depende de la concentración, por lo tanto a débiles concentraciones de auxina los resultados son menores que los obtenidos con las dosis más altas hasta un límite. Weaver (1990), por su parte indica que, el objetivo de tratar las estacas con reguladores es incrementar el prendimiento de estacas que crecen vigorosamente en el vivero.

Por otra parte, respecto a los resultados de prendimiento obtenidos en éste estudio, están por debajo de los reportados por Catunta (2015), quien consiguió un promedio de 77% de prendimiento con esquejes tomados de la sección basal de rama y 73% de prendimiento con esquejes tomados de la zona media de copa, en su investigación denominada Propagación vegetativa de Quilli (*Buddeja coriácea*) por medio de estacas de tres zonas de la copa del árbol, en la Comunidad Aymara Llallawa. Igualmente, en su investigación Efecto de Fitohormonas en esquejes de K'iswara en épocas de recolección, Provincia Omasuyos del departamento de La Paz, Villca (2006) reportó mayor porcentaje de prendimiento en los esquejes de K'iswara tratados con la fitohormona rapid root (97.66%), estadísticamente superior a las fitohormonas rootone y fertifox con 91.16% y 75.66% respectivamente.

5.3. Número de raíces por esqueje

El análisis de varianza (Tabla 4) para el número de raíces por esqueje, muestra un coeficiente de variación de 2.85, el cual está dentro del rango de confiabilidad para experimentos agrícolas y forestales. Asimismo, se observa que no existen diferencias significativas entre bloques, lo que permite aseverar que el manejo de todos los esquejes hasta ese momento fue uniforme.

Por otra parte, el mismo análisis muestra que hay diferencias altamente significativas entre los tiempos de inmersión de los esquejes en los enraizadores, diferencias altamente significativas entre los enraizadores utilizados y diferencias altamente significativas en la interacción tiempo de inmersión por enraizador.

Tabla 4.*Análisis de Varianza para número de raíces por esqueje*

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	Prob
Bloques	2	0.52	0.26	1.47	0.2586 NS
Tiempo de inmersión	2	290.74	145.37	826.32	<0.0001**
Enraizadores	2	690.74	345.37	1963.16	<0.0001**
Tiempo*Enraizador	4	110.37	27.59	156.84	<0.0001**
Error	16	2.81	0.18		
Total	26	1095.19			

CV = 2.85 % NS = No significativo (*) = Significativo (**)= Altamente significativo

La prueba Duncan al 5% de probabilidad estadística para número de raíces por esqueje (Tabla 5), corrobora las diferencias significativas en el tiempo de inmersión y el tipo de enraizador utilizado, siendo los esquejes que permanecieron sumergidos en el enraizador por 24 h los que tuvieron un promedio mayor con 17 raíces por esqueje a los 120 días, seguido de los esquejes que fueron sumergidos por 36 y 12 h con 15 y 10 raíces por esqueje respectivamente.

En cuanto a los enraizadores, la misma prueba refleja que el extracto de sábila permitió el crecimiento de 22 raíces por esqueje a los 120 días, seguido del extracto de radícula de lenteja y el agua de coco que consiguieron 12 y 10 raíces por esqueje cada uno de ellos.

Tabla 5.*Prueba de Duncan para número de raíces por esqueje a los 120 días*

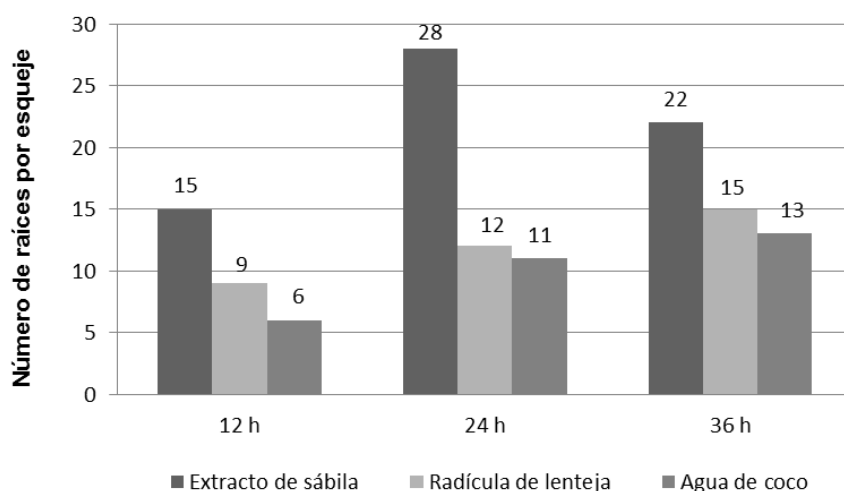
Tiempo de inmersión	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Enraizadores	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)
24 h	17.33	A	Extracto de sábila	21.78	A
36 h	14.78	B	Radícula de lenteja	12.33	B
12 h	10.11	C	Agua de coco	10.11	C

Asimismo, la prueba Duncan para la interacción tiempo de inmersión por enraizador presentado en la Figura 5, muestra que los esquejes sumergidos en extracto de sábila por 24 h lograron desarrollar un promedio de 28 raíces por esqueje, número superior a los esquejes sumergidos por 36 y 12 h en el mismo enraizador, que alcanzaron un promedio de 22 y 15 raíces respectivamente.

En la misma Figura (5), se observa que los esquejes sumergidos en extracto de radícula de lenteja por 36 h, lograron desarrollar un mayor número de raíces (15), respecto de los esquejes sumergidos por 24 y 12 h en el mismo enraizador, los cuales obtuvieron un promedio de 12 y 9 raíces cada uno. Los esquejes sumergidos en agua de coco antes de su implantación, fueron los que formaron menores cantidades de raíces respecto de los otros enraizadores (extracto de sábila y radícula de lenteja), siendo su mayor promedio (13) conseguido con 36 h de inmersión y su menor promedio (6), alcanzado con 12 h de inmersión.

Figura 5.

Análisis de interacción tiempo de inmersión por enraizador para el número de raíces por esqueje



Las diferencias en cuanto al número de raíces por esqueje, sin duda fueron influenciadas por el promedio de temperaturas logradas en el microtúnel, pues haciendo un paneo general, se observa un promedio mínimo de 9 y un máximo de 32.9 °C a lo largo de la investigación (Figura 3), siendo que temperaturas excesivamente elevadas tienden a aumentar la transpiración y el consumo de las reservas de la planta y las temperaturas bajas impiden una actividad celular en el esqueje, retardando así el crecimiento de las raíces porque no hay movimiento de las reservas en el esqueje (Hartmann y Kester, 1997).

Por otro lado, la mezcla del sustrato, especialmente el contenido de arena y tierra (50% compost + 33.3% arena + tierra del lugar en un 16,6 %) no fue el indicado para hacer que las estacas puedan formar un mayor número de raíces, probablemente la arena no fue suficiente para evitar la compactación del sustrato, ni para otorgar la porosidad y aireación necesarios en éste, pues de acuerdo a sus experimentos Hitchcock (1941), indica que una mezcla a partes iguales de turba y arena resulta favorable para el enraizamiento de una variedad de estacas de árboles y arbustos.

Las diferencias en cuanto al número de raíces por esqueje, también pudieron ser causadas por la edad de la planta madre y la fase de desarrollo en la que ésta se encontraba al momento de tomar los esquejes, pudiendo ser que estacas más jóvenes contenían mayor cantidad de hormonas y reservas para recuperarse del shock que sufrieron al cortarles el suministro de agua y nutrientes provenientes de las raíces, en comparación a las estacas de mayor edad. Ryugo (1993), afirma que las yemas y hojas más jóvenes producen más auxinas transportadas por vía vascular, esenciales para el enraizamiento, comparado con otros órganos o tejidos adultos de la planta.

Bajo éste contexto, también se supone que el extracto de sábila como enraizador aplicado a los esquejes por un tiempo de 24 h antes de su implantación en el sustrato, contenía una combinación adecuada de compuestos, especialmente

auxinas, en comparación con la radícula de lenteja y el agua de coco, lo cual probablemente favoreció a la división celular en la base de los esquejes, la formación del callo y al nacimiento posterior de las raíces, siendo que las auxinas son especializadas en diferentes procesos a nivel vegetal y son responsables directas de la producción de raíces.

Además, Salisbury (1991), indica que las auxinas promueven el desarrollo de las raíces adventicias en el esqueje de tallo, ya que muchas especies leñosas poseen primordios de raíces adventicias en sus tallos; los cuales permanecen latentes por algún tiempo a menos que se les estimule con auxinas exógenas.

Por el contrario, se considera que el agua de coco no es adecuado como enraizador para los esquejes de kiswara, probablemente porque su concentración en cuanto a las diferentes hormonas que coadyuvan en el enraizamiento de las plantas es pobre y/o porque tal vez en el proceso de remojo (independientemente del tiempo de inmersión) y repique, éste enraizador perdió algunas de sus propiedades nutritivas que impidieron la formación de las raíces en el esqueje, lo cual se respalda con la afirmación de Rodríguez (2007), quien indica que cuando el líquido contenido en el coco entra en contacto con el aire, éste pierde casi todas sus propiedades organolépticas y nutritivas y comienza a fermentarse.

Sobre el tema, Hartmann (1992) afirma que actualmente se reconocen varias clases de reguladores del crecimiento (auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscisico y etileno), que influyen en la estimulación e iniciación del desarrollo de las raíces. De ellos, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de las raíces en la propagación de los esquejes. Lira, R. (1994), sostiene que las auxinas son muy efectivas para iniciar la formación de raíces en varias especies vegetales, estimulan la división celular y fomentan el desarrollo de callos, de los que se desprenden crecimientos similares a raíces.

Tomados juntos estos resultados concuerdan con Hartmann y Kester (1989), quienes señalan que la auxina, natural o aplicada artificialmente, es un requerimiento para la iniciación de raíces adventicias en tallos y hasta se ha demostrado que la división de las primeras células iniciales depende de la presencia de auxina ya sea aplicada o endógena.

También coinciden con Heede (1981), que indica que las auxinas favorecen la diferenciación de los tejidos vegetales en brotes y raíces según el grado de concentración, las dosis pequeñas favorecen la emisión de brotes, dosis mayores provocan la formación de raíces y en dosis más elevadas el efecto es la inhibición de la actividad favorecida en un principio.

Por otra parte, comparando el número más alto de raíces formadas por esqueje (28 raíces con 24 h de inmersión en extracto de sábila) a los 120 días en éste estudio, con la investigación denominada “Propagación vegetativa de quilli (*Buddeja coriácea Remy*) por medio de estacas de tres zonas de la copa del árbol, en la comunidad Aymara Llallawa, Perú”, realizada por Catunta (2015), éste autor reportó un número promedio de 47 raíces para estacas tomadas de la sección basal de rama y un total de 46 raíces para los esquejes de kiswara tomados de la zona inferior de la copa, datos superiores a los encontrados en ésta investigación.

5.4 Longitud de la raíz

El análisis de varianza para la longitud de la raíz a los 120 días presentado en la tabla 6, muestra diferencias altamente significativas entre los tiempos de inmersión de los esquejes, entre los enraizadores utilizados y en la interacción tiempo de inmersión por enraizador, sin embargo no evidencia diferencias significativas entre bloques, lo cual indica que las condiciones en el microtúnel (temperatura, humedad, nutrientes disponibles en el suelo, etc.) y las condiciones de manejo fueron iguales para todos los tratamientos, siendo el coeficiente de variación para ésta variable de 3.04%, valor que está dentro del rango de confiabilidad.

Tabla 6*Análisis de varianza para la longitud de la raíz*

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	Prob
Bloques	2	0.23	0.11	2.33	0.1289 NS
Tiempo de inmersión	2	16.58	8.29	170.24	<0.0001**
Enraizadores	2	79.47	39.73	815.85	<0.0001**
Tiempo*Enraizador	4	2.60	0.65	13.37	0.0001**
Error	16	0.78	0.05		
Total	26	99.66			

CV = 3.04 % NS = No significativo (*) = Significativo (**)= Altamente significativo

La prueba de comparación Duncan ($p \leq 0.05$) presentada en la Tabla 7, para la longitud de la raíz a los 120 días, muestra diferencias significativas entre los tiempos de inmersión de los esquejes en los enraizadores, siendo un tiempo de 24 h el que permitió un mayor crecimiento de las raíces con 8,36 cm, mientras que los esquejes sumergidos por 36 y 12 h independientemente del enraizador, lograron longitudes de raíz similares (6.98 y 6.56 cm) y menores.

Respecto a los enraizadores naturales utilizados, la prueba Duncan muestra que los esquejes tratados con extracto de sábila consiguieron un promedio en longitud de raíz de 9.32 cm en 120 días, le siguieron los esquejes tratados con radícula de lenteja con 7.34 cm y los esquejes tratados con agua de coco con un promedio en longitud de raíz de 5.12 cm.

Tabla 7*Prueba Duncan para la longitud de la raíz*

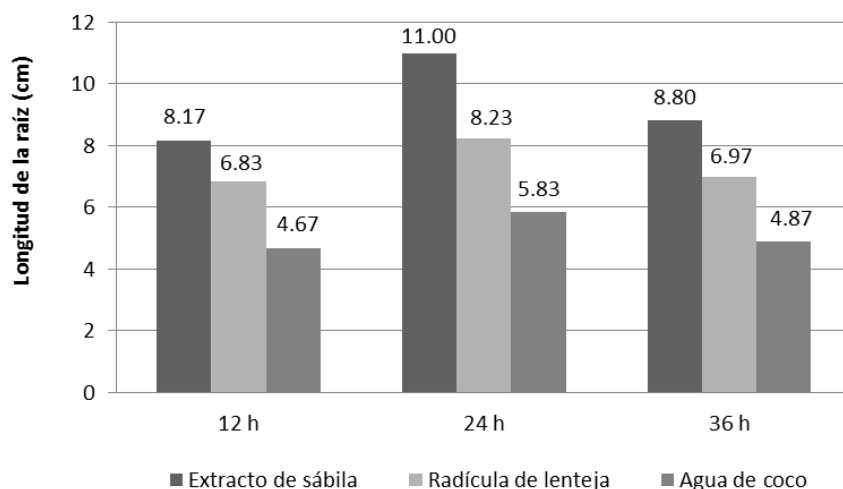
Tiempo de inmersión	Media (cm)	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Enraizadores	Media (cm)	Duncan ($\alpha = 0.05$)
24 h	8.36	A	Extracto de sábila	9.32	A
36 h	6.98	B	Radícula de lenteja	7.34	B
12 h	6.56	C	Agua de coco	5.12	C

Referente a la interacción tiempo de inmersión por enraizador, la prueba Duncan refleja en la Figura 6, que las mayores longitudes de raíz a los 120 días se lograron con el extracto de sábila en sus diferentes tiempos de inmersión, destacándose los esquejes sumergidos por 24 h en dicho enraizador con una longitud de raíz de 11 cm.

El grupo de esquejes tratado con radícula de lenteja, alcanzó su promedio mayor (8.23 cm) en longitud de raíz con los esquejes que fueron sumergidos por 24 h en dicho enraizador, siendo similares las longitudes obtenidas (6.83 y 6.97 cm) con inmersiones de 12 y 24 h. El tratamiento de los esquejes con agua de coco en los diferentes tiempos de inmersión, presentó las menores longitudes de raíz, llegando a un máximo de 5.83 cm de largo con los esquejes remojados por 24 h en ese líquido.

Figura 6.

Análisis de interacción tiempo de inmersión por enraizador para la longitud de la raíz



Conociendo que los principales factores que inciden en el desarrollo del sistema radicular, son las características físicas y químicas de los sustratos, temperatura, humedad, cantidad y calidad de luz solar, etc., y como se explicó anteriormente pudieron no ser los óptimos en éste experimento, se asume que las diferencias entre los promedios presentados para la longitud de la raíz (Tabla 7), se deben al tipo de enraizador natural utilizado, y al tiempo de inmersión de los esquejes en dichos enraizadores, pues los factores influyentes mencionados anteriormente fueron similares para todos los tratamientos.

Por otra parte, las diferencias en el crecimiento longitudinal pueden deberse al origen de las estacas, pues cada estaca provenía de diferente planta madre, por lo que también la concentración de hormonas en cada una de ellas era diferente, pudiendo ser suficiente o insuficiente para lograr un rápido crecimiento de las raíces, concordando con Yates (1999) que afirma que, las hormonas ocurren naturalmente en todo tipo de vegetales, pero la mayoría sufren de una insuficiencia de hormonas naturales para promover un rápido enraizamiento de estacas, lo que en un alto porcentaje lleva a la pudrición.

En éste sentido, se estima que el extracto de sábila aplicado a los esquejes por 24 h antes de su implantación, ayudo a concentrar las cantidades necesarias de hormonas (especialmente auxinas, giberelinas y citoquininas), para mejorar y estimular el crecimiento de las raíces en los esquejes, ya que con menores y mayores tiempos de inmersión (12 y 36 h) el crecimiento longitudinal de las raíces no fue favorecido, tal vez por insuficiencia de las mismas en el esqueje; lo que se encuentra respaldado por Barceló (1980) que indica que, con la utilización de hormonas exógenas es posible mejorar la calidad de las raíces formadas en las estacas, aumentando por una parte el número de raíces como también el tamaño.

Ésta misma tendencia se observó con la aplicación de la radícula de lenteja y con el agua de coco como enraizadores, así que probablemente, con 12 h de inmersión en el enraizador, los esquejes no lograron concentrar la cantidad necesaria de reservas (nutrientes y hormonas) para un buen crecimiento radicular y con 36 h de inmersión en el enraizador se consiguió saturar las células del esqueje provocando que los tejidos se atrofién y mueran en lugar de desarrollarse.

Esto último, confirmaría lo aseverado por Hartmann (1989) y Weaver (1990), quienes indican que las concentraciones altas de reguladores del crecimiento pueden producir anomalías en la formación de raíces y necrosis de los tejidos. El uso de reguladores del crecimiento en concentraciones excesivas para la especie puede inhibir el desarrollo de las raíces, yemas, ocasionar amarillamiento y caída de las hojas, ennegrecimiento del tallo y finalmente la muerte de las estacas.

Los datos obtenidos en ésta investigación con referencia a la longitud de las raíces con extracto de sábila (8.17; 11 y 8.80 cm) en sus diferentes tiempos de inmersión (12, 24 y 36 h) se aproximan a los reportados por Villca (2006), quién en una evaluación de fitohormonas en esquejes de k'iswara, encontró que con la aplicación de las fitohormonas rapid root y fertifox se obtuvieron las mayores longitudes de raíz (12 y 11.21 cm) y con la aplicación de la fitohormona rootone alcanzó 9.50 cm a los 120 días.

5.5 Número de brotes por esqueje

La Tabla 8 muestra el análisis de varianza para el número de brotes por esqueje a los 120 días, en él se observa que no existen diferencias significativas entre bloques, ni en la interacción tiempo de inmersión por enraizador. Sin embargo se pueden ver diferencias altamente significativas entre los tiempos de inmersión y diferencias altamente significativas entre los enraizadores utilizados.

Se asume que no se encontraron diferencias significativas entre bloques porque tanto la temperatura, humedad, nutrientes disponibles en el suelo como las prácticas de manejo de las unidades experimentales fueron similares y simultaneas para todos los tratamientos, siendo el coeficiente de variación para ésta variable de 16.93%, valor que está dentro del rango de confiabilidad para el experimento.

Tabla 8.

Análisis de varianza para el número de brotes por esqueje

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	Prob
Bloques	2	0.67	0.33	0.73	0.4985 NS
Tiempo de inmersión	2	18.00	9.00	19.64	<0.0001**
Enraizadores	2	34.89	17.44	38.06	<0.0001**
Tiempo*Enraizador	4	1.11	0.28	0.61	0.6640 NS
Error	16	7.33	0.46		
Total	26	62.00			

CV = 16.93 % NS = No significativo (*) = Significativo (**)= Altamente significativo

La prueba de comparación de Duncan (Tabla 9), confirma las diferencias significativas en el número de brotes debido a la influencia de las horas de remojo, donde los esquejes que tuvieron un tiempo de inmersión de 24 h alcanzaron el mayor número de brotes (5 brotes por esqueje), seguido por los esquejes que tuvieron un tiempo de inmersión de 36 y 12 h, con un promedios de 4 y 3 brotes por esqueje respectivamente.

Con relación a los enraizadores, la prueba Duncan muestra que el extracto de sábila permitió que se formaran en promedio 5 brotes por esqueje, la aplicación de radícula de lenteja consiguió 4 brotes por esqueje y el agua de coco permitió formar 3 brotes por esqueje, siendo los de menor cantidad de brotes obtenidos con éste tratamiento.

Tabla 9.

Prueba Duncan para el número de brotes por esqueje

Tiempo de inmersión	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Enraizadores	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)
24 h	5	A	Extracto de sábila	5.44	A
36 h	4	B	Radícula de lenteja	3.89	B
12 h	3	C	Agua de coco	2.67	C

Aparte de las características del sustrato y de las características del medio ambiente generados para la propagación vegetativa de kiswa, los cuales fueron los mismos para todos los tratamientos en ésta investigación, se presume que otros factores influyentes para la diferencia en el número de brotes formados por esqueje, se deben también al material vegetativo y a la composición de los extractos preparados como enraizadores.

En el caso del material vegetativo, siendo que todos los esquejes tenían el mismo tamaño (15 cm), la edad y la parte de la rama de donde se tomó el esqueje en estudio pudo influir en la brotación, pues se considera que los esquejes provenientes de ramas más viejas no tenían la misma capacidad de dar origen a un nuevo brote que los esquejes que provenían de kiskas más jóvenes. Asimismo, se asume que los esquejes provenientes de la parte basal de una rama de kiswa, tenían menos facilidad de formar brotes por deficiencias en cuanto a hormonas y nutrientes, los cuales generalmente se reservan en las partes apicales de las ramas, ya que ahí se encuentran las células madres.

Al respecto, Castañeda (1984) señala que los esquejes de distintas partes de la planta madre influyen en la emergencia del brote según el gradiente de juvenilidad, debido a que en la composición química de las ramas, hay marcadas diferencias de la parte basal a la parte apical.

Con relación a composición y concentración del extracto preparado como enraizador, éstos obviamente contenían hormonas, macro y micronutrientes, y otros compuestos, que pudieron haberse absorbido y acumulado en los esquejes en diferentes cantidades de acuerdo al tiempo de remojo de cada uno de los tratamientos. Así, a tiempo de coadyuvar en el enraizamiento, las auxinas, giberelinas, citoquininas; elementos como el nitrógeno (N); fósforo (P) y potasio (K); y otros compuestos precursores para la formación de hormonas de crecimiento, pudieron expresarse formando brotes en el esqueje, pues hay que notar que las raíces aún no pueden absorber nutrientes del suelo ni trasportarlos porque están en proceso de formación.

Yañez (2011), sostiene que por lo general aparecen primero los brotes que darán origen a las primeras hojas en las primeras 3 a 4 semanas en casi todas las especies. En algunos casos, la aparición de la raíz ocurre hasta varias semanas después de la aparición de los primeros brotes.

Sobre la composición de los extractos utilizados, Reynolds (2004) señala que el gel de sábila está constituido principalmente de agua, mucílagos y otros carbohidratos, ácidos y sales orgánicas, enzimas, saponinas, taninos, heteróxidos antracénicos, esteroides, triacilglicéridos, aminoácidos, ARN, trazas de alcaloides, vitaminas y diversos minerales (calcio, magnesio, potasio, zinc, sodio, cobre, hierro, manganeso, fósforo y cromo). La lenteja, contiene auxinas, lisina, hierro, potasio y zinc en buenas cantidades, sin embargo, es deficitaria en calcio, sodio, cloro y magnesio (FEDNA, s.f.). Del agua de coco destacan un alto contenido en potasio y antioxidantes, también contiene citoquininas que promueven la división celular y el crecimiento de las plantas (Mayo Clinic, s.f.).

Según Pardo (2002), un extracto vegetal es una mezcla compleja, con multitud de compuestos químicos, obtenible por procesos físicos, químicos y/o microbiológicos a partir de una fuente natural y utilizable en cualquier campo de la tecnología. Ellos actúan de dos formas como reforzantes o como nutrientes que fortifican y estimulan el crecimiento, y a la vez repelen, atraen, inhiben o estimulan a insectos y patógenos (Olivares, Chirinos y Guevara, 2013).

Además, hormonas como las auxinas que también están presentes en los extractos, favorecen la diferenciación de los tejidos vegetales en brotes y raíces, según el grado de concentración, las dosis pequeñas son las que favorecen la emisión de brotes (Van Den Heede y Lecourt, 1981).

Comparando el mayor número de brotes alcanzados en ésta investigación, resultado de la inmersión de los esquejes en extracto de sábila (3, 4 y 5 brotes por esqueje) por diferentes tiempos (12, 24 y 36 h), éstos son similares a los obtenidos por Villca (2006) quién registró a los 120 días, 6 brotes con la fitohormona fertifox, 5 con la fitohormona rapid root y 4 brotes con rootone.

5.6 Diámetro del esqueje a los 120 días

El análisis de varianza a un nivel del 5% para el diámetro del esqueje a los 120 días después de la plantación, muestra que no existen diferencias significativas entre bloques, entre los tiempos de inmersión de los esquejes, entre los enraizadores naturales, ni en la interacción tiempo de inmersión por tipo de enraizador utilizado.

Tabla 10.*Análisis de varianza para el diámetro del esqueje*

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	Prob
Bloques	2	7.4E-04	3.7E-0.4	0.04	0.9620 NS
Tiempo de inmersión	2	0.01	4.8E-03	0.50	0.6129 NS
Enraizadores	2	3.0E-03	1.5E-03	0.16	0.8574 NS
Tiempo*Enraizador	4	0.01	3.1E-03	0.33	0.8537 NS
Error	16	0.15	0.01		
Total	26	0.18			

CV = 12.1 % NS = No significativo (*) = Significativo (**)= Altamente significativo

Las diferencias no significativas resultantes del análisis de varianza indican que los tiempos de inmersión de 12, 24 y 36 horas de los esquejes no influyeron en el crecimiento del diámetro del esqueje, así como tampoco influyeron los enraizadores utilizados (extracto de sábila, la radícula de lenteja, ni el agua de coco) en dicha variable.

Sin embargo y haciendo un seguimiento del crecimiento de los esquejes de kiswara, más allá de los días de experimentación, se observó que aproximadamente al sexto mes los diámetros de los esquejes comenzaron a aumentar notablemente, lo cual concuerda con lo señalado por Nina (2002), quién indica que las diferentes especies forestales empiezan a desarrollar en diámetro, a partir del séptimo mes y que el aumento del diámetro no está en función al crecimiento longitudinal de la planta.

5.7 Atura del esqueje

El análisis de varianza para la altura del esqueje a los 120 días (Tabla 11) muestra un coeficiente de variación de 2.91% lo que indica que los resultados experimentales son confiables. Asimismo, éste análisis no presentó diferencias significativas entre bloques y tampoco en la interacción tiempo de inmersión por

enraizador, pero si detectó diferencias altamente significativas entre los tiempos de inmersión y entre los enraizadores aplicados.

Tabla 11.

Análisis de varianza para la altura del esqueje

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	Prob
Bloques	2	0.70	0.35	1.26	0.3109 NS
Tiempo de inmersión	2	38.72	19.36	69.30	<0.0001**
Enraizadores	2	32.09	16.05	57.43	<0.0001**
Tiempo*Enraizador	4	4.67	1.17	4.18	0.0667 NS
Error	16	4.47	0.28		
Total	26	80.66			

CV = 2.91 % NS = No significativo (*) = Significativo (**)= Altamente significativo

La prueba de Duncan al 5% presentado en la Tabla 12, evidencia tres grupos diferenciados tanto para el tiempo de inmersión como para los enraizadores utilizados.

De los tiempos, el mejor resultado en altura de esqueje a los 120 días, se obtuvo con 24 h de inmersión (19.64 cm), seguido de 18.16 y 16.71 cm de altura para los esquejes que fueron sumergidos en su respectivo enraizador por 36 y 12 h.

Entre los enraizadores el extracto de sábila logró reportar un promedio de 19.60 cm de altura en esqueje, mayor que el promedio alcanzado para dicha variable por la radícula de lenteja con 17.96 cm, y el agua de coco con 16.96 cm.

Tabla 12.*Prueba Duncan para la altura del esqueje*

Tiempo de inmersión	Media (cm)	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Enraizadores	Media (cm)	Duncan ($\alpha = 0.05$)
24 h	19.64	A	Extracto de sábila	19.60	A
36 h	18.16	B	Radícula de lenteja	17.96	B
12 h	16.71	C	Agua de coco	16.96	C

Las diferencias entre las alturas de los esquejes a los 120 días, se estima que son debidas al material vegetal en cuanto a su producción interna de hormonas, número y longitud de las raíces y a la absorción de nutrientes de parte de éstas. Cabe notar, que el crecimiento en la altura de los esquejes de kiswara, se comenzó a producir a partir de los 90 días aproximadamente, debido a que antes probablemente las raíces no estuvieron bien desarrolladas.

Dicha aseveración se fundamenta en que una planta generalmente se nutre a través de sus raíces, las cuales si están en mayor número y longitud pueden absorber mayor cantidad de nutrientes del suelo para transportarlos a diferentes órganos de la planta logrando su desarrollo. Así en el caso de los esquejes que presentaron mayor número de raíces y de mayor longitud en ésta investigación, también se presentaron las mayores alturas de esqueje, en contraste con aquellos esquejes que presentaron menores cantidades y longitudes de raíz, los cuales también registraron alturas menores.

Según Loose (1983), citado por Gutiérrez (1991), la calidad de una planta se determina por el número y tamaño de raíces, cuando más numerosas y fibrosas son las raíces, mayor es el crecimiento posterior de la planta.

En cuanto a la producción de hormonas y otras sustancias, que contribuyen al crecimiento de las plantas como las auxinas, citoquininas, giberelinas y nutrientes se supone que aparte de los elementos absorbidos por las raíces, los esquejes cuyo origen fueron madres de mayor edad (viejas) pudieron no sintetizar algunos compuestos y hormonas, o sintetizarlas en cantidades no óptimas, provocando desequilibrios y deficiente desarrollo de los esquejes. Por el contrario, los esquejes provenientes de árboles más jóvenes, se asume que fueron más eficientes en su producción hormonal y asimilación de elementos provenientes del exterior (nutrientes), por lo que pudieron realizar sus procesos de división celular y posterior elongación, consiguiendo así alturas mayores.

Al respecto, Zuñiga *et al.*, (2004) indica que un exceso de nitrógeno se traduce en una mayor sensibilidad a las enfermedades y el incremento de brotes axilares. El fósforo es esencial sobre todo en las primeras fases de desarrollo, ya que potencia el desarrollo de las raíces. El potasio mejora el aspecto y aumenta el vigor de las plantas, su carencia ocasiona la formación de tallos débiles de escasa consistencia.

De igual manera, las giberelinas cumplen una función complementaria a la de las auxinas. Mientras que las auxinas promueven el crecimiento longitudinal de los tallos, las giberelinas fomentan el crecimiento lateral de estos. Ambas fitohormonas se combinan para que las plantas crezcan de manera adecuada, evitando los tallos demasiado finos o demasiado cortos (Purves, 2002). El mismo autor señala, que las citoquininas intervienen en procesos de división celular, promoviendo el crecimiento de los distintos órganos (particularmente los frutos) y de las plantas. Tienen la ventaja de que la cantidad necesaria para que se produzca una respuesta es muy baja.

Según Rojas (2004), la giberelina se encuentran en el floema de las plantas en pocas cantidades, su principal función es incrementar la tasa de división celular (mitosis), estimulando la división y elongación celular, lo que influye en el incremento del crecimiento en los tallos, llegan a interrumpir el período de latencia de las

semillas, haciéndolas germinar y movilizando las reservas en azúcares, inducen la brotación.

Las mejores alturas obtenidas en ésta investigación con extracto de sábila (19.60 cm), radícula de lenteja (17.96 cm) y agua de coco (16.96 cm) a los 120 días están por debajo de las alcanzadas por Villca (2006), quien reportó valores de 27.87 cm para la fitohormona fertifox, 25.60 cm para rootone y 22.60 cm para rapid root, en su investigación realizada en la Provincia Omasuyos, evaluando el Efecto de fitohormonas, en esquejes de k'iswara en épocas de recolección.

6. CONCLUSIONES

- Para la variable porcentaje de prendimiento a los 120 días, los esquejes que fueron sumergidos por 24 h independientemente del enraizador, lograron un mayor porcentaje de prendimiento con 41%, seguidos del grupo de esquejes cuyo tiempo de inmersión fue de 36 h, los cuales alcanzaron 34.89% y los esquejes que fueron sumergidos por 12 h en el enraizador con 28.67%.
- Con relación a los enraizadores preparados, los esquejes tratados con extracto de sábila fueron los que obtuvieron los mejores porcentajes de prendimiento con 53.11%, los esquejes tratados con radícula de lenteja alcanzaron 30.89% y los esquejes tratados con agua de coco sólo enraizaron en un promedio de 20.56%.
- El número de raíces por esqueje mostró diferencias significativas en el tiempo de inmersión y el tipo de enraizador utilizado, siendo los esquejes que permanecieron sumergidos en el enraizador por 24 h los que tuvieron un promedio mayor con 17 raíces por esqueje a los 120 días, seguido de los esquejes que fueron sumergidos por 36 y 12 h con 15 y 10 raíces por esqueje respectivamente.
- En cuanto a los enraizadores, el extracto de sábila permitió el crecimiento de 22 raíces por esqueje a los 120 días, seguido del extracto de radícula de lenteja y el agua de coco que consiguieron 12 y 10 raíces por esqueje cada uno de ellos.
- La longitud de la raíz a los 120 días, también mostró diferencias significativas entre los tiempos de inmersión, donde un tiempo de 24 h permitió un mayor crecimiento con 8,36 cm, mientras que los esquejes sumergidos por 36 y 12 h independientemente del enraizador, lograron longitudes de raíz similares (6.98 y 6.56 cm).
- Respecto a los enraizadores naturales utilizados, los esquejes tratados con extracto de sábila consiguieron un promedio en longitud de raíz de 9.32 cm en

120 días, le siguieron los esquejes tratados con radícula de lenteja con 7.34 cm y los esquejes tratados con agua de coco con un promedio en longitud de raíz de 5.12 cm.

- El número de brotes debido a la influencia de las horas de remojo, indicó que los esquejes que tuvieron un tiempo de inmersión de 24 h alcanzaron el mayor número de brotes (5 brotes por esqueje), seguido por los esquejes que tuvieron un tiempo de inmersión de 36 y 12 h, con un promedios de 4 y 3 brotes por esqueje respectivamente.
- Con relación a los enraizadores, el extracto de sábila permitió que se formaran en promedio 5 brotes por esqueje, la aplicación de radícula de lenteja consiguió 4 brotes por esqueje y el agua de coco permitió formar 3 brotes por esqueje, siendo los de menor cantidad de brotes obtenidos con éste tratamiento.
- Para el diámetro del esqueje, el análisis de varianza no halló diferencias significativas entre los tiempos de inmersión (12, 24 y 36 horas), ni entre los enraizadores utilizados (extracto de sábila, la radícula de lenteja, ni el agua de coco), asumiendo que los dos factores no influyen sobre dicha variable.
- De los tiempos, el mejor resultado en altura de esqueje a los 120 días, se obtuvo con 24 h de inmersión (19.64 cm), seguido de 18.16 y 16.71 cm de altura para los esquejes que fueron sumergidos en su respectivo enraizador por 36 y 12 h.
- Finalmente, entre los enraizadores el extracto de sábila logró reportar un promedio de 19.60 cm de altura en esqueje, mayor que el promedio alcanzado para dicha variable por la radícula de lenteja con 17.96 cm, y el agua de coco con 16.96 cm.

7. RECOMENDACIONES

- Para la multiplicación vegetativa de kiswara, se recomienda 24 h de inmersión en extracto de sábila como enraizador, por los resultados obtenidos en cuanto a porcentaje de prendimiento, número y longitud de raíces, número de brotes y altura de esqueje.
- Para la propagación masiva de kiswara, se recomienda recolectar los esquejes de áreas conocidas, cuyos registros se conozcan para obtener individuos lo más uniformes posibles.
- Se recomienda realizar estudios de propagación vegetativa de kiswara utilizando extracto de sábila como enraizador aplicado por 24 h, pero en diferentes sustratos.
- Se recomienda realizar estudios con esquejes de kiswara tomados a diferentes niveles (apicales, intermedios y basales) de la planta madre, para determinar la mejor área de recolección.

8. BIBLIOGRAFIA

- ALCALDE, M. 1990. Especies agrosilvopastoriles para la zona Alto Andina. Proyecto Árbol Andino. Punata- Perú. pp. 120 - 133.
- ALPI, A. 1991. Cultivo en invernadero. Ed. Mundi - Prensa. Madrid, España. 246 p.
- AZCON, J.; TALON, M. 2000. Fisiología y bioquímica vegetal. Ed. Interamericana MCGAKAW – HILL. España. pp. 301 – 327.
- ARIAS, E. 1993. “Los campesinos producen sus propias plantas” (fascículo N° 5). Proyecto de desarrollo forestal participativo de los andes, F.I.S. La Paz, Bolivia. Pp. 32.
- ARIAS, E. Y OCAÑA, D. 1991. Guía para la producción de especies nativas. Proyecto de desarrollo forestal participativo de los andes. Área Bolivia. La Paz, Bolivia. Pp. 32.
- ARICA. 2003. Proyecto Desarrollo Forestal Campesino en los Andes del Perú. Quishuar. Editorial Gráficas Guamanga. Ayacucho- Perú.
- BASFOR. 2000. Centro de semillas forestales. Fichas técnicas de especies forestales, Edición Cochabamba, Bolivia, ficha técnica N°2.
- BARCELO, J. 1980. Fisiología Vegetal. Ed. Pirámide. Madrid, España. 823 p.
- CAMPINHOS, E. 1987. “Propagación vegetativa de especies forestales por enraizamiento de estacas. Simposio sobre silvicultura y mejoramiento de especies forestales. Pp. 243.
- CASTAÑEDA, A. 1984. Propagación comparativa de *Polylepis racemosa* con nutrientes tomadas a tres niveles de ramas. Tesis. Universidad Nacional del Centro del Perú. Huancayo-Perú. p. 27-29.
- CATIE. s.f. Centro agronómico Tropical de investigación y Enseñanza. Mejoramiento Genético forestal. Proyecto Mejoramiento Genético forestal. Editores: Cornelius, Costa Rica. pp. 147-167.

- CATUNTA, D. 2015. Propagación vegetativa de Qulli (*Buddleja coriácea* Remy) por medio de estacas de tres zonas de la copa del árbol, en la Comunidad Aymara Llallawa. Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann-Tacna. Perú. Pp.139.
- CRONQUIST, A. 1992. Introducción a la botánica. Ed. Continental. México Distrito Federal, México. pp 454-464, 622-633.
- CUISANCE, P. 1988. La multiplicación de las plantas y el vivero, multiplicación vegetal. Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. 165 p.
- CRUZ, N. 2000. Fichas técnicas de especies forestales. Centro de semillas forestales, UMSS. Cochabamba, Bolivia Pp. 50-55.
- FAO y PNUMA. 2020. El estado de los bosques del mundo 2020. Los bosques, la biodiversidad y las personas. Roma. <https://doi.org/10.4060/ca8642esEL> Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura Roma, 2020. 224 p.
- FEDNA. Fundación Española para el Desarrollo de la Nutrición Animal. Composición Alimentos.Lenteja. (en línea). Consultado 7 de Oct de 2019. Disponible en: http://www.fundacionfedna.org/ingredientes_para_piensos/lentejas#:~:text=La%20lenteja%20es%20una%20buena,de%20%C3%A1cido%20f%C3%ADtico%20y%20fitatos.
- GARCÍA, T. 2013. Evaluación de tres tipos de sustrato y dos dosis de purín en la primera fase de desarrollo en kiswara (*B. coriácea*) en Achocalla, la Paz. La Paz, Bolivia. p. 85
- GUALBERTO, T. y LUIS, R. 1997. Estudio sobre los Árboles y Arbustos nativos de uso múltiple. Ed. Instituto de Ecología. Cochabamba, Bolivia. Pp. 171.
- GUZMÁN, A. 2000. Comportamiento agronómico de tres variedades de cebolla (*Allium cepa* L.) con la aplicación de cuatro abonados orgánicos en la zona de Cota Cota.Tesis de grado. UMSA. La Paz, Bolivia.
- HARTMANN, H. Y KESTER. D. 1989. Propagación de plantas principios y prácticas. Compañía editorial Continental. México D.F. México. 760 p.

- HARTMANN, H. Y KESTER, D. 1997. Propagación de Plantas: Principios y prácticas. 7 ed. Universidad Estatal de Pensilvania, Estados Unidos.
- HAISING, E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting. In: New root formation in plants and cuttings. Editorial Dordrecht. s.l.
- HEEDE, V. 1981. El estaquillado: guía práctica de multiplicación de plantas. Trad. Por Gil Albert Velarde, J. Iglesias González y E. Boix Aristu. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 30-55.
- HUANCA, N. 1993. Especies nativas forestales de beneficios múltiples en las provincias Avaroa y Sajama del departamento de Oruro. Tesis de grado, UTO. Facultad de ciencias agrícolas y pecuarias. Bolivia, Pp. 156.
- HURTADO, D.; MERINO, M. 1988. Cultivo de tejidos vegetales. Edit. TRILLAS. México D. F. México 232 p.
- HURTADO, D.; MERINO, M. 1991. Cultivo de Tejidos vegetales. Ed. Trillas. México. pp. 48 – 63.
- IPIZIA. 2011. Consideraciones generales para la propagación de especies forestales. Perú. En línea. Consultado el 20 de feb de 2020. Disponible en: <http://www.dps.ufl.edu/hansen/asg3335l/propagacionforestal1.htm>
- KNIGHT. 2009. Árboles y Arbustos Nativos para el Desarrollo Forestal Alto andino. Editorial Luz de América. Edición Primera. Quito-Ecuador.
- LEÓN G. 1988. Identificación y caracterización dendrológica de 18 especies leñosas de la zona de Chaipi- Ayacucho. Tesis Ing. Forestal Lima, Perú. Universidad Nacional agraria la Molina. 193 pp.
- LIRA, R. 1994. Fisiología vegetal. Ed. TRILLAS. México D. F. México 232 p.
- LOZANO, M. 1987. Caracteres preliminares para identificación de especies forestales en Bolivia. Santa Cruz, Noviembre.

- MAYO CLINIC. Nutrición y Comida Saludable. ¿Qué es el agua de coco y qué hay detrás de esta moda?. (en línea). Consultado el 3 de mar de 2021. Disponible en: <https://www.mayoclinic.org/es-es/healthy-lifestyle/nutrition-and-healthy-eating/expert-answers/coconut-water/faq-20207812>
- MENDOZA, R. 2010. Practicas adquiridas en distintos métodos de Propagación de queñua (*Polylepis sp*).
- 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.
- NINA, R. 2002. Proyecto, Manejo de bosques nativos con fines de aprovechamiento sostenible, convenio UATF – FAO/Holanda/Prefectura, Potosí – Bolivia Pp. 15.
- OCAÑA, V. 2004. Desarrollo Forestal Campesino en la Región Andina del Perú. Pronamachcs. FAO. Holanda.
- OCHOA, R. 2007. Diseños experimentales. Manual práctico N°1. Facultad de Agronomía. UMSA. La Paz, Bolivia.
- PARDO, J. 2002. Patentabilidad de los extractos vegetales. (en línea). Consultado el 24 de nov de 2020. Disponible en: <https://docplayer.es/20731962-Patentabilidad-de-los-extractos-vegetales-jose-pardo-zapata-los-lunes-del-centro-de-patentes-mayo-de-2002.html>
- PRETELL, J. et al., 1985. Apuntes sobre algunas especies forestales nativas de la serranía peruana. Proyecto FAO/Holanda, Infor. Ed. Centauro S.A. Lima, Perú. Pp. 29-36.
- REYNEL, C. Y J. MARCELO. 2009. Árboles de los ecosistemas forestales andinos. Manual de identificación de especies. Serie Investigación y Sistematización No. 9. Programa Regional ECOBONA – INTERCOOPERATION. Lima.
- ROCA, W.Y MROGINSKI, L. 1991. Cultivo de tejido en la agricultura Fundamentos y aplicaciones. Editores Técnicos CIAT. Cali, Colombia. pp 64-66.

- RODRÍGUEZ, J. 2000. Plantas Herbáceas, Semi leñosas y Leñosas. Usos y Beneficios. Edición virgo. La Paz, Bolivia. Pp. 16-17.
- RODRIGUEZ, H. 2007. Obtención de leche de coco concentrada. Tesis de grado. Consultado el 14 de sep. de 2020. Disponible en: <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/1615/1/1003.pdf>
- ROJAS, G. M. 1988. Manual teórico práctico de herbicidas y fitorreguladores. 2da ed. Editorial Noriega. México D.F. México. pp 58-98.
- ROJAS, M. Y RAMIREZ, H. 1993. Control Hormonal del desarrollo de las plantas. Editorial LIMUSA S.A. México D.F. México. 246 p.
- ROJAS, F. 2004. Aplicación del programa SAS. Sistema de Análisis Estadístico en la Investigación agropecuaria. Primera Edición. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz – Bolivia. pp 100 – 150.
- TERRANOVA. 1995. Producción agrícola # 2. Enciclopedia Terranova. Editorial Terranova. Bogotá Colombia pp. 512.
- TORRES, H. Y BUSTAMANTE, N. 1992. Uso Tradicional de Arbustos Nativos en el Sur de Puno. Árbol Andino. Puno, Perú. Pp. 30-31.
- VAN DEN HEEDE Y LECOURT, M. 1981. El estaquillado guía técnica de multiplicación de las plantas. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. 15-77 pp.
- VILLCA, J. 2006. Efecto de fitohormonas en esquejes de kiswara (*Buddleja coriácea* Remy) en épocas de recolección. Provincia Omasuyos, Departamento de La Paz. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía. UMSA. La Paz, Bolivia.
- WEAVER, R. 1976. Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.
- WEAVER, R. 1990. Enraizamiento y propagación. En: Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. p. 143-172.
- YANEZ, W. 2011. Cátedra de Fitomejoramiento. Escuela Superior Politécnico de Chinborazo. Riobamaba – Ecuador. PP. 45 – 60.

Anexo 1. Plano de ubicación del CECC



Anexo 2. Fichas técnicas

Ficha técnica de la KISWARA	
NOMBRE CIENTÍFICO	<i>Buddleja sp.</i>
NOMBRE COMÚN	Kiswara
BENEFICIOS ECONÓMICOS	Para leña, medicina natural las hojas y ramas son utilizadas como cicatrizantes y antiinflamatorio. Utilizada también en la elaboración de herramientas agrícolas (yuntas, arados, taclas) así como en artesanías y utilería.
BENEFICIOS ECOLÓGICOS	Una forma de utilización tradicional de interés es el uso del follaje y materia húmica generada por la planta como abono natural. Es utilizado como muros de contención en contorno y con obras mecánicas de conservación y recuperación de suelos. Frecuentemente esta especie se asocia con obras mecánicas de conservación de suelos. Es manejado para la conformación de cercos vivos que protegen de la helada a los cultivos.
HABITO	Especie arbórea
ORIGEN	Región andina de América del sur
CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS	Mide hasta 5 m. Con buen diámetro recto y de buena ramificación, reconocible por su copa globosa y plena de follaje color verde oscuro. Las láminas tienen el envés pubescente y blanquecino. Las flores son pequeñas pero abundantes. Fenología: Florece entre enero y julio; la fructificación ocurre entre mayo y julio Propagación: Por semillas y por esquejes.
CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS	Clima: Crece en zonas con una temperatura media anual de 3 a 10 °C, de frío intenso y heladas Suelos: Prefiere los suelos francos o franco-arenosos y con buena profundidad; sin embargo es una especie plástica. Se adapta bien en suelos con pedregosidad media. Agua: Se desarrolla mejor en lugares subhúmedos.
RANGO ALTITUDINAL	3000 a 4000 msnm

Ficha técnica del COCO	
NOMBRE CIENTÍFICO	<i>Cocos nucifera</i>
NOMBRE COMÚN	Coco, Cocotero, Palma cocotera
BENEFICIOS ECONÓMICOS	<p>La madera del tronco es empleada para la construcción, y las hojas secas son adecuadas como cobertura o mampara de techos rústicos.</p> <p>El albumen o pulpa de color blanco es comestible, así como el líquido, rico en metabolitos y sales minerales.</p> <p>La pulpa seca o copra contiene 60-70% de aceites (lípidos), 15-20% de carbohidratos y 5-6% de proteínas. El aceite de coco se utiliza para la elaboración de manteca de cacao, margarinas, jabones, lociones, cremas y diversos productos cosméticos.</p>
ORIGEN	El origen del cocotero es incierto, aun cuando se ha establecido en la región tropical indo-malaya del pacífico oriental.
CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS	<p>Es una palmera monoica de tallo firme y solitario, recto o ligeramente inclinado, de 10-20 m de altura y 40-50 cm de diámetro. El tronco posee anillos espaciados y fisuras verticales, siendo más grueso en la base y estrecho hacia la parte superior.</p> <p>Las hojas pinnadas de 2-4 m de longitud presentan folíolos coriáceos de 55-75 cm de largo de color verde amarillento. Las inflorescencias protegidas inicialmente por una espata de 70 cm de longitud, se ubican en posición axial en las hojas inferiores.</p> <p>El fruto es una nuez ovoide u obovada cubierta de fibras, de 20-30 cm de largo y de 1,5-2,5 kg de peso. El endocarpio es de apariencia leñosa de color marrón oscuro con tres poros germinativos (hoyos, ojos) a nivel de la base.</p>
CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS	<p>Clima: se adapta a las condiciones agroclimáticas características de las regiones costeras intertropicales. Es susceptible a las bajas temperaturas.</p> <p>Crece en suelos arenosos y sueltos en ambientes cálidos, de alta humedad ambiental, fotoperiodos estables y precipitaciones promedio de 750 mm anuales.</p> <p>Tolera altos niveles de salinidad del suelo, lo que favorece su crecimiento y desarrollo donde otras plantas no se pueden establecer.</p>
RANGO ALTITUDINAL	0 a 400 msnm
COMPONENTES DEL AGUA DE COCO	<p>Minerales. Boro, calcio, fósforo, potasio, zinc, magnesio, manganeso, cobre.</p> <p>Enzimas. Fosfatasa ácida</p> <p>Compuestos orgánicos. Auxinas y citoquininas</p> <p>Aminoácidos. Glicina, ácido glutámico, triptófano.</p>

Ficha técnica de la LENTEJA	
NOMBRE CIENTÍFICO	<i>Lens culinaris</i>
NOMBRE COMÚN	Lenteja
BENEFICIOS ECONÓMICOS	Esta legumbre se lleva utilizando desde hace muchísimos años en la alimentación de las personas por su alto contenido proteico y por su excelente aporte de hierro, aunque también se ha aprovechado como forraje para la alimentación del ganado.
BENEFICIOS ECOLÓGICOS	Las lentejas son fijadoras de nitrógeno a través de la simbiosis de unas bacterias del género "Rhizobium". Por ello conviene cultivarlas con el fin de reponer nitrógeno al suelo (abono verde).
HABITO	Especie herbácea y anual.
ORIGEN	Se supone originaria del Próximo Oriente o suroeste de Asia, cultivada en regiones subtropicales y templadas.
CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS	Tiene un tallo corto (aproximadamente de unos 30 cm) y ramificado. Las hojas son alternas, compuestas de diez a doce folíolos, sentadas, ovales y enteras, además presentan zarcillos. Las flores son blancas y se encuentran agrupadas dos o tres en el mismo pedúnculo. Las vainas son aplastadas, anchas, cortas y contienen 2-3 granos lenticulares. Se propaga por semillas.
CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS	Clima: La temperatura óptima de germinación se sitúa entre 15 y 25 °C. Suelos: Este cultivo prefiere suelos más bien arenosos, poco compactados, frescos, ricos en materia orgánica y con un pH entre 6,5 y 8. No tolera los suelos encharcadizos. Es sensible a la salinidad lo cual puede ir en detrimento de la producción. Agua: Se considera un cultivo de secano, aunque se ha demostrado que con la ayuda del riego o de las precipitaciones aumenta el área foliar y la producción de materia seca.
RANGO ALTITUDINAL	100 a 3100 msnm
COMPONENTES DE LA LENTEJA	Minerales. Hierro, zinc, magnesio, potasio y fósforo. En menores cantidades Calcio y Sodio Aminoácidos. Lisina, Metionina y de azufrados totales

Ficha técnica de la SÁBILA	
NOMBRE CIENTÍFICO	<i>Aloe vera</i>
NOMBRE COMÚN	Sábila, Aloe
BENEFICIOS ECONÓMICOS	<p>La aplicación del gel en cosmetología es ampliamente reconocida. Es un excelente cicatrizante de la piel, antiséptico natural, posee propiedades antialérgicas, digestivas, antiinflamatorias.</p> <p>También es altamente nutritiva por su contenido en vitaminas, minerales y azúcares.</p>
EFFECTOS ECOLÓGICOS	En ocasiones puede colonizar hábitats de vegetación nativa como matorrales xerófilos y vegetación de galería en regiones áridas y portarse como invasora.
HABITO	Planta herbácea, perenne, a menudo formando colonias grandes.
ORIGEN	.Es originaria del norte y del este de África y de la Península Arábiga.
CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS	<p>Es una planta perenne de crecimiento herbáceo, presenta aspecto suculento, el rizoma es largo y el tallo es corto, en torno al cual se agrupa un rosetón de hojas. Su tamaño puede variar de 30 cm hasta 3 m. dependiendo de la variedad. Hojas finamente lanceoladas, 30-60 cm de longitud; turgentes, verdes, márgenes con dientes espinosos separados.</p> <p>La propagación puede ser sexual (mediante flores) y asexual por medio de hijuelos, bulbos o tallos de una planta adulta.</p>
CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS	<p>Clima: La temperatura óptima oscila entre los 19 y los 25°C. No soporta heladas.</p> <p>Suelos: Prefiere suelos ligeramente ácidos, sueltos, fértiles, frescos, profundos y sin encharcamientos.</p> <p>Agua: Es un cultivo resistente a la sequía. Es importante evitar excesos de humedad que originen pudriciones de la raíz a las hojas.</p>
RANGO ALTITUDINAL	100 a 3100 msnm
COMPONENTES DE LA SÁBILA	<p>Minerales. Calcio, magnesio, potasio, zinc, sodio, cobre, hierro, manganeso, fosforo, cromo.</p> <p>Enzimas. Amilasa, ciclooxidasa, carboxipeptidasa, lipasa, bradikinas, catalasa, oxidasa, fosfatasa alcalina, ciclooxigenasa, superoxido dismutasa.</p> <p>Lípidos y compuestos orgánicos. Esteroides (campesterol, colesterol, β-sitoesterol), ácido salicílico, sorbato de potasio, triglicéridos, lignina, ácido úrico, saponinas, giberelina, triterpenos.</p> <p>Aminoácidos. Alanina, ácido aspártico, arginina, ácido glutámico, glicina, histidina, isoleucina, lisina, metionina, fenilalanina, prolina, tirosina, treonina, valina.</p>

Anexo 3. Memoria de cálculo de los ANVAS

Bloque	Tiempo Inmersión	Enraizador	%Prendimiento	N° de Raíces	Longitud de raíz	N° de Brotes	Diámetro del Esqueje	Altura del Esqueje
1	12h	Coco	15	6	5	2	0.8	15.8
	12h	Lenteja	25	9	7	3	0.9	16
	12h	Sábila	48	15	8	4	0.7	17
	24h	Coco	25	11	6	3	0.7	19
	24h	Lenteja	38	12	8	5	0.8	18.8
	24h	Sábila	60	28	11	7	0.9	21
	36h	Coco	22	13	5	3	0.9	16
	36h	Lenteja	30	15	7	4	0.7	18
	36h	Sábila	53	22	9	6	0.9	20
2	12h	Coco	16	6	4.5	2	0.9	16
	12h	Lenteja	24	10	6.5	2	0.7	16.3
	12h	Sábila	45	15	8	5	0.9	18
	24h	Coco	26	12	5.5	3	0.8	18
	24h	Lenteja	38	12	8.2	4	0.8	20
	24h	Sábila	60	29	11	6	0.7	22
	36h	Coco	21	13	4.8	2	0.7	16
	36h	Lenteja	32	15	6.8	4	0.9	18.4
	36h	Sábila	52	22	8.9	6	0.8	20.4
3	12h	Coco	15	6	4.5	2	0.8	16.3
	12h	Lenteja	24	9	7	3	0.8	17
	12h	Sábila	46	15	8.5	4	0.7	18
	24h	Coco	25	11	6	4	0.9	19
	24h	Lenteja	36	13	8.5	6	0.8	19
	24h	Sábila	61	28	11	7	0.7	20
	36h	Coco	20	13	4.8	3	0.9	16.5
	36h	Lenteja	31	16	7.1	4	0.8	18.1
	36h	Sábila	53	22	8.5	4	0.9	20

Anexo 4. Archivo fotográfico estudio: Efecto de tres enraizadores naturales en la propagación vegetativa de la Kiswara (*Buddleja incana* Ruíz y Pav.) en el Centro Experimental Cota Cota



Fotografía 1. Acondicionamiento del área experimental



Fotografía 2. Establecimiento del micro túnel



Fotografía 3. Preparación del sustrato



Fotografía 4. Incorporación del sustrato en la platabanda



Fotografía 5. Selección de Esquejes de kiswara



Fotografía 6. Obtención del extracto de sábila



Fotografía 7. Obtención del extracto de radícula de lenteja



Fotografía 8. Obtención del agua de coco



Fotografía 9. Esquejes sumergidos en agua de coco, extracto de radícula de lenteja y extracto de sábila.



Fotografía 10. Esquejes de kiswara plantados



Extracto de sábila Radícula de lenteja Agua de coco
Fotografía 11. Formación de raíces a los 120 días (24 h de inmersión)