

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



TESIS DE GRADO

**EFFECTO DE ENRAIZADORES NATURALES EN LA PROPAGACIÓN
VEGETATIVA DE ASTRAPEA (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) EN
TRES TIEMPOS DE REMOJO, COMUNIDAD TIRMA - LA PAZ.**

Presentado por:

ENVER ALFONZO QUISBERT CHOQUE

La Paz – Bolivia

2021

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS

FACULTAD DE AGRONOMÍA

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

EFFECTO DE ENRAIZADORES NATURALES EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE ASTRAPEA (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) EN TRES TIEMPOS DE REMOJO, COMUNIDAD TIRMA - LA PAZ.

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

ENVER ALFONZO QUISBERT CHOQUE

Asesores:

Ing. MSc. Hugo Bosque Sánchez

Ing. MSc. Estanislao Poma Loza

Revisores:

Ing. MSc. Medardo Wilfredo Blanco Villacorta

Ing. MSc. Johnny Ticona Aliaga (†)

Ing. MSc. Bernardo Ticona Contreras

Presidente tribunal examinador

Aprobado

La Paz – Bolivia

2021

CONTENIDO GENERAL

Dedicatoria	I
Agradecimientos	II
Índice General	III
Índice de Figuras	VIII
Índice de Cuadros	IX
Índice de Anexos	X
Resumen	XI
Summary	XIII

DEDICATORIA

*A Dios por llegar a mi vida en el preciso momento
en el que yo más lo necesitaba y permitirme
conocer y experimentar con una pequeña parte de su
hermosa creación que es la naturaleza.*

*A mi querido padre Alfonso Zuisbert Orozco: por
su paciencia y toda su dedicación que me brindó
desde que aprendí a dar mis primeros pasos.*

*A mi querida madre Ana Gregoria Choque Cruz:
por cuidarme y estar siempre a mi lado en las
buenas y en las malas.*

*A mis hermanos Maya, Mauricio y Americo: por
confiar en mí y estar a mi lado en todas mis
locuras buenas y malas.*

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía, Carrera de Ingeniería Agronómica, a todos los docentes mis agradecimientos por haber contribuido en mi formación académica.

Al Ing. Ing. MSc. Hugo Bosque Sánchez y al Ing. MSc. Estanislao Poma Loza asesores del presente trabajo de investigación, mis agradecimientos por las sugerencias y apoyo en todo el proceso de la investigación.

A mis revisores Ing. MSc. Medardo Wilfredo Blanco Villacorta, al Ing. MSc. Johnny Ticona Aliaga (Q.E.P.D.) y al Ing. MSc. Bernardo Ticona Contreras por la valiosa colaboración en la conclusión de tesis de grado.

A la Ing. Jael Mondaca Huayta por su paciencia y apoyo incondicional, gracias por los consejos y sugerencias.

Al Ing. Sergio Díaz que me facilito su propiedad para realizar la presente investigación mis agradecimientos por su apoyo en campo y su amplio conocimiento en apicultura y producción en viveros.

A todos aquellos compañeros por su apoyo y colaboración de una y otra manera al realizar la presente investigación.

INDICE GENERAL

1.	INTRODUCCIÓN.....	1
1.1.	Antecedentes.....	2
1.2.	Justificación	2
2.	OBJETIVOS	3
2.1.	Objetivo general	3
2.2.	Objetivos específicos	3
2.3.	Hipótesis.....	4
3.	REVISION BIBLIOGRAFICA	4
3.1.	Origen e historia	4
3.2.	Importancia económica.....	4
3.3.	Distribución geográfica.	5
3.4.	Características generales.	6
3.5.	Descripción botánica.	7
3.5.1.	Hojas.	7
3.5.2.	Inflorescencia.	7
3.5.3.	Frutos y Semillas.	7
3.6.	Clasificación taxonómica.	7
3.7.	Requerimientos del cultivo.....	8
3.7.1.	Clima.	8
3.7.2.	Suelo.	8
3.8.	Plagas y enfermedades.	8
3.9.	Propagación sexual y asexual	9

3.9.1.	Propagación sexual o por semilla.	9
3.9.1.1.	La Semilla.	9
3.9.1.2.	Características de una buena semilla.	9
a)	Debe estar completamente madura.	10
b)	Tamaño adecuado.	10
c)	Olor.	10
d)	Edad.	10
3.9.2.	Propagación asexual.	11
3.9.2.1.	Importancia de la propagación asexual.	11
3.9.2.2.	Formas de propagación asexual.	11
a)	Acodo.	11
b)	Estacas.	12
c)	Esquejes.	12
3.9.2.3.	Propagación vegetativa por esquejes.	13
3.9.2.4.	Ventajas de la propagación por esquejes.	13
3.9.2.5.	Factores que influyen en la propagación por esquejes.	14
a)	Época de recolección.	14
b)	Selección de plantas madre.	14
c)	Selección del material vegetal.	14
d)	Longitud y diámetro de esquejes.	15
e)	Relaciones con el agua (Humedad).	15
f)	Temperatura.	15
g)	Luz.	15
3.10.	Condiciones básicas para el enraizamiento.	16

3.10.1. Temperatura.....	16
3.10.2. Luminosidad.....	16
3.10.3. Humedad.....	16
3.10.4. Sustrato.....	17
3.11. Desarrollo anatómico de las raíces en los esquejes.....	18
3.11.1. Iniciación de los primordios de raíz.....	18
3.11.2. Callo y emergencia de las nuevas raíces.....	18
3.12. Características de las hormonas de enraizamiento.....	19
3.12.1. Generalidades.....	19
3.12.2. Las auxinas.....	19
3.12.3. Las giberelinas.....	20
3.12.4. Las citoquininas.....	20
3.12.5. El ácido abscísico (ABA).....	21
3.12.6. El etileno.....	21
3.13. Enraizadores naturales.....	21
3.13.1. Auxinas naturales.....	21
3.13.1.1. Características del agua de coco.....	22
3.13.1.2. Características del Sauce llorón.....	22
3.14. Mecanismos de acción de los enraizadores naturales.....	23
3.15. Transporte de auxinas en el enraizamiento natural.....	23
4. LOCALIZACIÓN.....	24
4.1. Ubicación del área de estudio.....	24
4.2. Características climáticas.....	25
4.3. Descripción agroecológica.....	25

4.3.1.	Características climáticas de la zona.	25
4.3.2.	Vegetación.....	25
5.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
5.1.	Materiales.....	25
5.1.1.	Material biológico.....	25
5.1.2.	Material de campo.	25
5.1.3.	Materiales de gabinete	26
5.2.	Método procedimental.	26
5.2.1.	Preparación del área de estudio.	26
5.2.2.	Preparación de sustrato.....	26
5.2.3.	Preparación de los enraizadores naturales.....	27
5.2.4.	Recolección de esquejes de Astrapea.....	27
5.2.5.	Trasplante de esquejes según el tiempo de remojo en el presente estudio. ...	27
5.2.6.	Evaluación de datos.	28
5.3.	Método experimental.	28
5.3.1.	Tratamientos.....	28
5.3.2.	Distribución espacial:.....	29
5.3.3.	Modelo lineal aditivo.	29
5.4.	Variables de respuesta.	30
5.4.1.	Porcentaje de prendimiento.	30
5.4.2.	Longitud de raíces.	30
5.4.3.	Número de raíces.	30
5.4.4.	Número de hojas.....	30
5.4.5.	Longitud de brotes.	30

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.	30
6.1. Factores ambientales.	31
6.2. Porcentaje de prendimiento de esquejes vivos.	32
6.3. Longitud de raíz.	35
6.4. Número de raíz.	37
6.5. Número de hojas.	39
6.6. Longitud de brote.	41
6.7. Análisis de costos parciales de producción.	44
7. CONCLUSIONES.	45
8. RECOMENDACIONES.	47
9. BIBLIOGRAFÍA.	48
ANEXOS.	54

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación del lugar de la investigación.	244
Figura 2. Registro de temperaturas máximas y mínimas en el vivero.	31
Figura 3. Porcentaje de prendimiento según tratamientos.	333
Figura 4. Longitud de raíz según tratamientos de estudio.	366
Figura 5. Número de raíces por tratamiento.	388
Figura 6. Número de hojas.	40
Figura 7. Interacción entre tipo de enraizador y tiempo de remojo.	42
Figura 8. Longitud de brotes por tratamiento.	43

INDICE DE CUADROS.

Cuadro 1. Distribución según continentes de Astrapea.....	5
Cuadro 2. Contenido nutricional del agua de coco.....	222
Cuadro 3. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de prendimiento de esquejes vivos de astrapea.	32
Cuadro 4. Análisis de varianza (ANVA) de longitud de raíces.....	35
Cuadro 5. Análisis de varianza (ANVA) de número de raíces.	377
Cuadro 6. Análisis de varianza (ANVA) de número de hojas.	39
Cuadro 7. Análisis de varianza (ANVA) de longitud de brote.	41
Cuadro 8. Comparación de medias entre enraizador y tiempos de remojo en esquejes de Astrapea.....	41
Cuadro 9. Beneficio costo por enraizador (coco y sauce) en la propagación de esquejes de astrapea.....	44

INDICE DE ANEXOS.

Anexo 1. Memoria de cálculo de ANVAS.....	555
Anexo 2. Análisis de laboratorio.....	60
Anexo 3. Registro de variables de temperatura (T°).....	61
Anexo 4. Costos parciales por enraizadores.....	633
Anexo 5. Archivo fotografico	646

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en la Comunidad Tirma del Municipio de Zongo del Departamento de La Paz. El principal objetivo fue Evaluar el efecto de enraizadores naturales en la propagación vegetativa de astrapea (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) en tres tiempos de remojo.

Se propone una alternativa para la aceleración de crecimiento probando la eficiencia de 2 enraizadores naturales agua de coco y sauce con su respectivo testigo (agua) en el enraizamiento. Para la investigación se utilizaron 200 esquejes de astrapea (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) sometidos a diferentes tiempos de remojo.

Para el trabajo de investigación se empleó el diseño completo al azar (DCA) bifactorial con tres repeticiones, los factores utilizados son (factor A tipos de enraizador y factor B tiempo de remojo) y una prueba de Tukey a un nivel de significancia del 5 %. Se evaluó como variables de respuesta: porcentaje de prendimiento, longitud de raíces, número de raíces, número de hojas, longitud de brote.

De acuerdo al porcentaje de prendimiento vegetativo en vivero se llegó a obtener un 89.42 a 100 % en promedio de prendimientos, lo cual demuestra que con un buen manejo tanto en la planta madre y en los esquejes se puede llegar a tener buenos resultados con respecto al total de esquejes.

Los resultados no presentaron diferencias significativas con relación al crecimiento longitudinal de las raíces adventicias, el tratamiento T4 (sauce a 12 horas) obtuvo el mejor resultado con un promedio de 13.48 cm de longitud de raíz, el cual tiene una gran diferencia con el tratamiento T1 (agua a 12 horas) con una longitud media de 6.98 cm de longitud de las raíces adventicias.

En relación al número de raíces se muestra que los dos factores tampoco obtuvieron diferencias significativas ni en la interacción de ambos, sin embargo en una comparación de medias el T9 (agua de coco a 36 horas) presentó el mayor número de raíces en promedio con 11.67 raíces por planta, con respecto al T5 (sauce a 24 horas) con el menor promedio en número de raíces con 4.89 raíces por planta.

Respecto al número de hojas se pudo apreciar que no hubo diferencia significativa con el factor A (enraizador) y el factor B (tiempo de remojo) tampoco presentó significancia en la interacción de las mismas, sin embargo en una comparación de medias se observó que el T6 (sauce a 36 horas) presentó el mayor número de hojas con 10.44 hojas, por el contrario el T4 (sauce a 12 horas) presentó un promedio bajo de hojas con 4.56 hojas.

Para la longitud de brote no se obtuvo diferencias significativas entre factores, pero en la interacción de las mismas sí presentó significancia teniendo al T6 (sauce 36 horas) presentando el mayor crecimiento de brote con un promedio de 7.59 cm y como menor promedio en crecimiento de brote, está el T4 (sauce a 12 horas).

En conclusión el enraizador que presentó mejor resultado fue el agua de sauce y con respecto al tiempo de remojo el que presentó mejor resultado es el remojo por 36 horas.

SUMMARY

This research work was carried out in the Tirma Community of the Municipality of Zongo in the Department of La Paz. The main objective was to evaluate the effect of natural rooters in the vegetative propagation of astrapea (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) in three soaking times.

An alternative for growth acceleration is proposed by testing the efficiency of 2 natural rooters, coconut water and willow, with their respective control (water) in rooting. For the investigation, 200 cuttings of astrapea (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) subjected to different soaking times were used.

For the research work, bifactorial completely randomized design (DCA) was used with three repetitions, two factors (factor A types of rooting and factor B soaking time) and a Tukey test at significance level of 5%. Percentage of seizure, length of roots, number of roots, number of leaves and length of buds were evaluated as response variables.

According to the vegetative seizure percentage in the nursery, an average of 89.42 to 100% of seizures was obtained; this shows that with good management in the mother plant and in the cuttings, good results can be achieved with respect to the total cuttings.

The results did not show significant differences in relation to the longitudinal growth of the adventitious roots, treatment T4 (willow at 12 hours) obtained the best result with an average of 13.48 cm of root length, which has a great difference with treatment T1 (12 hour water) with an average length of 6.98 cm of adventitious roots.

In relation to the number of roots, it is shown that the two factors did not obtain significant differences nither in the interaction of both, however in a comparison of means the T9 (coconut water at 36 hours) presented the highest number of roots on average with 11.67 roots per plant, with respect to T5 (willow at 24 hours) with the lowest average number of roots with 4.89 roots per plant.

Regarding of the number of leaves, it could be seen that there was no significant difference with factor A (rooting) and factor B (soaking time) neither in the interaction of both, however, in a comparison of means it was observed that the T6 (willow at 36 hours) presented the highest number of leaves with 10.44 leaves, on the contrary, T4 (willow at 12 hours) presented a low average number of leaves with 4.56 leaves.

For the bud length, no significant differences were obtained between factors, but in their interaction it did show significance, having T6 (willow 36 hours) presenting the highest bud growth with an average of 7.59 cm and as the lowest average growth of bud, there is the T4 (willow at 12 hours).

In conclusion, the natural rooter that presented the best result was willow water and with respect to soaking time, the one that presented the best result was soaked for 36 hours.

1. INTRODUCCIÓN.

La tala indiscriminada, los incendios forestales de especies tropicales, provocados por los chaqueos (limpieza y quema de terrenos con cobertura forestal y vegetal), mal manejo de los bosques, procesos de colonización, que implican la habilitación de tierras para el cultivo en Bolivia, han llegado a ser muy recurrentes con consecuencias muy graves para el repoblamiento de especies forestales arbustivas impidiendo la renovación sostenible de los bosques tropicales, dejando sin fuentes de alimento y hogar a muchos animales, entre ellas están la abejas, especie que en la actualidad está disminuyendo su población considerablemente.

Según Hartman y Kester (1999), indican que la propagación ha sido una ocupación fundamental de la humanidad desde el inicio de la civilización. La propagación de plantas consiste en efectuar su multiplicación por medios tanto sexuales como asexuales.

Un estudio de la propagación de plantas presenta tres aspectos diferentes:

- Primero, para propagar las plantas con éxito es necesario conocer la manipulación mecánica y procedimientos técnicos, lo que requiere de práctica y experiencia, aspecto que se considera como el arte de la propagación.
- Segundo, el éxito en la propagación de plantas requiere del conocimiento de la estructura y la forma de desarrollo de la planta, lo cual puede decirse que constituye la ciencia de la propagación.
- Un tercer aspecto de la propagación exitosa de las plantas es el conocimiento de las distintas especies o clases de plantas y los varios métodos con los cuales es posible propagarlas. En gran parte, el método seleccionado debe estar en relación con las respuestas de la especie de planta que se propaga y la situación en el que se efectúa (Hartman y Kester, 1999).

Por tanto, el progreso del desarrollo agrícola ha implicado la interacción de dos actividades distintas: una es la selección de clases específicas de plantas y la otra es la

reproducción de esas clases en tal forma que retengan, bajo cultivo, sus características valiosas, (Hartman y Kester, 1999).

1.1. Antecedentes

El género *Dombeya* de la familia *Malvaceae* tiene una distribución Paleotropical con 206 especies, de las cuales 173 son endémicas de las islas de Madagascar, la astrapea se introdujo y se adaptó en el Brasil, debido a las condiciones tropicales similares. Presenta un tamaño del árbol arbusto de tres a nueve metros de alto, formando grandes follajes densos con ciclo de vida perenne, período de floración en otoño/invierno y de máxima floración entre junio y julio, con la influencia de la ubicación y las condiciones climáticas (Puentes, *et.al.* 2019).

La propagación de astrapea que fue realizada en Mina Gerais (Brasil), donde se estudió el efecto de distintos tipos de sustratos obteniendo el porcentaje de esquejes enraizados, con callos, muertos, vivos, con yemas, número y longitud promedio de raíces. El sustrato orgánico comercial, la mezcla de sustrato orgánico y terrac se caracterizaron como los mejores sustratos Para que la propagación vegetativa de astrapea sea efectiva (Masiero, 2019).

Según testimonio de los productores apícolas, la especie astrapea fue introducida a los Yungas de La Paz - Bolivia, con proyectos apícolas para potenciar la producción de miel aproximadamente por los años 90, teniendo una adaptación y asimilación aceptable para los apicultores logrando propagar y difundir en casi todas las zonas tropicales del país, como alimento complementario para las colmenas en épocas de escasa floración, sequía e invierno.

1.2. Justificación

Según Goitia (2000) citado por Condori (2006), uno de los recursos más importantes en Bolivia está constituido por bosques, que forman actualmente el 48 % de la superficie territorial representando 53.4 millones de hectáreas, sobre un territorio de 1,098.581 Km², por tanto se denota un potencial apícola no explotado por la falta de flora de interés apícola, por lo cual es muy importante ya que constituye una alternativa positiva

para sustituir el uso de alimentos artificiales en invierno, con el objetivo de incrementar la producción de las colmenas.

La razón de esta investigación es establecer el método más adecuado de reproducción para maximizar rendimientos a niveles económicos aceptables en plantines de astrapea con enraizadores naturales, a través de este trabajo se obtendrán plantas rejuvenecidas de buena calidad, al mismo tiempo se logrará mayor cantidad de plantines en superficies reducidas en un determinado tiempo, tomando en cuenta que se puede realizar este trabajo en cualquier época del año, lo cual muestra una alternativa para satisfacer la demanda apícola de forestación, reforestación en parques, plazas y jardines de la región.

La comunidad Tirma cuenta con un potencial climático apto para este tipo de emprendimientos por lo tanto, será una alternativa para aumentar el ingreso económico para las familias de la comunidad, así también generar oferta para la demanda de proyectos de forestación y reforestación de flora apícola ya que este tipo de plantines florece en invierno y la velocidad de crecimiento es muy notoria.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de enraizadores naturales en la propagación vegetativa de astrapea (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) en tres tiempos de remojo, Comunidad Tirma - La Paz.

2.2. Objetivos específicos

- Evaluar el comportamiento radicular de la astrapea con la aplicación de dos enraizadores naturales.
- Comparar el efecto de dos enraizadores naturales bajo tres diferentes tiempos de remojo en la velocidad de crecimiento de esquejes de astrapea.

- Determinar la respuesta fisiológica e influencia en el desarrollo de esquejes de astrapea a dos enraizadores naturales en diferentes tiempos de remojo.
- Determinar los costos de producción para la propagación de astrapea con diferentes enraizadores naturales.

2.3. Hipótesis.

Existe diferencias entre los enraizadores naturales en la propagación vegetativa de astrapea (*Dombeya wallichii* Lindl K. Schum) en tres tiempos de remojo.

3. REVISION BIBLIOGRAFICA

3.1. Origen e historia

Las Astrapeas son conocidas por una serie de nombres: Rosa de Navidad, Dombeya, bola de nieve rosa, pink ball, hortensia tropical, árbol de las hortensias, astrapeia-rosa, bejuco de barraco, bejuco de verraco, maravilla, bella aurora, o es a menudo simplemente llamado *Dombeya*. El nombre del genérico conmemora a Joseph Dombey (1742-1794), un botánico y explorador francés en América del Sur, Francia, España y Gran Bretaña durante más de dos años. *Dombeya* es uno de los géneros *Malvaceae* más especiados, que contiene unas 255 especies (Wikipedia, 2020).

Dombeya wallichii (Lindl. K.Schum), conocido popularmente como “Astrapea-Rosa”, es originaria de Madagascar, África. Sin embargo, debido a su introducción a usos ornamentales y apícolas, actualmente es ampliamente distribuida en Brasil, con una altura entre tres y siete metros y dosel denso, sus hojas grandes tienen características como membranas aterciopeladas, cordiformes y acanaladas con pedicelos largos (Rocha *et.al.* 2010).

3.2. Importancia económica.

La importancia económica de la Astrapea es fundamental para los productores de miel, además debido a que la *Apis mellífera* es la principal especie utilizada para la polinización de los cultivos agrícolas y hortícolas debido a que los servicios de polinización que ofrece esta especie en cultivos de América del Norte se estimaron en

US \$ 11.68 mil millones en el año 2009, de manera similar, en los cultivos dependientes en Brasil, la contribución económica de los polinizadores correspondió a US \$ 12 mil millones o 30% de la producción total .

Las interacciones inter específicas entre *Apis mellífera* y las abejas silvestres pueden modificar el comportamiento y aumentar el valor de la polinización de las especies individuales. Sin embargo, muchos estudios han reportado disminución de las poblaciones de abejas en todo el mundo y han sido objeto de intensa investigación debido a los daños ecológicos y económicos resultantes de la pérdida de los servicios de polinización. Una de las grandes barreras de la apicultura es la estación fría y seca, cuando el suministro de recursos de las flores en el entorno disminuye, causando una disminución en el desarrollo de las colmenas. Algunas de las alternativas para este período son la suplementación de las colmenas y la siembra de la flora melífera. Entre las especies que se utilizan para la floración en el período de invierno es la *Astrapea* (Puentes, 2019).

3.3. Distribución geográfica.

Skema (2014) citado por Vélez (2017), informa que actualmente la especie *Dombeya* sólo se encuentra en una pequeña zona del Este de Madagascar con una distribución severamente fragmentada, y le asigna un estado de conservación preliminar como en peligro crítico.

Cuadro 1. Distribución según continentes de *Astrapea*.

CONTINENTE PAÍS / REGIÓN	DISTRIBUCIÓN	ORIGEN
ÁFRICA		
Madagascar	Presente	Nativo
Asia		
India	Presente	Introducido
-Delhi	Presente, solo en cautiverio/cultivo	Introducido
-Maharashtra	Presente	Introducido
-Tamil Nadu	Presente	Introducido
Pakistán	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
Filipinas	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido

Singapur	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
Tailandia	Presente	Introducido
EUROPA		
Bélgica	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
Italia	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
Suiza	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
Reino Unido	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
NORTEAMÉRICA		
Costa Rica	Presente	Introducido
Cuba	Presente	Introducido
República Dominicana	Presente	Introducido
El Salvador	Presente	Introducido
Guatemala	Presente	Introducido
Haití	Presente	Introducido
Honduras	Presente	Introducido
Martinica	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
México	Presente	Introducido
Estados Unidos	Presente	Introducido
-Arizona	Presente	Introducido
-California	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
-Florida	Presente	Introducido
-Hawai	Presente	Introducido
OCEANÍA		
Australia	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
SUDAMERICA		
Brasil	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
-Minas Gerais	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
-Rio de Janeiro	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
-Sao Paulo	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido
Colombia	Presente	Introducido
Venezuela	Presente, solo en cautiverio / cultivo	Introducido

Fuente: Vélez, 2017

3.4. Características generales.

Pequeño árbol melífero perennifolio, puede alcanzar los 8 m de altura y un diámetro de 0,60 m en el tronco de corteza grisácea y lisa. De porte globoso, en general más ancho que alto. Por la densidad de su follaje, su sombra es oscura, por lo tanto no crecen muchas plantas debajo de él. Puede vivir entre 40 y 60 años (Masiero, 2019).

3.5. Descripción botánica.

Pimentel y Carvalho (2017), describe botánicamente a la *Dombeya wallichii* (astrapea) de la siguiente manera:

3.5.1. Hojas.

Hojas alternas, cordadas casi orbiculares, a veces ligeramente lobadas, con acumen y de base cordada, borde dentado o crenado, pecíolo largo; el haz pubescente y el envés tomentoso. Alcanzan un diámetro de entre 20 y 25 cm.

3.5.2. Inflorescencia.

Inflorescencias axilares o terminales, en cimas colgantes con largos pedúnculos de entre 13 y 16 cm, forman una esfera que alcanza los 15 cm de diámetro. Flores de 1 a 2 cm, protegidas por un involucro de brácteas, bisexuales, compuestas por 5 sépalos unidos en su base, y 5 pétalos aovados imbricados; pedúnculos secundarios de 1 o 2 cm pubescentes, duran mucho tiempo abiertas y ofrecen un rico aroma que algunas personas lo asocian al olor del coco, cuando llegan a mostrar todo su color rosado se van opacando hasta secarse, entonces es importante que se corten del árbol, para que se sigan desarrollando nuevas flores y mejores, cuenta con un pico de floración favorable, florecen desde otoño hasta finales de invierno, la flor de la astrapea ofrece varias sustancias atractivas para las abejas como: néctar, polen, lípidos y agua.

3.5.3. Frutos y Semillas.

El fruto es la cápsula tipo loculicida, cubierto por muchos tricomas. Los frutos de *Dombeya wallichii* (astrapea) se caracterizan por tener 8 mm de largo con alrededor de 6-11 semillas de 3 mm, Los pétalos, sépalo, tallo tubo, estilete y brácteas son persistentes hasta la dehiscencia de la fruta madura.

3.6. Clasificación taxonómica.

(Cao *et.al.* 2006) describe la clasificación de la astrapea es de la siguiente forma:

REINO	Plantae
ORDEN	Malvales

FAMILIA	Malvaceae
SUB FAMILIA	Dombeyoideae
GENERO	Dombeya
NOMBRE CIENTÍFICO	<i>Dombeya wallichii</i> (Lindl. K. Schum)
NOMBRE COMÚN	Astrapea

3.7. Requerimientos del cultivo.

3.7.1. Clima.

Crece a la luz directa del sol, pero tolera la semi-sombra. Su temperatura ideal oscila entre 21 y 27° C, con clima sub-húmedo a seco. No tolera los excesos ni de calor ni de frío (Plantas a diario, 2007).

3.7.2. Suelo.

Aunque es tolerante con el suelo, se lograrán mejores resultados en aquellos profundos, con algo de humedad pero con buen drenaje, levemente ácido aunque tolera algo de alcalinidad; PH entre 6.1 y 7.8. No tolera salinidad (Plantas a diario, 2007).

3.8. Plagas y enfermedades.

Es una planta que normalmente atrae a muchos insectos y estos a su vez pueden introducirle hongos que afectan su desarrollo, los más comunes son:

Los caracoles, estos se suelen ubicar en su follaje y comerse las hojas, puede ser atacado con el uso de agua a presión teniendo cuidado con sus flores (Anónimo).

Los hongos *Puccinia malvarum*, este por lo general enferma las hojas de tal manera que pierden su forma normal, éstas se deforman y se puede evidenciar el hongo cuando se localiza al exterior de la misma y muestra protuberancias, en estos casos se recomienda usar fungicidas (Anónimo).

3.9. Propagación sexual y asexual

3.9.1. Propagación sexual o por semilla.

La reproducción sexual de los árboles, donde la semilla es el medio principal, constituye el método más importante por cuanto se producen plantas más vigorosas, adaptables y sanas. El método según estos autores, presenta una serie de eventos de tipo biológico cuya comprensión y entendimiento permiten establecer los procedimientos a seguirse en el campo silvicultural, sobre todo en el manejo de semillas (Smith & Smith, 2001).

La reproducción sexual en los árboles aporta diversidad genética a la población, que favorece a los individuos forestales para su adaptación futura a condiciones ambientales cambiantes (Smith & Smith, 2011).

El uso de semillas es la forma más común de propagación forestal. Generalmente la propagación de plantas por medio de semillas se caracteriza por: a) permite almacenar el material reproductivo para tener disponibilidad en época apropiada, b) permite producir grandes cantidades de material plantable, c) no se requiere de personal especializado para la producción (Ocaña, 1996).

3.9.1.1. La Semilla.

La semilla constituye la parte principal del fruto, y es la encargada de mantener y propagar la especie (Edibosco, 1992).

Es la parte de la planta que la reproduce cuando germina, toda semilla está formada por el tegumento y la almendra (Bodero, 1980).

3.9.1.2. Características de una buena semilla.

(Edibosco, 1992) manifiesta que las principales condiciones que debe reunir una buena semilla son las siguientes:

a) Debe estar completamente madura.

La madurez de la semilla es una condición interna. Reconocida por su coloración y se logra cuando el embrión está totalmente desarrollado, encontrándose las sustancias en los cotiledones aptas para ser asimilados, siendo este el momento más propicio para sembrarlas, obteniéndose así una mejor germinación y plantas de óptima calidad.

b) Tamaño adecuado.

El tamaño estará dentro de las dimensiones que corresponda a cada especie, teniendo en cuenta que las semillas gruesas y pesadas darán siempre origen a una planta más vigorosa, ya que al ser mayor su almendra contendrá mayor sustancias alimenticias. Por otro lado por el peso se puede distinguir la semilla fértil de la semilla vana, esta última impropia para la germinación.

c) Olor.

No deben desprender olores picantes, su color y brillo deben ser normales en su especie.

d) Edad.

Este aspecto es muy importante ya que está relacionada con su poder germinativo, comprobándose por medio de pruebas de germinación que a mayor tiempo de almacenamiento, la capacidad germinativa disminuye considerablemente hasta llegar a ser nula, cuando el embrión muere.

La mejor época de recolección de los frutos se realiza cuando estos han llegado a su madurez fisiológica, y luego deben ser guardados en fundas de papel o tela para facilitar su secado, no es aconsejable guardar en fundas plásticas ya que esto provoca transpiración y fermentación. Luego se la pone al sol para facilitar su secado, y posteriormente se separan las semillas de las impurezas. No debe proceder de árboles padres de edad muy avanzada o muy joven, puesto que estos árboles producen semillas estériles.

3.9.2. Propagación asexual.

Esto es posible, porque cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar una planta entera. Se puede obtener nuevas plantas a partir de hojas, tallos, raíces o meristemos. Lo que ocurre es que de estas partes vegetativas (tallos o raíces) o por medio de su unión por injerto, estacas o acodos, se forman raíces o yemas adventicias. Raíces adventicias son aquellas que se originan de cualquier otra parte de la planta diferente de las raíces, del embrión y sus ramas (Ipizia, 2011).

Una sola célula viviente, vegetativa y aislada, contiene toda la información necesaria para regenerar otra planta, lo mismo que una porción de tallo tiene la capacidad de formar raíces o viceversa, también las hojas pueden regenerar tallos y raíces (Hartmann y Kester, 1999).

3.9.2.1. Importancia de la propagación asexual.

En la propagación asexual las características heredadas del progenitor pueden ser conservadas. En realidad la nueva planta es la continuación del crecimiento y desarrollo del progenitor. Esta forma de reproducción tiene la ventaja de reproducir exactamente el árbol del que tomamos el vástago, además se obtienen árboles del mismo sexo que tiene la planta madre (Robinson, 2001 citado por Espejo, 2015).

Con la reproducción asexual es posible evitar los periodos juveniles largos o prolongados, ya que las plantas que se cultivan a partir de semilla pasan por un periodo de desarrollo juvenil prolongado en el cual no ocurre floración, en cambio mediante la propagación vegetativa se retiene la capacidad de floración evitando con ello la fase juvenil. También se evita en gran medida las características morfológicas inconvenientes (defectuosas) que posiblemente se tendrían al propagar por semilla (Quispe, 2013).

3.9.2.2. Formas de propagación asexual.

a) Acodo.

A menudo, una especie puede ser de difícil propagación por estacas y presentan problemas. En este caso se puede probar con acodos. El proceso consiste en provocar

una herida en una sección del árbol y cubrirla con un medio que favorezca el mantenimiento de humedad (musgo, barba de palo, estopa, tierra, etc.). En el proceso de cicatrización se produce la formación de callosidad, de la cual se pueden derivar raíces adventicias. Este proceso es estimulado por el uso de compuestos hormonales similar al caso de las estacas (FAO, 1980 citado por Espejo, 2015).

Los acodos más comunes son los aéreos, en los cuales la cubierta es un medio diferente de tierra y se realizan a cierta altura de la planta sobre el nivel del suelo. Cuando se dispone de ramas largas, bajas y flexibles estas se pueden introducir en la tierra: tenemos entonces los acodos terrestres (FAO, 1980 citado por Espejo, 2015).

b) Estacas.

“Rama o palo verde provista de yemas, sin raíces que se planta para que se haga árbol, de 20 a 30 cm de longitud, en el que se da un corte por el extremo inferior y corte redondo en la parte superior a distancia de 6 a 8 mm de la última yema” (Choque, 1992).

Estas son plantadas directamente en el campo definitivo. Sólo funciona en sitios con buenos suelos y adecuada humedad. Se obtienen de ramas leñosas pero no viejas. Son de longitud 30 a 60 cm de largo y 1,5 a 3 cm de diámetro. Las estacas deben incluir tres o más entrenudos. Un factor limitante de este tipo de propagación es que no debería promoverse a gran escala porque al ser estas estacas de grandes longitudes se requiere un número mayor de árboles madre incidiendo en un daño considerable de reducción de árboles como de follaje (Chiclote *et.al.* 1985).

c) Esquejes.

“Ramas o estacas apicales de uno a dos años que contienen yemas, las cuales bajo condiciones adecuadas desarrollan raíces adventicias (raíces que se originan de los tallos) y crecen entonces como planta independiente” (Leadlay y Greene, 2000).

3.9.2.3. Propagación vegetativa por esquejes.

Ipizia (2011), indica que los esquejes son obtenidos de especies leñosas siempre verdes. Las cuales deben ser tomadas en periodo de inicio de lluvias. Sus dimensiones varían entre 7 y 15 cm de largo, reteniendo las hojas de la parte superior. Si éstas fueran muy grandes deben reducirse para evitar la pérdida de agua y permitir un menor espaciamiento en la cama de cultivo. Con frecuencia se usan las puntas de las ramas, pero las partes basales del tallo también enraízan. El corte basal se hace justamente debajo de un nudo. Es recomendable obtener el material en las primeras horas de la mañana, cuando los tallos están turgentes y mantenerlos envueltos en una tela húmeda. Se deben proteger del sol todo el tiempo.

3.9.2.4. Ventajas de la propagación por esquejes.

La propagación por esquejes es ventajosa, ya que de unas cuantas plantas madres es posible iniciar muchas plantas nuevas en un espacio limitado. Este método de propagación vegetativa es económico, rápido, simple y no requiere técnicas especiales como los injertos. La planta, por general, se reproduce sin cambios genéticos (Tipo, 2004).

Hay muchas ventajas en cultivar material a partir de esquejes. En primer lugar, una mayoría de especies son aptas para reproducirse por este sistema en un periodo de tiempo razonablemente corto (Hoyos, 2004).

En la mayoría de los casos, los esquejes enraizados poseen las mismas características de la planta madre, además con este método creamos un sistema radicular fibroso y como consecuencia de ello, los plantones serán más fáciles de trasplantar y las raíces más fáciles de podar (Hoyos, 2004).

3.9.2.5. Factores que influyen en la propagación por esquejes.

La propagación por esquejes depende de las condiciones inherentes de los esquejes y de las condiciones ambientales durante el periodo de formación de raíces (Hoyos, 2004).

La propagación por medio de esquejes depende de la especie a propagar, el estado de diferenciación de tejidos del tallo predestinado a formar raíces, el estado de nutrición del árbol. Por otro lado, la calidad del sustrato, la humedad del mismo y la humedad relativa del aire son factores claves para el enraizamiento, siendo este último uno de los factores más decisivos (Torrez, 1992 citado por Hoyos, 2004).

a) Época de recolección.

El mejor periodo para efectuar la recolección de esquejes va desde la primavera hasta principios de verano si se opta por hacerla a finales de verano u otoño cabe la posibilidad de que el esqueje no emita raíces y en algunos casos la planta puede morir (Martínez, 1995).

b) Selección de plantas madre.

La recolección de los esquejes debe ser de plantas madre jóvenes, aislados y ubicados en zonas húmedas, de buenas características fenotípicas, fuste recto, copa bien formada, sano, libre de plagas y enfermedades (Hoyos, 2004).

La nutrición de la planta madre puede ejercer una fuerte influencia en el desarrollo de las raíces. Factores internos, tales como el contenido de auxina y las reservas de carbohidratos pueden desde luego, influir en la formación de las raíces de las estacas (Hartmann y Kester, 1999).

c) Selección del material vegetal.

En la composición química de las ramas hay marcadas diferencias de la parte basal a la parte apical. En las estacas tomadas de diferentes partes de la rama, el mayor porcentaje de raíces se obtiene de estacas de la porción apical de la rama (Castañeda, 1984).

Es necesario saber reconocer las ramas adecuadas. Así se sabe que el mejor material para esquejes tiene cierto grado de flexibilidad, debe estar lo suficientemente maduro para romperse cuando se dobla demasiado, en cambio aquellas ramas tiernas, suaves, de crecimiento rápido no son convenientes, ya que es probable que se deterioren antes de enraizar, del mismo modo se debe evitar recolectar aquellos tallos viejos y leñosos, ya que enraízan con dificultad (Hartmann y Kester, 1999).

d) Longitud y diámetro de esquejes.

La longitud de los esquejes varía generalmente entre 7 a 20 cm de largo y el corte debe ser limpio y sin rasgaduras (Gallego, 2001).

El grosor del tallo de los esquejes debe ser el de una lapicera, vale decir aproximadamente 1 cm de diámetro (Olivera, 1992 citado por Quispe, 2013).

e) Relaciones con el agua (Humedad).

El principal riesgo para los esquejes en los primeros días es la deshidratación. No tienen raíces por lo que no pueden absorber agua ni nutrientes. Para evitar que se deshidraten y mueran hay que situar los esquejes en un lugar de humedad elevada (más de 90%) (Hartmann y Kester, 1999).

f) Temperatura.

La temperatura de los esquejes es otra variable decisiva en los índices de supervivencia. Cuanto más estable y constante sea (día y noche) mejor. La temperatura ideal sería 25° a 28°C en las raíces y tres o cuatro grados menos en torno a las hojas, lo que minimiza la transpiración, y por lo tanto la deshidratación de los esquejes (Hartmann y Kester, 1999).

g) Luz.

Según Hartmann y Kester (1999) en todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis.

En el enraizamiento de esquejes, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces.

3.10. Condiciones básicas para el enraizamiento.

3.10.1. Temperatura.

El enraizamiento de esquejes de la mayoría de las especies, necesitan contar con temperaturas diurnas de 15 a 27°C y temperaturas nocturnas de 10°C (Hartmann y Kester, 1999).

La temperatura del aire excesiva tiende a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y por lo tanto aumenta la pérdida de agua por las hojas. Es importante que las raíces se desarrollen antes que el tallo (Hartmann y Kester, 1999).

3.10.2. Luminosidad.

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

Se requiere una intensidad adecuada de luz para asegurar la producción de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, para satisfacer las necesidades del sistema radicular en el desarrollo (Garden, 2000).

3.10.3. Humedad.

Para lograr un buen enraizamiento de los esquejes es esencial que estas mantengan su turgencia y que tengan un potencial de agua elevado (Hartmann y Kester, 1999).

Las plantas expulsan bajo forma de vapor de agua por los estomas de las hojas una parte de agua absorbida por las raíces. Una temperatura elevada, un ambiente muy luminoso y un atmosfera seca provocan una transpiración intensa (Heede *et.al.* 1981).

Aunque la presencia de hojas en las estacas o esquejes constituye un fuerte estímulo para la iniciación de raíces, la pérdida de agua por las hojas puede reducir el contenido de agua de las estacas a un nivel tal que ocasione su muerte antes de que pueda efectuarse la formación de raíces (Hartmann y Kester 1999 citado por Condori, 2006).

En las estacas se ha interrumpido la provisión natural de agua de las raíces a las hojas, pero estas todavía transpiran, para reducir al mínimo la transpiración de las hojas se tiene algunos métodos: enraizar las estacas en un invernadero y mantener un riego frecuente, esto mantiene una humedad ambiental elevada dentro de la estructura (Condori, 2006).

3.10.4. Sustrato.

Constituye la mezcla de materiales que son necesarios para el desarrollo y de los esquejes este debe ser suelto, debe estar limpio, húmedo y bien aireado (Ocaña, 2004).

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

Ocaña (2004), señala que el sustrato debe tener las siguientes propiedades:

- Medio consistente y denso para que las estacas permanezcan en su lugar durante el enraizado.
- Retentivo en humedad, que no necesite ser regado con demasiada frecuencia.
- Debe ser poroso, de modo que el exceso de agua se drene.
- Libre de hierbas, nematodos y patógenos.
- Debe tener un pH adecuado para que la estaca se pueda propagar.

3.11. Desarrollo anatómico de las raíces en los esquejes.

En el lugar en que se ha seccionado la estaca se produce una exudación de sustancias grasas, las cuales en contacto con el aire se oxidan formando una capa impermeable a los patógenos. Luego se inicia un proceso de suberización. A partir del cambium y en base a los nutrimentos contenidos, se inicia una proliferación de células en forma de anillo, la cual por diferenciación del anillo o callus, forman raíces y después se inicia el rotamiento del anillo. En las estacas verdes el enraizamiento se inicia en el periciclo y floema primario, en las leñosas en el cambium y floema secundario (Goitia, 2003).

El proceso de desarrollo de las raíces adventicias en las estacas de tallo puede dividirse en dos fases (Hartmann y Kester, 1999).

3.11.1. Iniciación de los primordios de raíz.

En muchas plantas su formación es después que se ha hecho la estaca, la misma que en las plantas en los haces vasculares, las células se dividen y forman grupos de células para constituir el primordio de raíz que se conecta con el haz adyacente, al emerger del tallo la raíz adventicia generalmente tiene diferenciada la cofia y una conexión vascular completa (Hartmann y Kester, 1999).

3.11.2. Callo y emergencia de las nuevas raíces.

En estacas colocadas en condiciones favorables se forma un callo en su extremo basal, como una masa irregular de células parenquimatosas en diversos estados de lignificación que se originan de células de la región del cambium vascular y el floema adyacente. Con frecuencia, las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo esto a la suposición de que la formación de callo es esencial para el enraizado, sin embargo son independientes. El hecho de que con frecuencia ocurra de manera simultánea se debe a su dependencia de condiciones internas y ambientales análogas (Hartmann y Kester, 1999).

3.12. Características de las hormonas de enraizamiento.

3.12.1. Generalidades.

Lira (1994), menciona que los reguladores de las plantas se definen como compuestos orgánicos diferentes de los nutrientes que, en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben o modifican de alguna forma cualquier proceso fisiológico vegetal. Las hormonas de las plantas (fitohormonas) son reguladores producidos por ellas mismas, que en bajas concentraciones, regulan sus procesos fisiológicos. En la actualidad, se conocen cuatro tipos generales de hormonas en las plantas: auxinas, giberelinas, citocininas e inhibidores y también se han reconocido las propiedades hormonales del etileno.

3.12.2. Las auxinas.

Ribéreau *et.al.* (1986) citado por Aguilar (2002), explican que son las primeras sustancias de crecimiento aislados en los vegetales, y tienen un papel muy importante en la fisiología de la planta. Por otra parte su interés práctico es considerable, pues se las utiliza corrientemente para mejorar el enraizamiento de las estacas, retardan la caída de los frutos y obtener frutos desprovistos de semillas, numerosos herbicidas son sustancias que pertenecen a este grupo.

Hartman y Kester (1980) citado por Condori (2006) menciona estudios efectuados sobre la fisiología que de las auxinas a mediados de la década de 1930, y después, mostraron que esta intervenía en actividades de la planta tan variadas como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de las hojas y frutos y en la activación de las células del cambium. El ácido indol-3 acético (IAA) se identificó en 1934 como un compuesto de ocurrencia natural que tenía una actividad considerable de auxina y pronto se encontró que promovía la formación de raíces adventicias. Esta acción del IAA se demostró originalmente mediante un ensayo biológico, usando epicótilos de chicharro ahilada en un grupo de condiciones estándar.

El nombre genérico dado a un grupo de compuestos orgánicos caracterizados por su capacidad para producir elongación en las células, por lo que se les llama hormona del “alargamiento celular”. La primera función descubierta de las auxinas fue estimulación de la división celular. La estimulación de la iniciación de las raíces, que fue la segunda, constituye la primera práctica de estos reguladores del crecimiento. Actualmente los viveristas utilizan los reguladores del crecimiento, para estimular la formación de las raíces de acodos (Weaver, 1975 citado por Bustos, 2010).

Participan también en la orientación de la hoja con su superficie adaxial (superior) hacia la luz y transversalmente al vector de gravedad (gravistropismo) y además en el crecimiento oblicuo con relación al vector de gravedad de los brotes laterales, estolones y raíces laterales, promueven la formación de las raíces laterales y adventicias (Jankiewicz, 2003 citado por Bustos, 2010).

3.12.3. Las giberelinas.

El efecto más sorprendente de asperjar plantas con giberelinas es la estimulación del crecimiento. Los tallos se vuelven generalmente mucho más largos que lo normal; se estimula el crecimiento de los entrenudos más jóvenes y frecuentemente se incrementa la longitud de los entrenudos individuales (Lira, 1994).

Según Hill (1984) citado por Bustos (2010), las giberelinas actúan en forma parecida a las auxinas al estimular el alargamiento celular, inducir el partenocarpio, producir nuevas síntesis de RNA y proteínas, actuar sobre la dominancia apical. Además actúan sobre el enanismo al producir un crecimiento normal de plantas genéticamente enanas, provocan la germinación de semillas y yemas rompiendo el letargo y promueven la floración y el espigamiento.

3.12.4. Las citoquininas.

Ribéreau *et.al.* (1986) citado por Aguilar (2002) señalan que las citoquininas constituyen la tercera categoría de sustancias de crecimiento, en el estudio de crecimiento de los tejidos vegetales. Estas favorecen esencialmente en la división celular en los meristemas primarios y secundarios. Las citoquininas se ocupan de

estimular el desarrollo de las raíces ya que por lo común estimulan el desarrollo de brotes y se oponen al enraizamiento, se conoce que a bajas concentraciones estimula la iniciación de raíces.

Las citoquininas afectan también en múltiples e importantes procesos fisiológicos; por ejemplo, estimulan la germinación de las semillas que necesitan luz y acortan el periodo de latencia de las yemas. Son también un factor muy activo en la regulación de la morfogénesis, ante todo, por suprimir la dominancia apical en las plantas, lo que causa la brotación de yemas laterales. En algunas especies de plantas las citoquininas participan en la inducción de la floración y en la abscisión de frutos pequeños (Jankiewicz 2003, citado por Bustos, 2010).

3.12.5. El ácido abscísico (ABA).

Es uno de los inhibidores del crecimiento más conocido y tiene implicaciones muy importantes en el control de la transpiración por los estomas; también provoca abscisión o caída de las hojas, flores y frutos (Lira, 1994).

3.12.6. El etileno.

Lira (1994) indica que el etileno estimula el crecimiento de varios granos, bulbos, estacas de madera dura y raíces, al igual que la germinación de algunas especies al aplicar el gas simplemente como pre tratamiento breve, es decir, si se limita la exposición a unas cuantas horas o pocos días antes de la brotación, o durante la imbibición de las semillas.

3.13. Enraizadores naturales.

3.13.1. 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 en pequeñas cantidades se sintetiza en los meristemas apicales de raíz (Maldonado, 1990).

3.13.1.1. Características del agua de coco.

Es el líquido que se halla en el interior de la pulpa; cuanto menos maduro este el fruto más abundante será y también más rico en nutrientes. Se considera una bebida isotónica natural, siendo muy apreciada en los países tropicales donde se toma extrayéndolo directamente del fruto, en el cuadro 2 se puede apreciar la composición del agua de coco (Condori, 2006).

Cuadro 2. Contenido nutricional del agua de coco.

PRODUCTO	CONTENIDO
Energía	20 Kcal
Proteínas	0,1 g
Carbohidratos	5,5 g
Lípidos	0,05 g
Sodio	25 mg
Potasio	160 mg
Cloro	20 mg
Calcio	5 mg
Fosforo	0,4 mg
Magnesio	0,45 mg

Fuente: Condori (2006)

El agua de coco es una sustancia empleada en experimentos de multiplicación de plantas, debido a que cocos inmaduros manifiestan propiedades en el desarrollo de tejidos, cualidad aprovechada en la experimentación; dicha sustancia presenta reguladores del crecimiento, como las citoquininas (1:3-difenil-urea), auxinas (AIA), ácido abscísico (ABA) y giberelinas (Flores, 2006).

3.13.1.2. Características del Sauce Ilorón.

Árbol caducifolio, dioico, de hasta 18 m de alto y 8 - 10 m de diámetro; tronco de corteza gris rugosa de hasta 80 cm de diámetro; ramificación erecta con ramas principales gruesas. Las hojas, de 156 mm de largo, son alternas, lineal-lanceoladas,

de márgenes aserrados y de color verde claro. Las flores masculinas y femeninas son dioicas y se encuentran dispuestas en racimos amarillentos que florecen durante la primavera. El fruto es una cápsula con numerosas semillas rodeadas de pelos suaves y brillantes (Infojardin, 2015 citado por Aruquipa, 2018).

El sauce llorón tiene propiedades enraizadoras inherentes, como citoquininas que general inhiben la iniciación de raíces de tallo. Estimulan fuertemente la iniciación de yemas. 6-benciladenina, kinetina, giberelinas. Estimulan la elongación del tallo, pero inhiben la formación de raíces adventicias; parece demostrado que impiden las divisiones precoces implicadas en la des diferenciación inicial. Satisfactorias como enraizador, al obtener del machacado de sus hojas, aproximadamente 1kg. (Hojas) con ½ litro de agua, con un tratamiento de un día de reposo (Infojardín, 2015 citado por Aruquipa, 2018).

3.14. Mecanismos de acción de los enraizadores naturales.

Hartmann y Kester (1999), indican que 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 (debido a la presión) disminuye; entra agua, volumen celular aumenta; 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.

3.15. Transporte de auxinas en el enraizamiento natural.

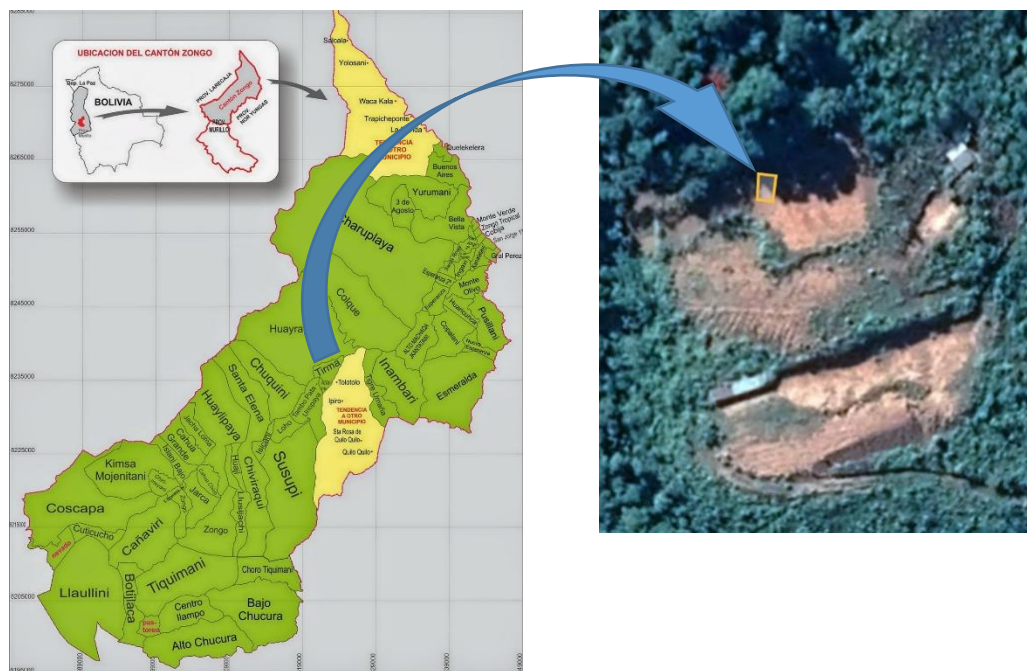
Según Villarroel (1990), indica que las auxinas se dirigen desde el ápice a la base pero no en sentido contrario, tanto en la raíz como en el tallo muchas de las respuestas y correlaciones del crecimiento realizado por la auxina depende precisamente de este carácter de su desplazamiento. A esto se debe que la auxina producida por la yema apical de una rama puede desplazarse y afectar el crecimiento de la misma. La auxina es transportada por medio de un mecanismo dependiente de energía, alejándose en forma basipétala desde el punto apical de la planta hacia su base, este flujo de auxina reprime el desarrollo de brotes axilares.

4. LOCALIZACIÓN.

4.1. Ubicación del área de estudio.

La investigación se realizó en la comunidad Tirma del Municipio de Zongo del Departamento de La Paz, a una altitud de 1016 m.s.n.m. está ubicado geográficamente a 15°57'32.6" latitud sur y 67°51'47.3" de longitud oeste.

Figura 1. Ubicación del lugar de la investigación.



Fuente: Elaboración propia

4.2. Características climáticas.

La región se caracteriza por ser calurosa con una temperatura media anual de 19.6°C, una máxima anual de 33°C y una mínima anual de 13.5°C teniendo el periodo de lluvias de noviembre a marzo, el resto del año es húmedo con una humedad relativa de 72.8 % y una precipitación media anual es de 1203.13 mm (SENAMHI, 2019).

4.3. Descripción agroecológica.

4.3.1. Características climáticas de la zona.

Según Cortez (2007), el clima es semi-templado a cálido en invierno y templado húmedo en verano la precipitación pluvial anual fluctúa entre 1000-1700 mm/año, la humedad relativa oscila entre 45 a 82%, teniendo una humedad relativa, aproximada de 67%, con adecuada humedad en los meses de octubre a mayo, bajando a un 40% en los meses de junio a septiembre, la temperatura media varía entre 15.4 y 25.5 °C.

4.3.2. Vegetación.

Los principales cultivos a los que siempre ha dedicado, su atención los pobladores de esta comunidad son: banano, maíz, yuca, waluza, café, estevia, zapallo, cítricos y hortalizas que alternan con campos verdes, se usan estos terrenos al máximo de su capacidad (Cortez 2007).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materiales.

5.1.1. Material biológico.

- 200 esquejes de *Astrapea*
- 6 cocos verdes
- 1 Kg de ramas apicales de sauce

5.1.2. Material de campo.

- Picota
- Flexómetro

- Pala
- Tachos
- Carretilla
- Marbetes
- Machete
- Tijeras de podar
- Bolsas de repique
- Malla semisombra al 50%
- Callapos
- Termómetro

5.1.3. Materiales de gabinete

- Computadora
- Material de escritorio (lápices, marcadores y otros)
- Planilla de datos
- Cámara fotográfica

5.2. Método procedimental.

5.2.1. Preparación del área de estudio.

Para este primer paso se realizó la limpieza, desmalezado y el terraceado del área que se utilizó para la construcción de un vivero de 7 m x 3 m. El vivero fue construido con callapos recolectados del lugar y semisombra al 50 % para reducir el contacto directo con los rayos solares.

5.2.2. Preparación de sustrato.

Para la preparación del sustrato se utilizó tierra de lugar, obteniendo la misma de la capa superficial del suelo a una profundidad aproximada de 20 cm por la existencia de materia orgánica generada por la descomposición del material vegetal. Seguidamente se realizó la mezcla homogénea del sustrato, para después proceder con la desinfección del sustrato utilizando formol al 40 %, colocando 200 ml del mismo en 15 L de agua, que sirvió para 2 m³ del sustrato, aplicando con la ayuda de una mochila fumigadora se empezó a regar el sustrato parte por partes, seguidamente se cubrió con un nylon que simulaba un cierre hermético dejándolo 48 horas, luego se dejó respirar por 24 horas, entonces se procedió al embolsado.

Para el embolsado se utilizó bolsas de polipropileno a los cuales se les hicieron hoyos que sirvió para la evacuación de agua excedente de los riegos y lluvias constantes en la zona de estudio.

5.2.3. Preparación de los enraizadores naturales.

Se emplearon dos enraizadores naturales: agua de coco y agua de sauce. En el caso del agua de coco se utilizó seis cocos verdes, contando que de cada coco se obtuvo de 200 a 250 ml de agua obteniendo un total de 1.5 litros.

Para el agua de sauce se utilizaron solamente los tallitos, cortando en trozos pequeños se obtuvieron 1 kilo de sauce. Posteriormente con 1 litro de agua se hizo hervir a fuego lento los tallos cortados de sauce, una vez hervido se vertieron los mismos en un colador tratando de obtener el líquido y se dejó reposar por 12 horas aproximadamente para aumentar la concentración de auxinas.

Para los dos casos dejamos en reposo los esquejes de astrapea en las soluciones ya preparadas, sumergiendo a 5 cm los esquejes por un tiempo de 12 horas, 24 horas y 36 horas (variable tiempo de inmersión).

5.2.4. Recolección de esquejes de Astrapea.

Se realizó la recolección de esqueje de plantas madre haciendo una selección de plantas sin enfermedades y que estén vigorosas, posteriormente se realizó la recolección de esquejes de 10 a 15 cm. de longitud, con un corte en bisel llegando a recolectar 200 esquejes de Astrapea.

5.2.5. Trasplante de esquejes según el tiempo de remojo en el presente estudio.

Se trasplantó los esquejes de Astrapea en las bolsas con sustrato ya preparado anteriormente insertándolos a cinco centímetros y de forma inclinada, debido a que los esquejes de Astrapea tendrán un corte en bisel, luego se compactó ligeramente el sustrato.

5.2.6. Evaluación de datos.

Los datos fueron tomados una vez que los esquejes presentaron brotes, esto fue a las dos semanas después de su trasplante. Se pudo observar de a poco la eficacia de los enraizadores evaluados en los distintos tiempos.

5.3. Método experimental.

Para el análisis y la interpretación de datos el diseño experimental se realizó bajo un modelo estadístico en condiciones casi homogéneas en una distribución completamente al azar con arreglo bi-factorial, siendo; el factor A= tipo de enraizador y el factor B= tiempo de remojo, dispuestas al azar con 3 repeticiones.

5.3.1. Tratamientos.

Factor A: tipos de enraizador

factor B: tiempo de remojo

A0: testigo (agua)

B1: 12 hr.

A1: sauce

B2: 24 hr.

A2: agua de coco

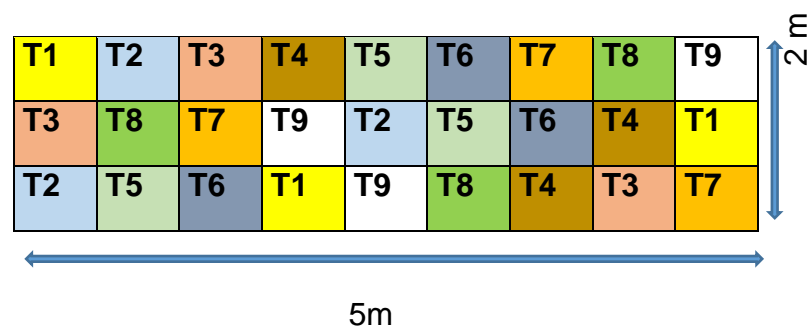
B3: 36 hr.

- **Tratamientos**

T1	A0B1	Testigo por 12 horas
T2	A0B2	Testigo por 24 horas
T3	A0B3	Testigo por 36 horas
T4	A1B1	Remojo en agua de sauce por 12 horas
T5	A1B2	Remojo en agua de sauce por 24 horas
T6	A1B3	Remojo en agua de sauce por 36 horas
T7	A2B1	Remojo en agua de coco por 12 horas

T8	A2B2	Remojo en agua de coco por 24 horas
T9	A2B3	Remojo en agua de coco por 36 horas

5.3.2. Distribución espacial:



5.3.3. Modelo lineal aditivo.

$$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ij} = Una observación cualquiera

μ = Media del enraizamiento de esquejes de Astrapea

α_i = Efecto fijo del i-ésimo nivel de A (tipo de enraizador)

β_j = Efecto fijo del j-ésimo nivel de B (tiempo de remojo)

$(\alpha\beta)_{ij}$ = Efecto fijo de la interacción del i-ésimo tipo de enraizador y el j-ésimo tiempo de remojo

ϵ_{ij} = Efecto aleatorio de residuales o error experimental ($0, \sigma\epsilon^2$)

5.4. Variables de respuesta.

5.4.1. Porcentaje de prendimiento.

Se contabilizó el número de esquejes latentes, verdes, con brotes y esquejes arraigados (con raíz), en desarrollo a los 30 días después de la siembra en macetas de cada tratamiento y repetición en el presente estudio.

5.4.2. Longitud de raíces.

Para registrar esta variable se muestrearon tres plántulas por tratamiento al finalizar el estudio, una vez que se observó el desarrollo de brotes y hojas en los esquejes. Se registró la longitud máxima de la raíz en centímetros, desde la base del esqueje hasta el ápice radicular con una regla metálica, graduada en centímetros.

5.4.3. Número de raíces.

Después de prendidas, las raíces se contaron una por una, dividiendo entre la cantidad de esquejes arraigados, para determinar el número promedio de raíces por esquejes prendidas.

5.4.4. Número de hojas.

En esta variable se contabilizó el número de hojas que presentaron los esquejes en el presente estudio las cuales se utilizó para determinar el promedio de hojas por esqueje en cada tratamiento.

5.4.5. Longitud de brotes.

Se midió con ayuda de un vernier el tamaño de hojas, contando una por una para poder determinar el comportamiento de crecimiento del esqueje en los distintos tratamientos.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

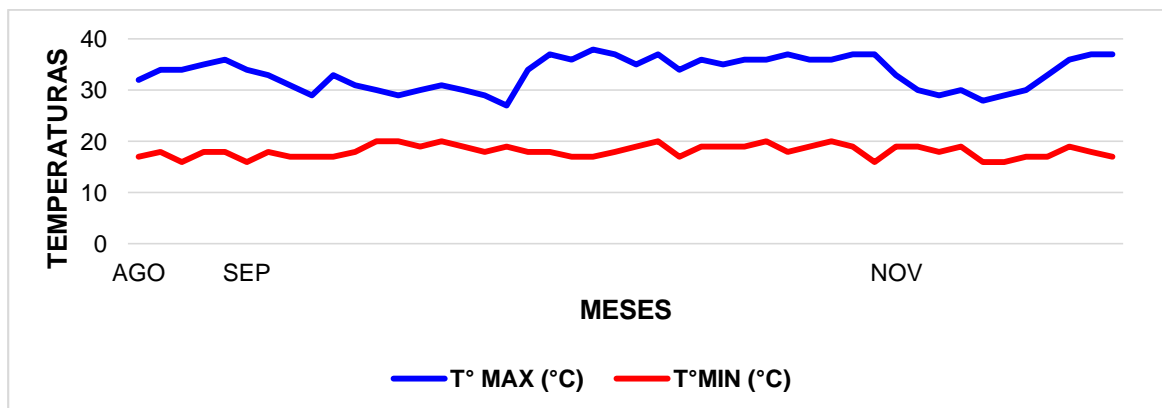
En la presente investigación se estudió el efecto de enraizadores naturales en la propagación de astrapea, obteniendo los siguientes resultados descritos a continuación.

6.1. Factores ambientales.

En la figura N°2 se puede observar las temperaturas registradas por día durante el ensayo de máximas y mínimas, desde finales del mes de agosto a mediados de mes de octubre, donde se ve que la temperatura máxima alcanzó 38°C en el mes de septiembre y una mínima de 16 °C en los meses de agosto y octubre.

Con esto podríamos decir que no hay cambios bruscos de temperatura para el desarrollo, estando en los rangos tolerados de astrapea en estos meses de investigación, la temperatura máxima oscila entre 27-38 °C y la temperatura mínima oscila entre 16-20 °C.

Figura 2. Registro de temperaturas máximas y mínimas en el vivero.



Fuente: Elaboración propia

Según la revista Plantas a diario, (2007) indica que la Astrapea crece a la luz directa del sol, pero tolera la semi-sombra. Su temperatura ideal oscila entre 21 y 27° C, con clima sub-húmedo a seco, no tolera los excesos ni de calor ni de frío por lo que podríamos ver que en el presente estudio se tuvieron temperaturas cercanas a las que menciona la revista dándonos resultados óptimos.

Según (CATIE, sf.) citado por Sánchez (2015) menciona que las temperaturas mínimas benefician el enraizamiento, 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.

6.2. Porcentaje de prendimiento de esquejes vivos.

Se realizó un conteo simple de las plantas vivas por cada unidad experimental a los 30 días después de la plantación de los esquejes, para ello se utilizó la siguiente fórmula.

$$\% \text{ de prendimiento} = \frac{\text{Número de plantas vivas}}{\text{Número de plantas totales}} \times 100$$

$$\% \text{ de prendimiento} = \frac{169}{189} \times 100 = 89.42 \%$$

$$\% \text{ de mortandad} = 11.58 \%$$

Se obtuvo un total de 89.42% de esquejes vivos con crecimiento de raíz y brote óptimo y un 11.58 % de esquejes aun verdes sin raíces ni brotes a los 30 días, pudiendo atribuir este comportamiento a que probablemente se trataron de esquejes demasiado jóvenes o esquejes demasiado viejos, por esa razón los tomaremos como esquejes muertos ya que no tiene significancia en el presente estudio.

Cuadro 3. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de prendimiento de esquejes vivos de astrapea.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Enraizador	0.02	2	0.01	0.19	0.8280	NS
T. Remojo	0.03	2	0.01	0.36	0.7046	NS
Enraizador*T. Remojo	0.21	4	0.05	1.26	0.3212	NS
Error	0.74	18	0.04			
Total	0.99	26				

Fuente: elaboración propia NS= No significativo CV= 7.54 %

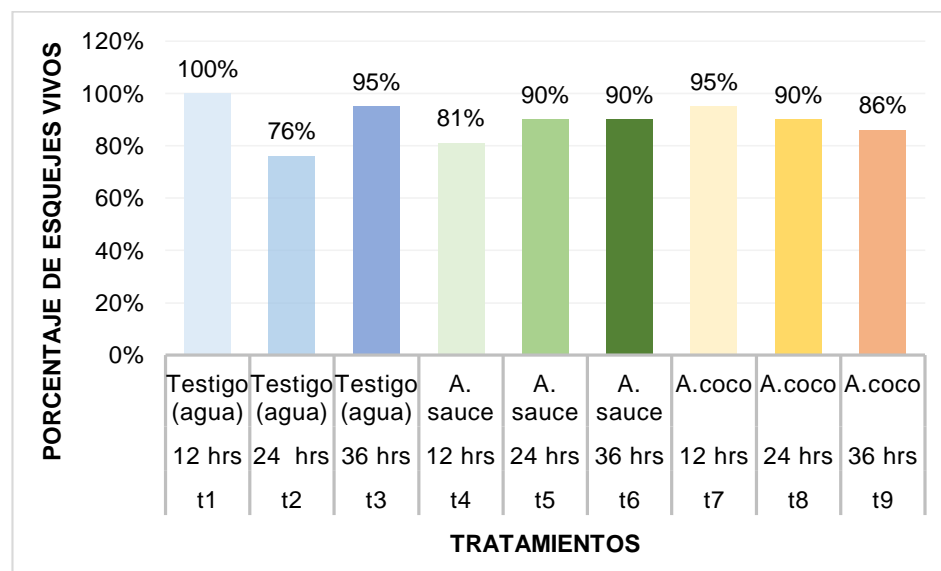
Según Ochoa (2009), un coeficiente de variación que presenta valores < 30% está en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 7.54% esto indica que la toma de datos fue excelente y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

De acuerdo al análisis de varianza (ver cuadro 3), se pudo observar que el factor A (enraizador), el factor B (tiempo de remojo) y la interacción de ambos no presentan diferencias significativas, es decir que el enraizador y el tiempo de remojo no tuvieron efecto en el prendimiento de esquejes de astrapea. En este contexto se podría decir que los esquejes que no prendieron fueron a causa de que no lograron recuperarse del estrés fisiológico al que fueron sometidos al realizar la investigación.

Weaver (1996), citado por Gutiérrez (2013), indica que el objeto de tratar las estacas con fitohormonas es incrementar el prendimiento de estacas que crezcan vigorosamente en el vivero, siendo favorables sus efectos y estimulando la iniciación de las raíces incrementando el porcentaje de estacas que forman raíces y aceleran el tiempo de enraizamiento.

Ipizia (2001), indica 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, para lograr el objetivo que es lograr plantas fisiológicamente vigorosas.

Figura 3. Porcentaje de prendimiento según tratamientos.



Fuente: elaboración propia.

Los resultados en la figura 3 muestran que a pesar que las diferencias estadísticas no fueron significativas. Sin embargo el tratamiento T1, (agua con 12 horas de remojo), T3 (agua con 36 horas de remojo) y T7 (agua de coco 12 horas de remojo) tuvo el mayor porcentaje de prendimiento y como los tratamientos con menor prendimiento se tiene a los tratamientos T2 (agua 24 horas de remojo), T4 (sauce 12 horas de remojo) y T9 (agua de coco 36 horas de remojo).

Según Aruquipa (2018), en la propagación de tomillo el enraizador preparado con sauce tuvo un promedio de prendimiento de 55 % remojados en 24 horas con una relación de 1 Kg de sauce y $\frac{1}{2}$ L de agua, desvariando con el presente estudio que se obtuvo un 90 % de prendimiento a 24 y 36 horas de remojo, esto probablemente se deba a la actividad y concentración de auxinas y giberelinas del enraizador sauce, que se dejó macerar el concentrado por menos tiempo (12 horas), con una relación de 1Kg de sauce con 1L de agua.

Condori (2006), menciona que en la propagación de (*Acer negundo*) obtuvo un porcentaje de prendimiento del 40% a 80% con la aplicación del extracto de sauce y de un 30% a 70% con agua de coco,

Al respecto Hartmann (1992), citado por Gutiérrez (2013), menciona que el objeto de tratar esquejes con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de prendimiento de estacas que forman raíces y acelere la iniciación de ellos. Sin embargo para el porcentaje de prendimiento podemos notar que en esta investigación no tuvo mucha relevancia ya que el mayor porcentaje de prendimiento fue del testigo T1 (agua en 12 horas de remojo) con el 100 % de prendimiento, por lo que atribuimos que probablemente remojando en agua podríamos obtener plantines nuevos, por tanto para la formación y aceleración del crecimiento fisiológico si tenemos intervención positiva de los enraizadores con los que se trabajó en la presente investigación.

No obstante a la poca información y al poco estudio referente a esta especie en nuestro país, se obtuvieron resultados muy favorables las que servirán para futuros estudios.

6.3. Longitud de raíz.

En el cuadro 4 se muestra los resultados obtenidos de longitud de raíz que fueron obtenidos a los 30 días de haber trasplantado los esquejes de Astrapea.

Cuadro 4. Análisis de varianza (ANVA) de longitud de raíces.

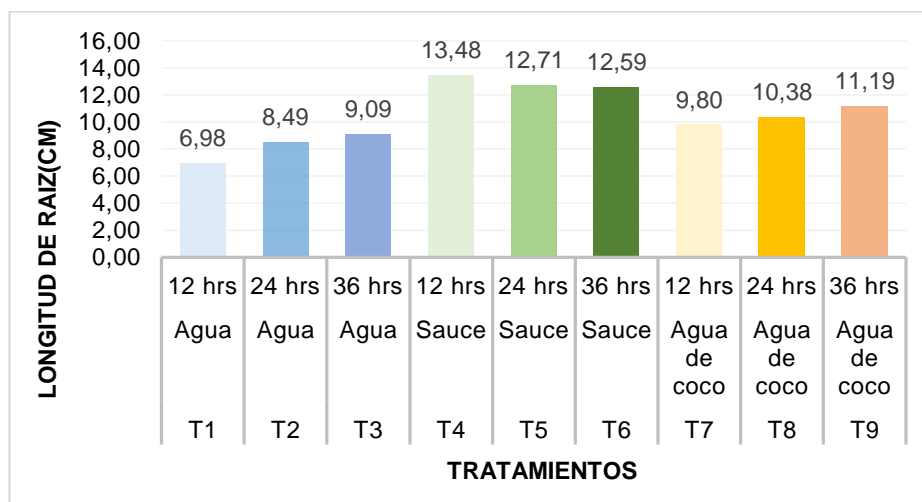
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Enraizador	1.9	2	0.95	2.42	0.1177	NS
T. Remojo	0.11	2	0.06	0.14	0.8661	NS
Enraizador*T. Remojo	0.23	4	0.06	0.15	0.9615	NS
Error	7.07	18	0.39			
Total	9.32	26				

Fuente: elaboración propia. **NS= no significativo CV= 18.75**

Con respecto al coeficiente de variación $CV=18.75\%$ indica que los datos experimentales son confiables en condiciones de campo, porque el CV se halla por debajo del valor recomendado ($CV < 30$), y también considerado bueno para experimentos de tipo agrícola y forestal.

En el (ANVA) cuadro 4 Se puede observar que en la variable longitud de raíz no existe variaciones significativas, entre los diferentes tipos de enraizadores y los diferentes tiempos de remojo como también en la interacción de las mismas, a este resultado lo podemos atribuir que los tiempo de remojo de los esquejes probablemente hubiesen sido demasiado cortos, como también la preparación de los enraizadores en cuanto a concentración no hayan sido suficientes para lograr obtener una significancia en la variable longitud de raíz.

El desarrollo de la raíz es importante porque son las que profundizan en el suelo y son responsables de la absorción de agua y nutrientes necesarios para los procesos de asimilación, esta característica asegura su sobrevivencia en el sitio definitivo (Haising, 1986), citado por (espejo, 2015).

Figura 4. Longitud de raíz según tratamientos de estudio.

Fuente: elaboración propia.

Sin embargo aunque la variable longitud de raíz no tenga resultados significativos, en la figura 4 podemos observar que los T4 (sauce a 12 horas) tubo la mayor longitud de raíces con un promedio de 13.48 cm, como segundo está el T5 (sauce a 24 horas) con una longitud de 12.71 cm y en tercer lugar está el T6 (sauce a 36 horas) teniendo como enraizador estrella al sauce con mayor longitud de raíces en diferentes tiempos de remojo (12, 24 y 36 horas) y como menor incidencia en la longitud de raíz esta nuestro testigo (agua) obteniendo promedios entre 6.98 y 9.09 cm en los T1(agua a 12 horas) y T3 (agua a 36 horas).

Masiero *et.al.* (2019), al evaluar tipos de esquejes y sustratos en la propagación de astrapea (*Dombeya wallichii*), obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento (45%) en esquejes con media hoja en sustrato orgánico comercial Mecplant ®. Si bien los resultados son inferiores a los del presente estudio, recomendaron el sustrato referido para la producción de plántulas de la especie.

Claudio *et.al.* (2015), indica y recomienda El uso de un enraizador químico (IBA) en una dosis de 3000 mg/L demostrando ser eficaz en promover el enraizamiento y crecimiento del sistema radicular y en la brotación de esquejes de astrapea.

Condori (2006), en la propagación de (*Acer negundo*) obtuvo una longitud de raíz de 9,8 cm con la aplicación de extracto de sauce y 9,06 con agua de coco a los 30 días.

Lira (1994), sostiene que las auxinas también estimulan la división celular; por ejemplo, fomentan el desarrollo de callos, de los que se desprenden crecimientos similares a raíces. Las auxinas son muy efectivas para iniciar la formación de raíces en varias especies vegetales.

6.4. Número de raíz.

Los resultados obtenidos para el número de raíz fueron obtenidos a los 30 días de haber sembrado los esquejes de astrapea, se obtuvo lo siguiente.

Cuadro 5. Análisis de varianza (ANVA) de número de raíces.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Enraizador	0.09	2	0.05	0.14	0.8734	NS
T. Remojo	2.15	2	1.07	3.14	0.0675	NS
Enraizador*T. Remojo	1.09	4	0.27	0.8	0.5432	NS
Error	6.15	18	0.34			
Total	9.48	26				

Fuente: elaboración propia. **NS = No significativo CV= 19.90%**

Según Ochoa (2009), un coeficiente de variación que presenta valores < 30% está en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 19.90% esto indica que la toma de datos fue buena y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

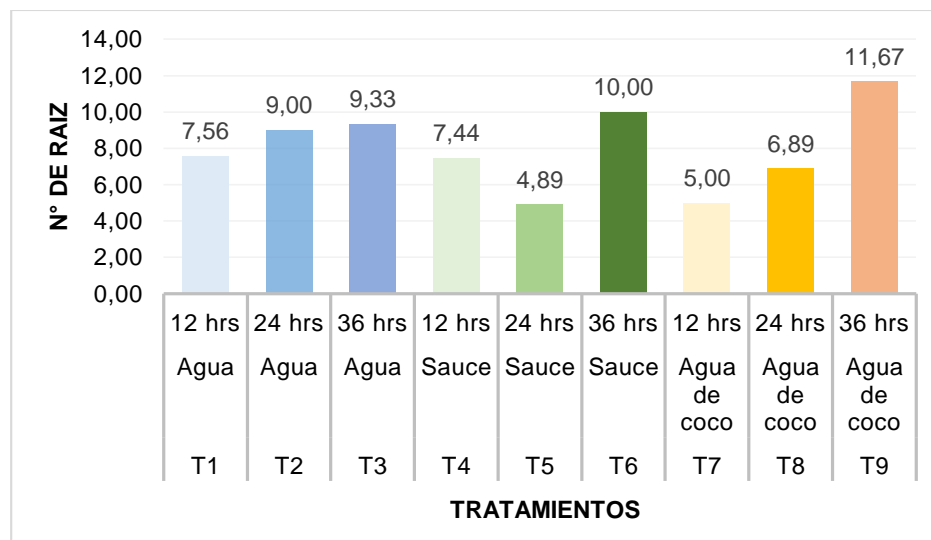
En el cuadro 5 se puede evidenciar que en la variable número de raíz del factor enraizador, factor tiempo de remojo y la interacción de los mismos no tuvieron significancia en las muestras de estudio de esquejes de astrapea, por lo tanto podemos decir que los enraizadores en diferentes tiempos de remojo no tienen efecto para la variable número de raíces.

Fachinello y Mattel (2000), citado por Gutiérrez, (2013) mencionan que el principio anatómico del enraizamiento en el momento en que una estaca o esqueje es preparada, consiste de una o más yemas (sistema área en potencia) y de una porción del tejido diferencial aéreo o subterráneo sin sistema radicular formado.

Las raíces formadas en los esquejes o estacas serán por tanto una respuesta al traumatismo producido por el corte.

Por otro lado Bidwel (1979), citado por Gutiérrez, (2013). Afirma que la formación de las raíces, son procesos controlados principalmente por factores internos, se determinan aparentemente por los niveles o el gradiente de las sustancias de crecimiento en los meristemos de la raíz.

Figura 5. Número de raíces por tratamiento.



Fuente: elaboración propia.

En la figura 5 podemos observar que aunque las variables enraizador, tiempo de remojo y su interacción no tuvieron significancia en el N° de raíces, en la presente gráfica se muestra algunas comparaciones viendo que el T9 (agua de coco a 36 horas) tuvo la mayor cantidad de raíces con un promedio de 11.67 raíces / esqueje y como segundo tenemos al T6 (sauce a 36 horas) con un promedio de 10 raíces / esqueje y como último tenemos al T5 (sauce a 24 horas) con un promedio de 4.89 raíces / esqueje.

Gutiérrez (2013). Indica que en su investigación en el ligustro verde, el enraizador agua de sauce obtuvo en promedio 3 raíces por esquejes teniendo resultados inferiores al presente trabajo, podríamos atribuir ese comportamiento a los distintos tiempos de remojo (12, 24, 36 horas) a los que fueron sometidos los esquejes de astrapea

6.5. Número de hojas.

Los resultados obtenidos para la variable número de hojas se obtuvieron contabilizando una a una la cantidad de hojas por esquejes de astrapea se obtuvo lo siguiente.

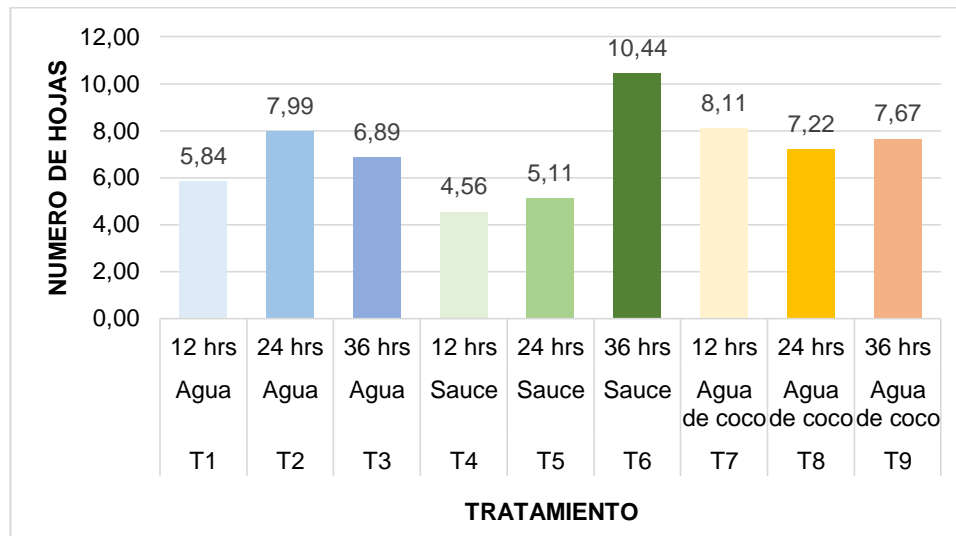
Cuadro 6. Análisis de varianza (ANVA) de número de hojas.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Enraizador	0.65	2	0.32	1.53	0.2436	NS
T. Remojo	0.18	2	0.09	0.42	0.6654	NS
Enraizador*T. Remojo	2.17	4	0.54	2.57	0.0734	NS
Error	3.8	18	0.21			
Total	6.8	26				

Fuente: elaboración propia. **NS=** No significativo **CV= 15.80%**

El ANVA en el cuadro N°6 para esta variable número de hojas a los 30 días, nos mostró que no hubo diferencias significativas ($P \geq 0,05$), es decir que no existe diferencia entre los dos enraizadores en el enraizamiento de las esquejes en sus tres distintos tiempos de remojo a los 30 días después de su siembra.

Hartmann y Kester (1999), indican que la capacidad para generar la estructura entera de la planta, es una propiedad que poseen esencialmente todas las células vegetales vivientes, se demuestra en las diversas células y sistemas de células. Dicha capacidad depende de dos características fundamentales de las células vegetales. Una es la totipotencia. Que significa que cada célula vegetal viviente contiene la información genética necesaria para reconstituir todas las partes de la planta y sus funciones. La segunda es la dediferenciación, o sea la capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo.

Figura 6. Número de hojas.

Fuente. Elaboración propia.

Podemos observar que estadísticamente hablando no presentó una diferencia significativa entre tratamientos, tiempo de remojo y la interacción de los mismos, sin embargo, en la figura 12 en la que se hace comparaciones entre tratamiento, se observa que el tratamiento que presentó la mayor cantidad de hojas es el T6 (sauce 36 horas) llegando a obtener en promedio 10.44 hojas, el promedio de mayor cantidad de hojas y el tratamiento que obtuvo la menor cantidad de hojas es el T4 (sauce 12 horas) con un promedio de 4.56 hojas.

Al respecto, Harttman y Kester (1999), mencionan que la presencia de hojas en las estacas ejerce una gran influencia estimulante sobre la iniciación de raíces adventicias, además de que las hojas son los productores de la fotosíntesis (carbohidratos) y también son grandes productores de auxinas que son transportadas a través del floema a la base de la estaca de manera natural y otras sustancias que también ayudan a la formación de raíces y así el desarrollo de la planta.

Quispe (2013), menciona que en la propagación de queñua el enraizador sauce obtuvo una cantidad promedio de hojas de 8.30 a diferencia del agua de coco que obtuvo un promedio de 7.86 por lo que presume que fue por el contenido de auxinas en el extracto de sauce que aportó al desarrollo de las hojas.

6.6. Longitud de brote.

Los resultados obtenidos para la variable longitud de brote que fueron obtenidas en el presente estudio en esquejes de astrapea se obtuvieron lo siguiente:

Cuadro 7. Análisis de varianza (ANVA) de longitud de brote.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Enraizador	0.05	2	0.03	0.74	0.49	NS
T. Remojo	0.14	2	0.07	2.07	0.16	NS
Enraizador*T. Remojo	0.43	4	0.11	3.08	0.04	*
Error	0.63	18	0.03			
Total	1.25	26				

Fuente: elaboración propia. * **Significativo** **NS=** No significativo **CV= 7.17%**

Según Ochoa (2009) un coeficiente de variación que presenta valores < 30% está en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 7.17 % esto indica que la toma de datos es excelente y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

El ANVA en la cuadro 7, para la variable longitud de brote demuestra que el factor tipo de enraizador y tiempo de remojo no tuvieron diferencias significativas $P \geq 0.05$ es decir que no existe diferencias entre los dos enraizadores y los tiempos de remojo individualmente.

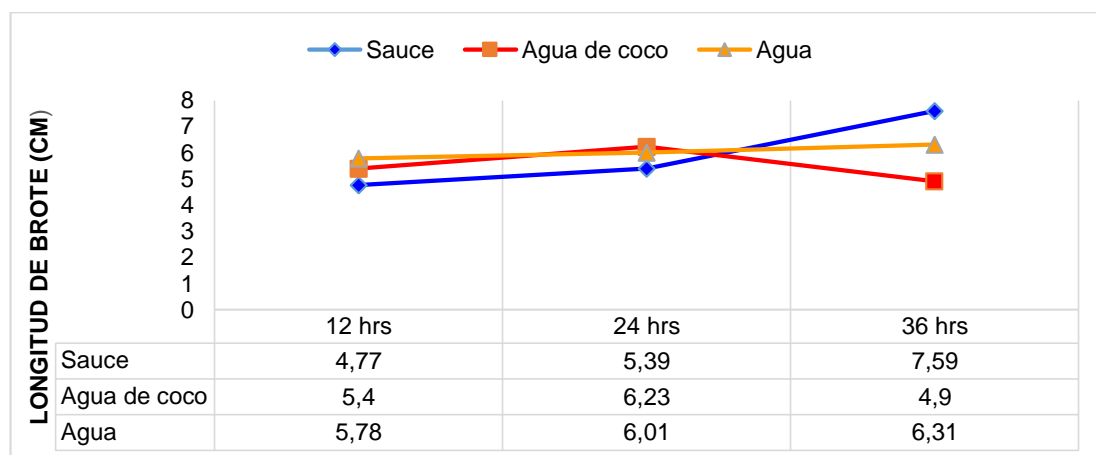
Cuadro 8. Comparación de medias entre enraizador y tiempos de remojo en esquejes de Astrapea.

TRATAMIENTO	ENRAIZADOR	T. REMOJO	MEDIAS	COMPARACIÓN
T4	Sauce	12 hrs	4.77	A
T2	Agua	24 hrs	6.01	A B
T8	Agua de coco	24 hrs	6.23	A B
T6	Sauce	36 hrs	7.59	B

Fuente: elaboración propia.

En el cuadro 8 para la prueba de Tukey $\alpha = 0.05$ de la longitud de brotes en diferentes enraizadores y tiempos de remojo, se observa que existen tres grupos de los cuales el T6 (sauce a 36 horas) es la más diferenciada porque tiene la mayor longitud de brote que es significativamente superior a los otros enraizadores a diferentes tiempos de remojo, seguida del T2 (agua a 24 horas) y T8 (coco a 24 horas) que si bien son iguales estadísticamente representan los valores menores en cuanto al crecimiento del brote y por ultimo tenemos a el T4 (sauce 12 horas).

Figura 7. Interacción entre tipo de enraizador y tiempo de remojo.



Fuente: elaboración propia.

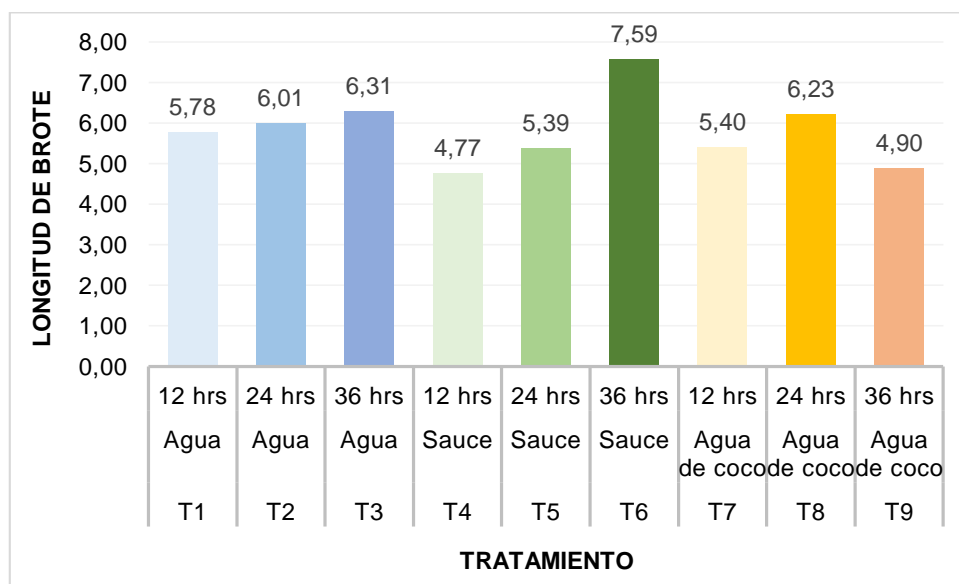
En el análisis para la interacción A (enraizadores) X B (tiempos de remojo) figura 7 presentaron diferencias significativas, eso nos da a entender que la interacción de ambos tubo efecto en la longitud del brote de esquejes de astrapea tienen relación en cuanto a la longitud de brote.

Observando en la figura 13 donde se muestra que la mejor interacción es el T6 (sauce a 36 horas de remojo) presentado mayor altura de brote con 7.59 cm a los 30 días, además se observa que a medida en que pasa el tiempo va adquiriendo un crecimiento progresivo, y la interacción con menor altura del T9 (agua de coco a 36 horas de remojo) con 4.9 cm de longitud, por lo que se observa que no hay efecto en su longitud de brote en si al pasar e l tiempo desciende su crecimiento .

Según Rodríguez (2000) define que el tallo es el eje del vástago de forma cilíndrica con aspecto de varilla, generalmente muy alargado, que crece fuera del suelo, portador de las hojas, el cual termina en una yema apical, se ramifica de manera diversa o permanece simple, dependiendo de la función del sistema radicular.

Es por esta razón que los resultados obtenidos en la investigación demuestran que la formación de las raíces tuvieron una influencia en el crecimiento longitudinal de los brotes, debido a que los enraizadores aplicados como el agua de coco y sauce en diferentes tiempos de remojo, presentó un desarrollo radicular óptimo ya que con la aplicación de este se observó raíces mucho más fibrosas, lo cual permitió una mejor adaptabilidad.

Figura 8. Longitud de brotes por tratamiento.



Fuente: elaboración propia.

La figura 8 presenta la longitud de brotes de esquejes de astrapea, para estos datos el más representativo es el T6 (sauce 36 horas) con una media de 7.59 cm a los 30 días después de su trasplante y la menor representativa es el T4 (sauce 12 horas) con un promedio de 4.77 cm.

Quispe (2013), obtuvo un crecimiento longitudinal de 13,03 y 10,19 cm en esquejes de *Polylepis besseri*, con la aplicación de dos enraizadores orgánicos: extracto de sauce y agua de coco respectivamente esto a los 90 días. La diferencia podría atribuirse a que el comportamiento es distinto en cada especie.

6.7. Análisis de costos parciales de producción.

El análisis económico se realizó para obtener el mayor Beneficio/ Costo, la mayor rentabilidad económica. Para la propagación esquejes de astrapea, para respaldar el presente trabajo y recomendar este método de propagación como una alternativa innovadora.

El análisis se realizó con los costos de insumos, mano de obra, comercialización de plantas. En el cuadro 9 registra los resultados obtenidos.

Cuadro 9. Beneficio costo por enraizador (coco y sauce) en la producción de esquejes de astrapea.

Enraizador	Beneficio (Bs.)	Neto	Costo total (Bs.)	B/C
Testigo (agua)	4021.4		2978.6	1.35
Sauce	4001.4		2998.6	1.33
Coco	3863.4		3003.6	1.29

Fuente: elaboración propia.

Se observa que las relaciones B/C son mayores a uno, por tanto podemos decir que es económicamente rentable en todos los casos. Sin embargo el testigo por más rentable que parezca tiene un crecimiento demasiado lento, por lo cual podemos decir que los plantines tratados con sauce adquieren una significativa velocidad de crecimiento, llegando a florecer en aproximadamente en 6 meses dándonos un producto eficiente a diferencia de cuando se realiza sin enraizadores (con agua) tardando aprox. 12 meses.

7. CONCLUSIONES.

De acuerdo a los resultados obtenidos al finalizar el trabajo de investigación que lleva como título " Efecto de enraizadores naturales en la propagación vegetativa de *Astrapea (Dombeya wallichii* Lindl k. schum) en tres tiempos de remojo" se concluye lo siguiente:

- Para la evaluación de la longitud de raíz en esquejes de astrapea los enraizadores a distintos tiempos de remojo no se obtuvieron significancias en el análisis estadístico entre los enraizadores, el tiempo de remojo y la interacción de los mismos, sin embargo haciendo una comparación entre tratamientos se observa que el T4 (sauce a 12 horas) obtuvo el mayor promedio en longitud de raíz con 13.48 cm, así también se observa que el T5 (sauce a 24 horas) y el T6 (sauce a 24 horas) obtuvieron promedios de 12.71 cm y 12.59 cm respectivamente, concluyendo que el mejor enraizador es el agua de sauce en los tres distintos tiempos de remojo obteniendo los mejores resultados en cuanto a longitud de raíz.

También se pudo observar que para el número de raíces a los 30 días, tampoco obtuvo diferencias significativas en el análisis estadístico, sin embargo se evidencio que el T9 (coco a 36 horas) obtuvo el mayor número de raíces con un promedio de 11.67 raíces, seguido de ello el T6 (sauce a 36 horas) con un promedio de 10 raíces y como último el T5 (sauce a 24 horas) con un promedio de 4.89 raíces se concluye que, a mayor tiempo de remojo en los dos enraizadores naturales se obtienen mayor cantidad de raíces con respecto al testigo.

- Comparando los resultados de los efectos de dos distintos enraizadores (agua de coco y agua de sauce) se concluye que el T6 (remojo en agua de sauce por 36 horas) tendría los mejores resultados para acelerar el crecimiento de raíces, numero de raíces, numero de hojas y tamaño de brote en el presente trabajo de investigación por tanto sería la mejor opción para la propagación de astrapea.

- Con relación a la respuesta fisiológica se tuvo que el número de hojas de igual forma obtuvo valores no significativos estadísticamente hablando, pero se pudo observar que el tratamiento T6 (sauce a 36 horas) obtuvo la mayor cantidad de hojas en promedio con 10.44 hojas / esqueje, seguido del T7 (coco a 24 horas) con un promedio de 8.11 hojas y por último el T4 (sauce a 12 horas) con un promedio de 4 hojas / esqueje. Concluyendo que al utilizar agua de sauce con 36 horas de remojo se obtienen mayor cantidad de hojas con respecto al otro enraizador (agua de coco) y al testigo (agua).

En el análisis de varianza (ANVA), para longitud de brote de esquejes de astrapea, nos muestra que los factores A (enraizadores) y B (tiempo de remojo) no presentaron significancia, pero la interacción de ambos si presentó significancia, lo cual nos indica que por separado el factor A (enraizador) y el factor B (tiempo de remojo) no tienen una influencia significativa en el crecimiento del brote, pero la interacción A (enraizador) X B (tiempo de remojo) de los mismos tendría influencia significativa en el crecimiento del brote en el presente estudio, dando como mejor resultado el T6 (sauce a 36 horas) presentando el mayor crecimiento de brote con un promedio de 7.59 cm de longitud.

- Para el análisis de costos parciales de producción se concluye que remojando por 36 horas en agua de sauce existe una diferencia con el crecimiento de brote haciéndolo factible es decir, este método que se estaría implementado, se considera como una inversión rentable en cuanto a aceleración de crecimiento y pronta floración ya que se observó que los plantines resultantes de esta investigación llevados a su lugar definitivo, florecieron a aproximadamente 6 meses lo que no pasaría en condiciones normales (sin enraizadores naturales) ya que tardaría aproximadamente 12 meses para su floración.

8. RECOMENDACIONES.

- Se recomienda realizar investigaciones más profundas sobre la influencia de estos enraizadores, en este caso el agua de coco y el agua de sauce, en distintos tiempos de remojo en astrapea para acelerar más aun su reproducción y crecimiento en 12 meses.
- Realizar más investigaciones para esta especie implementando la variable suelo, ya que podría ser una alternativa muy viable, para incrementar la carga floral de zonas con escasa floración y así aumentar la producción de miel dando una alternativa rentable a los apicultores.
- Es necesario realizar investigaciones después del enraizado es decir, aplicar este conocimiento para acelerar el crecimiento hasta su floración en el menor tiempo posible ya se pudo evidenciar que con el uso de estos enraizadores en esta investigación de alguna manera se obtuvieron flores aproximadamente a los 6 meses después de su trasplante a su lugar definitivo, teniendo en cuenta que normalmente esta especie tarda alrededor de 12 meses para florecer después de su trasplante en condiciones normales (sin enraizadores naturales).
- Es necesario realizar más investigaciones en esta y en diferentes especies de interés apícola que podrán incrementar la flora apícola, para elevar la carga floral así poder suplementar los alimentos artificiales en colmenas en épocas de baja floración (sequia e invierno).

9. BIBLIOGRAFÍA.

Aguilar, E. 2002. Evaluación de métodos de enraizamiento por estacas en variedad de pies americanos en vid (*Vitis rupestris*). Tesis para optar el grado de Ingeniero Agrónomo, Facultad de Agronomía, UMSA, La Paz, Bolivia. 96p.

Anónimo. Aprende todo sobre la DOMBEYA y sus características
Disponibile en: hablemosdeflores.com/Dombeya. 19p.

Aruquipa, A. 2018. Efecto de tres enraizadores naturales en la propagación de orégano (*origanum vulgare* L.) y tomillo (*thymus vulgaris*) en la estación experimental de Patacamaya. Tesis para optar el grado de Ingeniero Agrónomo, Facultad de Agronomía, UMSA, La Paz, Bolivia. 103 p.

Bodero, V. 1980. Reproducción vegetativa por estacas en *Amomyrtus luma*, *Amomyrtus meli* y *Luma apiculata* (arrayán) mediante el uso de plantas madres jóvenes y adultas. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Austral de Chile. Santiago-Chile. 108p.

Bustos, M. 2010. Propagación Vegetativa del Litchi (*Litchi chinensis* Sonn) mediante acodos aéreos en Taretan, Michoacán. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Facultad de Agro biología "Presidente Juárez". Tesis como requisito parcial para obtener el Título de Ingeniero Agrónomo. Uruapan Michoacán. 69p.

Cao, P. Timothée & Zaragüeta-Bagils, René. 2006. Does minimizing homoplasy really maximize homology? MaHo: A method for evaluating homology among most parsimonious trees. Academie des sciences. 85p.

Castañeda, A. 1984. Propagación comparativa de *Polylepis racemosa* con nutrientes tomadas a tres niveles de la rama. Tesis de grado presentado para optar al Título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional del Centro del Perú. Huancayo, Perú.

Chiclote, J. Ocaña, V. Barahona, 1985. Apuntes sobre especies forestales nativas de la sierra Peruana. Editorial Centauro. Perú. 36p.

Cortez, C. 2007. Evaluación del estado de conservación de los anfibios el Valle de Zongo. 98 p.

Condori, E. 2006. Efecto de enraizadores naturales en la propagación asexual del arce negundo (*Acer negundo*) en vivero. Tesis de grado. Facultad de Agronomía, UMSA. La Paz, Bolivia 110p.

Choque, F. 1992. Épocas de propagación asexual de catorce especies forestales nativas y exóticas en diferentes mezclas de suelos. Tesis de gado. Universidad del Altiplano. Puno, Perú. 99p.

Claudio, A. Danilo A. Eduardo R. Henrrynk C. Ariana V. Juliano F. Paulo M. 2015. Uso de hormônio vegetal em diferentes recipientes para o desenvolvimento de estacas de astrapéia (*dombeya wallichii*). 6p.

Edibosco, 1992. Biotecnología. Panorámica del sector. Lima–Perú. 114p.

Espejo, E. 2015. Evaluación de la eficiencia de cuatro enraizadores y dos longitudes de corte para la propagación vegetativa de esquejes de queñua (*polylepis racemosa* subespecie *triacontandra*) a nivel vivero, en el municipio del alto. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia.93p.

Flores, A. 2006. Propagación por acodo aéreo de *Magnolia grandiflora* L. Universidad Autónoma Chapingo. División de Ciencias Forestales. Tesis de grado. Chapingo, Texcoco. México. 98p.

Goitia, L. 2003. Manual de dasonomía y silvicultura. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia.69p.

Gallego, P. 2001. Embriogénesis somática de regeneración de planta de (*Medicago arborea* L.). España: Universidad de Salamanca.

Garden, C. 2000. Diagnostico forestal. Universidad Autónoma Gabriel René moreno. Centro de investigación y manejo de recursos naturales renovables (CIMAR). Santa Cruz de la Sierra, Bolivia.

Gutiérrez, M. 2013. Evaluación del efecto de dos enraizadores naturales en la propagación asexual de esquejes de ligustro verde. Tesis de grado, Facultad de Agronomía, UMSA, La Paz, Bolivia.101p.

Hartmann y Kester. 1999. Propagación de plantas edit. Continental. México Distrito Federal, México. 760p.

Hoyos, R. 2004. Determinación de sustratos y efecto de cuatro niveles de ácido naftalenacético (ANA) sobre el enraizamiento de esquejes de Queñua (*Polylepis tarapacana*). Universidad técnica de Oruro. Oruro, Bolivia.

Heede, V. y Lecourt M. 1981. El estaquillado: guía práctica de multiplicación de plantas. Traducido por Gil Albert Velarde, J. Iglesias González y E. Boix Aristu. Mundi- Prensa. Madrid, España. 55p.

Ipizia, 2011. Consideraciones generales para propagar especies forestales. Perú. Disponible en: <http://www.dps.ufl.edu/hansen/asg3335l/propagacionforestal>.

Leadlay, E. y Greene J. 2000. El manual técnico Darwin para Jardines Botánicos. Trad. Rivero, R. Londres, Reino Unido.

Lira, R. 1994. Fisiología vegetal, primera edición. Editorial trillas- impreso en México.199p.

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

Masiero, A, Orives K, Cruz L, Silva J. 2019. Estudiantes del curso de Ingeniería Forestal, Biotecnología y Propagación Vegetal, Universidad Tecnológica Federal de Paraná - (UTFPR /DV), Dois Vizinhos, Paraná. 241p.

Martínez, H. 1995. Propagación de especies Forestales. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Instituto Nacional Forestal (INFOR). Guatemala. 89p.

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.

Montoya, J. y Camara, M. 1996. La planta y el vivero Forestal. Mundi-Prensa. Madrid, España.

Ocaña, 1996. Semillas. Biología y tecnología. Madrid-España. 625 p.

Ocaña, V. 2004. Desarrollo Forestal Campesino en la Región Andina del Perú. Pronamachcs. FAO. Holanda.

Ochoa, R. 2009. Diseños experimentales. La Paz – Bolivia. 299p.

Pimentel, R. y Carvalho, G. (2017) Biología de la flor de dos especies de *Dombeya* (*Malvaceae*) en el Jardín Botánico de UFRRJ. Revista Trópica: Ciências Agrárias e Biológicas. 85p.

Puentes, SMD, López, CCM, Galhardo D, Oliveira, JWS y de Toledo, (2019) comportamiento de forrajeo de *Apis mellifera* L. y *Scapto- trigona bipunctata* en *Dombeya wallichii* Flores en el sur de Brasil. Ciencias Agrícolas. 134p.

Pimentel, 2017. biología de dos especies de *Dombeya (malvaceae)* en el jardín botánico. Tesis de grado. Universidad Federal Rural de Rio de Janeiro. Brasil.

Quispe, M. 2013. Propagación vegetativa de esquejes de Queñua (*Polylepis besseri hieron*) en base a la aplicación de dos enraizadores naturales y tres tipos de sustratos en el vivero de la Comunidad Huancané. Tesis de grado. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 108p.

Rocha JF, Pimentel RR, Rosa MMT, Machado SR. 2010. Anatomía e histoquímica de nectarios florales. Por *Dombeya wallichii* (Lindl.) K. Schum. Y *Dombeya natalensis* Sond. (*Malváceas*). Revista de biología Neo tropical 27-36pp.

Rodríguez, J. (2000). Plantas herbáceas semileñosas y leñosas, usos y beneficios Proyecto UNIR- U.M.S.A. La Paz, Bolivia. 61p.

Sánchez, E. (2015). Evaluación de dos Fito reguladores en cuatro sustratos para el enraizamiento del portainjerto en (*Rosa manetti*) en el centro experimental Cota Cota. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 107p.

Smith & Smith, (2011). Rubiaceae cinchoneae coptosapelteae. En Harling G, Andersson L (Eds), Flora of Ecuador no 50. Council for nordic publications in Botany. Museo Botánico. Odense-Dinamarca. 114p.

SENAMHI, 2019. (Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología), Registros Meteorológicos, del Municipio de Caranavi. La Paz – Bolivia.

Tipo, S. 2004. Efecto de la longitud de corte y diámetro de esqueje en Queñua (*Polylepis racemosa* subespecie *triacontandra*) en la propagación vegetativa. Tesis de grado. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 95p.

Vélez, J. 2017. *Dombeya wallichii* (bola rosa), Mayagüez. Universidad de puerto rico. Disponible en:

<https://www.cabi.org/isc/datasheet/113940#tosummaryOfInvasiveness>

Villarroel, J. 1990. 1º Seminario Nacional sobre la Fertilidad de los suelos y Usos de la fertilización en Bolivia Ed. Centro de Investigación Agrícola Tropical CIAT. Santa Cruz – Bolivia.

Wikipedia enero 2020

<https://en.wikipedia.org/w/index.php?title=Dombeya&oldid=888346728>

Consultado el 18-01-2020 a horas. 15:21

Anónimo disponible en:

<https://hablemosdeflores.com/dombeya/>

Consultado el 25-10-2020 a horas 20:05

Plantas a Diario: Dombeya 22 de septiembre de 2007

<https://plantasadiario.blogspot.com/2007/09/dombeya.html>

Consultado el 25-10-2020 a horas 21:30

ANEXOS

Anexo 1. Memoria de cálculo de ANVAS.**Datos ANVA numero de hojas**

Tratamiento	Enraizador	T. Remojo	Nº de hoja
T1	Agua	12 hrs	12.33
T2	Agua	24 hrs	13.67
T3	Agua	36 hrs	7.33
T4	Sauce	12 hrs	3.67
T5	Sauce	24 hrs	4.00
T6	Sauce	36 hrs	13.67
T7	Agua de coco	12 hrs	8.67
T8	Agua de coco	24 hrs	8.00
T9	Agua de coco	36 hrs	3.67
T1	Agua	12 hrs	8.33
T2	Agua	24 hrs	5.67
T3	Agua	36 hrs	5.00
T4	Sauce	12 hrs	3.67
T5	Sauce	24 hrs	5.67
T6	Sauce	36 hrs	11.67
T7	Agua de coco	12 hrs	8.00
T8	Agua de coco	24 hrs	4.67
T9	Agua de coco	36 hrs	12.67
T1	Agua	12 hrs	10.67
T2	Agua	24 hrs	7.67
T3	Agua	36 hrs	8.33
T4	Sauce	12 hrs	6.33
T5	Sauce	24 hrs	5.67
T6	Sauce	36 hrs	6.00
T7	Agua de coco	12 hrs	7.67
T8	Agua de coco	24 hrs	9.00
T9	Agua de coco	36 hrs	6.67

Datos ANVA longitud de brote.

Tratamiento	Enraizador	T. Remojo	Longitud de brote (cm)
T1	Agua	12 hrs	6.33
T2	Agua	24 hrs	6.40
T3	Agua	36 hrs	5.80
T4	Sauce	12 hrs	3.77
T5	Sauce	24 hrs	4.57
T6	Sauce	36 hrs	6.23
T7	Agua de coco	12 hrs	5.30
T8	Agua de coco	24 hrs	6.73
T9	Agua de coco	36 hrs	4.83
T1	Agua	12 hrs	4.87
T2	Agua	24 hrs	5.60
T3	Agua	36 hrs	6.17
T4	Sauce	12 hrs	4.40
T5	Sauce	24 hrs	6.07
T6	Sauce	36 hrs	9.40
T7	Agua de coco	12 hrs	6.30
T8	Agua de coco	24 hrs	5.00
T9	Agua de coco	36 hrs	3.93
T1	Agua	12 hrs	6.13
T2	Agua	24 hrs	6.03
T3	Agua	36 hrs	6.97
T4	Sauce	12 hrs	6.13
T5	Sauce	24 hrs	5.53
T6	Sauce	36 hrs	7.13
T7	Agua de coco	12 hrs	4.60
T8	Agua de coco	24 hrs	6.97
T9	Agua de coco	36 hrs	5.93

Datos ANVA longitud de raíz.

Tratamiento	Enraizador	T. Remojo	Longitud de raíz (cm)
T1	Agua	12 hrs	7.97
T2	Agua	24 hrs	9.67
T3	Agua	36 hrs	6.47
T4	Sauce	12 hrs	7.47
T5	Sauce	24 hrs	12.67
T6	Sauce	36 hrs	7.30
T7	Agua de coco	12 hrs	8.40
T8	Agua de coco	24 hrs	9.70
T9	Agua de coco	36 hrs	12.33
T1	Agua	12 hrs	3.90
T2	Agua	24 hrs	7.80
T3	Agua	36 hrs	10.23
T4	Sauce	12 hrs	18.33
T5	Sauce	24 hrs	4.63
T6	Sauce	36 hrs	16.57
T7	Agua de coco	12 hrs	12.83
T8	Agua de coco	24 hrs	5.93
T9	Agua de coco	36 hrs	9.20
T1	Agua	12 hrs	9.07
T2	Agua	24 hrs	8.00
T3	Agua	36 hrs	10.57
T4	Sauce	12 hrs	14.63
T5	Sauce	24 hrs	20.83
T6	Sauce	36 hrs	13.90
T7	Agua de coco	12 hrs	8.17
T8	Agua de coco	24 hrs	15.50
T9	Agua de coco	36 hrs	12.03

Datos ANVA numero de raíz.


Tratamiento	Enraizador	T. Remojo	N° Raíces
T1	Agua	12 hrs	13.33
T2	Agua	24 hrs	15.00
T3	Agua	36 hrs	6.00
T4	Sauce	12 hrs	7.00
T5	Sauce	24 hrs	4.67
T6	Sauce	36 hrs	7.33
T7	Agua de coco	12 hrs	6.67
T8	Agua de coco	24 hrs	8.67
T9	Agua de coco	36 hrs	11.67
T1	Agua	12 hrs	5.00
T2	Agua	24 hrs	2.00
T3	Agua	36 hrs	8.00
T4	Sauce	12 hrs	8.00
T5	Sauce	24 hrs	4.67
T6	Sauce	36 hrs	7.67
T7	Agua de coco	12 hrs	5.33
T8	Agua de coco	24 hrs	5.67
T9	Agua de coco	36 hrs	10.67
T1	Agua	12 hrs	4.33
T2	Agua	24 hrs	10.00
T3	Agua	36 hrs	14.00
T4	Sauce	12 hrs	7.33
T5	Sauce	24 hrs	5.33
T6	Sauce	36 hrs	15.00
T7	Agua de coco	12 hrs	3.00
T8	Agua de coco	24 hrs	6.33
T9	Agua de coco	36 hrs	12.67

Datos ANVA número de esquejes vivos.


Tratamiento	Enraizador	T. Remojo	N° esquejes vivos
T1	Agua	12 hrs	7
T2	Agua	24 hrs	6
T3	Agua	36 hrs	7
T4	Sauce	12 hrs	7
T5	Sauce	24 hrs	7
T6	Sauce	36 hrs	6
T7	Agua de coco	12 hrs	7
T8	Agua de coco	24 hrs	6
T9	Agua de coco	36 hrs	6
T1	Agua	12 hrs	7
T2	Agua	24 hrs	5
T3	Agua	36 hrs	7
T4	Sauce	12 hrs	3
T5	Sauce	24 hrs	7
T6	Sauce	36 hrs	7
T7	Agua de coco	12 hrs	6
T8	Agua de coco	24 hrs	7
T9	Agua de coco	36 hrs	7
T1	Agua	12 hrs	7
T2	Agua	24 hrs	5
T3	Agua	36 hrs	6
T4	Sauce	12 hrs	7
T5	Sauce	24 hrs	5
T6	Sauce	36 hrs	6
T7	Agua de coco	12 hrs	7
T8	Agua de coco	24 hrs	6
T9	Agua de coco	36 hrs	5

Anexo 2. Análisis de laboratorio.

Análisis de suelo.



UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA
LABORATORIO DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA EN SUELOS
Y AGUAS (LAFASA)




ANÁLISIS QUÍMICO DE SUELOS

INTERESADO: Enver Alfonso Quisbert SOLICITUD: LAF-307
 PROCEDENCIA: Departamento La Paz FECHA DE ENTREGA: 17/09/2019
 Municipio Songo
 Provincia Murillo
 Comunidad Tirma

PARAMETRO	UNIDAD	RESULTADO	MÉTODO
Densidad Real	g/cm ³	1.934	Picnómetro
Densidad Aparente	g/cm ³	0.845	Probeta
Conductividad eléctrica en agua 1:5	mmho/cm	0.67	Potenciometría
Potasio intercambiable	meq/100g S.	0.27	Acetato de amonio 1N (Espectrofotómetro de emisión atómica)
Materia orgánica	%	5.12	Walkley y Black
Nitrógeno total	%	0.43	Kjendahl
Fósforo disponible	ppm	9.87	Espectrofotometría UV-Visible

Laboratorio de Suelos
 Facultad de Agronomía
UMSA


 Ph.D. Roberto Miranda Casas
 LABORATORIO DE SUELOS

Av. Fando la Cruz, Heróles del Arco N. 4650 Facultad de Agronomía
 Telf. TARIJA 2484647-7 4016456-7 3075426

Anexo 3. Registro de variables de temperatura (T°).

T° MAX (°C)	T°MIN (°C)	T° ACTUAL (°C)	HORA DE TOMA DE DATOS
32	17	26	17:12
34	18	28	17:10
34	16	30	17:01
35	18	30	17:01
36	18	30	17:02
34	16	27	17:05
33	18	26	17:09
31	17	26	17:12
29	17	25	17:03
33	17	21	17:06
31	18	28	17:00
30	20	26	17:04
29	20	25	17:07
30	19	27	17:10
31	20	20	17:05
30	19	20	17:00
29	18	21	17:06
27	19	20	17:01
34	18	27	17:05
37	18	29	17:12
36	17	28	17:08
38	17	27	17:13
37	18	28	17:01
35	19	28	17:14
37	20	27	17:20
34	17	26	17:04
36	19	29	17:07
35	19	30	17:02

T° MAX (°C)	T°MIN (°C)	T° ACTUAL (°C)	HORA DE TOMA DE DATOS
36	20	30	17:10
37	18	29	17:12
36	19	28	17:01
36	20	30	17:05
37	19	29	17:09
37	16	33	17:00
33	19	23	17:05
30	19	24	17:16
29	18	25	17:05
30	19	29	17:12
28	16	23	17:04
29	16	20	17:09
30	17	23	17:16
33	17	27	17:26
36	19	30	17:02
37	18	28	17:20
37	17	31	17:27

Anexo 4. Costos parciales por enraizadores.

Costos parciales del testigo (agua).

TESTIGO (AGUA)				
DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	P. UNIT.	TOTAL Bs
Preparación del sustrato				
Tierra vegetal	M3	2	150	300
Bolsas de repique	Unid.	200	0.058	11.6
Material vegetal				
esquejes de astrapea	Unid.	67	1	67
Agua				0
Materiales				
Tijera podadora	Pieza	1	170	170
Nylon	M	10	2.5	25
Formol al 40%	L	1	40	40
Pala	Unid.	1	80	80
Picota	Unid.	1	80	80
Machete	Unid.	1	60	60
Linterna	Unid.	1	55	55
callapos	Unid.	10	5	50
malla semi sombra 50%	M	10	35	350
Costos de producción				
Control fitosanitario	jornal	1	80	80
Riego	jornal	1	80	80
Cosecha de esquejes	jornal	1	80	80
Otros				
Transporte	Pasajes	10	75	750
Imprevistos (10%)				200
Alquiler del terreno				500
TOTAL GASTOS				2978.6
INGRESO	UNIDAD	C. UNIT.	CANTIDAD	COSTO PARCIAL
Venta de plantines	Bs.	35	200	7000
BENEFICIO NETO				4021.4
BENEFICIO/COSTO (B/C)				1.35

Costos parciales del enraizador (agua de sauce)

AGUA DE SAUCE				
DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	P. UNIT.	TOTAL Bs
Preparación del sustrato				
Tierra vegetal	M3	2	150	300
Bolsas de repique	Unid.	200	0.058	11.6
Material vegetal				
esquejes de astrapea	Unid.	67	1	67
sauce	Kg	1	20	20
Materiales				
Tijera podadora	Pieza	1	170	170
Nylon	M	10	2.5	25
Formol al 40%	L	1	40	40
Pala	Unid.	1	80	80
Picota	Unid.	1	80	80
Machete	Unid.	1	60	60
Linterna	Unid.	1	55	55
callapos	Unid.	10	5	50
malla semi sombra 50%	M	10	35	350
Costos de produccion				
Control fitosanitario	jornal	1	80	80
Riego	jornal	1	80	80
Cosecha de esquejes	jornal	1	80	80
Otros				
Transporte	Pasajes	10	75	750
Imprevistos (10%)				200
Alquiler del terreno				500
TOTAL GASTOS				2998.6
INGRESO	UNIDAD	C. UNIT.	CANTIDAD	COSTO PARCIAL
Venta de plantines	Bs.	35	200	7000
BENEFICIO NETO				4001.4
esquejes de astrapea				1.33

Costos parciales del enraizador (agua de coco).

AGUA DE COCO				
DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	P. UNIT.	TOTAL Bs
Preparación del sustrato				
Tierra vegetal	M3	2	150	300
Bolsas de repique	Unid.	200	0.058	11.6
Material vegetal				
esquejes de astrapea	Unid.	67	1	67
coco	Unid.	1	25	25
Materiales				
Tijera podadora	Pieza	1	170	170
Nylon	M	10	2.5	25
Formol al 40%	L	1	40	40
Pala	Unid.	1	80	80
Picota	Unid.	1	80	80
Machete	Unid.	1	60	60
Linterna	Unid.	1	55	55
callapos	Unid.	10	5	50
malla semi sombra 50%	M	10	35	350
Costos de producción				
Control fitosanitario	jornal	1	80	80
Riego	jornal	1	80	80
Cosecha de esquejes	jornal	1	80	80
Otros				
Transporte	Pasajes	10	75	750
Imprevistos (10%)				200
Alquiler del terreno				500
TOTAL GASTOS				3003.6
INGRESO	UNIDAD	C. UNIT.	CANTIDAD	COSTO PARCIAL
Venta de plantines	Bs.	35	200	7000
BENEFICIO NETO				3863.4
BENEFICIO/COSTO (B/C)				1.29

Anexo 5. Archivo fotográfico.

Construcción del vivero



Obtención de sustrato



Llenado de bolsas con el sustrato.



Preparación y acomodo de los tratamientos y sus repeticiones para su análisis estadístico.



Selección de plantas madre.



Obtención de esquejes de astrapea.



Remojo de esquejes en agua de sauce Y agua de coco.



Remojo de esquejes en el testigo (agua)



Plantado de esquejes de astrapea con diferentes enraizadores y tiempos de remojo.



Esquejes de arapea a los 15 días.

Esquejes de arapea a los 30 días.



Conteo hojas de esquejes de arapea

Tamaño hojas de esquejes de arapea



Tamaño de brote



Toma de datos de temperatura.



Crecimiento de raíces

Toma de datos

de raíz de esquejes de astrapea.



Toma de datos.

Crecimiento vegetativo toma de datos.