



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA AGRONÓMICA



**EFFECTO DE TIPOS DE ESTACAS Y DOSIS DE AUXINAS EN EL
ENRAIZAMIENTO DE CANTUTA ROJA (*Cantua buxifolia* L.) EN
INVERNADERO DE LA UNA- PUNO**

TESIS

PRESENTADA POR:

Bach. HUMBERTO EINSTEIN GOMEZ LAURA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PUNO – PERÚ

2021



DEDICATORIA

A Dios, por haberme dado la vida y permitirme el haber llegado hasta este momento tan importante de mi formación profesional.

A mis padres, Félix Gomez Tipo y Eusebia Laura de Gomez, por ser ejemplo de fortaleza, valentía y por el apoyo incondicional brindado durante toda mi formación profesional.

A mis hermanos Ruben, Romario y Marie por ser siempre sincero y por el apoyo brindado durante toda mi formación profesional.



AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional del Altiplano, la Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica por haberme formado profesionalmente.

Al M.Sc. Isaac Ticona Zuñiga, por el asesoramiento, apoyo, orientación y por compartir sus conocimientos tan valiosos y esenciales en mi formación profesional.

Al Ph.D Angel Mauricio Holguer Mujica Sanchez, D.Sc Ernesto Javier Chura Yupanqui y M.Sc. Saturnino Marca Vilca, por la disponibilidad de tiempo para poder lograr la realización de esta tesis.

A mis padres, Félix Gomez Tipo y Eusebia Laura de Gomez por el apoyo incondicional durante mi formación profesional.

Al Ing. Vilck Modesto Checalla Mamani, por el asesoramiento y apoyo incondicional en parte de la estadística.

Al Ing. Nora Mamani Arana por la motivación de realizar el proyecto de tesis.

Humberto Einstein Gomez Laura



ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTOS	
ÍNDICE GENERAL	
ÍNDICE DE TABLAS	
ÍNDICE DE FIGURAS	
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS	
RESUMEN	12
ABSTRACT.....	13
CAPÍTULO I	
INTRODUCCIÓN	
1.1. OBJETIVO GENERAL.....	15
1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	15
CAPÍTULO II	
REVISIÓN DE LITERATURA	
2.1. ANTECEDENTES	16
2.2. MARCO TEÓRICO.....	18
2.2.1. Origen	18
2.2.2. Familia Polimoniáceae	19
2.2.3. Hábitat y cultivo	19
2.2.4. Especies de <i>Cantuta</i>	20
2.2.5. Posición taxonómica de <i>Cantua buxifolia</i> Juss Ex Lam.....	21
2.2.6. Aspecto general	21
2.2.7. Descripción botánica	22



2.2.8. Distribución geográfica	23
2.2.9. Clima y suelo	23
2.2.10. Importancia biológica	24
2.2.11. Usos de la cantuta	24
2.2.12. Uso medicinal	24
2.2.13. Productos y subproductos	25
2.3. FISIOLÓGÍA DE PROPAGACIÓN	26
2.3.1. Propagación de plantas	26
2.3.2. Formación de raíz adventicia	30
2.3.3. Formación del callo	31
2.3.4. La propagación asexual	31
2.3.5. Formación y desarrollo de las raíces	33
2.4. FITOHORMONAS	36
2.4.1. Reguladores de crecimiento vegetal	36
2.4.2. Auxinas	37
2.4.3. Fitohormona sintética	39
2.5. SUSTRATO	42
2.5.1. Suelo	43
2.5.2. Tierra negra	43
2.5.3. Arena	44
2.6. LABORES DURANTE EL ENRAIZAMIENTO	44
2.6.1. Factores que influyen en el enraizamiento de las estacas	45
2.6.2. Enfermedades que se presentan en el enraizamiento	47



CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES	48
3.1.1. Materiales de escritorio y cómputo.	48
3.1.2. Materiales de experimento.....	48
3.1.3. Lugar de investigación.....	49
3.2. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN	50
3.2.1. Temperaturas registradas	51
3.2.2. Sustrato	51
3.2.3. Preparación de fitohormonas	53
3.2.4. Recolección de estacas	53
3.2.5. Preparación de estacas	55
3.2.6. Estaquillado	55
3.2.7. Riego.....	56
3.2.8. Aplicación de fitohormona	56
3.2.9. Control de malezas	57
3.2.10. Evaluaciones realizadas	57
3.2.11. Variables	58
3.2.12. Diseño estadístico	58

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. EFECTO DE LOS TIPOS DE ESTACAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE CANTUTA ROJA.....	60
4.1.1. Prendimiento de estacas y tiempo de enraizamiento	60
4.1.2. Número de ramas.....	62



4.1.3. Longitud de ramas	64
4.1.4. Diámetro de callo.....	65
4.1.5. Altura de callo	66
4.1.6. Longitud de raíz.....	67
4.2. EFECTO DE LAS DOSIS DE AUXINAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE LAS ESTACAS DE CANTUTA.....	67
4.2.1. Prendimiento de estacas y tiempo de enraizamiento	67
4.2.2. Número de ramas.....	68
4.2.3. Longitud de ramas	69
4.2.4. Diámetro de callo.....	70
4.2.5. Altura de callo	71
V. CONCLUSIONES.....	73
VI. RECOMENDACIONES	74
VII. REFERENCIAS.....	75
ANEXOS.....	82

Área: Ciencias Agrícolas

Línea: Manejo Agronómico de Cultivos

FECHA DE SUSTENTACIÓN: 28 de octubre 2021



ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Composición activa del Root-Hor	40
Tabla 2. Recomendación para el uso del Root-Hor	42
Tabla 3. Resultado del análisis de varianza para caracteres del callo y ramas.	63
Tabla 4. Medias y comparaciones múltiples de Tukey según el Tipo de estaca	63
Tabla 5. Medias y comparaciones múltiples de Tukey según Dosis de Auxina.....	69
Tabla 6. Base de Datos.....	91
Tabla 7. Análisis de varianza no paramétrico para la variable Número de ramas.....	94
Tabla 8. Análisis de varianza para la variable Longitud de ramas	94
Tabla 9. Análisis de varianza para la variable Diámetro de callos	94
Tabla 10. Análisis de varianza para la variable Altura de callos	95



ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Formación de raíces adventicias en un rama, A: Selección transversal con primordios de la raíz, B: Nódulos radicales, C: Raíces formadas en una estaquilla (Urbina, 2005).	35
Figura 2. Insolación de arena	52
Figura 3. Embolsado del sustrato.....	52
Figura 4. Preparación de dosis Root Hor.....	53
Figura 5. Recolección de Ramas de cantuta (<i>Cantua buxifolia</i>)	54
Figura 6. Tipos de estacas.....	55
Figura 7. Conservación de estacas.....	56
Figura 8. Probabilidad de supervivencia de estacas de cantuta según tipo se sustrato..	60
Figura 9. Probabilidad de supervivencia de estacas de cantuta según tipo de Estaca ...	62
Figura 10. Longitud de ramas según tipo de Estaca	64
Figura 11. Diámetro de callo según tipo de Estaca	65
Figura 12. Altura de callo según tipo de Estaca	66
Figura 13. Probabilidad de supervivencia de estacas de cantuta según Dosis de Auxinas	68
Figura 14. Longitud de ramas según dosis de Auxinas	69
Figura 15. Diámetro de callo según dosis de Auxinas.....	71
Figura 16. Altura de callo según dosis de Auxinas	72
Figura 17. Hormona Root-Hor y materiales e insumos para la preparación (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	84
Figura 18. Recolección de estacas de cantuta (Moho)	84



Figura 19. Selección de los distintos tipos de estacas (Invernadero FCA-UNA_PUNO)	85
.....	85
Figura 20. Preparación de las distintas dosis de auxina (Invernadero FCA-UNA_PUNO)	85
.....	85
Figura 21. Estacas de cantuta roja sumergidos en las respectivas dosis (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	86
Figura 22. Estaquillado de todos los tratamiento (Invernadero FCA-UNA_PUNO)..	86
Figura 23. Cantuta roja en brotación (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	87
Figura 24. Cantutas roja en pleno brotación de la estacas. (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	87
Figura 25. Apoptosis en las estacas de cantuta roja (Invernadero FCA-UNA_PUNO)	88
.....	88
Figura 26. Estaca de cantuta sin manifestación de enraizamiento (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	88
Figura 27. Diámetro de callo (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	89
Figura 28. Evaluación longitud de ramas (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	89
Figura 29. Pudrición de las estacas de cantuta (Invernadero FCA-UNA_PUNO).....	90



ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

mm	: Milímetro
l	: Litro
Kg	: Kilogramo
m	: Metro
°C	: Grados centígrados
msnm	: Metros sobre el nivel del mar
%	: Porcentaje
cm	: Centímetro
DNA	: Ácido desoxirribonucleico
IAA	: Ácido indolacético
ANA	: Ácido naftalenacético
LMR	: Límite máximo de residuos
PC	: Periodo de carencia
N.A.	: No aplica
FCA	: Facultad de Ciencias Agrarias
UNA	: Universidad Nacional de Altiplano
pH	: Potencial de Hidrogeno
CV	: Coeficiente de variación
R ²	: Coeficiente de determinación
ns	: No Significativo
*	: Significativo
**	: Altamente Significativo
g	: Gramos
L	: Leñoso
SL	: Semi-leñoso
H	: Herbáceo
AN	: Arena con nutriente
AR	: Arena
AH	: Arena con humus de lombriz



RESUMEN

La reproducción sexual de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.) por semilla botánica es muy baja, además es una especie considerada en peligro de extinción, la investigación se realizó en el invernadero de la Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica, Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional del Altiplano Puno, con el objetivo de; determinar el efecto de diferentes tipos de estacas (herbáceo, semi-leñoso y leñoso) en el enraizamiento de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.) y determinar el efecto de las diferentes dosis de auxinas en el enraizamiento de las estacas de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.), se utilizó estacas de cantuta provenientes de la provincia de Moho, usando tres tipos de estacas herbáceo, semi-leñoso y leñoso como factor de investigación, también Auxina sintética Root Hor en tres dosis 2.5, 5.0 y 7.5 ml/l de agua y un testigo, se evaluaron prendimiento de estacas, número de ramas, diámetro de callo y altura de callo. Para el análisis estadístico del prendimiento de estacas se adecuó en el modelo de supervivencia no paramétrico de Kaplan-Meier, los datos de número de ramas, diámetro y altura de callos se analizaron en un diseño completamente al azar factorial 3x4. Los resultados de prendimiento de las estacas según factores evaluados no aseguran el prendimiento, pero los tipos de estacas afectan sobre el número de ramas de 2.82 a 3.59 ramas/estaca, longitud de ramas de 5.96 a 22.27 mm, diámetro de callo de 0.87 a 1.49 mm, altura de callo de 0.97 a 1.18 mm; según dosis de auxinas la longitud de ramas aumenta de 10.85 a 14.05 mm, pero las dosis no influyen en el diámetro, altura de callo y número de ramas.

Palabras Clave: Auxinas, Cantuta, Dosis, Estacas, Prendimiento



ABSTRACT

The sexual reproduction of red cantuta (*Cantua buxifolia* L.) by botanical seed is very low, it is also a species considered in danger of extinction, the research was carried out in the greenhouse of the Professional School of Agronomic Engineering, Faculty of Agrarian Sciences of the National University of the Altiplano Puno, Keywords: Auxins, Cantuta, Dosage, Stakes, Prerender, with the objective of; to determine the effect of different types of cuttings (herbaceous, semi-woody and woody) on the rooting of red cantuta (*Cantua buxifolia* L.) and to determine the effect of the different doses of auxins in the rooting of the cuttings of red cantuta (*Cantua buxifolia* L.), Cantuta cuttings from Moho province were used, using three types of herbaceous, semi-woody and woody cuttings as a research factor, also synthetic Auxin Root Hor in three doses 2.5, 5.0 and 7.5 ml / l of water and a control, Cuttings, number of branches, callus diameter and callus height were evaluated. The non-parametric survival model of Kaplan-Meier was suitable for the statistical analysis of the picking of cuttings. The data of number of branches, diameter and height of calluses were analyzed in a completely randomized 3x4 factorial design. The results of the stakes' establishment according to the evaluated factors do not assure the establishment, but the types of stakes affect the number of branches from 2.82 to 3.59 branches/stake, length of branches from 5.96 to 22.27 mm, diameter of callus from 0.87 to 1.49 mm, height of callus from 0.97 to 1.18 mm; according to auxin doses, the length of branches increases from 10.85 to 14.05 mm, but the doses do not influence the diameter, height of callus and number of branches.

Keywords: Auxins, Cantuta, Dose, Stakes, Prey



CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El género *Cantua*, “cantuta”, consta de diez especies distribuidas en el ecosistema de los Andes de Bolivia, Ecuador y Perú, la mayoría de las especies de *Cantuta* son endémicas estrechas Monfils y Prather (2004), es decir, susceptibles a extinguirse o desaparecer reportado por Challco (2011). La cantuta es una especie arbustiva perenne, se encuentran en gran parte del centro y sur de la región de la sierra peruana, esta planta crece desde 2,200 hasta 3,700 msnm, se adecua a zonas húmedas, es común encontrarlos creciendo al borde de riachuelos propuesto por Linares (2008), su importancia radica como especie ornamental, pues florece durante todo el año y sus hojas siempre están verdes Rojas *et al.*, (2003).

La cantuta se encuentra en la clasificación "Casi amenazado", a pesar de su potencial ornamental, las plantas del género *Cantua* se encuentran dentro de la Clasificación oficial de especies amenazadas de flora silvestre del D.S. N° 043-2006-AG. Esta clasificación corresponde cuando una especie ha sido evaluada según los criterios y no satisface; está próximo a ser clasificada como especie en “Peligro”. Las plantas de cantuta en amenaza son: *Cantua buxifolia*, *Cantua cuzcoensis*, *Cantua peryfolia* Juss y *Cantua tomentosa* (Morales, 2018).

La importancia de la propagación vegetativa radica en que permite mantener las características genéticas de un individuo; con interés particular en la producción en vivero de especies para fines comerciales, aunque también ha sido una técnica importante usada con especies con problemas en su reproducción o en peligro de extinción (Pérez *et. al.*, 2019). Para promover el desarrollo de la planta a partir de partes vegetativas; se emplean hormonas vegetales (fitohormonas) que pueden ser definidas como un grupo de



sustancias orgánicas, sintetizadas por las plantas, que tienen la capacidad de afectar a los procesos fisiológicos en concentraciones mucho más bajas que los nutrientes o las vitaminas. El control de la respuesta hormonal se lleva a cabo a través de cambios en la concentración y la sensibilidad de los tejidos a las hormonas (Azcon y Talón, 2008). La administración de la hormona auxina, estimula el desarrollo de raíces secundarias en los tallos, siendo una práctica común en la reproducción asexual de muchas especies, sobre todo de plantas ornamentales

El presente trabajo de investigación tuvo la siguiente hipótesis general

- Lograr efectividad en el enraizamiento de estacas de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.) con la aplicación de diferentes dosis de auxinas.

Y las siguientes hipótesis específicas:

- Se lograra por lo menos un tipo de estaca superior en el enraizamiento de 180 de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.).
- Se lograra la mejor dosis de auxina con mayor enraizamiento de estacas de 180 de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.).

1.1. OBJETIVO GENERAL

Determinar el efecto de tipos de estacas y dosis de auxinas en el enraizamiento de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.).

1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar el efecto de los tipos de estacas (herbáceo, semi-leñoso y leñoso) en el enraizamiento de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.).
- Determinar el efecto de las dosis de auxinas en el enraizamiento de las estacas de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.).



CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ANTECEDENTES

Calle (2012), manifiesta lo siguiente, en la Propagación de la cantuta roja (*Cantua buxifolia*) con fitohormonas naturales y sintéticos en vivero en Achocalla, La paz. Las variables de respuesta evaluadas fueron: Porcentaje de prendimiento, días a la brotación, Número de hojas, Altura de planta, diámetro de brote, longitud de raíz y volumen radicular. De los datos obtenidos y posterior análisis se llegaron a las siguientes conclusiones.

Para el porcentaje de prendimiento se recolecto $\frac{1}{4}$ vaso de nódulos de *Rhizobium* (tratamiento B) por planta de haba en floración. Que luego se macero, tomando 1 taza de nódulos molidos y diluidos en 8 tazas de agua logrando el prendimiento del 72.033% y al aplicar 5ml de Hormona sintética Root Hor (tratamiento D) disuelta en 1L de agua, se logró el prendimiento del 68.067% en un tiempo de 91 días a partir de la siembra. Los mismos tratamientos también lograron los mejores tiempos de brotación alcanzando el 95.57 y 89.4 % de brotación con el tratamiento B y D.

En altura de planta como el número de hojas, fueron superiores los tratamientos D con 49.26 cm. y 142.33 hojas, y 46.2 cm y 135 hojas en D. Respecto a la longitud de raíz, los tratamientos B y D obtuvieron mejor desarrollo en el área radicular con 22.53, 21.967 cm. respectivamente. Y para el volumen radicular los mejores resultados se obtuvieron con B 231 cc y C (extracto de lenteja) con 198.33 cc. Además se utilizaron el Extracto de sauce (TA), Rootone (TE) y Rapid root) (TF).

Con el extracto de *Rhizobium leguminosarum* y la fitohormona Root hor, se lograron los mejores resultados.



Díaz *et al.*, (2003), indican haber realizado, en el municipio de Apartadó, departamento de Antioquia, zona importante por su área de producción de banano de aproximadamente 30.000 Ha sembradas, entre el Segundo Semestre de 2003 y el Primer Semestre de 2004, el propósito de este estudio fue evaluar el efecto del ácido giberélico aplicado en diferentes concentraciones y épocas sobre el crecimiento y desarrollo del fruto de banano “clon Gran Enano”. Para lograr los objetivos se planteó un diseño de bloques completamente al azar con un arreglo factorial de 3x4 y tres repeticiones. Donde el primer factor correspondió a la épocas de aplicación (hoja F30, diferenciación floral y belloteo) el segundo factor las concentraciones (0.0, 50, 100, 150 mg L⁻¹) del producto comercial Riz U p SL R, que contiene ácido giberélico al 4%. Se encontró que aplicaciones foliares de ácido giberélico no causan efectos significativos a las variables de producción: peso racimo, peso vástago, fruta neta aprovechable. También se determinó que a medida que se aumentaron las concentraciones de ácido giberélico hubo un 90 menor desarrollo del fruto de Banano.

Quispe (2018), manifiesta que, resultados de los esquejes plantados en las camas con riego capilar llegan a tener los más altos resultados de prendimiento 37,2 %, longitud de raíz 12,3 cm y altura de planta 10,8 cm, en comparación al riego realizado de forma tradicional que logro obtener prendimiento del 7,7 %, longitud de raíz de 7,0 cm y altura de planta de 8,0 cm. El factor extracto mostró únicamente significancia en la variable longitud de raíz, llegando a crecer hasta 10,6 cm con el extracto de sauce molido y 8,6 cm con la infusión de sauce. La humedad del suelo medida con el sensor de humedad YI – 69, las camas provistas del riego capilar llegaron a registrar mayores valores de humedad gravimétrica 28,67 y 29,97 % entre tanto la cama con riego tradicional registro 10,74 % de humedad. Los costos parciales obtenidos fueron Bs 158,9 en la cama con riego tradicional, Bs 41,4 y 47,2 en las camas con riego capilar.



Sarmiento (2015), refiere que el Evaluar el efecto de tres hormonas sintéticas (factor A) en la propagación vegetativa de Buganvilla (*Bougainvillea glabra* C.) con dos tipos de sustrato (factor B). Para el número de raíces se obtuvo diferencias altamente significativas para el factor B y una diferencia significativa para el factor AxB. El tratamiento que logro mayor número de raíces es T6 con 5 raíces adventicias por esqueje. Los resultados presentaron diferencias altamente significativas para el factor hormonas sintéticas (A) con relación al crecimiento longitudinal, el tratamiento T6 con turba, aserrín y Parque (Ácido alfa naftalen acético), con una longitud media de 2.30 cm. En relación al número de brotes mostraron diferencias significativas para el factor B, el tratamiento T5 con turba, aserrín y Rapid Rood (Ácido indol-3-Butirico 3 g/kg) presento mayor número de brotes con 5 brotes por esqueje. De acuerdo al porcentaje de prendimiento en la cámara de sub irrigación se llegó a obtener un 91% de prendimiento, lo cual nos indica que con un buen manejo en la cámara de sub irrigación como en la planta madre y en los esquejes se puede llegar a tener buenos resultados. Para el porcentaje de sobrevivencia el factor A (sustratos) y factor AxB se obtuvo diferencias altamente significativas en esta variable de respuesta el tratamiento T4 con turba, aserrín y Root Hor (Acido Alfa Naftalenacetico 0,40 % Acido 3 Indol Butirico 0,10 % y Acidos Nucleicos 0,10 %) logro mayor porcentaje de sobrevivencia con 85%. En conclusión la hormona que presento mejor resultado fue Parque con ingrediente activo ácido naftalen acético (ANA) y presentación en polvo; con respecto al sustrato el que presento mejor resultado fue la mezcla turba y aserrín (2:1).

2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1. Origen

Quintana y Hornes (2018), mencionan que, las especies de cantutas provienen de la parte andina del Perú y de Bolivia. Según cuentan, los incas encontraron en esta planta propiedades que permitieron su preservación del



líquido. Durante el Imperio incaico, utilizaban a la cantuta como adornos y parte de la decoración de los cultos o ritos que se le hacían. Asimismo, fue parte de la indumentaria de los guerreros o también conocidos como aukak runa y a los integrantes en el Warachikuy. Desde épocas incaicas hasta el día de hoy, los pobladores de los andes, han adorado los apus, o montañas sagradas que protegen sus territorios, y han mantenido las tradiciones de venerarlos, colocando flores de cantuta en las laderas para inmortalizar su adoración.

En la provincia del Cuzco a principios del siglo XX, era muy común utilizarla en los ritos fúnebres, ya que se pensaba que podría calmar la sed del muerto producto del largo viaje hacia la otra vida. Los moradores del altiplano andino elaboran collares de la flor de cantuta, y los muestran en pórticos y puertas como símbolo de bienvenida y hospitalidad a los visitantes.

2.2.2. Familia Polimoniáceae

Landis *et al.*, (2018), mencionan que, la familia Polemoniáceae tiene 26 géneros, 387 especies, comprenden plantas anuales y perennes nativas de América del Norte y del Sur, con el centro de diversidad en el oeste de América del Norte.

2.2.3. Hábitat y cultivo

Linares (2008), menciona que, se encuentran en gran parte del centro y sur de la región de la sierra peruana, incluso a los territorios de Bolivia. Esta planta crece de 2,200 m. a 3,700 msnm. Se adecua a zonas húmedas, además de pisos arenosos. Es común encontrarlos creciendo al borde de riachuelos

Linares (2008), indica que, se debe realizar el almacigado en sustratos que tengan buen nivel de materia orgánica y arena (1:1), repicar en bolsas de polietileno cuando las plántulas alcanzan entre 3 y 5 cm de altura. La reproducción



asexual se realiza empleando estacas o esquejes de 15 a 20 cm de longitud y rebrotes desde la base, prenden en un 80% bajo tinglado de media luz y en sustrato de materia orgánica y arena (1:1).

2.2.4. Especies de *Cantuta*

León (2006), indica que, las especies endémicas del género *Cantua* en Perú son:

- *Cantua candelilla* Brand: Arbusto conocido de varias localidades en el centro y sur del país, donde crece en matorrales de valles interandinos. El ejemplar tipo fue recolectado en la cuenca alta del Chili. El género requiere de una revisión taxonómica moderna.
- *Cantua cordata* Juss: Esta especie fue recolectada en el siglo XVIII, aparentemente en el país, desconociéndose la procedencia exacta.
- *Cantua longifolia* Brand: Arbusto conocido de unas pocas poblaciones dispersas. Fue recolectado originalmente en 1914, de la cuenca alta del Mishollo, un afluente del Huallaga, al sur del área que ocupa el Parque Nacional Río Abiseo, pero no se conoce de este Parque. Los ambientes naturales de la cuenca del Mishollo están afectados por la actividad agrícola; sin embargo, no existe una evaluación florística detallada de esa cuenca ni de la situación de conservación de esos ambientes.
- *Cantua tomentosa* Cav: Esta especie fue reconocida por Infantes (1962), pero no por Gibson (1967), quien consideró en la sinonimia de *Cantua buxifolia*. El género necesita revisión taxonómica.



Quintana y Hornes (2018), indican que, estas especies presentan varios nombres vernaculares como: cantu, ccantu, cantutay, ccantus, ccelmo, jantu, jinllo en quechua y Khantuta en aymara.

La descripción corresponde al botánico francés Lemaire quien la diagnostico y publicó en Flore des Serres en el año de 1847.

2.2.5. Posición taxonómica de *Cantua buxifolia* Juss Ex Lam

Según el sistema de Clasificación Filogenético de Adolf Engler, citado por Solano (2017), la cantuta roja se ubica en la siguiente posición taxonómica:

Reino : Plantae

Sub reino : Phanerogamae

Clase : Dicotyledoneae

Sub clase : Methachlamydeae

Orden : Solanales

Familia : Polemoniaceae

Género : *Cantua*

Especie: *Cantua buxifolia* Juss Ex Lam

2.2.6. Aspecto general

Rojas *et al.*, (2003), indican que la cantuta es un arbusto erguido, con hojas simples opuestas, flores actinomorfas, vistosas, hermafroditas, solitarias, en cimas, cáliz tubular, corola gamopétala, estambres los cinco insertos en el tubo de la corola, ovario supero sobre un disco basal, fruto cápsula loculicida, semillas aladas.

2.2.7. Descripción botánica

Quintana y Hornes (2018), mencionan que, puede crecer hasta 7 metros de alto (en la zona de la sierra tiene en promedio de 3 a 4 m), presenta un tallo con grietas y de color cenizo hacia la base, y presencia de ritidoma que desprende en pequeñas placas alargadas. Es un arbusto muy leñoso, con ramas erectas, espaciadas y muchos nudos, de flores hermosas de forma de campana. Sus colores predominantes son el blanquecino, amarillento, rojizo, rojo intenso o fucsia.

a. Ramas

Quintana y Hornes (2018), indican que, posee terminaciones erectas, leñosas, nudosas, poco ramificadas o cortamente ramificadas, color cenizo a beige, 0.3-0.5 cm de diámetro. Hay ritidoma que desprende en pequeñas placas alargadas. Sus hojas alternas, simples, fasciculadas en los nudos, sésiles o cortamente pecioladas, oblongo o como elices a obovadas, 0.7-4 cm de longitud por 0.4-0.8 cm de ancho. El ápice es redondo a obtuso, con un pequeño acumen apenas perceptible; la base aguda a decurrente. Son glabrescentes, enteras, con, a veces, pelos ralos en el envés y el borde, visibles con lupa de 10x. Inflorescencias en pequeños racimos terminales laxos, o solitarias

b. Flores

Quintana y Hornes (2018), indican que, son hermafroditas, poseen cáliz tubular, verduzco a violeta, de dos centímetros de longitud con cinco sépalos unidos 4/5 de su recorrido, apenas carinados. Corola tubular-campanulada de seis centímetros de longitud, con 5 pétalos soldados, libres en la tercera parte superior que es usualmente pubescente, color blanquecino a amarillento, rojizo o violeta, en casos con bandas de rojo y amarillo. Estambres epipétalos con inicio en la



cercanía de la base de la corola; filamentos de 2.5 cm de longitud y anteras de unos 7 mm de longitud, exsertas de la corola; ovario supero con un estigma trilabiado.

c. Fruto

Quintana y Hornes (2018), indican que, cápsula tetraavalvar, 2-3 cm de longitud, conteniendo 20-30 semillas aladas, cada una de 8-12 mm longitud. Su floración en noviembre – diciembre, es indicadora de la época de siembra de la papa.

2.2.8. Distribución geográfica

Quintana y Hornes (2018), indican que, se hallan en gran parte del centro y sur de la región de la sierra peruana, incluso a los territorios de Bolivia. Esta planta crece de 2,200 m. a 3,700 msnm. Se adecua a zonas húmedas, además de pisos arenosos. Es común encontrarlos creciendo al borde de riachuelos.

2.2.9. Clima y suelo

Linares (2008), indica que soporta climas secos y húmedos de la sierra y valles interandinos. Con precipitaciones que van desde los 50 hasta los 4500 mm, y temperaturas promedio anuales de 5 a 25°C.

La misma autora menciona que, respecto al requerimiento de suelo y agua, la planta de cantuta crece bien en suelos arenosos, franco-arenosos y tolera alta pedregosidad, prefiere sitios húmedos y crece de modo natural a la orilla de ríos y riachuelos. Pese a lo expresado, es una especie plástica y de fácil adaptación a medios variados.



2.2.10. Importancia biológica

Aquino (2020), menciona a Nogales (2004) que las especies forestales nativas, debido a que se encuentran adaptadas por excelencia a su ambiente, constituyen parte inapreciable del patrimonio nacional por el valor y diversidad que representan sus productos, ya que los bosques conformados por ellos se caracterizan por permitir el desarrollo de una biodiversidad tanto para albergar un mayor número de especies de animales y otros vegetales debido al aporte de humus y materia orgánica al suelo, haciendo más fértil.

La misma autora menciona que, se constituye como regulador del régimen hídrico, de la conservación del suelo ya que mejora su calidad, le brinda porosidad, buena estructura física, lo protege contra la erosión brinda un micro clima a la región, minimiza los procesos de sedimentación, se constituye en una reserva de gran potencial para fomento al desarrollo del ecoturismo, ya que brindan excelentes zonas de belleza paisajística.

2.2.11. Usos de la cantuta

2.2.12. Uso medicinal

Salaverry y Cabrera (2014), indican que, en la época incaica se consagraba al sol o Inti y por eso su amplia difusión. La inflorescencia era usada por la medicina popular contra la tos y para los ojos inflamados. El cocimiento de flores y ramas se utiliza contra la diarrea.

Algunas zonas rurales alto andinas, debido al bajo acceso a los servicios de salud y a la desconfianza en el uso del medicamento, adoptan el uso de la medicina tradicional para el manejo oportuno del trabajo de labor de parto, dentro de ellas tenemos a *Cantua buxifolia*, usada en la inducción del trabajo de parto por



los habitantes de las zonas alto andinas desde tiempos remotos (Quispe *et al.*, 2020)

a. Uso ornamental

Rodríguez *et al.*, (2014), mencionan que, la planta arbustiva de la cantuta es utilizada por los pobladores de la provincia Manco Kapac (cuenca del Lago Titicaca) en agroforestería, acequias, se encuentra como ornamento en parques, jardines y casas y también utilizan en arreglos florales para la ch'alla de autos.

b. Uso en etnoveterinaria

La infusión de ramas y flores es un efectivo antidiarreico.

c. Uso en agroforesteria y conservación de suelos

Se usa también para cercos vivos, barreras vivas manejo de rebrotes, estabilización de riveras.

2.2.13. Productos y subproductos

Challco (2011), indica que, la leña es igualmente óptima, la producción de biomasa puede alcanzar unos 8kg/individuo durante los dos primeros años, según registros efectuados en Tarma (Valle del Mantaro). Las ramas tiernas son aprovechadas en cestería, las ramas delgadas se emplean para tejer canastas de buena calidad y fabricar instrumentos musicales como el chacarero. Su flor es considerada Flor Nacional del Perú. Las hojas y madera se emplean como tinte. Leña, dentro de las prácticas agroforestales muy utilizada como cerco vivo; también como barrera viva y en la protección de riveras, dado que se adapta bien en terrenos muy húmedos e inclusive inundables temporalmente.



2.3. FISIOLÓGÍA DE PROPAGACIÓN

2.3.1. Propagación de plantas

Las plantas están formadas por células y su reproducción depende de la multiplicación de las mismas. Existen dos tipos de reproducción. Asexual o vegetativa: ocurre cuando se separa una parte del cuerpo vegetal y se desarrolla una nueva planta. Sexual: considerado el más importante. Durante el proceso de floración las plantas producen dos tipos de células que al juntarse realizan la fecundación del polen que se produce en las flores masculinas y se traslada a las flores femeninas para unirse con los óvulos que son las células reproductoras femeninas, en un proceso llamado fecundación. Cada óvulo fecundado tiene la posibilidad de desarrollar una semilla, la que a su vez puede originar una planta (Escobar *et al.*, 2002).

La propagación de plantas consiste en efectuar su multiplicación por medios, tanto sexuales como asexuales. Para propagar las plantas con éxito es necesario conocer las manipulaciones mecánicas y procedimientos técnicos, cuyo dominio requiere de cierta práctica y experiencia, siendo ejemplo de ellos como hacer injertos o preparar estaca (Osuna *et al.*, 2016).

2.3.1.1. Propagación por semilla (sexual)

Escobar *et al.*, (2002), indican que, el método de propagación por vía sexual es empleado para fines de mejoramiento, este método da lugar a individuos de tipos diferentes que pueden ser distintos a la planta madre. La propagación por semilla de árboles y arbustos es una operación de importante de viveros, que se efectúan ya sea para producir plantas que se emplean para forestación, trabajos de agroforestería, implantaciones de cubiertas para la fauna silvestre, plantaciones a lo largo de caminos.



“Las semillas son la unidad de reproducción sexual de las plantas ayuda a perpetuar y multiplicar la especie a la que pertenecen siendo eficaz para que se disperse en el tiempo, espacio y es la unidad móvil de la planta. La semilla de buena calidad representa un insumo estratégico que permite sustentar las actividades agrícolas para mejorar la producción de calidad y rentabilidad con productividad cultivos de forma sostenibles, Una escasez de semillas aptas para la germinación provoca una producción de plántulas.” (Doria, 2010).

2.3.1.2. Propagación asexual

La propagación vegetativa o clonación, se define como la reproducción de una planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces, tallos, ramas, hojas); en teoría, cualquier parte de una planta puede dar origen a otra de iguales características, según sean las condiciones de crecimiento (luz, temperatura, nutrientes, sanidad); esto se debe a que muchas de las células de los tejidos vegetales ya maduros, conservan la potencialidad de multiplicarse, de diferenciarse y dar origen a diversas estructuras como tallos y raíces (Rojas *et al.*, 2004)

La multiplicación o propagación vegetativa se produce a través de partes vegetativas de la planta como las yemas, hojas, raíces o tallos que conservan la potencialidad de multiplicarse para genera nuevos tallos y raíces a partir de un grupo de células, esto comprende desde procedimientos sencillos, como la propagación por gajos o segmentos de plantas, hasta procedimientos más complejos como es el cultivo de tejidos *in vitro* (Challco, 2011)



2.3.1.3. Propagación por estacas

“Es un método más importante para propagar arbustos ornamentales, pero también se usan ampliamente en la propagación comercial tanto de flores como de frutales. La reproducción por estacas consiste en cortar un fragmento de tallo con yemas y enterrarlo. Después se espera hasta que broten raíces. Así se obtiene una nueva planta” (Otahola y Vidal, 2010)

2.3.1.4. Propagación de la cantuta

Challco (2011), menciona que, la propagación de cantuta se realiza por semilla y por estacas; sin usar auxinas se logra un prendimiento aproximado de 10%.

Goitia (2003), indica que, la reproducción asexual se realiza por estacas de raíces o tallos. Asimismo indica, que entre las razones para la reproducción asexual están: inhabilidad de producir semillas, baja viabilidad de las semillas y otros.

a. Edad de la planta

Al tomar material para estacar se puede tener diversidad de tipos, abarcando (perennes, leñosas) desde ramas terminales muy suculentas de crecimiento de un año, hasta estacas de madera dura de varios años de edad. Las estacas tomadas de plántulas jóvenes enraízan con mayor facilidad que tomadas de plantas más viejas; también las estacas tomadas antes o después de la floración son las que tiene mayor regeneración que plantas tomadas durante ese periodo (Challco, 2011; Hartmann y Kester, 1997).



El enraizamiento depende de que las estacas contengan un cierto número de hojas; porque la pérdida de hojas reduce considerablemente las probabilidades de enraizamiento. Los materiales nitrogenados y azucarados son cofactores del enraizamiento (Weaver, 1989).

b. Estado de lignificación

Challco (2011), Argumenta que, la edad de la planta y su estado de lignificación puede ser un factor muy importante. Casi siempre las estacas de plantas jóvenes (en su fase de crecimiento juvenil), enraízan con mayor facilidad que aquellas tomadas de plantas más viejas (en fase de crecimiento adulto).

c. Tipos y época de corte de la estaca

Sisaro y Hagiwara (2016), refieren que, de acuerdo a la época del año y la especie que se trata, varían los tipos de estacas posibles de realizar y la eficiencia de enraizamiento. Las mismas pueden ser:

- Herbáceas, en especies herbáceas durante todo el año.
- De madera suave o herbácea, a partir de brotes nuevos de primavera en arbustos y especies leñosas.
- De madera semileñosa, en arbustos y especies leñosas durante el verano a partir de tallos del crecimiento de la temporada.
- De madera dura o leñosa, en arbustos y especies leñosas en otoño o invierno a partir de tallos leñosos del crecimiento de la temporada anterior.

A lo largo del año las plantas pasan por diferentes estados. El contenido endógeno de las hormonas, entre ellas las auxinas responsables de la inducción de las raíces adventicias, varía según la época del año. Es mayor en primavera, luego



del reposo invernal, cuando hay un activo crecimiento de los brotes. En general es la época cuando enraízan con mayor facilidad las estacas (Sisaro y Haguivara (2016)

d. Tamaño de la estaca

Vallejos (2008), afirma que, el tamaño de la estaca (longitud y diámetro) tiene influencia en el proceso de enraizamiento, encontrándose una relación positiva entre longitud y el porcentaje de enraizamiento, debido a la mayor capacidad de almacenaje de productos fotosintéticos

Diaz (2010), menciona que, las estacas de madera dura pueden ser de una longitud muy variable, entre 10 a 75 cm y la misma debe tener cuando menos dos nudos. En cambio el diámetro de las estacas pueden variar desde 0.6 hasta 2.5 cm y a veces hasta 5 cm dependiendo de la especie.

Hartmann y Kester (1997), afirman que, las estacas de madera dura pueden ser de una longitud muy variable, entre 10 a 75 cm y la misma debe tener cuando menos dos nudos. En cambio el diámetro de las estacas pueden variar desde 0.6 hasta 2.5 cm y a veces hasta 5 cm dependiendo de la especie.

2.3.2. Formación de raíz adventicia

Castellanos *et al.*, (2000), mencionan que el fósforo es importante para el crecimiento de raíces además favorece el crecimiento de raíces laterales.

La formación de raíces adventicias incrementa la actividad enzimática, como las células de los radios de floema y de xilema de los haces vasculares las enzimas peroxidasa, oxidasa del citocromo, deshidrogenasa succinica y enzimas hidrolizadoras de almidón. Luego, durante el desarrollo de raíces, la actividad



enzimática cambia de los tejidos vasculares a la periferia de los haces (Cabrera, 1999).

2.3.3. Formación del callo

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal; el callo es una masa irregular de células meristemáticas en varios estados de lignificación; el callo prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cámbium vascular, aunque también pueden contribuir células de la corteza y de la médula (Hartmann y Kester, 1997).

Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo a la creencia de que la formación de callo es esencial para el enraizamiento; en la mayoría de las plantas, la formación del callo y de las raíces son procesos independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1997).

2.3.4. La propagación asexual

Hartmann y Kester (1997), mencionan que, la propagación asexual reduce clones. Esta propagación implica la división auténtica de las células. En la cual, hay una duplicación íntegra del sistema cromosómico y del citoplasma asociadas a la célula progenitora, para formar dos células hijas. En consecuencia las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la réplica del DNA, toda la información genética de la planta progenitora.



Los mismos autores sostienen que el proceso de la reproducción asexual tiene importancia especial en horticultura por que la composición genética (genotipo) de la mayoría de los cultivares de los frutales y plantas ornamentales son más valiosa, es generalmente heterocigoto y las características que distinguen, a esos tipos se pierden de inmediato al propagarlos por semilla.

2.3.4.1. Ventaja e importancia

Sepúlveda (2004), mencionan que, dentro de las ventajas de la propagación por estacas se tiene los siguientes:

- Simplicidad del procedimiento.
- Absoluta homogeneidad en todos los árboles obtenidos.
- Obtención de un gran número de árboles a partir de una sola planta madre.
- Cultivos más cortos debido a la rapidez de esta técnica.
- Ausencia de problemas de incompatibilidad entre dos partes vegetativas.
- Perfecta conservación de las características clónales.
- Necesidad de poco espacio.
- Se evita la dependencia hacia el uso de semillas.
- Es posible lograr un control preciso del parentesco.

Puente (2009), agrega que, la ventaja de la propagación por estacas en relación con la propagación por injerto, es la confiabilidad de la replicación genética de la planta madre; con esta técnica podemos obtener nuevas plantas a partir de estacas con las características genéticas idénticas a las plantas madres. Generalmente se debe realizar con la finalidad de instalar “jardines clónales”, es decir, propagar las mejores plantas y sembrarlas en un lugar determinado para



promover el cruzamiento entre ellas y así poder tener mejores semillas y por ende mejores plantas.

2.3.4.2. Condiciones que debe considerarse

Miranda (2016), destaca que, el éxito de una propagación por estacas u otros métodos depende de las condiciones inherentes de los mismos (tipo de planta) y las condiciones ambientales durante la formación de las raíces, es decir que la capacidad de propagación vegetativa depende de la especie vegetal utilizado, factores ambientales y labores culturales.

2.3.4.3. Conservación de las estacas

Debe evitarse la desecación de las estacas, si las mismas no se ponen en tierra inmediatamente después de su corte, deben almacenarse convenientemente, colocando en arena gruesa provista de humedad o en cambio en un recipiente con agua, teniendo en cuenta que se mantenga con buena aireación, sin agua estancada ni con el drenaje exagerado (Nogales, 2004)

2.3.5. Formación y desarrollo de las raíces

Urbina (2005), indica que, la formación de raíces adventicias es el principio fundamental del estaquillado y de los otros métodos de propagación vegetativa que persiguen obtener nuevas plantas. Son raíces adventicias aquellas que no tienen su origen a partir del meristemo apical de la raíz, ni como raíces laterales originadas a partir del periciclo en la estructura primaria de la raíz.

La formación de raíces adventicias tiene lugar a partir de meristemos secundarios o de tejidos que adquieren la capacidad de división y de diferenciación. Pueden desarrollarse sobre un tallo, sobre una raíz con estructura



secundaria o sobre otros órganos de la planta. Su origen está siempre próximo a los tejidos vasculares del órgano que las produce, de esta forma se facilita la conexión del floema y del xilema con el primordio de la nueva raíz. Si el órgano que origina la raíz adventicia es joven, el origen suele estar en la periferia del sistema vascular; si es más viejo, el origen es más profundo y se localiza cerca del cambium (Urbina, 2005)

El proceso consiste en la formación de iniciadores radicales, más frecuentemente, a partir de algunas células de los radios parenquimáticos y de células de parénquima del xilema joven; y con menos frecuencia a partir de células del floema secundario y del cambium. Los iniciadores radicales formados se transforman en primordios de raíces y se establece la conexión con el floema y xilema del órgano que los origina (Urbina, 2005).

La formación de iniciadores radicales es activada por el corte de la estaquilla o por lesiones provocadas en la misma. Las primeras raíces desarrolladas, en un número moderado, inhiben el crecimiento de las restantes, regulando así el número de raíces de la nueva planta (Urbina, 2005).

Los iniciadores radicales se producen al colocar las estaquillas o el órgano a enraizar en un medio de enraizamiento (sustrato, suelo, etc.) en condiciones adecuadas. Si estas condiciones son favorables los primordios crecen, atraviesan la corteza y salen al exterior, según se representa, esquemáticamente, en la Figura 1-A. La penetración en la corteza es puramente mecánica ya que no se forman conexiones laterales con los tejidos que van penetrando. En su avance arrastran a los tejidos y terminan penetrándolos, aflorando al exterior la caliptra que se pone en contacto con el medio de enraizamiento (Urbina, 2005).

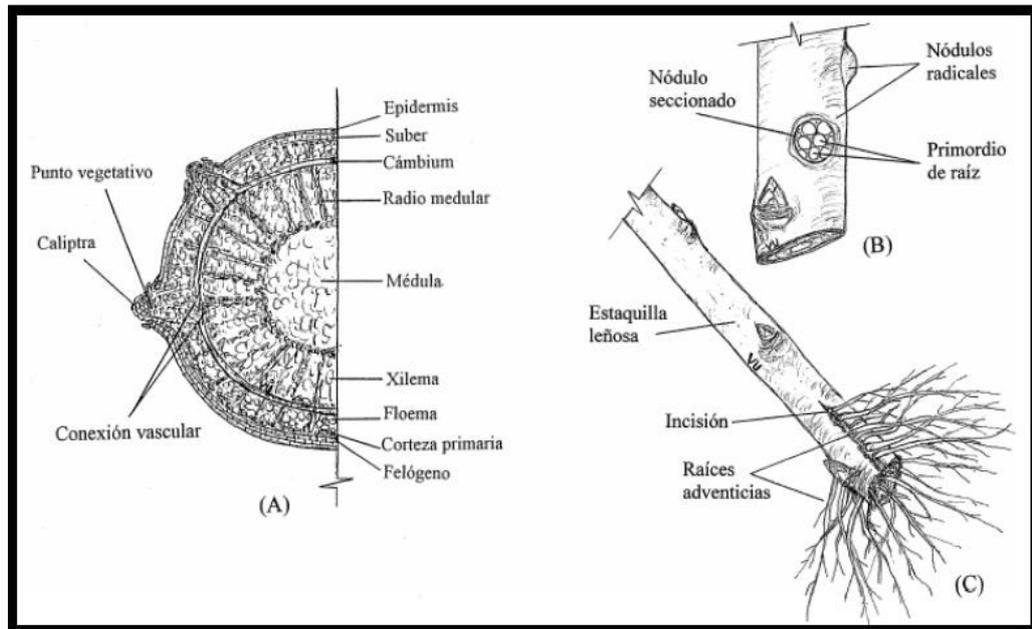


Figura 1. Formación de raíces adventicias en un rama, A: Selección transversal con primordios de la raíz, B: Nódulos radicales, C: Raíces formadas en una estaquilla (Urbina, 2005).

En algunas especies se forman espontáneamente en el ramo primordios que permanecen latentes, encontrándose agrupados en un nódulo que origina un abultamiento de la corteza (Figura 1-B) (Urbina, 2005).

Los nódulos permanecen latentes en el ramo o en la futura rama, hasta que se hacen estaquillas o bien estacas de la rama, y se colocan en condiciones favorables. En algunos casos los nódulos formados en los troncos de los patrones tienen una abundante proliferación y los primordios radicales terminan rompiendo la corteza y asomando al exterior, interrumpiendo gravemente la circulación por el floema y originando otros trastornos a la planta. Estos nódulos radicales característicos se denominan en muchos textos con su nombre inglés: "burr-knots". Sobre ellos se aprecian fácilmente numerosas raíces completamente formadas, que si se encuentran próximas al suelo se introducen en él y siguen creciendo, originando también serpeos en la zona próxima al cuello de la planta, como ocurre en algunos patrones de manzano (Urbina, 2005).



En las estaquillas puestas a enraizar se forma en el corte de su base el callo de cicatrización que tiende a cerrar la herida e impedir la entrada de patógenos. El callo se forma a partir de las células del cambium vascular, aunque también pueden contribuir en su formación las células de la corteza y del xilema (Urbina, 2005).

Las raíces adventicias aparecen también a lo largo de la parte enterrada de la estaquilla, más frecuentemente debajo de las yemas, y suelen formar hileras longitudinales de manera espontánea, según se representa en la Figura 1-C (Urbina, 2005).

La capacidad para emitir raíces adventicias varía según la especie y la variedad. Las especies que poseen iniciadores radicales preformados en los ramos enraízan con mayor facilidad y rapidez (Urbina, 2005).

2.4. FITOHORMONAS

Saavedra (2008), manifiesta que, las hormonas vegetales o fitohormonas son compuestos orgánicos de bajo peso molecular que coordinan el crecimiento y desarrollo de las plantas.

Bosque (2010), afirma que, “Substancias reguladoras de crecimiento” es más general y abarca a sustancias tanto de origen natural como sintetizada en laboratorio que determinan respuestas a nivel de crecimiento, metabolismo o desarrollo de la planta.

2.4.1. Reguladores de crecimiento vegetal

Vallejos (2008), manifiesta que, los reguladores de crecimiento vegetal, son compuestos o moléculas orgánicos que se sintetizan en una parte de la planta, y se trasladan a otro sitio donde ejercen su acción fisiológica (procesos de



crecimiento y desarrollo de plantas). De acuerdo con su estructura y función fisiológica, las hormonas han sido clasificadas en varios grupos que comprenden a las auxinas, citoquininas (CK), giberelinas (GA).

2.4.2. Auxinas

2.4.2.1.1. Efectos fisiológicos de las auxinas

Las auxinas afectan a tanto a la división, como al crecimiento y diferenciación celular, por lo que están implicadas en numerosos procesos del desarrollo, muchos de ellos en interacción con otras hormonas. A saber,

- Regulan el fototropismo, el gravitospismo y el tigmotropismo mediante la redistribución lateral de la auxina
- Provocan la elongación celular mediante el incremento de la extensibilidad de la pared celular
- Estimulan el crecimiento de los tallos y los coleóptilos
- Inhiben el crecimiento de la raíz y estimulan la formación de raíces secundarias
- Inducen la formación de raíces adventicias a partir de esquejes
- Causan dominancia apical
- Retardan la abscisión de los órganos
- Inducen el desarrollo floral
- Contribuyen a la regulación del desarrollo del fruto
- Inducen la diferenciación vascular

Las auxinas promueven el crecimiento principalmente por aumento de la expansión celular. De acuerdo con la hipótesis de crecimiento por acidificación,



las auxinas estimularían la actividad H^+ -ATPasa del plasmalema y provocarían el bombeo de protones hacia la pared celular (aún por dilucidar si por activación de las bombas existentes o/y por inducción de síntesis de nuevas H^+ -ATP). Ello causaría una disminución del pH que provocaría la activación de expansinas, que rompen enlaces de hidrógeno y debilitan la pared, permitiendo el depósito de nuevos materiales, cuya síntesis y transporte también son activados por auxinas (Alegría, 2016).

Lira (2007), afirma que, es un término genético, aplicado al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes. Algunas auxinas son naturales y otras se producen sintéticamente; se asemejan al ácido indolacético (IAA) por los efectos fisiológicos que provocan en las células vegetales, de los cuales el más importante es la prolongación. Por lo general, estos compuestos son ácidos de núcleo cíclico insaturado o derivados de esos ácidos. Sus precursores son compuestos que se pueden transformar en auxinas en el interior de las plantas.

Las antiauxinas son compuestos que inhiben la acción de las auxinas, en competencia con ellas quizá para obtener los mismos puntos de enlace en una o varias sustancias receptoras. El efecto inhibitorio de algunas antiauxinas puede superarse completamente, mediante un aumento de la concentración de auxinas. Es necesario subrayar que estos términos no se excluyen mutuamente.

Las auxinas se descubrieron en la segunda década del siglo XX y es curioso que una sustancia tan difundida en el reino vegetal y de importancia vital pudiera pasarse por alto durante tanto tiempo. Una de las posibles razones es que se presentan en cantidades tan pequeñas que se precisan de métodos especiales



para demostrar su presencia: además, los primeros fisiólogos de las plantas de una manera más simple y muchos se mostraban escépticos en cuanto a la existencia de hormonas vegetales. Darwin demostró que los brotes jóvenes de hierbas se doblan siempre en dirección a una fuente unilateral de luz, lo que produjo un proceso por etapas de los experimentos y permitió, finalmente, la demostración de que una hormona, la auxina, afectaba los tropismos de las plantas. Aproximadamente 50 años después de las observaciones de Darwin, Went desarrolló la prueba de avena, un bioensayo cuantitativo que podía utilizarse en otros estudios sobre la distribución y la identificación de las auxinas, Kogl y sus colaboradores, tiempo después, pudieron aislar auxinas e identificarlas químicamente.

2.4.3. Fitohormona sintética

Pueden tener una presentación en polvo o en líquido, utilizando hormonas del grupo auxinas: Acido indol acético (IAA) y Acido indol3 butírico (AIB), la recomendación del uso de estas hormonas indica que ayuda al enraizamiento, de especies herbáceas y leñosas (Porco y Terrazas, 2009).

Cabot y Perarnau (2004), indican que las hormonas sintéticas que se han mostrado más eficaces para estimular la producción de raíces adventicias a los esquejes son el ácido indolbutírico y el naftalenacético e incluso en ocasiones, la mezcla de estas sustancias presenta una mayor eficacia que los compuestos aislados.

2.4.3.1. Root-Hor

Comercial Andina (2009), menciona que es un bioestimulante poderoso para el enraizamiento de las plantas. Se usa en acodos y esquejes de árboles

frutales por sumersión en una solución nutritiva de Root-Hor y en aplicaciones foliares sobre hortalizas establecidas en campo de cultivo.

2.4.3.1.1. Categoría toxicológica

Ligeramente toxico banda verde categoría IV, Comercial Andina (2009).

2.4.3.1.2. Ingredientes activos

Comercial Andina (2009), sostiene la composición activa del Root-Hor contiene solución nutritiva, sulfato de Zinc entre otros como se muestra en la Tabla 1.

Tabla 1. Composición activa del Root-Hor

Composición	Valor; %
Solución nutritiva enraizadora	95.40%
Sulfato de Zinc	4.00%
Acido 3 Indol Butírico	0.10%
Ácidos nucleicos	0.10%
Acido Alfa Naftalenacético	0.40%
Características Técnicas	
Estado Físico	Líquido
Color	Turquesa
Olor	Característico
Densidad	1.03 +/- 0.01
PH	2.5 +/- 0.2
Solubilidad en agua	100 % Soluble
Estabilidad	Estable
Inflamabilidad	No inflamable
Explosividad	No explosivo
Corrosividad	No corrosivo
Combustibilidad	No combustible
Estabilidad de almacenamiento	Estable 2 años

Fuente: Comercial Andina (2009).



2.4.3.1.3. Modo de acción

Comercial Andina (2009), generalmente la producción natural de las hormonas responsables del enraizamiento, están sujetas a los niveles de concentración de otras hormonas, ya que en forma natural la planta trata de tener un equilibrio en su crecimiento, con Root-Hor se favorece la acción de las auxinas en forma armónica. Root-Hor es un producto que penetra en los tejidos celulares y ocasiona una favorable concentración de auxinas, básicamente Alfa Naftalenacético (ANA) y el Ácido Indol Butírico (AIB) en la planta, estimulando el desarrollo radicular. En conjunto, las fitohormonas actúan en la formación de raíces, especialmente en estacas, acodos y frutales, esquejes de diversos cultivos, emitiendo raicillas en corto tiempo.

2.4.3.1.4. Propiedades Fisiológicas del Root-Hor

Además de una excelente acción enraizamiento, Root-Hor ayuda a desencadenar al interior de la planta una serie de reacciones fisiológicas favorables al vigor de la planta dándole una mayor capacidad productiva (Comercial Andina, 2009).

2.4.3.1.5. Recomendaciones de uso:

Recomendaciones de uso para diferentes especies y cultivos se muestran en la Tabla 2 (Comercial Andina, 2009).

Tabla 2. Recomendación para el uso del Root-Hor

Cultivo	Dosis de Root-Hor en la inmersión de esquejes	Dosis de Root-Hor/ 200 L de agua en la aplicación foliar	Dosis de Root-Hor/ha vía drench y/o fertirriego	P.C. (días)	LMR (ppm)
Alcachofa	-	250 ml	-	N.A.	N.A
Arandano	-	-	4L	N.A.	N.A
Clavel	0.5 %	-		N.A.	N.A
Col	0.5 %	250 ml		N.A.	N.A
Manzano	0.5 %	250 ml		N.A.	N.A
Melocoton	0.5 %	250 ml		N.A.	N.A
Membrillo	0.5 %	250 ml		N.A.	N.A
Palto	-	-	4L	N.A.	N.A
Paprika	-	250 ml	-	N.A.	N.A
Vid	-	-	4L	N.A.	N.A
Yuca	0.5 %	250 ml	-	N.A.	N.A

LMR: Límite máximo de residuos PC: periodo de carencia N.A.: no aplica

2.4.3.1.6. Momento de aplicación:

Para enraizamiento de acodos y esquejes, en un recipiente verter 5 ml de Root-Hor® por 1 litro de agua, introducir las estacas 3 cm del nivel de agua del recipiente, durante 3-5 minutos, luego de la aparición de las primeras hojas, se complementa con una segunda aplicación foliar. Para enraizamiento en hortalizas, verter 250 ml de Root-Hor en 200 litros de agua, mezclar homogéneamente y aplicar foliarmente de acuerdo a las indicaciones por cultivos.

2.4.3.2. Medios de enraizamiento

2.5. SUSTRATO

Pina (2008), manifiesta que, los sustratos son el soporte que se utiliza en plantas cultivadas en recipientes. Pueden estar formados por un solo componente o por la mezcla de varios, donde cada una aporta las características propias para, al final, obtener las propiedades físicas, químicas y biológicas deseadas. Los suelos naturales por su baja



porosidad no son las más adecuadas para ello, razón por lo cual para el cultivo en recipientes se utilizan los sustratos.

Del mismo modo se refiere. El medio de cultivo contenido en el recipiente y contenedores debe suministrar a las raíces nutrientes, agua y aire en las cantidades y proporciones adecuadas. El limitado volumen de los contenedores en relación al disponible en el cultivo en suelos naturales, hace necesarias unas condiciones de elevado potencial de: oxígeno, agua y nutrientes.

Goitia (2003), señala que, un sustrato es la mezcla de distintos materiales utilizados en un vivero, entre los que encontramos; tierra vegetal, tierra negra, arcilla, lama, guano, compost y tierra del lugar, el sustrato utilizado para el llenado de bolsas debe contener un mayor número de nutrientes y una textura franco limoso o franco arcilloso. En este sustrato las plántulas crecen y se desarrollan hasta su establecimiento en plantación definitiva.

2.5.1. Suelo

Osuna *et al.*, (2016), consideran que, el suelo es el medio donde la planta encuentra el agua, las sustancias minerales y el oxígeno necesarios para su crecimiento y desarrollo vegetativo. Al mismo tiempo hace de soporte a la planta. El suelo ideal es aquel que tenga una porosidad y disposición de sus partículas tales que permitan la penetración de las raíces y que retengan el agua y el aire en cantidades suficientes. En muchas ocasiones no se encuentra este suelo ideal, por lo que hay que acudir a suelos artificiales o sustratos.

2.5.2. Tierra negra

Márquez (2017), sostiene que, las propiedades más relevantes de la tierra negra son: la retención de humedad, textura franco arcilloso, reserva de bases



intercambiables, capacidad de suministro de nitrógeno, azufre y otros elementos nutritivos a las plantas, aireación, estabilidad estructural, etc., depende marcadamente de aportaciones de materia orgánica.

La tierra negra enriquece la textura del suelo descomponiendo los suelos arcillosos y permitiendo que el agua drene y añada propiedades de retención de agua a los suelos arenosos.

Los trozos de materia orgánica crean bolsas de aire en el suelo que incrementan la circulación de aire necesaria para la formación de las raíces. Así se dan las condiciones óptimas para la supervivencia de insectos beneficiosos y gusanos, que también fomentan la aireación y previenen que el suelo se compacte.

2.5.3. Arena

Infoagro (2017), considera que, las que proporcionan los mejores resultados son las arenas de río. Su granulometría más adecuada oscila entre 0.5 y 2 mm de diámetro. Su densidad aparente es similar a la grava. Su capacidad de retención del agua es media (20 % del peso y más del 35 % del volumen); su capacidad de aireación disminuye con el tiempo a causa de la compactación; su capacidad de intercambio catiónico es nula. Es relativamente frecuente que su contenido en caliza alcance el 8-10 %. Algunos tipos de arena deben lavarse previamente. Su pH varía entre 4 y 8. Su durabilidad es elevada. Es bastante frecuente su mezcla con turba, como sustrato de enraizamiento y de cultivo en contenedores.

2.6. LABORES DURANTE EL ENRAIZAMIENTO

Miranda (2016), argumenta que, las labores principales para la conservación son la eliminación de malezas en forma manual o mecánica, para



asegurar el crecimiento de las plantas jóvenes; mantener la humedad del suelo mediante un riego permanente para asegurar el enraizamiento de las estacas y realizar el control de los insectos y enfermedades que disminuyan la calidad de la planta.

2.6.1. Factores que influyen en el enraizamiento de las estacas

La capacidad de enraizamiento varía mucho de unas especies a otras y entre variedades. Asimismo, dependiendo de las características del material vegetal y de las condiciones del medio de enraizamiento los resultados serán muy diferentes. En algunos casos habrá que emplear técnicas muy específicas para lograr el enraizamiento. A continuación se describe la influencia de los principales factores, agrupados según su naturaleza (Urbina, 2005)

2.6.1.1. Material vegetal

Las características genéticas, la constitución morfológica y el estado de desarrollo del material influyen en el enraizamiento. Además, el estado físico, nutritivo y sanitario de la estacilla repercute sobre el resultado final.

2.6.1.2. Época de realización

La época de realización del estaquillado está condicionada por el tipo de estacilla empleada, según la planta se encuentre en actividad o en reposo. Prácticamente se podría estaquillar durante todo el año si se puede obtener material y las condiciones del medio lo permiten; pero cada especie y tipo de estacilla tienen unos períodos óptimos restringidos.

Las estaquillas leñosas de especies de hoja caduca se preparan a la entrada en reposo o bien algo antes de la salida del reposo; si se toman durante el invierno deben



conservarse en condiciones adecuadas. En las especies de hoja perenne los periodos serán similares si las estaquillas se preparan sin hojas.

Las estaquillas semileñosas de especies de hoja caduca se preparan desde principios de verano, una vez finalizado el crecimiento activo de la planta, hasta mediados de otoño, unas semanas antes de producirse la entrada en reposo. En las especies de hoja perenne se toman durante el periodo de actividad, después de los crecimientos activos cuando la madera está ya endurecida. Por ejemplo, en olivo se tiene más éxito tomando las estaquillas al comienzo del otoño y al final de primavera (Urbina, 2005).

2.6.1.3. Preparación y tratamiento hormonal de la estaquilla

La forma de preparar la estaquilla tiene repercusión en el enraizamiento al influir sobre su supervivencia y facilitar la emisión de raíces. Evidentemente, la preparación será diferente según la disponibilidad de material vegetal, el tipo de estaquilla y las condiciones de enraizamiento. La aplicación de hormonas tiene una gran influencia sobre el enraizamiento, según se ha puesto de manifiesto en numerosas experiencias con las diferentes especies.

2.6.1.4. Condiciones ambientales

Las condiciones en que se lleva a cabo el estaquillado, tanto del medio aéreo como del suelo o sustrato, son también determinantes de su éxito.

➤ Humedad

Las estaquillas corren el riesgo de deshidratarse durante el proceso de enraizamiento, sobre todo en estaquillado semileñoso y herbáceo, los cuales no serán posibles sin un control de la humedad ambiental.

➤ Temperatura



La actividad en los tejidos de las estaquillas para la formación de primordios radicales y callo de cicatrización requiere, en general, temperaturas superiores a los 10 °C, se da de forma óptima a temperaturas alrededor de los 25 °C, y no deben superarse los 35 °C. La diferencia de temperatura entre el sustrato y el aire favorece la emisión de raíces. Debe tenerse en cuenta que las temperaturas más altas que favorecen los procesos de enraizamiento de las estaquillas, por otro lado aceleran su deshidratación, por lo que el equilibrio más favorable entre ambos fenómenos se encuentra al mantener la temperatura del sustrato más elevada que la del ambiente, según (Urbina, 2005).

2.6.2. Enfermedades que se presentan en el enraizamiento

Agrios (2005), menciona que, los productores de invernadero necesitan esquejes libres de los hongos que causan marchitamientos vasculares como *Fusarium* y *Verticillium*, pero es casi imposible eliminar a estos dos hongos de los lotes para producción.



CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1. Materiales de escritorio y cómputo.

- Papel bond A4
- Lapiceros
- Cuaderno de campo
- Lápiz
- Plumones
- Cámara fotográfica
- Computadora
- Memoria USB
- Impresora
- Tijera
- Cinta maskit

3.1.2. Materiales de experimento

- Ramas de cantuta
- Arena fina
- Auxinas (Root hor)
- Jeringas de 10 ml
- Bolsa de polietileno 25*11 cm (1 kg de capacidad)



- Pala para huerta
- Campana de cristal
- Baldes
- Tijera de poda
- Cutter
- Benomyl
- Agua
- Regla milimétrica digital (Vernier)
- Flexómetro (3 m)
- Cama de matera
- Humus de lombriz
- Abono Foliar
- Aspersor (500 ml)

3.1.3. Lugar de investigación

El trabajo de investigación se ejecutó dentro de un invernadero del laboratorio de semillas de la FCA-UNA-, cuyas características geográficas son las siguientes:

3.1.3.1. Ubicación política

Región : Puno

Provincia : Puno

Distrito : Puno



3.1.3.2. Ubicación geográfica

Latitud Sur	: 390855.055E
Longitud Oeste	: 8250460N – 19L
Altura	: 3824 msnm
Zona agroecológica	: Anillo circunlacustre
Región natural	: Sierra

3.1.3.3. Características del invernadero

El invernadero tiene un área total de 12.50 m² y está constituido por paredes de adobe y barro todo el perímetro y cuyas medidas son: 4.50 m. de largo y 3 m. de ancho y una altura de 1.40 m. de laterales, la parte más alta del tiraje alcanza 2.80 m. de altura, techo en forma de doble agua con plástico de polietileno de color blanco de 250 micras soportadas por tijerales de madera. Para la ventilación tiene dos ventanas a cada lado, con medidas de 0.66 m. de largo por 0.66 m. de ancho.

3.2. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

El método de investigación fue experimental, ya que se observó y evaluó las variables dependientes (número de hojas, altura de rebrote, número de días a la brotación, sobrevivencia de prendimiento, diámetro y altura de callos) y en las variables independientes o factores de estudio fueron los tipos de estacas según a la morfología del tallo herbáceo semi-leñoso y leñoso además del factor dosis de Auxina sintética Root - Hor en 2.5, 5 y 7.5 ml/l y un testigo.



3.2.1. Temperaturas registradas

Mediante la utilización del termómetro, se registró la temperatura mínima, máxima y de ambas se pudo calcular la temperatura media por día durante los meses de enero, febrero, marzo, abril y mayo, (2019). Se muestra los promedios mensuales de temperatura mínima y máxima, registrándose que la temperatura máxima oscila desde, 26.50°C hasta 27.70°C, en cambio la temperatura media fue de 19.10 hasta 20.08°C; y la temperatura mínima fue de 9.10°C y 10.35°C.

3.2.2. Sustrato

El sustrato se obtuvo 30 días antes de la recolección de estacas. La arena se obtuvo del río Illpa la cual no contiene residuos de minería para no afectar el enraizamiento adecuado de las estacas de cantuta, en el invernadero se realizó el zarandeo para eliminar piedras y partículas grandes de arena.

Luego se preparó un solo sustrato utilizando una porción de 50 % de humus de lombriz y 50 % arena (Figura 2); para la mezcla se utilizó un balde de 18 L como referencia para medir la cantidad de 180 kg de sustrato para las 180 estacas de cantuta, la cantidad que se utilizó fue 180 bolsas de polietileno.



Figura 2. Insolación de arena

Una vez realizada la mezcla se procedió al embolsado (Figura 3), para ello se llenó las bolsas de polietileno con el sustrato de arena.



Figura 3. Embolsado del sustrato

Las bolsas de repique fueron de 11 cm de ancho por 25 cm de altura, las bolsas llenados con sustrato tuvieron un diámetro de 7 cm, una altura de 20 cm y un peso de 800 g (Figura 3), haciendo un volumen de 560.40 cm³.

3.2.3. Preparación de fitohormonas

3.2.3.1. Preparación de la fitohormona sintética

a. Preparación de Auxina (Root Hor)

Esta fitohormona sintética se preparó al momento del estaquillado (Figura 4), ya que la impregnación de esta fitohormona sintética fue sumergida entre 3-5 minutos. La dosis utilizada fue según las indicaciones del producto 5ml/1L de agua.

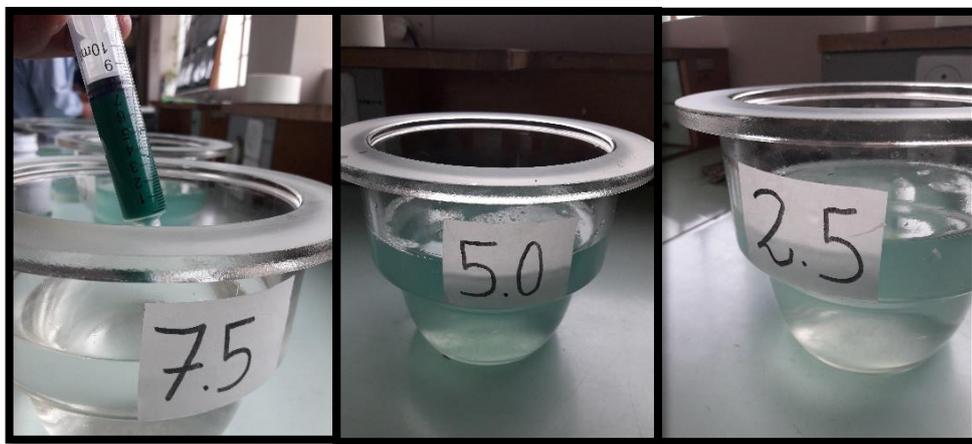


Figura 4. Preparación de dosis Root Hor

3.2.4. Recolección de estacas

Las estacas se recolectaron en el mes de febrero, en las primeras horas de la mañana para evitar la deshidratación, estas fueron recolectadas de la provincia de Moho del departamento de Puno (Figura 5), se trasladaron bajo humedad constante y protegiendo de los rayos solares.

Se eligieron las ramas secundarias y terciarias (herbáceas) más vigorosas e tiernas, dependiendo al tipo de estacas sea leñosas, semi-lenosa y herbáceas. Se seleccionaron las ramas sin flores, con 10 yemas y nudos, con un diámetro de 0.5

a 1 cm. se cortaron estacas de 25 cm de longitud en todos los tipos de estacas, realizando un corte perpendicular en la parte superior y un corte bisel en la parte inferior (para evitar la acumulación de agua y su posterior pudrición de la estaca). La cantuta es una especie no caducifolia, por esta razón se puede recolectar estacas en cualquier estación del año (Challco, 2011).

En cuanto a los datos obtenidos de las plantas madre tiene una edad promedio de 9 años, se debe recolectar en época de lluvia porque es exigente en agua.

Hartmann y Kester (1997), recomiendan que, las estacas tomadas de plántulas jóvenes enraízan con mayor facilidad que tomadas de plantas más viejas; también las estacas tomadas antes o después de la floración son las que tiene mayor regeneración que plantas tomadas durante ese periodo, para la presente investigación se recolectaron antes de la floración.



Figura 5. Recolección de Ramas de cantuta (*Cantua buxifolia*)

Para la conservación de las estacas, se envolvieron en papel periódico húmedo, y colocado en una bolsa de polietileno de color negro, a fin de conservar la humedad y evitar la deshidratación manteniendo los tejidos hidratados y sin daños hasta el momento del estaquillado.



Figura 6. Tipos de estacas

3.2.5. Preparación de estacas

Las estacas de cantuta roja, se seleccionaron en 3 tipos de estacas, leñosas, semi- leñosa y herbácea (Figura 6). Luego de la identificación se procedió al reposo de la parte basal de las estacas a una profundidad de 10 cm por 24 horas

3.2.6. Estaquillado

Se realizó después de las 24 horas del reposo de las estacas, cuatro horas antes se realizó un riego para que el sustrato este a capacidad de campo, previo al estaquillado se hicieron agujeros de 10 cm de profundidad para poder trasplantar las estacas (Figura 7).



Figura 7. Conservación de estacas

3.2.7. Riego

El riego se realizó según la metodología de Challco (2011), para este tipo de propagación es muy importante mantener la humedad adecuada en el sustrato como en el medio ambiente. Es por ello que se aplicó riego a capacidad de campo (50 ml agua) una por semana los primeros 15 días, luego 2 veces por semana durante todo el transcurso de la investigación (5 meses), para el riego se usó una regadora de chorro fino para no ocasionar daños en las estacas como también en los brotes, en lo posible se evitó el encharcamiento a fin de restringir la aparición de enfermedades fungosas.

3.2.8. Aplicación de fitohormona

La aplicación de **Root Hor** fue sumergiendo 10 cm de la estaca, luego se ha realizado el riego con las respectivas fitohormonas para cada tratamiento cada 15 días, respectivamente por un periodo de 3 meses, las fitohormonas fueron preparadas de la misma manera que el estaquillado, se aplicó para cada estaca sus respectivas dosis.



3.2.9. Control de malezas

El control de malezas se realizó manualmente, teniendo cuidado de no dañar rebrotes, debido a que no hubo mucha presencia de malezas se hizo el deshierbo una sola vez. Las malezas que se registraron fueron las siguientes:

- Malva kora (*Tarasa cerratei*)
- Pasto k'acho (*Poa annua*)

La presencia de malezas se dio porque el humus de lombriz fue de calidad.regular

3.2.10. Evaluaciones realizadas

La metodología que se empleó para evaluar las variables de respuesta en el trabajo de investigación fueron los siguientes:

3.2.10.1. Prendimiento de estacas

Se realizó esta evaluación tomando en cuenta la fecha de estaquillado y fecha de apoptosis, la evaluaciones de supervivencia fueron diarias.

3.2.10.2. Numero de ramas

El conteo del número de ramas se realizó al momento de la evaluación final a los 150 días después del estaquillado.

3.2.10.3. Crecimiento primario de la raíz

El trabajo de investigación no ha concluido satisfactoriamente, porque las estacas no llegaron a desarrollar una raíz visible, solo se observó emisiones de callo en las estacas.



3.2.10.4. Diámetro y altura de callo

Consistió en la medición del diámetro del callo en la parte más ancha, la medición se realizó con el uso de una regla vernier en milímetros, también se realizó la medida de la altura del callo.

3.2.11. Variables

3.2.11.1. Variables de estudio:

Factor tipo de estaca:

L : Estaca leñoso

SL : Estaca Semi-leñoso

H : Estaca Herbaceo

Factor Dosis de Auxina (Root Hor):

Testigo

Dosis 2.5 ml/litro de agua

Dosis 5 ml/litro de agua

Dosis 7.5 ml/litro de agua

3.2.12. Diseño estadístico

Para el análisis del prendimiento de las estacas se realizó mediante el modelo de la supervivencia Kaplan-Meier por el método de máxima verosimilitud del tiempo total del experimento.



Para el análisis de los datos obtenidos de las evaluaciones se utilizó un modelo de análisis de la varianza paramétrica bajo un diseño completamente al azar factorial 3x4 con 5 repeticiones un total de 60 unidades experimentales, cuyo modelo aditivo lineal fue:

$$y_{ijk} = \mu + E_i + A_j + E * A_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde:

y_{ijk} : Es la variable de respuesta

μ : Es la media poblacional

E_i : Es el efecto del i-esimo tipo de estaca

A_j : Es el efecto del j-esimo dosis de auxina

$E * A_{ij}$: Es el efecto de la interacción del i-esimo tipo de estaca en j-esimo dosis de auxina

ε_{ijk} : Es el error experimental

Se cumplieron los supuestos de normalidad de los tratamientos y homogeneidad de la varianza para el análisis paramétrico de los datos obtenidos.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. EFECTO DE LOS TIPOS DE ESTACAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE CANTUTA ROJA

4.1.1. Prendimiento de estacas y tiempo de enraizamiento

En la Figura 8 se muestra el prendimiento de estacas según tipos de sustrato, mediante un modelo de supervivencia “Kaplan-Meier” donde se observa que el efecto de los sustratos determinan la probabilidad de supervivencia de cada tipo de estaca, el sustrato compuesto por arena + humus tuvo una mayor probabilidad de supervivencia; a los 50, 100 y 150 días sobreviven 55, 42 y 27 estacas respectivamente, mientras que con el sustrato arena + nutriente tuvo una probabilidad de supervivencia ; a los 50, 100 y 150 días sobreviven 50, 25 y 15 estacas respectivamente, por último se tiene el sustrato arena pura en donde la probabilidad de supervivencia llega a los 70 días.

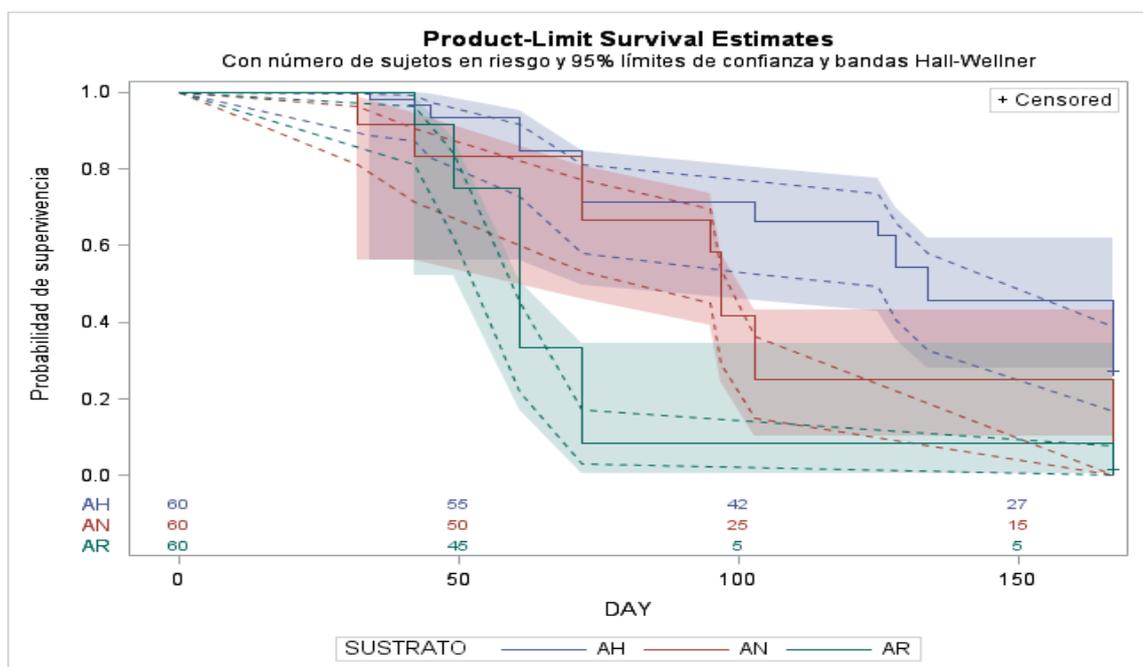


Figura 8. Probabilidad de supervivencia de estacas de cantuta según tipo se sustrato



Se observa también (Figura 9) que el inicio de las apoptosis de las estacas con el sustrato AN inicia a los 35 días, seguido de AH a los 40 días y posterior solo AR a los 45 días, la cual es consecutiva hasta los 75 días de estaquillado.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación con sustrato de arena tiene relación con Dominguez (2015), quien reporta eventos similares con las estacas de uvillas (*Pourouma cecropiifolia* M.), donde todas presentaron signos de pudrición y 0% de enraizamiento. Además, en los 3 sustratos las estacas manifestaron brotes a los 7 días, posteriormente se observaron inicio del desarrollo de las ramas laterales, y a los 70 días iniciaron el proceso de apoptosis.

En la Figura 9 se muestra el prendimiento de estacas según tipos de estacas, mediante un modelo de supervivencia “Kaplan-Meier” donde se observa la probabilidad de supervivencia de cada estaca, donde la estaca leñosa tiene una mayor probabilidad de supervivencia; a los 50, 100 y 150 días sobreviven 55, 34 y 21 estacas respectivamente, mientras que con la estaca semi-leñosa tuvo una probabilidad de supervivencia; a los 50, 100 y 150 días sobreviven 55, 26 y 14 estacas respectivamente, por último se tiene la estaca herbácea en donde la probabilidad de supervivencia llega a los 95 días.

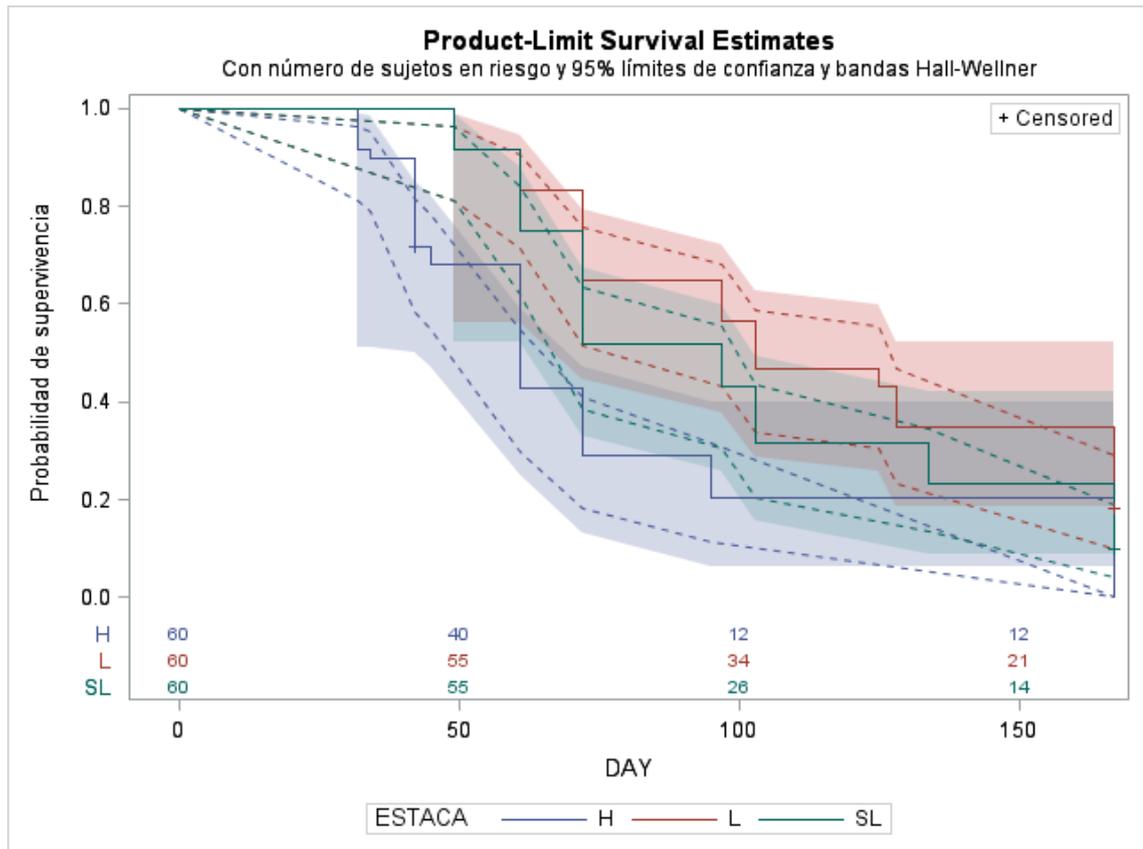


Figura 9. Probabilidad de supervivencia de estacas de cantuta según tipo de Estaca

Se observa también (Figura 9) que el inicio de las muertes de las estacas herbáceas (H) es a los 35 días, seguido semi-leñoso (SL) y leñosos (L) a los 50 días.

4.1.2. Número de ramas

En la Tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que el efecto de los tipos de estacas no influyen en la formación de ramas ($p \geq 0.05$), también se observa un coeficiente de variación de 38.69 % y una media general de 3.29 ramas / Estaca.

Tabla 3. Resultado del análisis de varianza para caracteres del callo y ramas.

Factor de Variación	Numero de ramas	Longitud de ramas	diámetro de callo	altura de callo
Tipo de Estaca	ns	**	**	ns
Dosis Auxina	ns	*	ns	ns
Estaca*Dosis	ns	ns	ns	ns
Cv transformado	-	34.16	18.72	-
Cv	38.69	86.26	45.44	28.41
R ²	-	0.58	0.46	0.36
media general	3.29	18.21	1.22	1.10

** : Altamente Significativo, * : Significativo, ns : no Significativo, R² : Coeficiente de determinación, Cv : Coeficiente de variación

En la Tabla 4 se observa las medias según el tipo de estaca para el numero de ramas, donde se observa el tipo de estaca Herbáceo, Leñoso y Semi-leñoso con 2.82, 3.29 y 3.59 ramas/estaca son estadísticamente iguales ($p \geq 0.05$).

Tabla 4. Medias y comparaciones múltiples de Tukey según el Tipo de estaca

Tipo de estaca	Numero de ramas	Longitud de ramas, mm	diámetro de callo, mm	altura de callo, mm
H	2.82 a	5.96 b	0.87 b	0.97 a
L	3.29 a	22.30 a	1.49 a	1.14 a
SL	3.59 a	22.27 a	1.23 ab	1.18 a

Letras similares en una misma columna son estadísticamente iguales ($p \geq 0.05$).

Nuestros resultados son similares al reporte de Challco (2011), con 2.70 ramas/estaca, el autor tampoco encontró significancia para el efecto de enraizador como Agua de Coco y extracto de sauce en cantuta amarilla.

4.1.3. Longitud de ramas

En la tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que el efecto de los tipos de estacas influyen significativamente en la longitud de ramas ($p \leq 0.01$), también se observa un coeficiente de variación de 86.26 % y coeficiente de variación transformado de 34.16 % una media general de 18.21 ramas / Estaca.

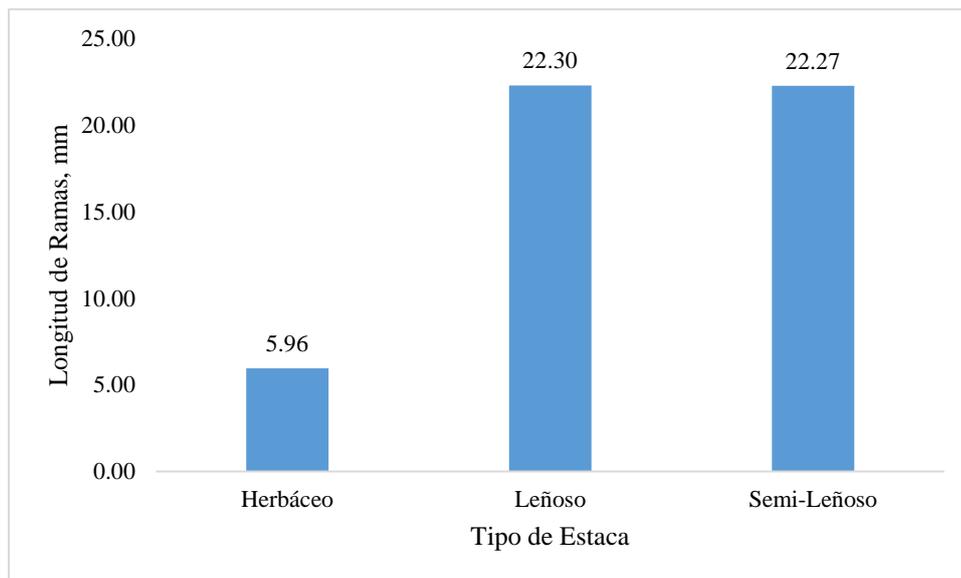


Figura 10. Longitud de ramas según tipo de Estaca

En la Figura 10 se observa las medias de longitud de ramas según el factor tipo de estaca, resultado que la estaca tipo leñoso y semi-leñoso son estadísticamente iguales con medias 22.30 y 22.27 mm respectivamente, además el tipo Herbáceo con una media de 5.96 mm es estadísticamente diferente al tipo leñoso y semi-leñoso ($p \geq 0.05$).

Nuestros resultados son menores comparado al reporte de Aquino (2020), en cantuta roja con medias de 3.33 a 1.57 cm evaluado a los 77 días, también al autor reporta un efecto significativo a la aplicación de fitohormonas y a los 203 días el autor reporta longitudes de 10.69 hasta 18.84 cm también con significancia a la aplicación de fitohormonas, Torres (2014), evaluó la eficacia de tres enraizadores orgánicos y ácido

indolacético en esquejes de aguaymanto (*Physalis peruviana* Linnaeus) a los 50 días evaluó el tamaño de brotes, donde encontró que el mayor tamaño de brote canela molida con 4 cm; agua de avena germinado con 3.33 cm. en tanto Barceló, Nicolás *et al.*, (1987), indican que los procesos de crecimiento en la planta no son independientes entre sí, sino que están íntimamente relacionados, el mismo autor ratifica afirmando que cuando el tallo crece en longitud y grosor, implica un incremento de las necesidades de agua, y nutrientes y para satisfacerlas, equilibra el crecimiento del sistema radicular.

4.1.4. Diámetro de callo

En la Tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que el efecto de los tipos de estacas influyen significativamente en la formación de ramas ($p \leq 0.01$), también se observa un coeficiente de variación de 45.44% y coeficiente de variación transformado de 18.72 una media general de 1.22 ramas / Estaca.

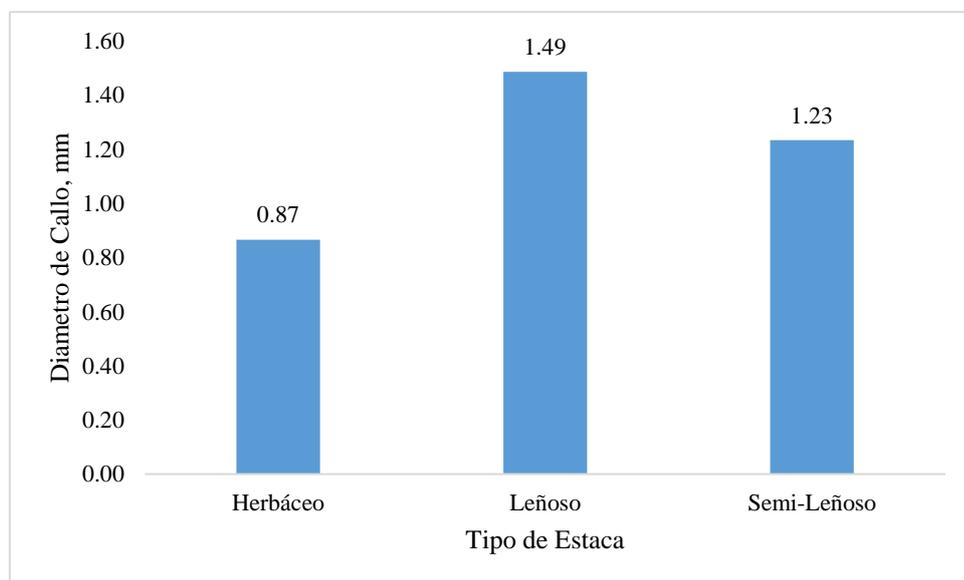


Figura 11. Diámetro de callo según tipo de Estaca

En la Figura 11 se observa el diámetro de callo según la tipo de estaca en la cual se observa que el tipo de estaca leñoso los callos son mayores con 1.49

mm, diferentes estadísticamente al tipo de estaca herbáceo y semi-leñoso, entonces el efecto del uso de auxinas favorece al desarrollo de raíces, pero lamentablemente las estacas no logran sobrevivir aun con el uso de estas dosis.

4.1.5. Altura de callo

En la Tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que el efecto de los tipos de estacas no influyen en la formación de ramas ($p \geq 0.05$), también se observa un coeficiente de variación de 28.41% y una media general de 1.10 ramas / Estaca.

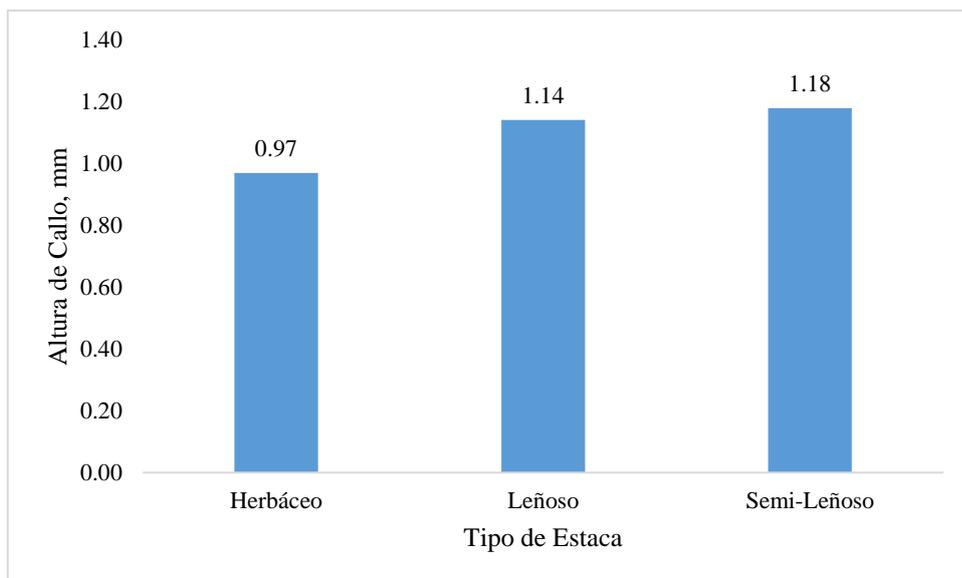


Figura 12. Altura de callo según tipo de Estaca

En la Figura 12 se observa la Altura de callo según la tipo de estaca en la cual se observa que en los 3 tipos de la estaca se genera la formación de callos de forma similar, entonces el efecto del uso de auxinas favorece al desarrollo de raíces, pero las estacas no logran el prendimiento aun con el uso de estas dosis.



4.1.6. Longitud de raíz

Según la figura 8 y 9 en la cual muestra la muertes de la estacas en todos los factores estudiados, por lo cual a los 150 días de evaluación las estacas no lograron sobrevivir, porque no llegaron a desarrollar raíz visible, en gran parte solo desarrollaron callos y en la cual no se logra el prendimiento estable de las estacas, Hartmann y Kester (1997), menciona que las primeras raíces aparecen a través del callo, además la formación de estas y de las raíces son procesos independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones similares.

Nuestro caso se le atribuye a la falta de nutrientes en el sustrato arena y la respuesta del tejido celular de la estaca es muy lenta, del mismo modo en sustrato humus de lombriz + arena, Castellanos *et al.*, (2000), mencionan que el fósforo y zinc son importante para el crecimiento de raíces además favorece el crecimiento de raíces laterales.

4.2. EFECTO DE LAS DOSIS DE AUXINAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE LAS ESTACAS DE CANTUTA

4.2.1. Prendimiento de estacas y tiempo de enraizamiento

En la Figura 13 se muestra el prendimiento de estacas según las distintas dosis de auxinas, mediante un modelo de supervivencia “Kaplan-Meier” donde se observa diferentes dosis en la cual determinan la probabilidad de supervivencia de cada estaca, la dosis 7.5 ml tuvo una mayor probabilidad de supervivencia; a los 100 días respectivamente, mientras que la dosis 5 ml tuvo una probabilidad de supervivencia ; a los 75 días, mientras que la dosis 2.5 tuvo una probabilidad de supervivencia; a los 45

días, pero no paso más de los 125 días de supervivencia. Por último se tiene el testigo (0) tuvo una muerte desde los 50 días

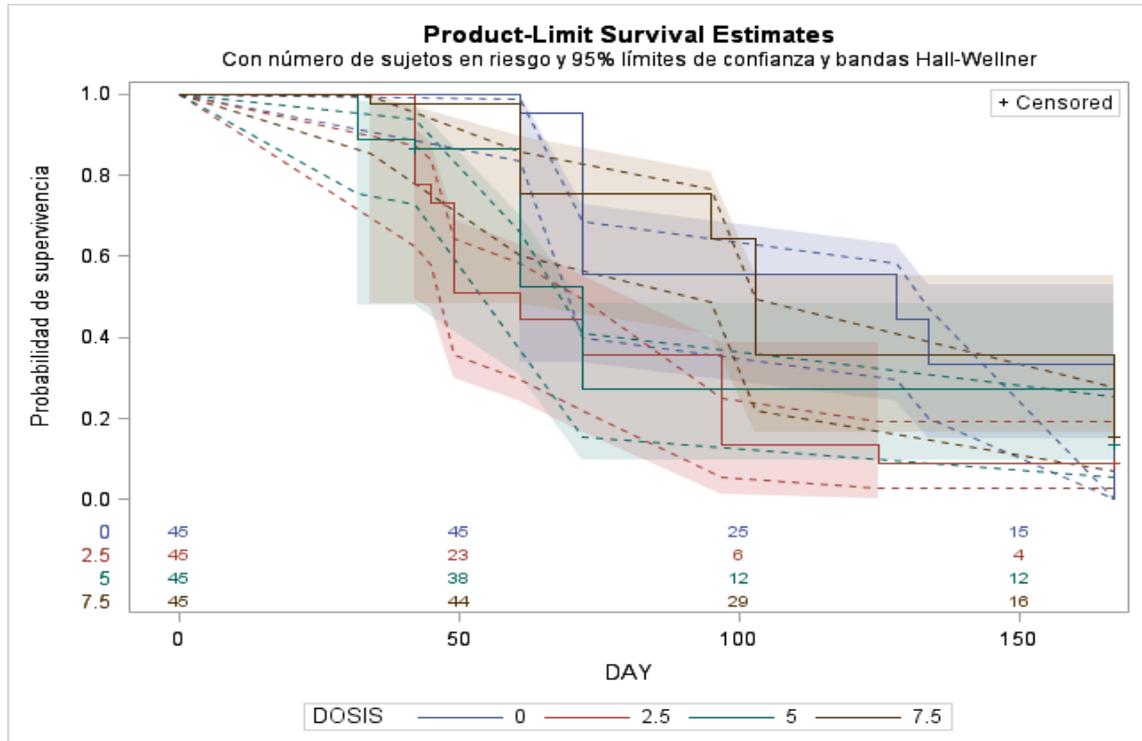


Figura 13. Probabilidad de supervivencia de estacas de cantuta según Dosis de Auxinas

Se observa también (Figura 13) que el inicio de las muertes de las estacas fue con la dosis 2.5 ml; de 45 estacas, solo quedaron vivos 23 hasta el día 50, por otro lado se tuvo la mejor dosis fue de 7.5 ml donde; de 45 estacas a los 150 días de probabilidad de sobrevivieron de 16 estacas.

4.2.2. Número de ramas

En la Tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que las dosis de auxinas en estacas no influyen en la formación de ramas ($p \geq 0.05$).

Tabla 5. Medias y comparaciones múltiples de Tukey según Dosis de Auxina

Dosis de auxina	Numero de ramas	Longitud de ramas, mm	diámetro de callo, mm	altura de callo, mm
0	2.78 a	14.05 ab	.	.
2.5	3.30 a	19.11 ab	1.53 a	1.32 a
5	3.75 a	30.14 a	1.20 a	0.99 a
7.5	3.21 a	10.85 b	1.07 a	1.07 a

Letras similares en una misma columna son estadísticamente iguales ($p \geq 0.05$).

Nuestros resultados son similares al reporte de Challco (2011), con 2.70 ramas/estaca, el autor tampoco encontró significancia para el efecto de enraizador; Agua de Coco y extracto de sauce y 4 sustratos en cantuta amarilla.

4.2.3. Longitud de ramas

En la Tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que las dosis de auxinas en estacas influyen significativamente en la longitud de ramas ($p \leq 0.01$).

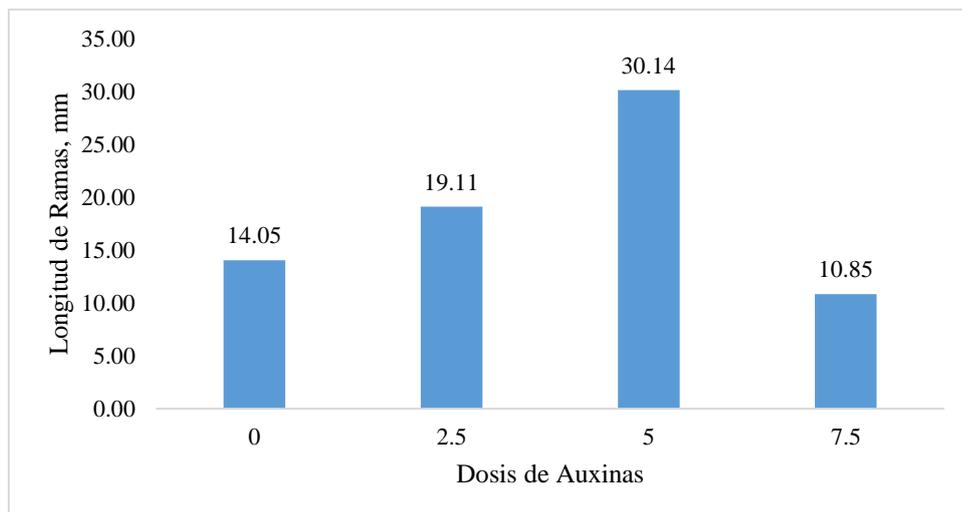


Figura 14. Longitud de ramas según dosis de Auxinas

En la Figura 14 se muestran medias de longitud de ramas según dosis hormonas, en la cual resulta que la dosis de 5 ml/ 1 lt de auxina tiene una mayor



respuesta para la longitud de las ramas mientras por las demás dosis son similares al testigo.

se relacionan con las afirmaciones de Diaz (2017), indica que, las auxinas son por excelencia hormonas del crecimiento vía división y alargamiento (raíz, tallo, hoja, fruto, etc.) y particularmente inducen la formación de raíces. Participan en los tropismos de las plantas, inhiben la brotación de yemas laterales (axilares) e inhiben la caída de órganos. Se sintetiza auxinas a partir del aminoácido triptófano, siendo el ácido indolacético, la auxina más relevante en cuanto a cantidad y actividad.

Vega *et al.*, (2016), indican que, la hormona vegetal ácido indol-3-acético es la principal auxina en las plantas. El ácido indol-3-acético controla diversos procesos fisiológicos como la elongación y división celular, la diferenciación de tejidos y las respuestas a la luz y la gravedad. En tanto Quispe (2018), reportó resultados menores, el efecto de las hormonas de enraizamiento en esquejes de álamo (Pópulos deltoides) al concluir su investigación el factor riego posee el resultado altamente significativo.

4.2.4. Diámetro de callo

En la Tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que las dosis de auxinas en estacas no influyen en el diámetro de callo ($p \geq 0.05$),

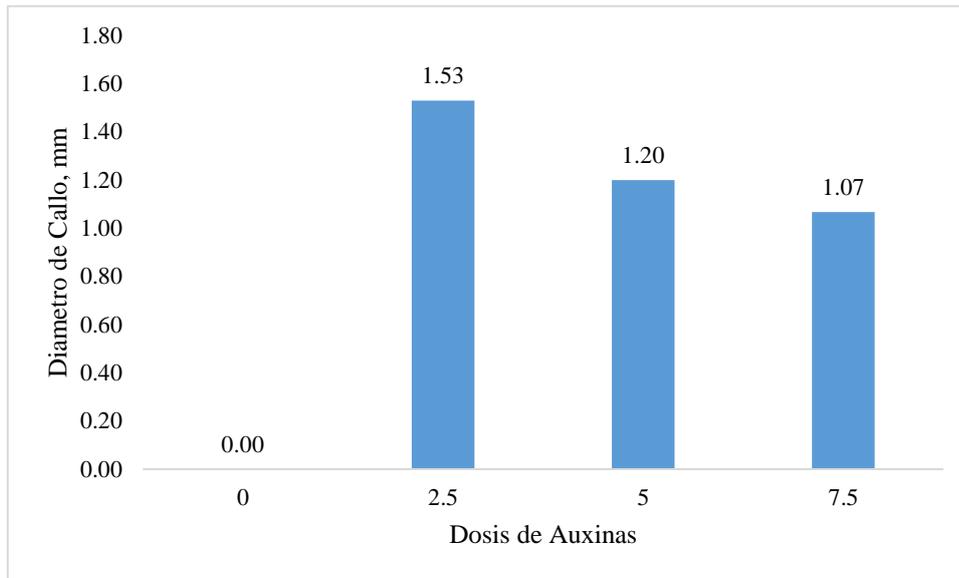


Figura 15. Diámetro de callo según dosis de Auxinas

En la Figura 15 se observa el diámetro de callo según la dosis de auxinas en la cual se observa que la aplicación de cualquier de las dosis genera la formación de callos sin embargo el testigo no presenta formación de callos entonces el efecto del uso de auxinas favorece al desarrollo de raíces, pero lamentablemente las estacas no logran sobrevivir aun con el uso de estas dosis.

Vicenty (2019), menciona que en condiciones naturales este tejido aparece como un mecanismo de cicatrización cuando se presentan heridas o en agallas inducidas por organismos fitopatógenos. La aparición natural de tejido calloso se da como consecuencia de un cambio en los niveles endógenos de fitohormonas, principalmente auxinas y citocininas.

4.2.5. Altura de callo

En la Tabla 3 se observa los resultados de análisis de varianza, donde resulta que las dosis de auxinas en estacas no influyen en la altura de callo ($p \geq 0.05$).

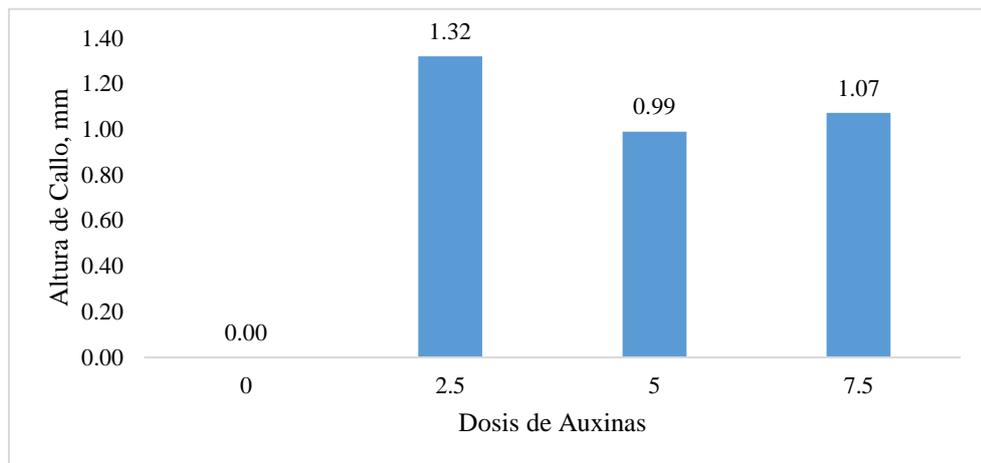


Figura 16. Altura de callo según dosis de Auxinas

En la Figura 16 se observa la altura de callo según la dosis de auxinas en la cual se observa que la aplicación de cualquier de las dosis genera la formación de callos sin embargo el testigo no presenta formación de callos entonces el efecto del uso de auxinas favorece al desarrollo de raíces.



V. CONCLUSIONES

El tipo de estaca leñoso de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.) resulta con una mayor prolongación en el tiempo de supervivencia, también con el desarrollo de sus ramas laterales y esto se debe a la cantidad de nutrientes disponible en la estaca, con respecto a su prendimiento definitivo solo se obtuvo el desarrollo de callos sin presencia visible de enraizamiento de las estacas y su posterior apoptosis.

El efecto de las dosis de auxinas 7.5 y 5.0 ml/l de agua en el enraizamiento y prendimiento de las estacas de cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.) responden adecuadamente al estímulo de las auxinas, también en el número de brotes y en la formación de callos, con respecto a su prendimiento definitivo solo se obtuvo el desarrollo de callo sin presencia de enraizamiento y su posterior apoptosis de tres tipos de estacas.



VI. RECOMENDACIONES

Se recomienda continuar con la investigación evaluando los tipos de sustratos y nutrición vegetal para la propagación de estacas en cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.) para asegurar el prendimiento definitivo de las estacas.

Se recomienda continuar con la investigación evaluando las dosis de auxinas mayores a 5.0 ml para la propagación de estacas en cantuta roja (*Cantua buxifolia* L.) y el uso de sustratos.

Se recomienda evaluar el enraizamiento en diferentes sustratos como estiércol de ovino, humus de lombriz, suelo con alto contenido de materia orgánica y durante un periodo más completo.

Se recomienda probar diferentes reguladores de crecimiento para el enraizamiento a mayor tiempo de evaluación.



VII. REFERENCIAS

- Agrios, G. N. (2005). *Fitopatología* (LIMUSA Ed. 2da ed. ed.).
- Alegría, W. (2016). Texto Básico Para Profesional En Ingeniería Forestal. En El Área De Fisiología Vegetal (pp. 224): Universidad Nacional de la Amazonia Peruana- Iquitos- Peru.
- Aquino, Y. (2020). *Efecto de cuatro fitohormonas naturales y un sintético, en el prendimiento de estacas de dos especies de cantuta (Cantua buxifolia y Cantua tomentosa) en invernadero Ilave - Puno* Universidad Nacional del Altiplano- Puno. Retrieved from <http://repositorio.unap.edu.pe/handle/UNAP/13411>
- Azcon, J., & Talón, M. (2008). Fundamentos de fisiología vegetal. In S. L. Ed. McGraw-Hill Interamericana de España (Ed.), (2da Edicion ed., pp. 669): Barcelona, España.
- Barceló, J., Nicolás, G., Sabater, B., & Sánchez, R. (1987). *Fisiología vegetal* (Pirámides Ed.). Madrid (España): Pirámides.
- Bosque, S. (2010). Fisiología vegetal. *Programa global de Enseñanza-Aprendizaje. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de agronomía. Carrera de ingeniería agronómica.*
- Cabot, P., & Perarnau, S. (2004). Propagación vegetative de especies autoctonas. 44-47.
- Cabrera, W. (1999). *Aspectos Fisiológicos en la Formación de Raíces Adventicias*. Lima - Peru.



- Calle, J. (2012). *Propagación Vegetativa De La Cantuta (Cantua Buxifolia) Con Fitohormonas Naturales Y Sintéticas En Vivero, Achocalla, La Paz.* (Pregrado), Universidad Mayor De San Andrés, La Paz – Bolivia. Retrieved from <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/4377/T-1758.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Castellanos, J., Uvalle, J., & Aguilar, A. (2000). *Manual de Interpretación de Análisis de Suelos y Aguas* (M. I. d. C. p. I. P. Agrícola Ed. 2 ed.). Mexico.
- Comercial Andina, S. A. C. (2009). *Ficha Técnica “Root- Hor®.* Retrieved from: http://grupoandina.com.pe/media/uploads/ficha_tecnica/roothor-ficha_tecnica.pdf
- Challco, M. (2011). *Reproduccion asexual de la cantuta (Cantua bicolor Lem.), utilizando enraizadores naturales y sustratos* (Pregrado), Universidad Mayor De San Andrés, La Paz – Bolivia. Retrieved from <http://hdl.handle.net/123456789/4324>
- Díaz, L., Barrera, J., & Pinilla, C. (2003). Efecto del ácido giberelico sobre el crecimiento y desarrollo del fruto de Banano (Musa AAA) en Urabá. *Temas Agrarios*, 8(2), 30-36. doi: <https://doi.org/10.21897/rta.v8i2.617>
- Diaz, M. (2010). Técnicas de propagación por estacas. *Trabajo monográfico para optar el título profesional de: ingeniero agrónomo universidad nacional de ucayali facultad deficiencias agropecuarias escuela profesional de agronomía técnicas de propagación por estacas. Ucayali-Peru.*
- Diaz, M. (2017). Las Hormonas Vegetales en las Plantas, Serie Nutrición Vegetal Núm. *Artículos Técnicos de INTAGRI*, 88, 4.



- Dominguez, D. (2015). *Efecto Del Ácido Indolbutírico En El Enraizamiento De Estacas Semileñosas De Pourouma Cecropiifolia M. (Uvilla) Utilizando Propagadores De Nebulización En Yarinacocha – Perú*. Universidad Nacional Intercultural De La Amazonía, Yarinacocha – Perú.
- Doria, J. (2010). Generalidades sobre las Semillas: su Produccion, Conservación y Almacenamiento. *Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas*, 31.
- Escobar, C., Zuluaga, J., & Ocwio, V. (2002). *Manual tecnicas de Propagacion de especies vegetales leñosas promisorias para el piedemonte de Caqueta - Colombia*.
- Goitia, L. (2003). Manual de Dasonomía y Silvicultura. *Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 159p*.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1997). Propagacion de plantas. 4° ed. Continental. México.
- Landis, J. B., Bell, C. D., Hernandez, M., Zenil-Ferguson, R., McCarthy, E. W., Soltis, D. E., & Soltis, P. S. (2018). Evolution of floral traits and impact of reproductive mode on diversification in the phlox family (Polemoniaceae). *Mol Phylogenet Evol*, 127, 878-890. doi: 10.1016/j.ympev.2018.06.035
- León, B. (2006). Polemoniaceae endémicas del Perú *Rev. peru (Vol. v.13 n.2, pp. 921-925)*. Lima- Perú. Retrieved from <http://www.scielo.org.pe/pdf/rpb/v13n2/v13n02a094.pdf>.
- Linares, E. (2008). Selección de especies adecuadas para forestar y reforestar la ciudad de Arequipa. (pp. 44). Arequipa – 2008.
- Lira, R. (2007). *Fisiología Vegetal (Segunda ed.)*. México.



- Márquez, S. (2017). Efecto de tres enraizadores y dos tipos de sustratos en estacas de rosa (Rosa sp) del patrón natal brier en condiciones de vivero en el instituto de educación rural San Salvador, Calca, Cusco. *Tesis Facultad de Ingeniería y Arquitectura. Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica*, 28.
- Miranda, L. (2016). *Propagación asexual del eucalipto (Eucalyptos viminalis) con enraizador natural (agua de coco), en la cámara de sub-irrigación en el centro experimental de Cota*. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, La Paz, Bolivia.
- Monfils, A., & Prather, L. (2004). The conserved nature and taxonomic utility of pollen morphology in *Cantua* (Polemoniaceae). *Grana*, 43(4), 249-256. doi: 10.1080/00173130410016760
- Morales, E. (2018). Proyecto de ley N° 3376/2018-CR (pp. 9).
- Nogales, A. (2004). Estrategias de conservación y redoblamiento de los recursos genéticos de *Cedrela lilloe*, ecotipo. *Cochabamba, Bolivia*.
- Osuna, H., Osuna, A., & Fierro, A. (2016). *Manual de propagación de plantas superiores*. Universidad Nacional Autónoma de México Universidad Autónoma Metropolitana. Retrieved from <http://132.248.161.133:8080/jspui/handle/123456789/4848>
- Otahola, G. V., & Vidal, G. (2010). Efecto de las características de la estaca y la utilización de ANA en la propagación de parchita (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Deg.). *Revista Científica UDO Agrícola*, 10(1).
- Pérez, N., Martínez, J., & Lindig, R. (2019). *Manual de prácticas de propagación de especies nativas*.



- Pina, J. (2008). *Propagación de plantas*.
- Porco, F., & Terrazas, J. (2009). Producción de plantas en vivero. *Flores forestales, frutales*.
- Puente, L. (2009). *Validación clonal de plantas madres promisorias de Myrciaria dubia (HBK. Mc. Vaugh) "camu arbustivo" en cámaras de sub irrigación en Ucayali*. (125), Universidad Nacional Agraria de la Selva. , Tingo María - Perú.
- Quintana, C., & Hornes, J. (2018). *Evaluación Del Efecto Antiinflamatorio Delextracto Hidroalcohólico De Las Flores De La Cantua Buxifolia J. "Flor Sagrada De Los Incas" En Edema Subplantar Inducido En Ratas Albinas*. (Pregrado), Universidad Inca Garcilaso De La Vega, Lima- Perú. Retrieved from <http://repositorio.uigv.edu.pe/handle/20.500.11818/3335>
- Quispe, I., Salinas, M., Sare, O., Ybañez, R. y., & Álvarez, D. (2020). Efecto oxiótico del decocto de la flor sagrada de los incas (cantua buxifolia) sobre el útero aislado de rata estrogenizada. *Rev Peru Med Integrativa*, 5. doi: 10.26722/rpmi.2020.53.182
- Quispe, L. (2018). *Efecto de las hormonas de enraizamiento en esquejes de álamo (Populus deltoides) bajo riego por capilaridad*. (Pregrado), Universidad Mayor De San Andrés, La Paz – Bolivia. Retrieved from <http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/15430>
- Rodríguez, M., Latsague, M., Chacón, M., & Astorga, P. (2014). Inducción in vitro de callogénesis y organogénesis indirecta a partir de explantes de cotiledón, hipocótilo y hoja en Ugni molinae. *Bosque (Valdivia)*, 35(1), 21-22. doi: 10.4067/s0717-92002014000100011



- Rojas, C., Cardozo, A., Hernández, L., Rodríguez, H., Ruiz, T., & Torrecilla, P. (2003). *Botánica Sistemática*. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz – Bolivia. Pp 27 – 502. Retrieved from http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad_agronomia/Botanica/Botanica_Sistematica/GUIA_DE_BOTANICA_SISTEMATICA_I.pdf
- Rojas, S., García, J. y., & Alarcón, M. (Eds.). (2004).
- Saavedra, G. (2008). Estructuras Hormonales Vegetales. *Rev científica Año 2011., N° 21*(Departamento de Suelos y Recursos Naturales), 5.
- Salaverry, O., & Cabrera, J. (2014). Florística de algunas plantas medicinales *Rev Peru Med Exp Salud Publical*, 165-168.
- Sarmiento, M. (2015). *Propagación vegetativa de la buganvilla (Bougainvillea glabra C.) en base a tres hormonas sintéticas y dos tipos de sustratos en la estación experimental de Cota Cota*. (Pregrado), Universidad Mayor De San Andrés, La Paz – Bolivia. Retrieved from <http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/6916>
- Sepúlveda, S. (2004). *Efecto de diferentes dosis de AIB y fecha de recolección sobre la propagación de estacas semileñosas basales y apicales de olivo (Olea europea L.) de la variedad empeltre*. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales
- Sisaro, D., & Hagiwara, J. (2016). *Inta Propagacion Vegetativa Por Medio de Estacas de Tallo* (Ediciones INTA. España. ed.).
- Torres, C. (2014). *Evaluacion De La Eficacia De Tres Enraizado Res Orgánicos Y Ácido Indol Acético (Ala) En Esquejes De Aguaymanto (Physalis Peruviana Linnaeus)*



En Lircay-Angara. (Pregrado), Universidad Nacional De Huancavelica, Huancavelica - Perú. Retrieved from <https://repositorio.unh.edu.pe/bitstream/handle/UNH/164/TP%20-%20UNH%20AGRON.%200046.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Urbina, V. (2005). Propagación de los frutales. Editorial Paperkite. In 1ª (Ed.), *Propagación De Los Frutales* (pp. 253).

Vallejos, G. (2008). *Efecto de longitudes de estacas y niveles de área foliar en el enraizamiento de Sacha Inchi (Plukenetia volubilis L.) en cámaras de subirrigación.* (pregrado), Universidad Nacional de San Martín. . Tarapoto. Perú.

Vega, P., Canchignia, H., González, M., & Seeger, M. (2016). Biosíntesis De Ácido Indol-3-Acético Y Promoción Del Crecimiento De Plantas Por Bacterias. *Cultivos Tropicales*, 37, 33-39. doi: 10.13140/rg.2.1.5158.3609

Vicenty, K. (2019). *Inducción A Callogénesis Para La Micropropagación De Phalaenopsis (Orchidaceae).* (Pre-grado), Universidad Mayor De San Andrés, La Paz - Bolivia. Retrieved from <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/25265/T-1965.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Weaver, R. (1989). Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura: Interacción de las Hormonas. *Chapingo, México*, pg, 137.



ANEXOS



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS



RESULTADO DE ANÁLISIS

ASUNTO: ANALISIS FISICOQUÍMICO MUESTRA DE AGUA

PROCEDENCIA : LLALLAHUANI-PUNO.
 INTERESADO : OVER CAÑAZACA FERNANDEZ
 MOTIVO : Análisis Físico-químico
 MUESTREO : 12/01/2020 (por el interesado)
 ANALISIS : 13/01/2020

CARACTERÍSTICAS ORGANOLEPTICAS:

Aspecto : Limpido transparente
 Color : Incoloro
 Olor : Inodoro
 Sabor : Insípido

CARACTERÍSTICAS FÍSICO – QUÍMICA:

Muestra 01 pH : 7.50 C.E. 0.90 mS/cm.

CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS:

	Muestra 01
Dureza total (como CaCO ₃)	560.10 mg/l
Alcalinidad (como CaCO ₃)	160.20 mg/l
Cloruros (como Cl ⁻)	269.50 mg/l
Sulfatos (como SO ₄ ²⁻)	102.00 mg/l
Nitratos (como NO ₃ ⁻)	0.01 mg/l
Calcio (como Ca ⁺⁺)	160.70 mg/l
Magnesio (como Mg ⁺⁺)	91.90 mg/l
Sodio (como Na ⁺)	3.00 mg/l
Potasio (como K ⁺)	2.50 mg/l
Sólidos disueltos totales	0.45 g/l





UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA
LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS



ANÁLISIS DE FERTILIDAD DE SUELOS

PROCEDENCIA : RIO ILLPA
INTERESADO : OVER CAÑAZACA FERNANDEZ
PROYECTO : DETERMINACIÓN DEL TIEMPO DE ENRAIZAMIENTO UTILIZANDO DOS TIPOS DE HORMONAS ENRAIZADORAS EN EL CULTIVO DEL CLAVEL (*Dianthus caryophyllus* L.) BAJO INVERNADERO EN PUNO.
MUESTREO : 19/01/2020
ANÁLISIS : 20/01/2020
LABORATORIO : Agua y Suelo FCA – UNA

# ORD	CLA DE CAMPO	ANÁLISIS MECÁNICO			CLASE TEXTURAL	CO ₃ ²⁻ %	M.O. %	N. TOTAL %
		ARENA %	ARCILLA %	LIMO %				
01	MUESTRA 01	98.00	1.30	0.70	- Arena	0.00	0.05	0.02

# ORD	pH	C.E. mS/cm	C.E. (e) mS/cm	ELEMENTOS DISPONIBLES		CATIONES CAMBIABLES					CIC me/100 g	S.B. %
				P ppm	K ppm	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ³⁺		
01	7.20	0.20	1.00	2.00	24	NC	NC	NC	NC	0.00	NC	NC

FAr = Franco arcillo arenoso

Ar = Arcilloso

FArA = Franco arcillo arenoso

FA = Franco Arenoso

CK = Capacidad Intercambio Cationico

N = Nitrógeno total

K⁺ = Potasio cambiabile

A = Arena

Ca²⁺ = Calcio cambiabile

Na⁺ = Sodio cambiabile

CO₃²⁻ = Carbonatos

me = miliequivalente.

Ne = No corresponde

FAr = Franco arcilloso

M.O. = Materia orgánica

P = Fósforo disponible

K = Potasio disponible

C.E. = Conductividad eléctrica

SB = Saturación de bases

Mg²⁺ = Magnesio cambiabile

mS/cm = milisiemens por centimetro

C.E.(e) = Conductividad eléctrica del extracto

Al³⁺ = Aluminio cambiabile

Ing. M.Sc. Daniel Canaza Mamani
LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS

Ing. M.Sc. Daniel Canaza Mamani
LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS

Anexo 1. Panel fotográfico



Figura 17. Hormona Root-Hor y materiales e insumos para la preparación
(Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 18. Recolección de estacas de cantuta (Moho)



Figura 19. Selección de los distintos tipos de estacas (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 20. Preparación de las distintas dosis de auxina (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 21. Estacas de cantuta roja sumergidos en las respectivas dosis (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 22. Estaquillado de todos los tratamiento (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 23. Cantuta roja en brotación (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 24. Cantutas roja en pleno brotación de la estacas. (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 25. Apoptosis en las estacas de cantuta roja (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 26. Estaca de cantuta sin manifestación de enraizamiento (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 27. Diámetro de callo (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 28. Evaluación longitud de ramas (Invernadero FCA-UNA_PUNO)



Figura 29. Pudrición de las estacas de cantuta (Invernadero FCA-UNA_PUNO)

Tabla 6. Base de Datos

N	Sustrato	Tallo	Auxina	Repetición	CENSURA	Tiempo de vida	Numero de ramas laterales	Longitud de ramas laterales	Longitud de raíz	Diámetro de callo	Altura de callo	Diámetro de estaca
37	AH	H	0 H0	1	0	72	3.22
38	AH	H	0 H0	2	0	72	1.07	4.35
39	AH	H	0 H0	3	0	72	5.00
2	AH	H	0 H0	4	0	61	6.53	3.62
3	AH	H	0 H0	5	0	61	3.74
40	AH	H	2.5 H2.5	1	0	45	5.47
41	AH	H	2.5 H2.5	2	0	61	3.97	.	1.00	1.09	.	4.82
42	AH	H	2.5 H2.5	3	0	45	5.48
29	AH	H	2.5 H2.5	4	0	61	5.69	.	0.57	0.79	.	4.67
30	AH	H	2.5 H2.5	5	0	61	4.67
43	AH	H	5 H5	1	1	42	4.55
44	AH	H	5 H5	2	0	167	2.80	.	0.96	0.86	.	4.36
45	AH	H	5 H5	3	0	167	15.25	1.07	1.26	0.87	.	5.95
56	AH	H	5 H5	4	0	167	.	.	0.73	0.64	.	4.67
57	AH	H	5 H5	5	0	42	5.56
46	AH	H	7.5 H7.5	1	0	167	7.90	.	0.81	0.99	.	4.57
47	AH	H	7.5 H7.5	2	0	167	6.82	.	0.87	1.25	.	6.30
48	AH	H	7.5 H7.5	3	0	167	5.67	.	0.63	1.36	.	3.75
83	AH	H	7.5 H7.5	4	0	34	6.16	4.35
84	AH	H	7.5 H7.5	5	0	167	3.70	.	0.97	0.87	.	4.44
61	AH	L	0 L0	1	0	128	5.87
62	AH	L	0 L0	2	0	128	8.28
63	AH	L	0 L0	3	0	128	5.35	6.36
8	AH	L	0 L0	4	0	128	9.37	7.36
9	AH	L	0 L0	5	0	128	23.91	6.84
64	AH	L	2.5 L2.5	1	0	125	30.37	9.45

65 AH	L	2.5 L2.5	2	0	125	4	28.37	.	.	.	10.76
66 AH	L	2.5 L2.5	3	1	167	3	23.60	10.78	3.22	1.43	11.59
35 AH	L	2.5 L2.5	4	1	167	3	10.27	.	1.44	1.29	8.94
36 AH	L	2.5 L2.5	5	0	72	2	8.51	.	.	.	7.41
67 AH	L	5 L5	1	1	167	4	47.13	.	1.50	0.93	8.93
68 AH	L	5 L5	2	1	167	3	69.23	.	1.67	1.58	10.94
69 AH	L	5 L5	3	1	167	3	31.06	.	1.46	1.25	8.82
62 AH	L	5 L5	4	1	167	3	34.60	.	1.31	1.02	8.22
63 AH	L	5 L5	5	1	167	5	32.32	.	0.95	0.84	7.30
70 AH	L	7.5 L7.5	1	1	167	3	3.19	.	1.95	1.66	7.28
71 AH	L	7.5 L7.5	2	1	167	5	3.12	.	0.97	0.77	10.53
72 AH	L	7.5 L7.5	3	0	103	.	.	.	1.15	0.97	9.21
89 AH	L	7.5 L7.5	4	1	167	5	13.66	.	1.14	0.58	10.06
90 AH	L	7.5 L7.5	5	0	167	1	5.05	0.57	1.08	1.37	8.44
49 AH	SL	0 SL0	1	0	134	4	36.50	.	.	.	4.93
50 AH	SL	0 SL0	2	0	134	4	22.19	.	.	.	4.05
51 AH	SL	0 SL0	3	0	134	1	2.61	.	.	.	3.72
5 AH	SL	0 SL0	4	0	134	3	18.93	.	.	.	6.15
6 AH	SL	0 SL0	5	0	134	4.94
52 AH	SL	2.5 SL2.5	1	0	72	6.73
53 AH	SL	2.5 SL2.5	2	1	167	3	18.98	.	1.53	1.24	6.40
54 AH	SL	2.5 SL2.5	3	1	167	7	55.10	.	2.11	2.16	6.64
32 AH	SL	2.5 SL2.5	4	0	72	4.43
33 AH	SL	2.5 SL2.5	5	0	72	3	6.24	.	0.84	1.25	5.34
55 AH	SL	5 SL5	1	1	167	6	44.37	.	1.76	1.11	5.86
56 AH	SL	5 SL5	2	0	167	4	14.95	.	0.40	0.82	3.36
57 AH	SL	5 SL5	3	0	72	2	5.89
59 AH	SL	5 SL5	4	0	167	3	9.84	.	.	.	6.16
60 AH	SL	5 SL5	5	0	167	4	30.75	.	0.98	1.09	6.73
58 AH	SL	7.5 SL7.5	1	1	167	3	22.32	.	1.06	1.22	5.80



59	AH	SL	7.5	SL7.5	2	0	103	2	9.83	.	.	.	6.07
60	AH	SL	7.5	SL7.5	3	0	103	4	10.83	.	.	.	4.51
86	AH	SL	7.5	SL7.5	4	1	167	3	33.69	.	0.95	1.01	5.35
87	AH	SL	7.5	SL7.5	5	1	167	5	20.18	1.22	0.82	1.16	5.27

Análisis de varianza

Tabla 7. Análisis de varianza no paramétrico para la variable Número de ramas

Efecto	Num DF	Den DF	Chi-cuadrado	F-Valor	Pr > ChiSq	Pr > F	sig
ESTACA	2	33	1.39	0.69	0.4993	0.5064	ns
DOSIS	3	33	4.17	1.39	0.2434	0.2628	ns
ESTACA*DOSIS	6	33	2.57	0.43	0.8611	0.8552	ns

Tabla 8. Análisis de varianza para la variable Longitud de ramas

Fuente	DF	Suma de Cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Ft		Pr > F	Sig.
					0.05	0.01		
ESTACA	2	35.3692435	17.6846217	10.01	3.29	5.34	0.0004	**
DOSIS	3	23.0922143	7.69740476	4.36	2.90	4.46	0.0111	*
ESTACA*DOSIS	6	19.7380068	3.2896678	1.86	2.40	3.43	0.1184	ns
Error	32	56.5534454	1.7672952					
Total corregido	43	134.75291						

Tabla 9. Análisis de varianza para la variable Diámetro de callos

Fuente	DF	Suma de Cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Ft		Pr > F	Sig.
					0.05	0.01		
ESTACA	2	0.52290281	0.26145141	6.37	3.49	5.85	0.0072	**
DOSIS	2	0.1386307	0.06931535	1.69	3.49	5.85	0.2102	ns
ESTACA*DOSIS	4	0.15824868	0.03956217	0.96	2.87	4.43	0.4491	ns
Error	20	0.82127804	0.0410639					
Total corregido	28	1.51880398						



Tabla 10. Análisis de varianza para la variable Altura de callos

Fuente	DF	Suma de Cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Ft		Pr > F	Sig.
					0.05	0.01		
ESTACA	2	0.31332621	0.1566631	1.6	3.4668	5.78042	0.2252	ns
DOSIS	2	0.42694772	0.21347386	2.18	3.4668	5.78042	0.1377	ns
ESTACA*DOSIS	4	0.45471591	0.11367898	1.16	2.8401	4.36882	0.3556	ns
Error	21	2.05406167	0.09781246					
Total corregido	29	3.21638667						