

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**Propagación de *Physalis peruviana* L. por esquejes
diferenciados en condiciones de laboratorio a 2800
msnm - Ayacucho**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
Ingeniero Agrónomo**

**PRESENTADO POR:
Antonio Condori Villano**

Ayacucho – Perú

2017

*A mis padres Sr. Modesto y Sra. Felicitas
por su apoyo incondicional, consejos,
motivación constante para seguir mis metas.*

*A mis hermanos Maritza, Fredy, Rony,
Javier, Mariluz y Roy por estar siempre
presentes brindándome su apoyo, consejo,
motivación y amor fraternal.*

*A mis amigos y compañeros, quienes
compartieron sus conocimientos, alegrías y
tristezas durante el transcurso como
estudiante universitario.*

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, alma mater de mi formación profesional.

A la Facultad de Ciencia Agrarias con especial deferencia a los profesores de la Escuela Profesional de Agronomía, quienes asistieron mi formación profesional.

A todos mis maestros en especial al Dr. Ramiro Palomino Malpartida, profesor principal de la Facultad de Ciencias Agrarias, por su asesoramiento, orientación y colaboración en el desarrollo y conducción el presente trabajo de investigación.

A todas aquellas personas y amistades que de una u otra manera contribuyeron a la ejecución de la presente tesis.

RESUMEN

La tesis se llevó a cabo en el laboratorio de fruticultura y postcosecha de la UNSCH, teniendo como objetivo general “Evidenciar la capacidad de enraizamiento de esquejes diferenciados de *Physalis peruviana* L. mediante inducción de hormonas promotoras del crecimiento radicular”, en condiciones de humedad relativa alta.

Para controlar las condiciones de humedad y temperatura, la propagación se efectuó en envases de plástico transparente con cubierta; el sustrato de propagación fue la mezcla de tierra negra (30%), arena (30%) y musgo (40%). Asimismo como hormona promotora de crecimiento radicular se utilizó el producto de nombre comercial Root-Hor.

Los factores de estudio fueron 6 esquejes diferenciados (e_1 : Sección de tallo con una yema y una hoja; e_2 : Sección de tallo con una yema, sin hoja; e_3 : Esqueje con una yema y una hoja; e_4 : Esqueje con una yema, sin hoja; e_5 : Esqueje con dos yemas y una hoja; e_6 : esqueje con dos yemas, sin hoja) y dos dosis de Root-Hor (d_1 : 0 ppm, d_2 : 20,000 ppm).

Tuvo una duración de dos meses, donde el mejor resultado se consiguió con el T10 (esqueje con dos yemas y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor), el cual contó con mayor porcentaje de enraizamiento (80%) y genera plantas con mayor vigor (mayor número de hoja, área foliar, altura de planta y peso fresco de raíz) y tiene un costo de S/. 1.84.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
Dedicatoria	ii
Agradecimiento	iii
Resumen	iv
Índice general	v
Índice de cuadros	vii
Índice de fotos	ix
Índice de anexos	xiii
Introducción	1

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. El aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i> L.)	4
1.2. Bases anatómicas y fisiológicas de la propagación asexual	19
1.3. Técnicas y propagación por estacas	31
1.4. Root-hor	36

CAPITULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Ubicación del experimento	38
2.2. Condiciones de temperatura y humedad relativa	39
2.3. Materiales, equipos e insumos	40
2.4. Planteamiento del experimento	40
2.5. Instalación y conducción del experimento	48

2.6. Parámetros de evaluación	51
2.7. Análisis estadístico	55

CAPITULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Tiempo transcurrido hasta el inicio de crecimiento foliar	56
3.2. Tiempo transcurrido hasta la emisión de raíces	60
3.3. Número de hojas y área foliar producidos por las yemas de esquejes diferenciados a los 30, 45, 60 días de evaluación	63
3.4. Altura de la planta	71
3.5. Peso de raíces a los 30, 45, 60 días	74
3.6. Costos producción de esquejes propagados	77

CAPITULO IV

CONCLUSIONES Y SUGERENCIAS

4.1. Conclusiones	82
4.2. Recomendaciones	83
Referencias bibliográficas	84
Anexos	87

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Tratamientos estudiados	47
Cuadro 2. Porcentaje de crecimiento foliar de las yemas de esquejes diferenciados de aguaymanto, tratados con dos dosis de producto enraizante	56
Cuadro 3. Cantidad de esquejes enraizados en 12 tratamientos	60
Cuadro 4. Análisis de variancia para el número de hojas a los 30, 45 y 60 días de evaluación en seis esquejes diferenciados, tratados con dos dosis de producto enraizante (datos transformados, log x)	64
Cuadro 5. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el número de hojas producidas en seis esquejes diferenciados	65
Cuadro 6. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el número de hojas producidas bajo el efecto de dos dosis de producto enraizante	66
Cuadro 7. Análisis de variancia para el área foliar a los 30, 45 y 60 días de evaluación en 6 esquejes diferenciados y 2 dosis de producto enraizante (datos transformados, log x)	68
Cuadro 8. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el área foliar en seis esquejes diferenciados	68
Cuadro 9. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el área foliar producidas bajo el efecto de dos dosis de producto enraizante	70

Cuadro 10.	Análisis de variancia para la altura de planta a los 30, 45 y 60 días de evaluación en seis esquejes diferenciado y dos dosis de producto enraizante (datos transformados, $\log x$)	72
Cuadro 11.	Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para la altura de planta (cm) obtenido bajo el efecto de interacción entre la dosis de producto enraizante y esquejes diferenciados	72
Cuadro 12.	Análisis de variancia para el peso de raíz a los 30, 45 y 60 días de evaluación en seis esquejes diferenciado y dos dosis de producto enraizante (datos transformados, \sqrt{X})	74
Cuadro 13.	Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el peso de raíz en seis esquejes diferenciados	75
Cuadro 14.	Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el peso de raíz producidas bajo el efecto de dos dosis de producto enraizante	77
Cuadro 15.	Costos de producción de una planta de <i>Pysalis Peruviana</i> L. en 12 tratamientos	79

ÍNDICE DE FOTOS

	Pág.
Foto 1. Crecimiento del área foliar de yemas (77 días) en esquejes procedentes de plantas con manejo agronómico	41
Foto 2. Crecimiento del área foliar de yemas (77 días) en esquejes procedentes de plantas con manejo agronómico	41
Foto 3. Crecimiento del área foliar de yemas (77 días) en esquejes procedentes de plantas sin manejo agronómico	42
Foto 4. Crecimiento del área foliar de yemas (77 días) en esquejes procedentes de plantas sin manejo agronómico	42
Foto 5. Enraizamiento de secciones de tallo con una hoja y la aplicación de 20000 ppm de Root-Hor	44
Foto 6. Enraizamiento de secciones de tallo con una hoja y la aplicación de 20000 ppm de Root-Hor	44
Foto 7. Inicio de crecimiento foliar en secciones de tallo sin hoja	58
Foto 8. Inicio de crecimiento foliar en esquejes con dos yemas sin hoja	58
Foto 9. Inicio de crecimiento foliar en esquejes de una yema con hoja	59
Foto 10. Inicio de crecimiento foliar en esquejes con dos yemas y una hoja	59
Foto 11. Crecimiento radicular inicial en esquejes diferenciados	63
Foto 12. Crecimiento radicular inicial en esquejes diferenciados	63
Foto 13. Crecimiento radicular inicial en esquejes diferenciados	63

Foto 14.	Arena gruesa, musgo y tierra negra, componentes del sustrato de enraíce	94
Foto 15.	Desinfección del sustrato de enraíce mediante solarización	94
Foto 16.	Plantas madre seleccionadas para la extracción de los esquejes de propagación	95
Foto 17.	Plantas madre seleccionadas para la extracción de los esquejes de propagación	95
Foto 18.	Colocación del sustrato de enraíce en las bandejas de plástico transparente	95
Foto 19.	Colocación del sustrato de enraíce en las bandejas de plástico transparente	95
Foto 20.	Esqueje con dos yemas y una hoja (derecha) y esqueje con dos yemas sin hoja (izquierda)	96
Foto 21.	Esqueje con dos yemas y una hoja (derecha) y esqueje con dos yemas sin hoja (izquierda)	96
Foto 22.	Sección de tallo con una yema más una hoja (izquierda) y sección de tallo con una yema sin hoja (derecha)	96
Foto 23.	Sección de tallo con una yema más una hoja (izquierda) y sección de tallo con una yema sin hoja (derecha)	96
Foto 24.	Esqueje con una yema más una hoja (izquierda) y esqueje con una yema sin hoja (derecha)	97
Foto 25.	Esqueje con una yema más una hoja (izquierda) y esqueje con una yema sin hoja (derecha)	97
Foto 26.	Inmersión en una solución de 20000 ppm de Root-Hor	97

	(producto enraizante) a los tratamientos correspondientes	
Foto 27.	Inmersión en una solución de 20000 ppm de Root-Hor (producto enraizante) a los tratamientos correspondientes	97
Foto 28.	Instalación de los esquejes con dos yemas y una hoja (derecha) y esquejes con dos yemas sin hoja (izquierda)	98
Foto 29.	Instalación de los esquejes con dos yemas y una hoja (derecha) y esquejes con dos yemas sin hoja (izquierda)	98
Foto 30.	Instalación de los esquejes con una yema más una hoja (derecha) y esquejes con una yema sin hoja (izquierda)	98
Foto 31.	Instalación de los esquejes con una yema más una hoja (derecha) y esquejes con una yema sin hoja (izquierda)	98
Foto 32.	Esquejes con hoja y una yema (derecha) y de dos yemas (izquierda), a las dos semanas de instalación	99
Foto 33.	Esquejes con hoja y una yema (derecha) y de dos yemas (izquierda), a las dos semanas de instalación	99
Foto 34.	Medición de temperatura y humedad relativa en las bandejas de propagación con un termohigrómetro	99
Foto 35.	Evaluación de sección de tallos con una yema y hoja a los 30 días después de la instalación	100
Foto 36.	Evaluación de esquejes con dos yemas a los 45 días después de la instalación	100
Foto 37.	Evaluación de esquejes con una yema a los 45 días después de la instalación	101
Foto 38.	Evaluación de esquejes con una yema a los 60 días	101

	después de la instalación	
Foto 39.	Evaluación de esquejes con una yema a los 60 días después de la instalación	101
Foto 40.	Evaluación de sección tallos con una yema a los 60 días después de la instalación	102
Foto 41.	Evaluación de sección tallos con una yema a los 60 días después de la instalación	102
Foto 42.	Evaluación de esquejes con dos yemas a los 60 días después de la instalación	102
Foto 43.	Pesaje de raíces de los esquejes enraizados	103
Foto 44.	Pesaje de raíces de los esquejes enraizados	103
Foto 45.	Toma fotográfica del área foliar de los esquejes enraizados, para su posterior análisis en el software Photoshop	103

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Costos de producción del tratamiento T2 (Sección de tallo con una yema y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor), según resultados del experimento (porcentaje de enraizamiento 67%)	88
Anexo 2. Costos de producción del tratamiento T10 (esqueje con dos yemas y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor), según resultados del experimento (porcentaje de enraizamiento 80%)	89
Anexo 3. Promedio de datos de área foliar obtenidos en el experimento, completados con formula de Yates y transformación logarítmica	90
Anexo 4. Promedio de datos de peso fresco de raíz obtenidos en el experimento, completados con formula de Yates y transformación logarítmica	91
Anexo 5. Promedio de datos de número de hojas obtenidos en el experimento, completados con formula de Yates y transformación logarítmica	92
Anexo 6. Promedio de datos de la altura de plata obtenidos en el experimento, completados con formula de Yates y transformación logarítmica	93
Anexo 7. Fotografías	94

INTRODUCCIÓN

El aguaymanto o capulí es una planta arbustiva perenne, con hojas acorazonadas y pubescentes; la fruta es redonda - ovoide, del tamaño de una uva grande, con piel lisa, brillante y de color amarillo dorado o naranja según la variedad, es dulce con un ligero sabor ácido y es consumido tanto por su agradable sabor y sus características nutracéuticas como antiinflamatorio, antihepatotóxico, antihepatoma, tratamiento contra diabetes, inmunosupresor, entre otros, indicados por Wu et al. (2004 y 2006), Rodríguez (2007) y Soares et al. (2006), citado por Aristizábal (2013).

Esta especie presenta alto potencial agronómico para su desarrollo a nivel comercial en nuestra región, así como en muchas regiones del país, por su gran adaptabilidad frente a un amplio rango de condiciones climáticas y edáficas, por su resistencia a heladas, por su precocidad productiva y a las excelentes cualidades organolépticas de sus frutos; dado que es una

especie originario de los valles interandinos del Perú y Ecuador, tal como describe Bartholomaeus et al. (1990).

La producción comercial de esta especie es mediante plantas de origen sexual, es decir, se utiliza la semilla botánica para la producción comercial de la fruta, no obstante, este tipo de reproducción origina plantas con alta variabilidad genética; así como reporta Sandhu et al. (1989), dando a conocer que plantas de aguaymanto propagadas por semillas varían en crecimiento, vigor, rendimiento y calidad del fruto. Por otro lado, se tiene el conocimiento que las plantas de origen asexual son más precoces en la entrada en producción, con abundante frutos de mayor tamaño, frente a los obtenidos por propagación sexual, pero con el inconveniente de que muestran alta propensión al rajamiento de la corteza, bajo contenido de sólidos solubles y vida útil más corto, descrito por Klinac (1986); sin embargo, los potenciales de la propagación asexual se pueden aprovechar para mantener plantas seleccionadas por su alto valor genético expresados en calidad del fruto, productividad, resistencia a plagas y enfermedades, resistencia a climas extremos como heladas, sequías y adaptación a diferentes características edáficas del suelo.

De este modo, la propagación asexual mediante esquejes se convierte en una alternativa viable con el propósito de obtener material homogéneo de cultivares con características deseables en la producción.

Por lo expuesto nos propusimos evaluar diferentes técnicas de propagación vegetativa, con el fin de mantener las características propias de una planta madre seleccionada por sus características productivas expresado en los siguientes objetivos:

OBJETIVO GENERAL

Evidenciar la capacidad de enraizamiento de esquejes diferenciados de *Physalis peruviana* L. mediante inducción de hormonas promotoras del crecimiento radicular.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Evidenciar la capacidad de enraizamiento de seis esquejes diferenciados de *Physalis peruviana* L. en condiciones de alta humedad relativa.
2. Delimitar la actividad inductora de los ácidos indol butírico y naftalenacético en el crecimiento radicular en esquejes diferenciados de *Physalis peruviana* L.
3. Valorizar el costo de producción en el enraizamiento de esquejes diferenciados de *Physalis peruviana* L. en doce tratamientos.

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. EL AGUAYMANTO (*Physalis peruviana* L.)

Briicher (1977) señala que el aguaymanto es una hierba arbustiva perenne, con hojas acorazonadas y pubescentes, alcanza una altura de 1-1.5 m, mediante un patrón de crecimiento simpodial. Después de que el tallo forma 8-12 nudos, presenta dos ramificaciones discales que producen cuatro tallos generativos. Si se colocan soportes y se podan, las plantas pueden llegar a medir hasta 2 m; del mismo modo la National Research Council (1989) refiere que las flores amarillas y acampanadas son polinizadas por insectos o por el viento; sin embargo, Gupta y Roy (1981) reportan que también la autopolinización es común.

Además, Fischer (2004) cita que la planta de *Physalis peruviana* L. presenta un crecimiento indeterminado, así, después del comienzo de la floración, el crecimiento vegetativo (hojas, ramas y raíces) y generativo

(flores y frutos) siempre tiene lugar al mismo tiempo y la planta no entra en un receso, tampoco después de un pico grande de cosecha

1.1.1. Origen y distribución

Legge (1974) refiere que esta especie se originó en el Perú, en las mismas áreas que el tomate; asimismo, Bartholomäus et al. (1990) consideran que proviene de Ecuador y Perú, donde el aguaymanto crece como planta silvestre y semisilvestre en zonas altas y se ha expandido a casi todos los altiplanos de los trópicos y a varias partes de los subtrópicos, incluyendo Malasia y China, entre otras.

Del mismo modo, la FAO (1982) describe que esta especie se encuentra principalmente en la región tropical de América, las Antillas y Australia; además de Colombia (primer productor a nivel mundial), también existen otros países productores, como Sudáfrica, Nueva Zelanda, Australia, Kenia e India. En Colombia es muy común la presencia de poblaciones silvestres en los bosques andinos por encima de los 2200 msnm, mientras que en Nueva Zelanda crece al nivel del mar.

Por otro lado, Bartholomäus et al. (1990) señalan que debido a su crecimiento robusto y expansivo, la planta de uchuva es adecuada para proteger los terrenos de la erosión. En los Andes a menudo se siembra entre otros cultivos, por ejemplo junto con varias especies frutales, como curuba, feijoa y tomate de árbol; del mismo modo, Griesbach (1992)

señala que el aguaymanto se siembra junto con cultivos de frijol, arveja y maíz.

1.1.2. Taxonomía

Según USDA (2013), el *Physalis peruviana* L. tiene como taxonomía:

Reino : Plantae

División : Magnoliophyta

Clase : Magnoliopsida

Sub clase : Asteridae

Orden : Solanale

Familia : Solanacea

Género : *Physalis*

Especie : *Physalis peruviana* L.

Nombre común : Aguaymanto, capulí (Perú); Poga Poga, Chirto (Bolivia); Uvilla (Ecuador); Uchuva, Guchuva (Colombia); Cereza del Perú (México); Topo -Topo (Venezuela); Fruta del amor (Costa Rica); Golden Berries (Estados Unidos).

1.1.3. Botánica

a) Raíz

Fischer (1989) cita que la mayoría de las raíces son fibrosas y se encuentran a unos 10 a 15 cm de profundidad, mientras que sus raíces principales profundizan hasta unos 50 a 80 cm. Asimismo, Angulo (1988) refiere que las raíces que se forman de estacas no son pivotantes y

crecen más superficiales, causando un sistema radical débil, una mayor precocidad de la producción, pero un ciclo de vida corto de la planta.

Además, Fischer (1995) explica que el desarrollo de la raíz depende del tipo y textura del suelo y especialmente de la aireación, la temperatura y la humedad del mismo; con temperaturas bajas en la rizósfera (14°C), la planta forma una mayor biomasa de raíces finas, probablemente para aumentar su volumen radical, capaz de absorber una mayor cantidad de agua, pues la absorción de esta es reducida en suelos fríos.

b) Tallo

De acuerdo con Fischer (1989), el aguaymanto es una planta perenne, herbácea, arbustiva y fuertemente ramificada desde la base crece normalmente sin tutorado, hasta una altura de 1 a 1.5 m; con poda y espaldera puede llegar hasta 2.50 m o más; si se deja crecer con solo un eje central, este termina su desarrollo vegetativo después de 8 a 12 nudos, con la formación de una inflorescencia, de donde parten dos ramas productivas que desarrollan en su primer nudo una nueva flor con igual número de ramificaciones y así sucesivamente (ramificación policasial).

Como también, Bernal (1986) señala que en cada uno de los nudos del tallo nace una hoja, que protege un buen número de yemas que dan origen a ramas o a otras flores. En condiciones favorables, en cada uno

de las ramas productivas se puede desarrollar dos hojas, una yema vegetativa (rama) y una yema generativa (flor)..

c) Hoja

Fischer (1989) describe que el aguaymanto presenta hojas alternas, simples, pecioladas, acorazonadas y altamente pubescentes; tienen un tamaño entre 5 a 15 cm de largo y 4 a 10 cm de ancho. En Tunja (Colombia), bajo campo abierto, alcanzaron longitudes entre 10 y 13 cm, pero bajo invernadero, con una poda de las ramas laterales, pueden desarrollar longitudes de 20 cm o más. En la parte basal del tallo principal, antes de la primera bifurcación, se desarrolla solamente una hoja por nudo, mientras que en las ramas laterales y en las productivas, cada nudo, normalmente lleva dos hojas. El autor señala que una planta en condiciones de crecimiento muy favorable puede formar hasta mil hojas o más y es número depende del desarrollo del tallo y su cantidad de nudos, igualmente su área foliar puede llegar hasta 150 dm²/planta o más y el tamaño de una hoja hasta 25 a 30 cm². Mientras que en condiciones desfavorables las hojas pueden alcanzar solamente 10 cm².

d) Flor

Según estudios de Gupta y Roy (1981), las flores son solitarias, pedunculadas y hermafroditas, se originan en las axilas y están constituidas de una corola amarilla en forma tubular, originada de cinco pétalos soldados y con cinco puntos morados en su base. Del mismo modo, el autor ratifica que la floración inicia a los 70 a 80 días después de

la siembra y el tiempo entre iniciación de botones florales y la antesis fue 19 a 23 días. Como también, señala que la mayor cantidad de frutos (85% de cuajado) se desarrolló con una polinización por insectos y el viento y que la autopolinización también es común.

e) Cáliz

Fischer y Ludders (1997) reportan que el caliz gamosépalo está formado por 5 pétalos persistentes, es veloso con venas salientes y con una longitud de unos 4 a 5 cm, cubre completamente el fruto durante todo el desarrollo; inicia su alargamiento después de la fecundación del fruto. Durante los primeros 40 a 45 días de su desarrollo es de color verde, con la maduración del fruto va perdiendo la clorofila volviéndose pergamino al final. Es importante porque protege el fruto contra insectos, pájaros, enfermedades y situaciones climáticas extremas, además de servir como una fuente indispensable de carbohidratos durante los primeros 20 días de crecimiento del fruto.

Según estudios de Fischer (1995), el cáliz también protege el fruto contra un sobrecalentamiento, causado por una alta radiación solar. Cuando se midió la temperatura del aire circundante del cáliz en 30°C, dentro de este órgano se registraron 5°C menos

f) Fruto

Según Valencia (1985), el fruto es una baya jugosa de forma globosa u ovoide con un diámetro entre 1.25 y 2.25 cm, pesa entre 4 a 10 g.

contiene unas 100 a 300 semillas de forma lenticelar que están desprovistas de hilos placentarios. La estructura interior del fruto del fruto parece ser de un tomate miniatura, sin embargo, la pulpa está formada por tejido procedente, tanto del pericarpio como de la placenta, contrariamente a lo que ocurre en el tomate, donde la pulpa procede mayormente de la placenta. El parénquima del fruto no es compacto y presenta numerosas lagunas (vacíos) de más de 4mm de longitud, cuyo número y tamaño aumenta a medida que el fruto madura. Como también, refiere que la inserción de un nuevo fruto en el nudo siguiente de la misma rama demora unos 5 a 7 días, como se observó bajo condiciones de invernadero. El fruto se desarrolla durante unos 60 a 80 días, según las condiciones agroclimáticas del sitio, y es de color amarillo-naranja cuando madura. Su desarrollo en tamaño y peso muestra un rápido aumento durante los primeros 10 días, de la misma manera que el cáliz, el cual tiene al final el doble de tamaño del fruto, mientras el fruto aumenta constantemente su tamaño hasta el día 60 de su desarrollo, el cáliz termina su expansión después de 20 a 25 días, y también siempre es más largo que ancho.

1.1.4. Propagación

a) Reproducción sexual

La primera referencia para el aguaymanto lo reporta Suarez (1986), en ella se señala a la reproducción sexual como la técnica de propagación más utilizada. Desde ese entonces sigue siendo la que más usan los agricultores, quienes obtienen las semillas de plantas madres

seleccionadas por su porte, vigor, sanidad y productividad. Con respecto a los sustratos utilizados para la siembra, han evolucionado desde los sustratos convencionales conformados por las mezclas con suelo, materia orgánica (MO) y arena en diferentes proporciones (3:1:1, 2:1:1 y 1:1:1), hasta sustratos modernos de turbas negras y rubias, cascarillas quemadas, enriquecidas con micorrizas; con ellos se obtienen diferentes respuestas en germinación y duración de la emergencia. De igual manera, los recipientes utilizados van desde cajas de madera y cubos de espuma hasta bandejas de germinación en icopor o plástico, con diferente número de alveolos. Asimismo, describe que la práctica de desinfección ha evolucionado desde la no desinfección del sustrato y el uso de formol al 10% hasta el uso de biocidas de diferente toxicidad (desinfectantes de suelo, tipo Dazomet) y últimamente por solarización y uso de plásticos. Además, la emergencia de las plántulas, de acuerdo con la calidad de la semilla y el tipo de sustrato, varía entre 10 y 15 días; el trasplante desde el germinador hasta la bolsa es una práctica de uso común, en bolsas de color negro, calibre 2, con capacidad de una Libra.

b) Propagación asexual o vegetativa

Blanco y Buitrago (1989) estudiaron la propagación asexual por estaca en el aguaymanto, enraizando estacas de rama en un medio que contenía AIA (ácido 3-indol acético), AIB (ácido 3-indol butírico) y 2-4D (ácido 2,4 diclorofenoxiacético), en sustrato artificial (cubos de esponja). Ellos observaron mayor crecimiento longitudinal proporcional al incremento de

las concentraciones del enraizador (Rotone); sin embargo, el 2-4D fue tóxico a concentraciones de 1 ppm.

Por otro lado, Miranda (2004) propone la propagación por estacas, obtenidas de terminales y de sectores medios de ramas maduras, con un corte en bisel, utilizando como enraizador el AIB (ácido 3-indol butírico) en concentraciones de 150 ppm, estableciéndolas directamente en una bolsa que contiene un sustrato de suelo más cascarilla quemada en proporción 1:1. La posición de las estacas en el sustrato debe tener una inclinación de 15-20 grados. Las estacas deben permanecer en un sitio sombreado (utilizando polisombra), con una humedad relativa superior al 85%; esto se logra con riegos periódicos.

Asimismo, Fischer et al. (2007) realizaron la propagación del aguaymanto mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos donde el mejor resultado de enraizado se obtuvo con estacas extraídas del tercio superior de la planta, utilizando como sustrato la arena y temperaturas micro ambientales promedio de 24°C.

Del mismo modo, Fischer et al. (2009) estudiaron la propagación asexual del aguaymanto en diferentes sustratos y a distintos niveles de auxina, donde, el mejor sustrato para la propagación de estacas fue la turba con aplicación de AIB (dosis comprendida entre 100 a 800 mg L⁻¹, sumersión de la estaca durante 5 minutos), resultando linealmente positivo.

1.1.5. Requerimiento agroclimático

a) Luz

Verheij y Coronel (1991) reportan que la radiación solar directa favorece la fructificación del aguaymanto, esta fomenta la fotosíntesis del cáliz y de las hojas adyacentes, mientras que la planta también crece en asociación con un bosque abierto, bajo cierta sombra.

Asimismo, Fischer (2000) indica que bajo invernadero, el aguaymanto tiende a un mayor crecimiento longitudinal y lateral de las ramas en comparación con el campo abierto, donde la luz ultravioleta y la menor temperatura restringen un desarrollo exuberante.

Por otro lado, Heinze y Midash (1991) clasificaron el aguaymanto como una planta cuantitativa de día corto, porque posee fotoperiodo corto, de 8 horas por día, que fomenta la inducción floral, comparado con 16 horas.

b) Temperatura

Según Fischer y Miranda (2012), el aguaymanto en Colombia crece bien con una temperatura promedio anual entre 13 y 16°C. Como también, Wolff (1991) ratifica que temperaturas muy altas (30°C) perjudican la floración y fructificación.

De acuerdo con Salazar (2006), la temperatura mínima en la cual la planta de aguaymanto inicia el crecimiento de tallo y la formación de nudos a 6.3°C, confirmando que se trata de una planta de clima frío.

Asimismo, según National Research Council (1989), cuando las temperaturas nocturnas se mantienen constantes por debajo de 10°C, las plantaciones de aguaymanto no prosperan. Mientras que Fischer (1992), encontró un desarrollo sumamente pobre de la planta a temperaturas de suelo de 8°C, mientras 15 y 22°C en el medio radical causaron un crecimiento favorable de la hoja. Las temperaturas calientes del suelo (29°C) originan un crecimiento longitudinal de ramas muy altas, con muchos nudos y frutos, pero con hojas y frutos más pequeños que una planta a su condición de crecimiento normal”.

Además, Fischer (2000) indica que las heladas afectan al aguaymanto, especialmente en el crecimiento nuevo y tierno de la planta, pese a esta susceptibilidad, después de una helada ligera suelen ocurrir rebrotes de las ramas basales. Para controlar heladas se han empleado métodos como el uso de mecheros, colocándolos cada 10 m y quemando una mezcla de ACPM (aceite combustible para motores) y aceite quemado, cuando las temperaturas se acercan a 2°C; se obtiene un mejor control manejando el suelo húmedo y una fertilización rica en potasio (reducir el nitrógeno). En Colombia, por la incidencia de las heladas se recomienda la siembra en las laderas de los valles interandinos en altitudes superiores a 2.300 msnm.

c) Altitud

Fischer y Angulo (1999) citan que sitios con elevaciones entre 1800 y 2800 msnm son los más recomendados para este cultivo observando buenas producciones entre 2200 y 2400 msnm, que siempre están influenciadas por el microclima y el manejo de la plantación. Con el aumento de la altitud, se incrementa la radiación ultravioleta y baja la temperatura, ocasionando un porte (tallo) más bajo de la planta y hojas más pequeñas y gruesas (adaptación a la radiación UV) lo que aplaza el primer pico de la producción. Desde el punto de vista de Galindo y Pardo (2010), las plantas en la altitud mantienen un estado fitosanitario más estable, mientras a elevaciones bajas, la incidencia de algunas plagas y enfermedades es mayor y se reduce el ciclo de producción.

d) Suelo

Según Angulo (2005), el aguaymanto prefiere suelos de estructura granular con una textura franco arenosa o franco arcillosa, ricos en materia orgánica (>3%), un pH entre 5.5 y 6.5, que no presenten resistencia mecánica a la penetración de raíces. Estos suelos garantizan buena aireación y drenaje, permitiendo que las raíces penetren con facilidad y dispongan de buena cantidad de agua y nutrientes para su desarrollo.

Asimismo, Miranda (2005) da a conocer que los suelos con profundidades efectivas de 60 cm garantizan condiciones óptimas para el crecimiento radical, con niveles freáticos mayores de 1 m. El autor refiere que una

temperatura edáfica mínima de 15°C garantiza una buena absorción de nutrientes y agua, y la síntesis de hormonas (citoquininas) por las raíces, mientras la concentración de O₂ en el suelo o sustrato debe ser mayor del 10% y la de CO₂ menor del 2%.

e) Lluvias y humedad

Angulo (2003) considera que las precipitaciones anuales entre 1000 y 1500 mm, bien distribuidos son lo ideal y rangos de humedad relativa (HR) entre 70 y 80% para que la planta se desarrolle bien. Asimismo, Fischer y Miranda (2012) afirman que el aguaymanto presenta un crecimiento indeterminado por lo que necesita suministro de agua constante para el crecimiento vegetativo y la reproducción, especialmente para el llenado del fruto, garantizando producciones altas.

Del mismo modo, Fischer (2000) menciona que una alta humedad durante la época de cosecha deteriora el fruto, pudiendo estancar el crecimiento; el encharcamiento, ya sea en pocas horas, causa la muerte del sistema radical.

Según estudios realizados por Fischer (2005), el problema del rajado genera un gran impacto negativo sobre la calidad del fruto, especialmente en épocas de alta precipitación (acompañadas de humedades relativas en el aire prolongadas), también lluvias abundantes después de una época seca presenta esta adversidad con mayor frecuencia, afectando hasta el 50% de los frutos rechazados por las empresas exportadoras. Para evitar

el rajado del fruto, es muy importante mantener una humedad constante, por debajo de la capacidad de campo, durante el cultivo, los niveles óptimos de calcio, boro y magnesio, evitar los excesos de nitrógeno y eliminar las primeras flores al inicio de la fase reproductiva.

En estudios recientes realizados por Aldana y García (2012), con plantas de aguaymanto sometidas a diferentes duraciones de anegamiento continuo de 0, 2, 4, 6 y 8 días (colocadas en zanjas en las cuales se llenaron el agua hasta 5 cm por encima de la superficie del sustrato de la maceta), se encontró que las plantas con anegamiento de 0 y 2 días no presentaron diferencias, pero las de 6 y 8 días bajo agua, fueron las más afectadas, presentando los valores más bajos en altura de planta, área foliar, número de hojas, número de nudos, diámetro de la base del tallo, pesos secos de los órganos de la planta y contenido de clorofila, con unos síntomas marcados de marchitamiento.

f) Viento

Fischer y Miranda (2012) citan que en sitios con vientos excesivos la siembra de barreras vivas es indispensable, por ejemplo con otros frutales como el peral o el guayabo, también especies forestales como acacias, cipreses y sauces, entre otras; la elección de estas plantas depende de la adaptación de estas a las condiciones agroecológicas del sitio. Los vientos fuertes inhiben el crecimiento, causan roce entre los órganos, caída de flores y frutos y deshidratan la planta y el suelo. Igualmente es

necesario tener en cuenta que la relación entre la altura de la barrera contraviento y la longitud del área protegida es de 1:9.

1.1.6. Crecimiento y labores de cultivo

Fischer (1995) señala que en las zonas altas con temperaturas bajas, la planta crece menos rápido y la primera producción se retrasa. De igual manera, Angulo (2005) recomienda sembrar con una mayor densidad (hasta mínimo 1 m entre plantas) haciendo necesario un raleo de cada segunda planta cuando se haya terminado el primer pico de producción.

De acuerdo con Almanza y Espinosa (1995), las plantas producen mejores frutos en los dos primeros picos de cosecha y siguen produciendo con buena calidad durante dos a tres años, con el transcurso del ciclo vegetativo, los frutos son cada vez más pequeños.

Asimismo, Angulo (2003) indica que una planta de aguaymanto inicia su crecimiento con un tallo que se bifurca naturalmente en dos tallos después de 8 a 12 nudos los cuales se ramifican de nuevo, después de un nudo para formar otros dos tallos y obtener cuatro tallos reproductivos que, a su vez, van a cargar las ramas laterales que pueden, según las condiciones agroecológicas y de manejo, tener hasta 15 o más frutos cada una. Se tiene en cuenta que en cada nudo a partir de la primera bifurcación, se forma un fruto, que en la mayoría de los casos está acompañado por dos hojas cada uno. En el caso de despuntar antes de la ramificación natural de la planta, se formarán ramas laterales basales que

después, igualmente fructificaran. De igual modo, refiere que en sitios con una mayor humedad relativa en el aire, es más favorable eliminar las ramas laterales basales para permitir una buena aireación de la parte baja de la planta. Al contrario, en sitios con un clima más seco se pueden dejar las basales y despuntar la planta antes de la bifurcación por lo cual se inician rápidamente y formaran las ramas cargadoras de frutos. El número de las ramas basales que se dejan depende de la distancia entre las plantas, del manejo (especialmente control fitosanitario, riego y nutrición) y las condiciones agroecológicas. Referente a la densidad de la plantación, hay muchas recomendaciones que dependen del tipo de espaldera, del manejo manual o semi-mecánico, incidencia de enfermedades y plagas, altura de la planta, suelo nivelado horizontal o en ladera y de las condiciones agroecológicas, en general, se recomienda dejar entre plantas e hileras 1.5 a 2.0 m.

1.2. BASES ANATÓMICAS Y FISIOLÓGICAS DE LA PROPAGACIÓN ASEXUAL

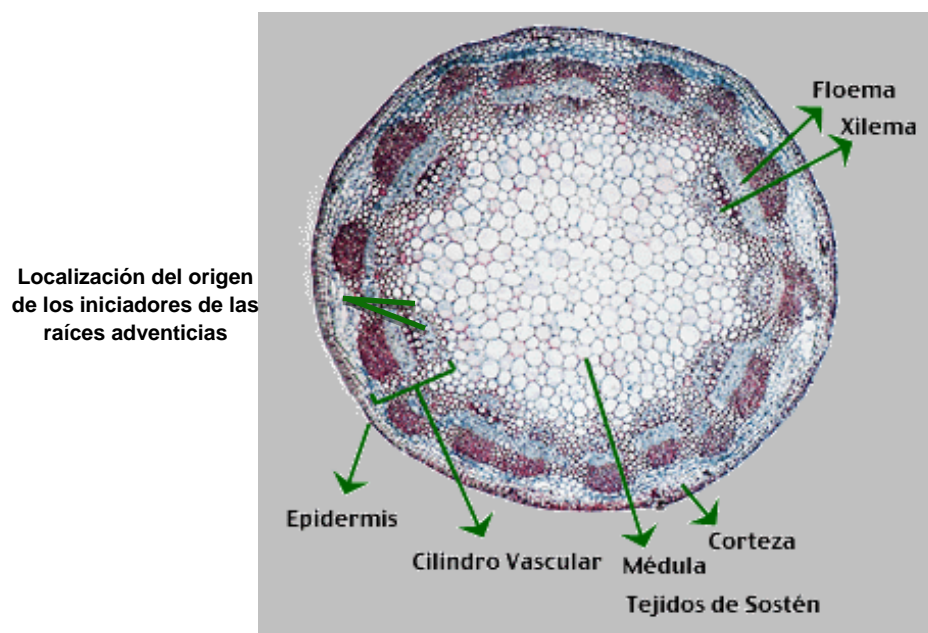
De acuerdo con Hartmann y Kester (1962), en la propagación por estacas de tallo o de yema foliar, sólo es necesario que se forme un nuevo sistema radicular, puesto que ya se encuentra presente un sistema de ramas en potencia (yema). Las estacas de raíz deben iniciar tanto un nuevo sistema de ramas, partiendo de una yema adventicia, como una extensión de la parte ya existente de la raíz. En estacas de hoja, se debe regenerar tanto el sistema radicular como el tallo.

La formación de raíces adventicias en la estaca comprende una serie de complejos procesos anatómicos y fisiológicos, que se realiza por acción combinada de las auxinas y cofactores de enraizamiento que se promueven en las hojas y yemas. Los cofactores internos tienen una mayor influencia en la rizogénesis, tal como lo indican Weaver (1988) y Hartmann y Kester (1962) respecto a la iniciación de raíces adventicias.

Desarrollo anatómico de las raíces en las estacas

- Estacas de tallo

Hartmann y Kester (1962) sugieren la necesidad de conocer la estructura interna del tallo para poder entender el origen de las raíces adventicias. En la figura 01 se muestra una sección transversal de un tallo herbáceo, indicando sus tejidos principales.



Fuente: Hartmann y Kester (1962).

Imagen 1. Sección transversal del tallo de una planta dicotiledónea herbácea joven, mostrando la región donde generalmente se originan los iniciadores de las raíces adventicias.

Iniciación de los primordios de la raíz

Priestley y Swingle (1929) refieren que en general, el origen de la mayoría de las raíces en las estacas de rama se encuentra en grupos de células que pueden volverse meristemáticas y las cuales se encuentran localizadas justamente fuera y entre las haces vasculares. Estos pequeños grupos de células, los iniciadores radicales, continúan dividiéndose, formando grupos de muchas células pequeñas, las cuales se convierten en nuevos primordios radicales. La división celular continúa y pronto cada grupo de células adquiere el aspecto de una punta de raíz. En el nuevo primordio se desarrolla un sistema vascular que se conecta con el haz vascular adyacente. La punta de la raíz sigue creciendo hacia afuera, a través de la corteza y la epidermis, emergiendo en ángulo recto con el tallo. Así pues, en el tallo las raíces adventicias surgen endógenamente; esto es, se originan dentro del tejido del tallo y crecen hacia afuera. En los tallos jóvenes, los iniciadores de la raíz se originan cerca del lado exterior del sistema vascular, pero en los tallos más viejos su origen es más profundo, con frecuencia cerca del cambium vascular.

Sudds (1935), citado por Hartmann y Kester (1962), reporta que en estacas foliares de frambuesa negra (*Robus occidentalis*), los primordios adventicios de la raíz se pueden formar en cualquier parte a lo largo de los lados de los haces vasculares, aunque la mayoría salen de los rastros foliares y de ramas de las yemas o de la provisión vascular de la hoja que une a la yema.

Callo

Hartmann y Kester (1962) citan que a veces, después de que las estacas han sido hechas y colocadas en condiciones favorables para el enraizamiento, se forma una capa de callo en el extremo basal de la estaca. Esto es una masa irregular de células de parénquima en varios estados de lignificación. Este crecimiento de callo se origina de las células en la región del cambium vascular y el floema adyacente, aunque varias células de la corteza y de la médula pueden contribuir también a su formación. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo a la creencia de que la formación del callo es esencial para el enraizamiento. Sin embargo, desde hace mucho que se sabe que la formación del callo y la formación de la raíz son independientes entre sí, aunque con frecuencia ocurren simultáneamente, ya que el desarrollo de ambos depende de condiciones internas y ambientales similares.

Asimismo, Knight y Witt (1926), citado por Hartmann y Kester (1962) indican que la producción del callo puede ser benéfica en plantas que enraízan despacio, debido a que proporciona una capa protectora que retarda la pudrición. Por otra parte, la capa de callo a veces puede interferir con la absorción del agua de la estaca.

Factores que afectan la propagación de plantas partiendo de estacas

- Nutrición de la planta madre

Hartmann y Kester (1962) plantean que la nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las

estacas. Los factores internos, tales como el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de las raíces de las estacas.

Asimismo, Mori et al. (2009) indican que en cuanto a los requerimientos nutricionales durante el enraizamiento de las estacas, la aplicación de nutrientes no es necesario durante la fase de inducción, en vista que las estacas utilizan los nutrientes endógenos transportados basipetamente a partir de los brotes, esto es un aspecto relevante de la importancia del óptimo estado nutricional de la planta madre.

Por otro lado, Sadhu (2005) refiere que cualquier nutriente que esté presente en los procesos metabólicos, asociados a la diferenciación y formación del sistema radicular es considerado esencial para la iniciación de raíces; a modo de ejemplo, un contenido moderado de nitrógeno en los tejidos es mejor para lograr un enraizamiento óptimo; debe existir un equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos en la planta madre; sin embargo para que pueda efectuarse la iniciación de raíces, el nitrógeno es importante para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas, debajo de ese nivel mínimo de disponibilidad de nitrógeno se detiene la iniciación de raíces; asimismo, la cosecha de los brotes para la propagación debe realizarse en las mañanas cuando el material vegetal es turgente.

Hartmann y Kester (1962) señalan que la planta madre este en un estado nutricional adecuado, que contengan auxinas, cofactores, relación C/N apropiado y reservas de carbohidratos que induzcan al enraizamiento; además, los brotes que abastecerán las estacas en estado de turgencia.

- **Edad de la planta madre**

De acuerdo con estudios realizados por Hartmann y Kester (1962), en muchas especies forestales es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estacas que es la más importante para el éxito del enraizamiento. Esto se efectúa en distintas fases tales como juvenil y adulta, separadas por una fase de transición.

Según Wright (1964) citado por Díaz (1991), Queupumil (2004) citado por Puente (2008), Boutherin y Bron (2004) y Hartmann y Kester (1962) indican que en casi todas las especies forestales se han enraizado con éxito estacas tomadas de plantas procedentes de semilla de 1-2 años de edad. Las estacas obtenidas de árboles jóvenes arraigan más fácilmente que las obtenidas de árboles viejos. Un serio inconveniente indicados por Hartmann et al. (1997), Zobelt y Talbert (1988) es que las características deseables no se muestran hasta después que la planta ha alcanzado la madurez; por lo tanto es conveniente realizar prácticas que induzcan a rejuvenecerlas. En el caso de propagación vegetativa en especies arbóreas, la edad conveniente de la planta madre para la obtención de los brotes es la juvenil, que es cuando arraigan con mayor facilidad, una de las técnicas utilizadas con estos fines es el de cerco vivo.

- Tratamiento de las estacas

Presencia de yemas y hojas

Hartmann y Kester (1962) consideran que la presencia de yemas con frecuencia promueve grandemente la formación de raíces en las estacas, especialmente si las yemas han empezado a crecer. Del mismo modo Lek (1925) citado por Hartmann y Kester (1962) indica que ha sido demostrado que en muchas plantas la remoción de las yemas detiene casi por completo la formación de las raíces.

Por otra parte, Rappaport (1940) y Went (1929) citados por Hartmann y Kester (1962), señalan que desde hace mucho tiempo se ha sabido y hay numerosas investigaciones que lo confirman, que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte influencia estimuladora en la iniciación de las raíces.

Asimismo, Evans (1953) indica que es indudable que los carbohidratos que resultan de la actividad fotosintética de las hojas contribuyen a la formación de las raíces. Por ejemplo, en cacao (*Theobroma cacao*) parece que los carbohidratos son la contribución principal de las hojas, agregando sacarosa a estacas sin hojas tratadas con ácido indol butírico se pudo obtener enraizamiento de 80 a 90 %, sin sacarosa prácticamente ninguna de las estacas enraizó. Sin embargo, en general, los efectos promotores de la raíz de las yemas y hojas se deben principalmente a las auxinas. Se sabe que estos órganos son poderosos productores de auxinas y que los efectos se observan directamente debajo de la hoja o

yema, mostrando que se encuentra implicado un transporte polar de ápice a base.

Heridas

Day (1933) citado por Hartmann y Kester (1962) indica que la técnica de hacer heridas basales (incisiones), ha demostrado que es muy benéfica para enraizar ciertas especies, especialmente aquellas con madera más vieja en la base de la estaca. Hay evidencias de que las estacas heridas pueden absorber más agua del medio de enraíce que las estacas ilesas. Esta práctica también proporciona oportunidad para que los tejidos de la base de la estaca absorban una cantidad mucha mayor de los reguladores de crecimiento aplicados”.

Reguladores de crecimiento y otros materiales

Hartmann y Kester (1962) consideran que en general en el enraizamiento de estacas de la mayoría de las especies vegetales, se recomienda el ácido indol acético (AIA), el ácido Alfa Naftalenacético (ANA) y el ácido indol butírico (AIB), especialmente los dos últimos.

- Condiciones ambientales

Temperatura

González (1995) sugiere para el enraizamiento de las estacas de la mayoría de las especies son satisfactorios temperaturas ambiente diurnas entre 21° a 27°C, con temperaturas nocturnas de 15°C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las

estacas metabolizan más rápido y enraízan mejor, cabe agregar, que las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas antes que el desarrollo de las raíces e incrementar la pérdida de agua por las hojas; no obstante, Hartmann et al. (1997) indican que se conoce que la temperatura ambiente óptima para el desarrollo de un cultivo es probablemente el mejor para el enraizamiento de estacas.

Del mismo modo Sánchez (2002) citado por Puente (2008) da a conocer que en general, las temperaturas del sustrato deben fluctuar entre los 20 y 25°C, e influye sobre la actividad biológica del suelo, entonces temperaturas inferiores a este rango interrumpen el desarrollo de las raíces y las altas temperaturas pueden limitar gravemente el crecimiento de la raíz y quemar la base de las estacas.

Además, Boutherin y Bron (2004) consideran que hay una relación directa entre la temperatura del ambiente y del sustrato, una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis, por lo tanto como regla general, se prefiere que exista una temperatura superior de 2 a 3° C a favor del sustrato. A todo esto, en la práctica, una de las formas sencillas de mantener la temperatura ambiental adecuada dentro del propagador es regulando el margen de sombra hacia los mismos, sin embargo, en referencia a lo antes citado, aún falta en nuestra zona tecnologías para mejorar la temperatura del sustrato.

Iluminación

Boutherin y Bron (2004) observaron que un aumento de la intensidad luminosa en la planta madre, aumenta la producción del número de estacas, pero tiene tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento. Así lo confirma Hartmann y Kester (1962) indicando que plantas madres que han recibido luz de baja intensidad se obtienen estacas que enraízan mejor que aquellas tomadas de plantas madres desarrollado a luz intensa.

Por otro lado Leakey (1985) apoya la idea que en la competencia entre los brotes, se disminuye la capacidad de enraizamiento entre las estacas del brote dominante. Asimismo tanto Hartmann y Kester (1962) como Boutherin y Bron(2004) indican que los días largos favorecen el enraizamiento debido a que se eleva tasa de auxinas endógenas en los brotes. De la misma manera, existe para cada especie una iluminación óptima aplicable a la planta madre que permiten facilitar el enraizamiento posterior de la estaca.

Cuculiza (1956) explica que durante el enraizado cuando hay baja intensidad de luz la emisión de raíces se realiza antes que las hojas, sin embargo, para que se realice la función fotosintética, se debe dar cuanto menos un 30% de luz a las estacas, sin que éste eleve la temperatura óptima. En este sentido es necesario proporcionar sombra al área de propagación, para reducir la irradiación a niveles adecuados (la irradiación máxima en la mayoría de las especies es de 400 a 600 mol m⁻².s⁻¹).

Humedad relativa

Loach (1988) citado por Díaz (1991) señala que la condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo.

Así, tanto Boutherin y Bron (2004), como Cuculiza (1956) y Martín y Quillet (1974) refieren que esto significa entonces que para conseguir éxito en el enraizado, es necesario disminuir la transpiración para limitar la desecación de la estaca, esto se logra manteniendo a la humedad del ambiente alta, saturada (95 a 100%) y también constante para reducir al máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración. En efecto, es posible lograr estas características de humedad empleando cámaras cerradas e invernaderos con sistemas de nebulización.

Medio de enraizamiento

Boutherin y Bron (1994) señalan que un buen sustrato debe tener una buena porosidad que facilite la evacuación de agua y aireación, una buena capacidad de retención de humedad, ser estable y ser irreprochable en el plano sanitario, pudiendo adquirirse esta cualidad por desinfección química y física.

Hartmann y Kester (1962) indican que el medio para enraizamiento tiene cuatro funciones:

1. Para sostener a la estaca en el lugar durante el período de enraizamiento.
2. Para proveer humedad a la estaca.
3. Para permitir penetración y el intercambio de aire en la base de la estaca.
4. Para crear un ambiente de oscuridad en la base de la estaca.

Asimismo, Haissig (1986) citado por Ruiz (2009) refiere que la relación entre aire, agua y el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la propagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas.

De acuerdo con Longman (1993), el enraizamiento aumenta con pH de 6.5 - 7.0, a incrementos del porcentaje de calcio y en un medio de enraíce; sin embargo, para facilitar la extracción se recomienda sustratos porosos como arena de río, grava fina, aserrín descompuesto, se puede usar mezclas de estos materiales con tierra o turba. En consecuencia, el medio de enraizamiento no solo es importante por ser el lugar donde se iniciarán y formarán las raíces adventicias, sino también, por que provee de condiciones de humedad, aire y oscuridad necesaria para facilitar su desarrollo.

1.3. TÉCNICAS Y PROPAGACIÓN POR ESTACAS

1.3.1. Importancia y ventajas de la propagación por estacas

Hartmann y Kester (1962) sugieren que este es el método más importante de propagación de arbustos ornamentales, tanto de las especies deciduas (caducas) como de las siempreverdes de hoja ancha y de hoja angosta. Las estacas también se usan ampliamente en la propagación comercial de invernadero de muchos cultivos de flores y uso común en la propagación de muchas especies frutales. De la misma manera, señala que en espacio limitado se puede iniciar numerosas plantas nuevas partiendo de unas cuantas plantas progenitoras. Es económico, rápido, simple y no exige las técnicas especiales necesarias. Generalmente la planta progenitora es producida sin cambio genético.

1.3.2. Tipos de estacas

Hartmann y Kester (1962) refieren que las estacas casi siempre se hacen de partes vegetativas de la planta tales como tallos, tallos modificados (rizomas, tubérculos, cormos y bulbos), hojas o raíces.

Tanto Akamine (1948) y Erickson (1953) sugieren que generalmente no se usan las partes reproductivas de la planta, aunque se ha reportado que partes como el ovario, pedicelo, los pétalos y los cotiledones han formado raíces.

De acuerdo con Hartmann y Kester (1962) las estacas se pueden clasificar de acuerdo a la parte de la planta que se obtengan, como sigue:

1. Estacas de tallo: de madera dura (de especies deciduas y siempreverdes), de madera semidura, de madera suave y herbáceas.
2. Estacas foliáceas
3. Estacas foliares con yema
4. Estacas de raíz

a) Estacas de tallos

Hartmann y Kester (1962) citan que en la propagación por estacas de tallo, se obtienen segmentos de ramas que contengan yemas terminales o laterales, con expectativa de que colocados apropiadamente desarrollen raíces adventicias. Este tipo de estacas se divide en cuatro grupos de acuerdo con la naturaleza de la madera usada: estaca de madera dura (de especies deciduas y siempreverdes), de madera semidura, de madera suave y herbácea.

b) Estacas foliares con yema

Hartmann y Kester (1962) describen que este tipo de estacas consiste en el limbo de la hoja, el pecíolo y una sección pequeña de tallo que lleva una yema axilar. Estas estacas son de especial valor en aquellas especies que pueden iniciar raíces, pero que de hojas separadas no pueden iniciar brotes. En tales casos, la yema auxiliar en la base del pecíolo sirve para producir la formación del brote. Un número de especies de plantas de plantas, tales como la frambuesa negra (*Robus*

occidentalis), la zarzamora, *boysenberry*, limonero, camelia y rododendro pueden ser iniciadas fácilmente por estacas foliares por yema, tanto como muchos arbustos tropicales y la mayor parte de plantas herbáceas de invernadero que generalmente se inician por estacas de tallo. Este método es particularmente valioso cuando el material de propagación es escaso, debido a que produce cuando menos el doble número de plantas que se pudiera obtener de la misma cantidad de material original si se produjera por estacas de tallo. Las estacas foliares de yema sólo deben hacerse de material que tengan yemas bien desarrolladas y hojas sanas en crecimiento activo.

1.3.3. Medios para el enraizamiento

Según Long (1932) citado por Hartmann y Kester (1962), las estacas de muchas plantas enraízan con tal facilidad que hay poca diferencia en qué medio de enraíce se use. En plantas de enraíce más difícil, el medio de enraíce puede influir grandemente no sólo en el porcentaje de estacas que enraíce sino también en el tipo de sistema radical que se forme. Las estacas de deciduos de madera dura y las estacas de raíz, generalmente enraízan mejor en suelo migajón arenoso bien aireado.

1.3.4. Tratamiento de estacas con hormonas promotoras del enraizamiento

Según estudios de Hartmann y Kester (1962), el objeto de tratar las estacas con “hormonas” o como se les puede designar más correctamente, como sustancias reguladoras del crecimiento vegetal, es

aumentar el porcentaje de estacas que forme raíces, acelerar la iniciación de raíces y aumentar el número de raíces producidas por estaca.

Hormonas vegetales

Tanto Hartmann y Kester (1962), como Vejarano y Manrique (1984) citado por Navarro (1984) describen que son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de alguna manera cualquier proceso fisiológico en las plantas; en general las hormonas vegetales en la planta se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción.

a) Auxinas

Según Hartmann y Kester (1962), la auxina fue la primera hormona que se descubrió en las plantas que intervienen en actividades de la planta como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de las hojas y frutos y en la activación de las células del cambium; estas sustancias se sintetizan en el ápice caulinar y son transportados basipetamente desde el ápice a las partes inferiores de la planta. El propósito de tratar con auxinas a las estacas es aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número y calidad de las raíces y mejorar la uniformidad del enraizamiento.

Weaver (1990) refiere que dentro de los reguladores de crecimiento del tipo auxina que influyen en el enraizamiento tenemos: el ácido indol

acético (AIA), el ácido indol butírico (AIB) y el ácido alfa naftalenacético (ANA), sin embargo, las dos últimas a menudo son más eficaces cuando se utilizan en combinación, que cualquiera de ambos utilizados por separado.

b) Citoquininas

Hartmann y Kester (1962) describen que son hormonas vegetales de crecimiento que intervienen en el crecimiento y diferenciación de las células. Diversos materiales naturales y sintéticos como zeatina, kinetina, 6-benciladenina; tienen actividad de citoquinina. Se producen en las zonas de crecimiento, como los meristemos en la punta de las raíces y son transportadas vía acropetala (de abajo hacia arriba).

Por otro lado, Rojas et al. (2004) reportan que generalmente, la proporción alta auxina y baja citoquinina, favorece la formación de raíces adventicias, en cambio, cuando es baja en auxina y alta en citoquinina se favorece la formación de brotes. Es por ello que las especies que en su naturaleza poseen altos niveles de citoquinina son más difíciles de enraizar que las que tienen niveles bajos y cuando se aplica citoquininas sintéticas normalmente inhiben la iniciación de raíces; sin embargo, cuando son aplicados en bajas concentraciones promueven la iniciación de raíces. A manera de resumen final, podemos considerar que la auxina más utilizada por su acción rizógena es el AIB, sin embargo, se logran mejores resultados cuando éste se combina con ANA. Por otra parte, la citoquinina en bajas cantidades favorece el enraizamiento.

1.3.5. Condiciones ambientales para el enraizamiento de estacas

Hartmann y Kester (1962) dan a conocer que las condiciones esenciales para el éxito en el enraizamiento de estacas con hoja son la temperatura apropiada de 18 °C a 24 °C, una atmosfera muy húmeda, amplia provisión de luz y un medio de enraíce limpio, húmedo, bien aireado y bien drenado.

1.4 ROOT- HOR

Según por la empresa Comercial Andina Industrial S.A.C., es un regulador de crecimiento vegetal, que presentan las siguientes características.

Ingredientes activos

- Ácido Alfa Naftalenacético : 0.40 %
- Ácido 3 Indol Butírico : 0.10 %
- Ácidos Nucleicos : 0.10 %
- Sulfato de Zinc : 0.40 %
- Solución Nutritiva : 95.40 %

Características físico – químicas

- 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

Modo de acción

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.

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 200litros de agua, mezclar homogéneamente y aplicar foliarmente de acuerdo a las indicaciones por cultivos.

CAPITULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO

Ubicación política

Localidad : Laboratorio de fruticultura y post cosecha - UNSCH

Distrito : Ayacucho

Provincia : Huamanga

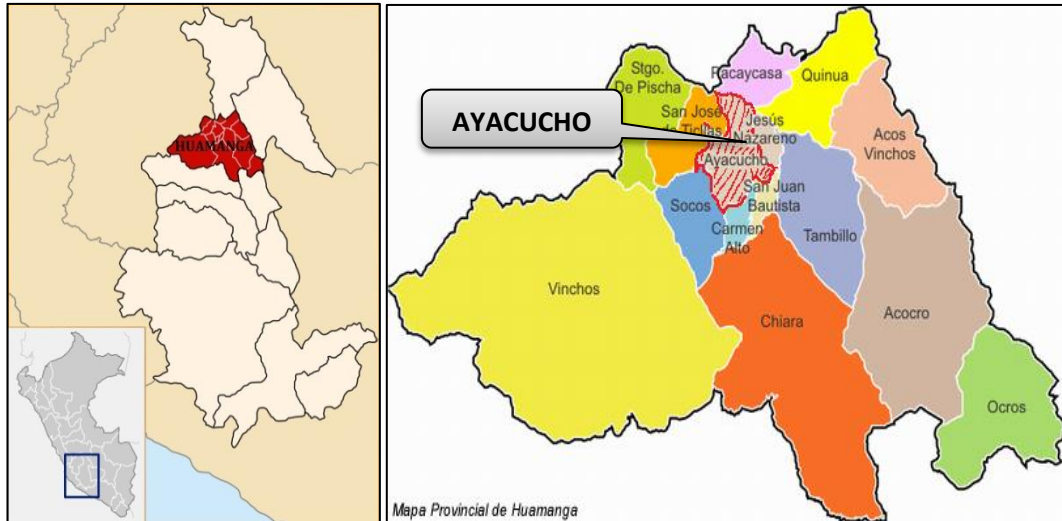
Región : Ayacucho

Ubicación geográfica (zona 18L)

Latitud : 13°08'43.4" S

Longitud : 74°13'20.1" O

Altitud : 2800 msnm



2.2. CONDICIONES DE TEMPERATURA Y HUMEDAD RELATIVA

El experimento se llevó a cabo en condiciones de laboratorio; las estacas tratadas se mantuvieron en envases semi cerrados de plástico para controlar apropiadamente las condiciones de humedad y temperatura dentro del envase; la humedad relativa fue superior a 95% y la temperatura entre 21 a 23 °C.

2.3. MATERIALES, EQUIPOS E INSUMOS

Materiales

Tijera de podar, cuchilla, hoja de afeitar (gillette), vaso precipitado de 0.5 litros, jeringa de 20 ml, bandejas de plástico transparente con medidas 25x35x12 cm y 20x30x18 cm, regla milimetrada, pulverizador (300 ml), plástico transparente y cuaderno de apuntes.

Equipos

Cámara fotográfica, estufa (microonda), balanza digital y termohigrómetro.

Insumos

Root-hor (250 ml), musgos, arena gruesa, tierra negra, esquejes de aguaymanto, fungicida agrícola (Vitavax-300) y agua.

2.4. PLANTEAMIENTO DEL EXPERIMENTO

2.4.1. Ensayos de enraizamiento pre experimental

PRIMER ENSAYO PRE EXPERIMENTAL

En éste ensayo se ha estudiado la propagación de esquejes de aguaymanto con dos yemas, sin hoja; utilizando como sustrato de propagación una mezcla de 40% de humos de lombriz, 20% suelo agrícola, 20% arena gruesa y 20% musgos, en bolsas de polietileno para almácigo con dimensión 4"x7"; los esquejes previa a la instalación en el sustrato fueron inmersos en una solución de 10,000 ppm de Root-Hor durante 30 minutos.

La humedad relativa media del micro ambiente (bolsas con sustrato y esqueje cubiertas con bolsa de polietileno transparente) fue de 65 a 75% y una temperatura promedio de 20 °C. Los esquejes instalados fueron un total de 75, de los cuales sólo enraizaron 21 esquejes, que representa el 28%. Sin embargo el crecimiento foliar fue abundante puesto que 58 esquejes presentaban un crecimiento foliar abundante (73.3%), pero no todos estos esquejes enraizaron, como se puede observar en la fotos 1, 2, 3 y 4.

Cabe mencionar que los esquejes se extrajeron de 5 plantas diferentes (15 esquejes de cada uno), de los cuales tres plantas se encontraban en buenas condiciones, ya que se fueron manejados por un productor, y las dos plantas restantes se encontraban en forma silvestre sin ningún cuidado. Así, el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo en los esquejes extraídos de las plantas mantenidas en buenas condiciones nutricionales.



Foto 1 y 2. Crecimiento del área foliar de yemas (77 días) en esquejes procedentes de plantas con manejo agronómico.



Foto 3 y 4. Crecimiento del área foliar de yemas (77 días) en esquejes procedentes de plantas sin manejo agronómico.

SEGUNDO ENSAYO PRE EXPERIMENTAL

En éste ensayo pre experimental se ha realizado la propagación de esquejes de aguaymanto con dos yemas sin hoja, utilizando como sustrato de propagación una mezcla de 30% tierra negra, 30% arena gruesa y 40% musgos, en bolsas de polietileno para almácigo con dimensión 4"x7; en condiciones de humedad relativa media (60 a 75%). Para ello se ha evaluado dos factores, como sigue:

Factor: Dosis de Root-Hor

- | | | | |
|----|--------------|----|--------------|
| d1 | : 0 ppm | d5 | : 20,000 ppm |
| d2 | : 5,000 ppm | d5 | : 40,000 ppm |
| d3 | : 10,000 ppm | | |

Factor: Tiempo de sumersión en la solución

- | | | | |
|----|--------------|----|--------------|
| t1 | : 5 minutos | t3 | : 30 minutos |
| t2 | : 15 minutos | t4 | : 60 minutos |

Se ha instalado 16 tratamientos con Root-Hor a dosis comprendidas entre 5000 y 40000 ppm y tres repeticiones (48 esquejes); luego de 30 días después de instalado los tratamientos, se obtuvo en total 19 esquejes enraizadas que desarrollaron mostrando área foliar de mediano vigor. Se obtuvo como mejor tratamiento la combinación de 20,000 ppm de Root-Hor sumergido por 15 minutos en la solución, mostrando un porcentaje de enraizamiento de 66%. Los esquejes con aplicación de 40,000 ppm de Root-Hor en su mayoría tuvieron una pudrición temprana, postulando que la pudrición fue debido a la toxicidad causada por el producto enraizante.

TERCER ENSAYO PRE EXPERIMENTAL

En éste ensayo pre experimental se ha realizado la propagación de secciones de tallos de aguaymanto con una yema y hoja, utilizando como sustrato de propagación una mezcla de 30% tierra negra, 30% arena gruesa y 40% musgos, en condiciones de alta humedad relativa (95%) y una temperatura promedio de 21 °C. Para mantener las condiciones de humedad relativa alta y temperatura alrededor de 21 °C, la propagación se efectuó dentro de envases de plástico transparente con cubierta, dejando sólo un pequeño espacio para el intercambio gaseoso. Asimismo como hormona promotora de crecimiento radicular se utilizó el producto enraizante de nombre Root-Hor, que contiene 0.4% de Ácido Alfa Naftalenacético (ANA) y 0.1% de Ácido 3 Indol Butírico (AIB), utilizando cuatro dosis (5000, 10000, 20000 y 40000 ppm), sumergiendo los secciones de tallo por 15 minutos en la solución.

El ensayo se ha conducido en el Diseño Completamente Randomizado, con 10 repeticiones, haciendo un total de 50 esquejes instalados; donde la evaluación duró 60 días. El mejor tratamiento con mayor porcentaje de enraizamiento (70%) fue con la aplicación de 20,000 ppm de Root-Hor

El hallazgo más importante fue que el tratamiento sección de tallo acompañada de una hoja y una yema con aplicación de 20,000 ppm de Root-Hor generó 70% de enraizamiento, el cual empezó con emisión de raíces a la segunda semana (15 días), alcanzando 70% de enraizamiento en la cuarta semana, tal como se observa en las fotos 5 y 6.



Foto 5 y 6. Enraizamiento de secciones de tallo con una hoja y aplicación de 20000 ppm de Root-Hor

Con las tres experiencias expuestas líneas arriba se adoptó por estudiar los factores y niveles que se presentan en el numeral 2.4.3.

2.4.2. Tipo de investigación

La investigación es tipo APLICADA, puesto que busca la aplicación o utilización de los conocimientos en la parte práctica. Asimismo el ensayo

como nivel de investigación es de tipo experimental porque se maneja determinadas variables experimentales en condiciones controladas con el fin de describir de qué modo o por qué causa se produce una situación o acondicionamiento particular.

2.4.3. Factores de estudio

Los factores de estudio fueron:

- Esquejes diferenciados de aguaymanto (E)
- Dosis de producto enraizante: Root-hor (D)

Niveles:

Los niveles en estudio, se detalla para los dos factores.

Factor: Esquejes diferenciados de aguaymanto (E)

- e_1 : Sección de tallo con una yema y una hoja
- e_2 : Sección de tallo con una yema y sin hoja
- e_3 : Esqueje con una yema y una hoja
- e_4 : Esqueje con una yema y sin hoja
- e_5 : Esqueje con dos yemas y una hoja
- e_6 : Esqueje con dos yemas y sin hoja

06
niveles

Factor: Dosis de producto enraizante: Root-hor (D)

- $d_1 = 0$ ppm
- $d_2 = 20000$ ppm

02 niveles

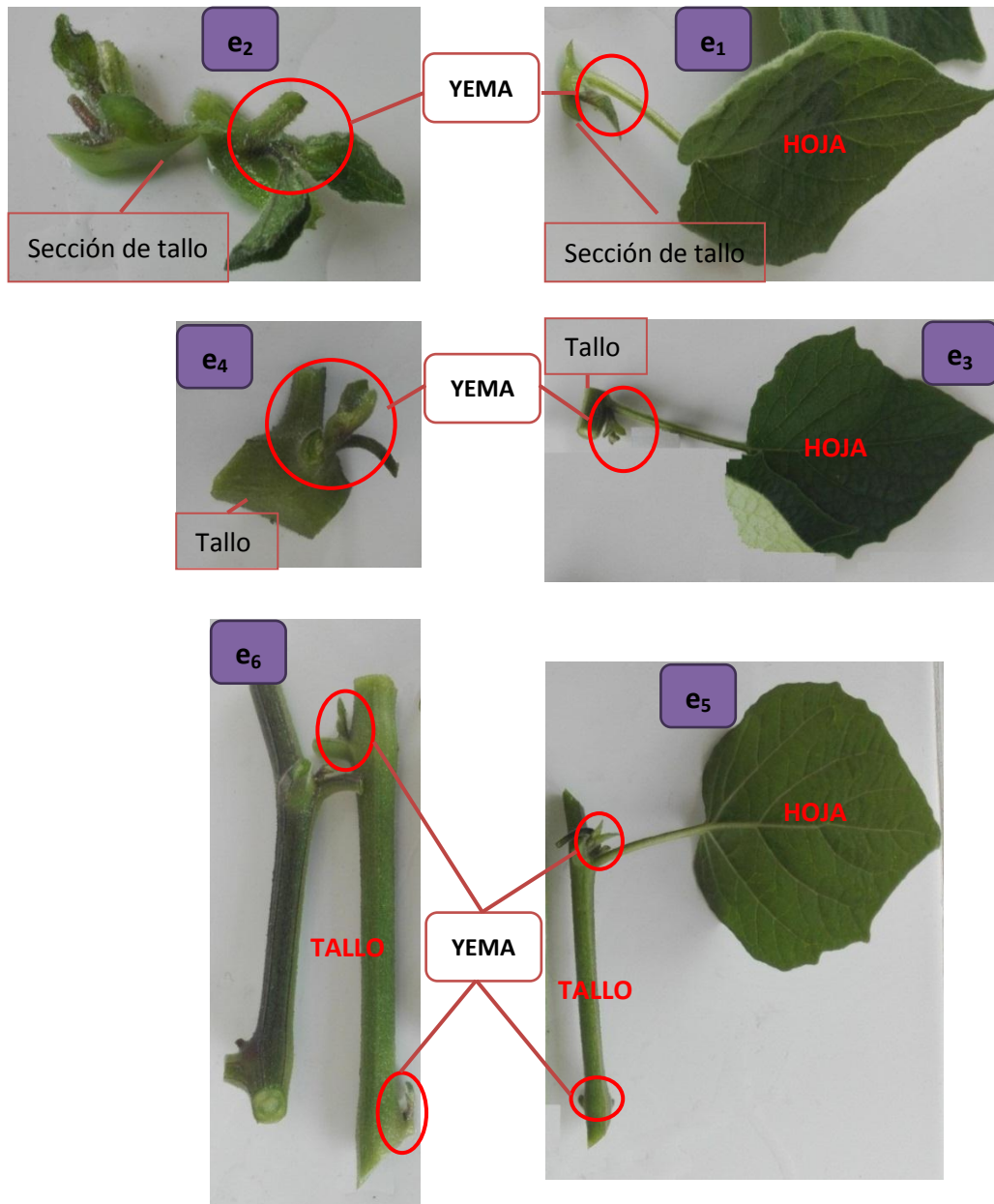


Imagen 2. Descripción de los tallos diferenciados

2.4.4. Descripción de los tratamientos

Se contó en total con 12 tratamientos, los cuales fueron establecidos con el objetivo de determinar el esqueje diferenciado que presenta mayor facilidad y óptimo enraizamiento, así como para delimitar la inducción de hormonas reguladoras de crecimiento.

Cuadro 1. Tratamientos estudiados

Tratamiento	Clave	Esquejes diferenciados (e)	Dosis de Root-hor (d)
T1	e1d1	Sección de tallo con una yema y una hoja	0 ppm
T2	e1d2	Sección de tallo con una yema y una hoja	20000 ppm
T3	e2d1	Sección de tallo con una yema y sin hoja	0 ppm
T4	e2d2	Sección de tallo con una yema y sin hoja	20000 ppm
T5	e3d1	Esqueje con una yema y una hoja	0 ppm
T6	e3d2	Esqueje con una yema y una hoja	20000 ppm
T7	e4d1	Esqueje con una yema y sin hoja	0 ppm
T8	e4d2	Esqueje con una yema y sin hoja	20000 ppm
T9	e5d1	Esqueje con dos yemas y una hoja	0 ppm
T10	e5d2	Esqueje con dos yemas y una hoja	20000 ppm
T11	e6d1	Esqueje con dos yemas y sin hoja	0 ppm
T12	e6d2	Esqueje con dos yemas y sin hoja	20000 ppm

2.4.5. Diseño experimental

Para la evaluación del presente trabajo de investigación, se utilizó el Diseño Completamente Randomizado (DCR), con arreglo factorial de 6E x 2H (siendo seis esquejes diferenciados y dos dosis de aplicación de Root-Hor), resultando 12 tratamientos con 15 repeticiones, obteniéndose un total de 36 unidades experimentales, donde cada unidad experimental estuvo conformada por 5 esquejes.

2.4.6. Duración del experimento

El experimento planteado tiene una duración de 2 meses (60 días).

2.5. INSTALACIÓN Y CONDUCCIÓN DEL EXPERIMENTO

2.5.1. Selección de la planta progenitora

Las plantas madres seleccionadas provienen de una huerta familiar ubicado en el Distrito de San Juan Bautistas. Para garantizar que los esquejes a propagar presenten buenas condiciones, la planta progenitora cumplió con las siguientes condiciones necesarias que se detalla a continuación.

Edad.- Las plantas progenitoras seleccionadas fueron plantas jóvenes con promedio de 10 a 14 meses, en pleno crecimiento vegetativo abundante y tallos verdes.

Estado nutricional.- Aparentemente las plantas seleccionadas estaban provistas de carbohidratos y nitrógeno (equilibrio entre carbohidrato y nitrógeno), por la apariencia morfológica y dureza del tallo.

2.5.2. Extracción de esquejes

Teniendo las condiciones necesarias que cumplieron la planta progenitora; los esquejes se recolectaron con la ayuda de una tijera de podar, teniendo en cuenta que cumplan con las características detalladas a continuación.

Ubicación en la planta.- Los esquejes se extrajeron del tercio superior de la planta, puesto que los tallos ubicados en el tercio superior presentan un mejor equilibrio de carbono nitrógeno.

Diámetro de esquejes.- Los esquejes propagados tuvieron un diámetro entre 0.70 y 1.0 cm; asimismo la longitud promedio de los esquejes de dos yemas fueron de 8 a 10 cm y la longitud de esquejes de una yema de 2.0 a 2.5 cm.

Presencia de yemas desarrolladas.- Las yemas de los esquejes recolectados se hallaban bien desarrolladas y pronunciadas, con capacidad óptima para iniciar el crecimiento de una nueva planta.

Libre de plagas y enfermedades.- Los esquejes extraídos se encontraban libres de plagas y enfermedades.

Las características antes mencionadas fueron los criterios que orientaron la recolección de 180 esquejes de aguaymanto. Luego de haber extraído la cantidad de esquejes indicados anteriormente, éstas se colocaron dentro de un envase húmedo con la finalidad de trasladar al laboratorio, donde se realizó el estudio.

2.5.3. Preparación del sustrato

Como sustrato de enraíce se utilizó la mezcla de tierra negra (30%), arena (30%) y musgo (40%), asegurando así que el material de propagación cuente con porosidad adecuada. Asimismo, el sustrato de propagación se desinfectó mediante la exposición directa a los rayos solares por el transcurso de 5 días (solarización), cubierta con plástico transparente. Además, el sustrato se humedeció a capacidad de campo con una solución de 2,000 ppm de vitavax-300 (fungicida agrícola).

2.5.4. Tratamiento de los esquejes

Previa a la aplicación de Root-Hor, los esquejes fueron desinfectados con una solución de fungicida agrícola (2,000 ppm de vitavax-300).

Los esquejes cuyo tratamiento estaban relacionadas a la dosificación del producto enraizante fueron sumergidas por espacio de 15 minutos en una solución de 20,000 ppm de Root-Hor (2 ml de Root-Hor en 100 ml solución), el mismo que equivale a 80 ppm de Ácido Alfa Naftalenacético más 20 ppm de ácido 3 Indol Butírico.

2.5.5. Instalación de esquejes en el sustrato de enraizamiento

El sustrato preparado y desinfectado se colocó a unas bandejas de plástico transparente con medidas de 25x35x12cm, quedando el sustrato a una altura de 6 cm del base de la bandeja, esto para los esquejes de una yema; para los esquejes de dos yemas se tuvieron bandejas de 20x30x18 cm, quedando el sustrato a una altura de 10 cm.

Luego de realizar los tratamientos correspondientes, los esquejes fueron distribuidas y colocados de acuerdo a los tratamientos establecidos en el sustrato de enraíce. El distanciamiento entre esquejes fue de tres a cuatro centímetros, con la finalidad de dar el espacio suficiente para el enraizamiento adecuado.

Al término de la instalación y garantizando que el sustrato de enraíce se encuentre a capacidad de campo, las bandejas de plástico se cubrieron

con tapas transparentes, de tal forma que la humedad relativa dentro de las bandejas se mantengan no menor al 95%, dejando sólo una pequeña abertura para el intercambio gaseoso.

2.5.6. Riego

El riego se realizó en intervalos de dos semanas utilizando un pulverizador, de manera que el sustrato permanezca a capacidad de campo, garantizando la humedad relativa dentro del envase (espacio de propagación) no menor al 95%.

2.6. PARÁMETROS DE EVALUACIÓN

Los parámetros de evaluación considerados para el presente trabajo de investigación fueron:

2.6.1. Tiempo transcurrido hasta el Inicio de crecimiento foliar

La evaluación de este parámetro se realizó a los 7 y 14 días después de la instalación del trabajo de investigación, en el cual se evaluó el inicio del crecimiento foliar de la yema en todos los tratamientos instalados.

2.6.2. Tiempo transcurrido hasta la emisión de raíces

La evaluación de este parámetro se efectuó en tres fechas, siendo la primera evaluación a los 14 días, la segunda evaluación a los 21 días y la tercera evaluación a los 28 días después de la instalación del ensayo, de tal manera que se contabilizó el número de esquejes que presentaban

raíces, extrayendo los esquejes con bastante cuidado para no dañar las raíces que son muy frágiles.

Asimismo con la información obtenida se aprovechó para realizar la evaluación del porcentaje de enraizamiento de los esquejes según los tratamientos estudiados.

2.6.3. Número de hojas y área foliar producidos por las yemas de esquejes diferenciados a los 30, 45, 60 días de evaluación

El número de hojas y área foliar generados por las yemas, se evaluaron a los 30, 45 y 60 días después de la instalación del experimento. La evaluación consistió en contabilizar el número de hojas generadas por las yemas de cada uno de los esquejes diferenciados enraizados de una unidad experimental (05 esquejes), asimismo para evaluar el área foliar se realizó la toma fotográfica de las hojas contabilizadas encima de un papel bond, antes de ello se extendió completamente las hojas en el papel bond y se graficó un centímetro cuadrado (cm^2) en el papel bond con la ayuda de una regla milimetrada, para luego fotografiar el conjunto de hojas junto al centímetro cuadrado bien alineados. Teniendo la fotografía correctamente hecha, se analizó y halló el área foliar con la ayuda del software Adobe Photoshop CC 2015, como se muestra en las imágenes 3 y 4.

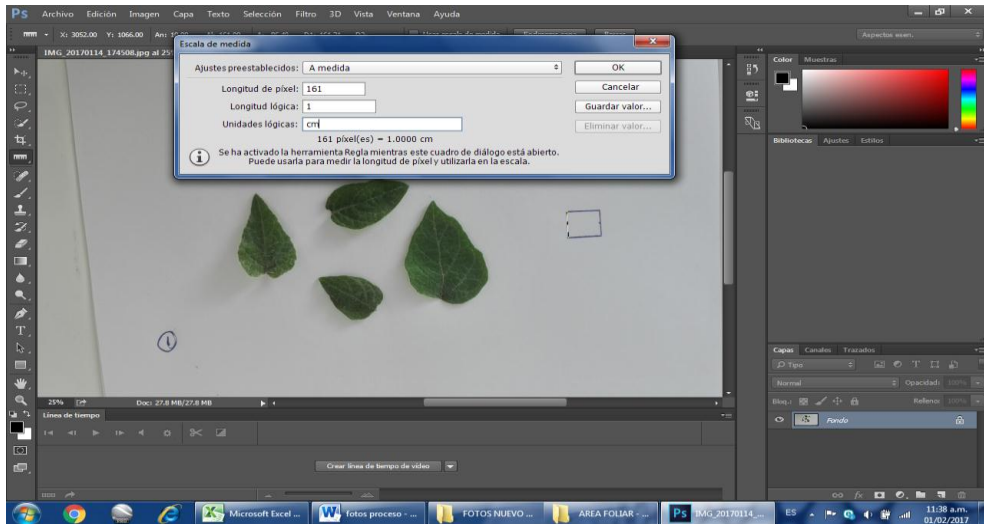


Imagen 03. Transformación de longitud de píxel a unidad lógica (cm) de imagen en el software Adobe Photoshop CC 2015

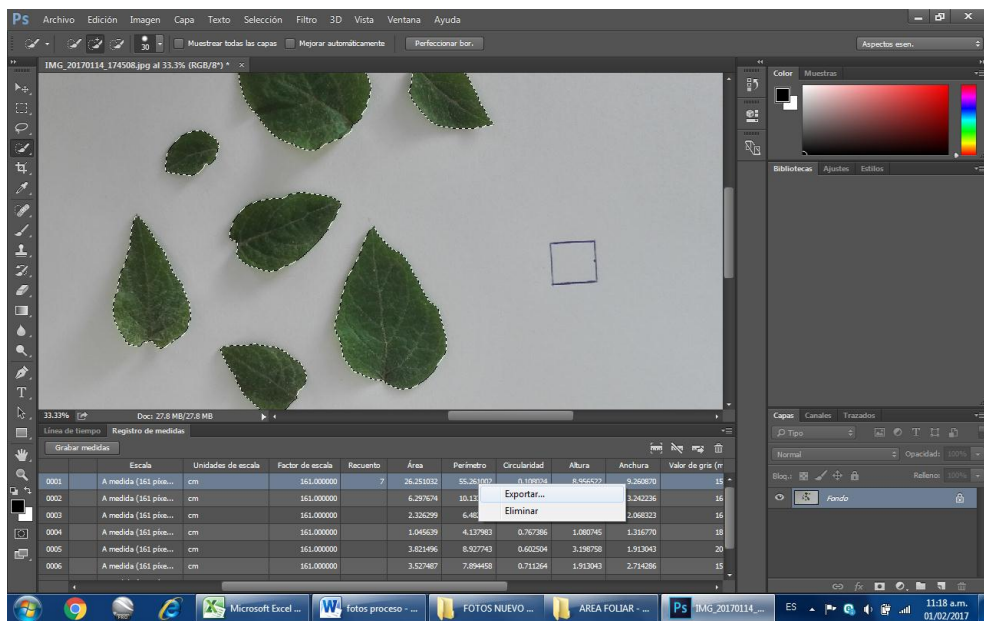


Imagen 4. Selección, determinación y exportación del valor de área foliar.

2.6.4. Altura de la planta

La altura de planta obtenida a partir de la yema de esquejes diferenciados, se evaluó simultáneamente a la evaluación de área foliar, altura de planta y peso de raíces a los 30, 45, 60 días después de la

instalación del experimento. La de altura de la planta se determinó con una regla milimetrada, midiendo desde la base de inserción al esqueje enraizado hasta el ápice de la planta en crecimiento.

2.6.5. Peso de raíces a los 30, 45, 60 días

El peso de raíces se evaluó a los 30, 45 y 60 días después de la instalación del experimento. La evaluación consistió en pesar las raíces extraídas de cada uno de los esquejes enraizados de una unidad experimental (05 esquejes instalados); para ello se extrajo los esquejes enraizados con mucho cuidado para obtener las raíces completas sin rotura, en seguida fue lavada con agua limpia y para luego realizar el pesaje correspondiente en una balanza electrónica (peso húmedo) y como procedimiento final se llevó las raíces a una estufa para eliminar la humedad de los mismos en 7, 4 y 2 minutos, de tal manera obtener el peso seco.

2.6.6. Costos producción de esquejes propagados

Para determinar los costos estimados del material vegetativo, fue necesario proyectar el ingreso que generaría el esqueje seleccionado en la producción de fruta durante su vida productiva de la planta. Para tal efecto se indagó el costo de un kilogramo de aguaymanto en la fecha de recolección de los esquejes, asimismo se ha determinado la cantidad de frutos por kilogramo, teniendo ésta información, más la cantidad de yemas desperdiciadas a la hora de extraer los respectivos esquejes se estimó el costo del material vegetativo.

A esto se sumaría los costos de los insumos, materiales, mano de obra y otros, que son necesarios para determinar el costo de producción estimado de cada uno de los tratamientos estudiados.

2.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El ensayo fue conducido en el Diseño Completamente Randomizado, con arreglo factorial de 6Ex2D, por lo mismo, el análisis estadístico se realizó mediante el Diseño Completamente Randomizado de experimento Factorial 6Ex2D.

El modelo aditivo lineal utilizado en el presente experimento es la siguiente:

$$Y = \mu + A + B + (AxB) + \varepsilon$$

Dónde:

Y : Variable respuesta

μ : Media general

A : Efecto de los esquejes diferenciados

B : Efecto de la dosis de Root-Hor

AxB : Efecto de la interacción de esquejes diferenciados con dosis de Root-Hor

ε : Error experimental

CAPITULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. TIEMPO TRANSCURRIDO HASTA EL INICIO DE CRECIMIENTO FOLIAR

La evaluación del inicio de crecimiento foliar de yemas fue en los 12 tratamientos y 180 esquejes diferenciados, se realizó entre los días siete y catorce, después de la instalación del trabajo de investigación (cuadro 2).

Cuadro 2. Porcentaje de crecimiento foliar de las yemas de esquejes diferenciados de aguaymanto, tratados con dos dosis de producto enraizante.

TRAT.	DESCRIPCIÓN DE TALLO (e)	DOSIS DE ROOT-HOR (d)	CLAVE	N° TALLOS INSTALADOS	INICIO DE CRECIMIENTO		TOTAL
					7 DÍAS	14 DÍAS	
T1	Sección de tallo, una yema, una hoja	0 ppm	e1d1	15	93%	7%	100%
T2	Sección de tallo, una yema, una hoja	20000 ppm	e1d2	15	100%	0%	100%
T3	Sección de tallo, una yema, sin hoja	0 ppm	e2d1	15	33%	27%	60%
T4	Sección de tallo, una yema, sin hoja	20000 ppm	e2d2	15	40%	33%	73%
T5	Tallo, una yema, una hoja	0 ppm	e3d1	15	80%	20%	100%
T6	Tallo, una yema, una hoja	20000 ppm	e3d2	15	100%	0%	100%
T7	Tallo, una yema, sin hoja	0 ppm	e4d1	15	20%	33%	53%
T8	Tallo, una yema, sin hoja	20000 ppm	e4d2	15	33%	27%	60%
T9	Tallo, dos yemas, una hoja	0 ppm	e5d1	15	100%	0%	100%
T10	Tallo, dos yemas, una hoja	20000 ppm	e5d2	15	100%	0%	100%
T11	Tallo, dos yemas, sin hoja	0 ppm	e6d1	15	67%	33%	100%
T12	Tallo, dos yemas, sin hoja	20000 ppm	e6d2	15	87%	13%	100%

En el cuadro 2 se reporta el porcentaje de yemas que dieron inicio al crecimiento foliar a los 7 y 14 días después de la instalación del ensayo, como se muestran en las fotos 7, 8, 9 y 10. Se determinó que todos los tipos de esquejes utilizados tienen facilidad para promover el crecimiento de la yema, aunque no hayan sido tratados con las hormonas; a los 7 días, la mayoría de las yemas ya iniciaron el crecimiento.

Los tratamientos más eficientes fueron aquellos esquejes con presencia de hoja y la aplicación del producto enraizante, que lograron el crecimiento foliar al 100% al séptimo día. Sin embargo, también el tratamiento T9 (Esqueje con dos yemas y una hoja con 0 ppm Root-Hor) logró el crecimiento foliar al 100% a los 7 días; este resultado concuerda con lo referido por Hartmann y Kester (1962) quienes indican que las hojas, además de las yemas, son grandes productoras de auxinas y éstas tienen una influencia positiva en la emisión de raíces del esqueje (rizogénesis).

Los tratamientos con esquejes sin hojas y una yema (T3, T4, T7 y T8) tuvieron un crecimiento foliar menor al 73% con el agravante de que gran parte de estos esquejes mueren entre los 12 a 20 días; exceptuando los tratamientos T11 y T12 que superaron el 67% de foliación a los 7 días y 100% a los 14 días, siendo en ambos esquejes con dos yemas y sin hoja; esto evidencia que la cantidad de yemas es importante en el inicio de la actividad de crecimiento y la emisión de las raíces en esquejes, conforme lo experimentaron Hartmann y Kester (1962).

Con respecto a la inducción de Root-Hor como producto reguladora de crecimiento radicular, se tiene que los esquejes sin hoja con la aplicación de este producto, tuvieron mejores resultados en cuanto al inicio de crecimiento foliar, que los mismos sin la aplicación del producto; lo que no sucede en los esquejes con presencia de hoja, ya que la aplicación de Root-Hor no mejoró de manera significativa la foliación, dando similares resultados a los esquejes sin la aplicación de este producto.



Foto 7. Inicio de crecimiento foliar en secciones de tallo sin hoja



Foto 8. Inicio de crecimiento foliar en esquejes con dos yemas y sin hoja



Foto 9. Inicio de crecimiento foliar en esquejes de una yema y una hoja



Foto 10. Inicio de crecimiento foliar en esquejes con dos yemas y una hoja

Según los resultados obtenidos en los parámetros evaluados líneas abajo, el inicio del crecimiento foliar no es un indicador determinante del enraizamiento de los esquejes, es decir, un esqueje con un buen inicio del crecimiento foliar podría presentar escaso o ninguna raíz, sin embargo el inicio del crecimiento foliar es un indicador de una mayor probabilidad de que el dicho esqueje pueda enraizar.

3.2. TIEMPO TRANSCURRIDO HASTA LA EMISIÓN DE RAÍCES

La evaluación de la emisión de raíces en los esquejes se ha realizado en tres tiempos, a los 14, 21 y 28 días después de la instalación del ensayo; evaluándose en cada tiempo una unidad experimental (5 esquejes) en los 12 tratamiento, haciendo un total de 60 esquejes por tiempo evaluado.

Cuadro 3. Cantidad de esquejes enraizados en 12 tratamientos.

TIEMPO DE EVAL.	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12
14 días	2	5	0	0	0	2	0	1	2	4	0	1
21 días	5	4	1	4	5	6	0	4	7	7	3	5
28 días	1	1	0	1	1	2	2	0	3	1	3	3
TOTAL	8	10	1	5	6	10	2	5	12	12	6	9

Leyenda:

- T1 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T2 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T3 : Sección de tallo/una yema/si hoja y 0 ppm Root-Hor
- T4 : Sección de tallo/una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T5 : Esqueje/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T6 : Esqueje/una yema/una hoja y 20,000 Root-Hor
- T7 : Esqueje/una yema/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- T8 : Esqueje/una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T9 : Esqueje/dos yemas/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T10 : Esqueje/dos yemas/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T11 : Esqueje/dos yemas/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- T12 : Esqueje/dos yemas/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor

En el cuadro 3 se reporta la cantidad de esquejes que enraizaron en los 12 tratamientos, así como también la cantidad de esquejes enraizados en los tres momentos de evaluación (14, 21, 28 días), en ello se puede observar que los tratamientos más precoces en la emisión de raíces son el T2 (sección de tallo con una yema y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor) y el T10 (esqueje con dos yemas y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor); asimismo, se observa que la mayor cantidad de esquejes enraizaron a los 21 días en todos los tratamientos; estos resultados son similares con lo reportado por Hartmann y Kester (1962), quienes señalan que las

estacas de madera suave (estacas herbáceas) producen raíces en tiempo bastante corto entre 2 a 4 ó 5 semanas.

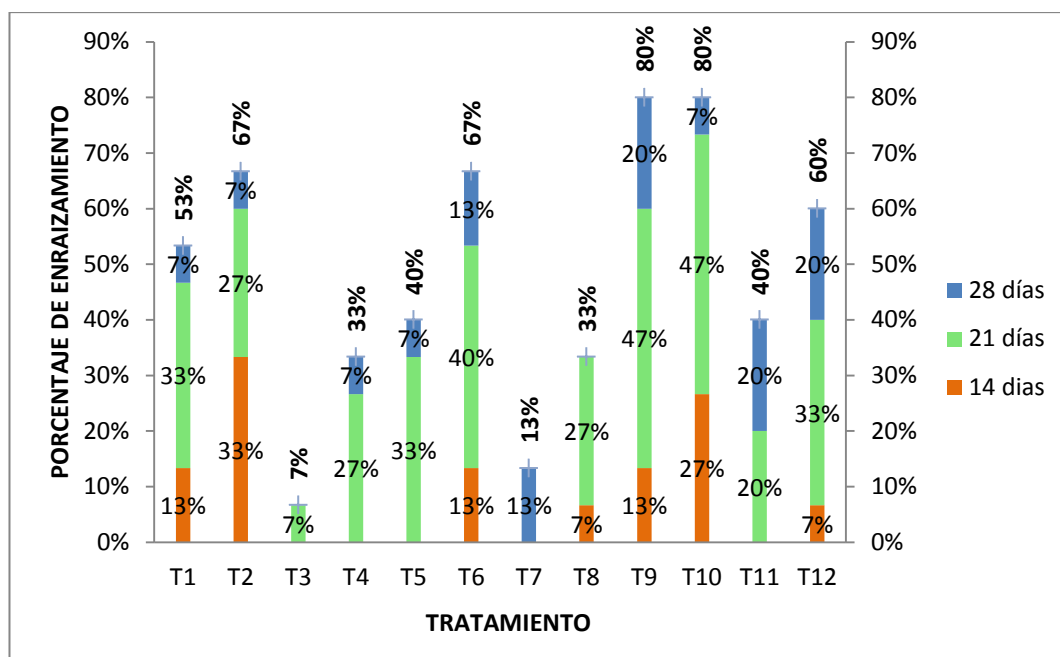


Figura 1. Porcentaje de enraizamiento de los esquejes diferenciados en tres momentos de evaluación (14, 21, 28 días) para cada tratamiento.

Leyenda:

- T1 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T2 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T3 : Sección de tallo/una yema/si hoja y 0 ppm Root-Hor
- T4 : Sección de tallo/una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T5 : Esqueje/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T6 : Esqueje/una yema/una hoja y 20,000 Root-Hor
- T7 : Esqueje/una yema/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- T8 : Esqueje/una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T9 : Esqueje/dos yemas/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T10 : Esqueje/dos yemas/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T11 : Esqueje/dos yemas/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- T12 : Esqueje/dos yemas/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor

En la figura 1 podemos ver que los tratamientos con mayor porcentaje de enraizamiento son el T9 y T10, con un total de 80% de enraizamiento, sólo diferenciándose en que el tratamiento T10 es el más precoz en cuanto al tiempo de enraizamiento; estos resultados concuerdan con los resultados obtenidos por López et al. (2007), quienes propagaron el

Physalis peruviana L. mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos, en condiciones de alta humedad relativa (nebulizador), temperatura promedio de 24 °C y luz difusa (malla de polisombra del 33%), donde los esquejes (Esqueje con dos yemas y una hoja) procedentes del tercio superior de la planta, tuvieron un porcentaje de enraizamiento superior (83.3%), mientras que los procedentes de los tercios medios y basales presentaron en el mismo tiempo 80 y 65%. Asimismo, los tratamientos T2 (sección de tallo con una yema y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor) y T6 (Esqueje con una yema y una hoja con 20,000 Root-Hor) tuvieron un porcentaje de enraizamiento de 67%, siendo los mejores tratamientos después de los T9 y T10 en cuanto al porcentaje de esquejes enraizados.

Como también se observa que los tratamientos T3 (sección de tallo con una yema y sin hoja con 0 ppm Root-Hor) y T7 (esqueje con una yema y sin hoja con 0 ppm Root-Hor) son los que presentan los más bajos porcentajes de enraizamiento (menores al 13%), por lo tanto se deduce que éstos esquejes diferenciados enraízan muy difícilmente.

En general, la figura 1 muestra que los tratamientos donde los esquejes presentan hoja, con o sin aplicación de producto enraizante presentan un mayor porcentaje de enraizamiento respecto a los tratamientos con esquejes sin hoja; en tal sentido, es evidente que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte influencia estimuladora en la iniciación de las raíces, tal como reportan Hartmann y Kester (1962), Rappaport (1940) y Went (1929).

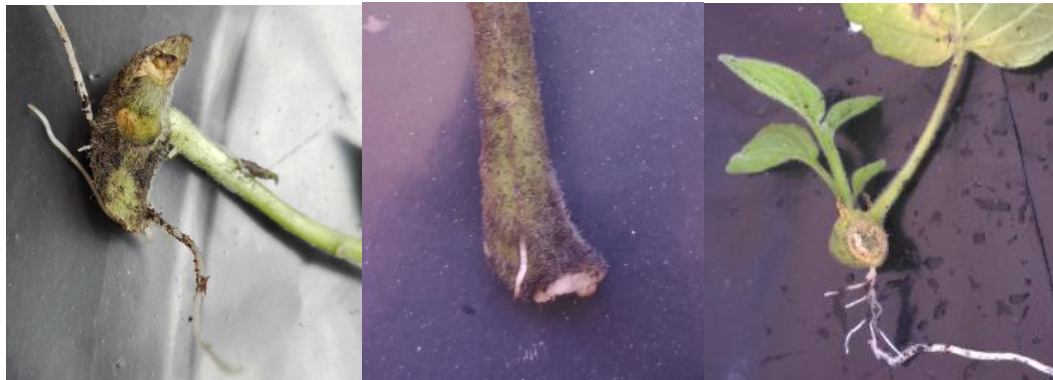


Foto 11, 12 y 13. Crecimiento radicular inicial en esquejes diferenciados.

En la foto 11, 12 y 13 se observa que la raíz es emitida debajo de la hoja o también debajo de la yema, esto confirma que las hormonas reguladoras de crecimiento presentan un transporte polar de ápice a base, tal como cita Evans (1953), recalcando que en general los efectos promotores de la raíz se deben principalmente a las auxinas.

3.3. NÚMERO DE HOJAS Y ÁREA FOLIAR PRODUCIDAS POR LAS YEMAS DE ESQUEJES DIFERENCIADOS A LOS 30, 45, 60 DÍAS DE EVALUACIÓN

3.3.1. NÚMERO DE HOJAS

La evaluación del número de hojas producidas por yemas de esquejes enraizados se ha realizado en tres momentos (30, 45, 60 días después de la instalación del ensayo), en cada una de las fechas se ha evaluado una unidad experimental, el cual consiste en 5 esquejes (repeticiones), evaluándose en cada fecha en total doce tratamientos con 5 repeticiones. El análisis estadístico se ha realizado con los promedios de cada unidad experimental con la finalidad de tener datos uniformes en tamaño, tal como se observan en los anexos 3, 4, 5 y 6; aun así hubo la necesidad de

obtener datos restantes con la fórmula de Yates, esto solamente con fines de cálculo.

Formula de Yates:
$$y = \frac{rB + nT - G}{(r - 1)(n - 1)} =$$

Dónde:

y : Valor a hallar

B : Total de la repetición con parcela perdida

T : Total del tratamiento con parcela perdida

G : Gran Total, con parcela perdida

r : N° repeticiones

n : N° tratamientos

Así, teniendo los datos completos para el análisis estadístico, ha sido necesario realizar una transformación logarítmica de los mismos, puesto que se trata de datos evaluados en diferentes momentos (30, 45 y 60 días) y por lo mismo existe una gran variabilidad que podría darnos un análisis estadístico erróneo.

Cuadro 4. Análisis de variancia para el número de hojas a los 30, 45 y 60 días de evaluación en seis esquejes diferenciados, tratados con dos dosis de producto enraizante (datos transformados, log x).

FUENTE	GL	SC	CM	FC	FT (0.05)	FT (0.01)	SIGNIF.
DÍAS	2	0.249414	0.124707	39.21	3.44	5.72	**
ESQUEJE	5	0.312395	0.062479	19.64	2.66	3.99	**
DOSIS	1	0.055607	0.055607	17.48	4.3	7.95	**
ESQUEJE*DOSIS	5	0.042532	0.008506	2.67	3.44	5.72	NS
Error	22	0.069978	0.003181				
Total	35	0.729925					

CV = 17.6%

El cuadro 4 muestra que los datos de esqueje y dosis son altamente significativos, lo que indica que se requiere hacer la prueba de tukey de los mismos; puesto que la interacción entre esqueje y dosis no tiene diferencia significativa, dando a entender que no existe interacción entre los dos factores para mejorar el incremento de número de hojas.

Cuadro 5. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el número de hojas producidas en seis esquejes diferenciados.

ESQUEJE	Nº PROMEDIO	RESULTADO
e5	5.96	a
e6	5.67	a
e1	5.17	a
e3	4.82	a
e4	3.76	b
e2	3.33	b

Leyenda:

- e1: Sección de tallo con una yema y una hoja
- e2: Sección de tallo con una yema y sin hoja
- e3: Esqueje con una yema y una hoja
- e4: Esqueje con una yema y sin hoja
- e5: Esqueje con dos yemas y una hoja
- e6: Esqueje con dos yemas y sin hoja

La prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) nos indica que, los esquejes diferenciados e5, e6, e1 y e3 estadísticamente presentan promedios iguales en cuanto al número de hojas producidas, que a su vez estos esquejes diferenciados son superiores a los esquejes a4 y a2, que también son estadísticamente iguales en cuanto al número de hojas producidas.

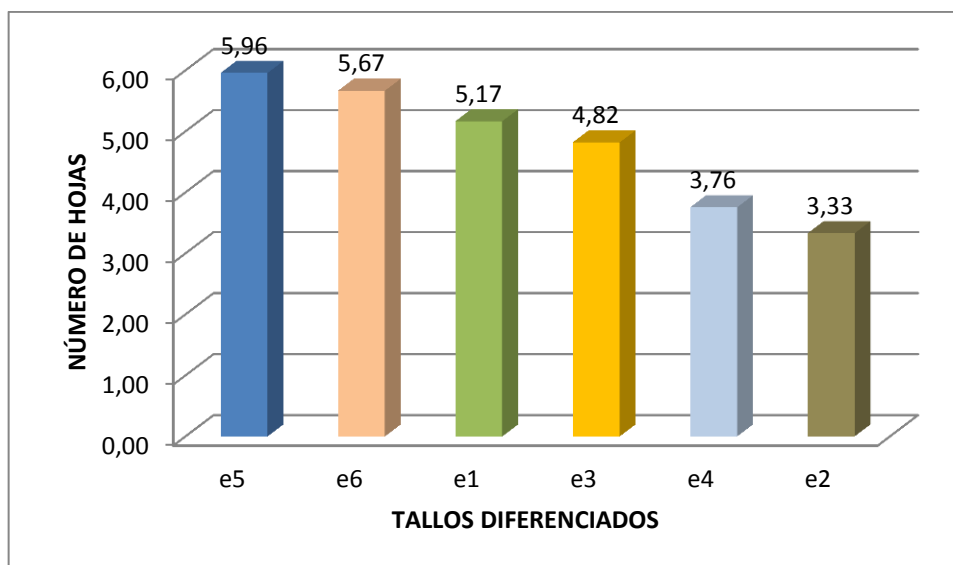


Figura 2. Número promedio de hojas formados en esquejes diferenciados

Leyenda:

e1: Sección de tallo con una yema y una hoja

e2: Sección de tallo con una yema y sin hoja

e3: Esqueje con una yema y una hoja

e4: Esqueje con una yema y sin hoja

e5: Esqueje con dos yemas y una hoja

e6: Esqueje con dos yemas y sin hoja

En la figura 2 se observa que el nivel e5 de esquejes diferenciados produjo en promedio mayor número de hojas con respecto a los seis niveles, seguidos por e6, e1 y e3; estos esquejes (e6, e1 y e3) presentan una hoja, a excepción del e6, que es un esqueje con dos yemas pero sin hoja; llegando a la conclusión de que también en este parámetro (número de hojas producidas), la presencia de hojas y cantidad yemas influyen positivamente.

Cuadro 6. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el número de hojas producidas bajo el efecto de dos dosis de producto enraizante.

DOSIS	Nº PROMEDIO	RESULTADO
d2 : 20,000 ppm	5.13	a
d1 : 0 ppm	4.43	b

En el cuadro 6 se observa que existe diferencia entre los promedios de datos de número de hojas producidos en los tratamientos con la aplicación de niveles d2 y d1 de Root-Hor, dando mejores resultados los tratamientos con aplicación de 20,000 ppm de Root-Hor (d2); con ello se concluye que la inducción de Root-Hor influye positivamente en el incremento del número de hojas, independientemente del esqueje diferenciado; tal como reporta Moreno et al. (2002), dando a conocer que la inducción de hormonas promotoras de enraizamiento tiene un efecto positivo en el enraizamiento de los esquejes y su posterior desarrollo vegetativo.

3.3.2. ÁREA FOLIAR

La evaluación del área foliar producido por yemas de esquejes diferenciados que enraizaron, se ha realizado a los 30, 45 y 60 días después de la instalación del ensayo; así, en cada uno de los momentos se ha evaluado una unidad experimental (5 esquejes) de los doce tratamientos. Asimismo, el análisis estadístico se ha realizado con los promedios de la unidad experimental, completando la información faltante (datos) mediante la metodología de las parcelas perdidas, aplicando la fórmula de Yates. Del mismo modo, teniendo el conocimiento que la información obtenida del área foliar (cm^2) corresponde a tres momentos de evaluación (30, 45 y 60 días), por ello y para evitar una gran variabilidad en el análisis estadístico, se hizo por conveniente realizar una transformación logarítmica de los datos, tal como indica Cortes (1981) en su libro denominado Diseños Experimentales.

Cuadro 7. Análisis de variancia para el área foliar a los 30, 45 y 60 días de evaluación en seis esquejes diferenciados y dos dosis de producto enraizante (datos transformados, log x).

FUENTE	GL	SC	CM	FC	FT (0.05)	FT (0.01)	SIGNIF.
DÍAS	2	0.60441	0.3022	35.68	3.44	5.72	**
ESQUEJE	5	0.59926	0.11985	14.15	2.66	3.99	**
DOSIS	1	0.20132	0.20132	23.77	4.3	7.95	**
ESQUEJE*DOSIS	5	0.09935	0.01987	2.35	3.44	5.72	NS
Error	22	0.18634	0.00847				
Total	35	1.69069					

CV = 15.9%

En el cuadro 7 se observa que los datos de esqueje y dosis son altamente significativos, por ello se requiere efectuar la prueba de tukey para los mencionados datos, con la finalidad de realizar la comparación de los niveles de cada factor; por otra parte la interacción entre los esqueje y dosis no tiene diferencia significativa, por ello no se requiere realizar la prueba de tukey para la interacción.

Cuadro 8. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el área foliar en seis esquejes diferenciados.

ESQUEJE	Nº PROMEDIO	RESULTADO
e5	22.74	a
e6	17.77	a
e1	16.83	a
e3	15.05	a
e4	11.20	b
e2	9.80	b

Leyenda:

e1: Sección de tallo con una yema y una hoja

e2: Sección de tallo con una yema y sin hoja

e3: Esqueje con una yema y una hoja

e4: Esqueje con una yema y sin hoja

e5: Esqueje con dos yemas y una hoja

e6: Esqueje con dos yemas y sin hoja

La prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) nos indica que los esquejes diferenciados e5, e6, e1 y e3 presentan estadísticamente promedios iguales en cuanto al área foliar expresado en cm^2 , asimismo son superiores a los esquejes diferenciados e4 y e2 que a su vez son estadísticamente iguales en la producción de área foliar (cm^2) promedio.

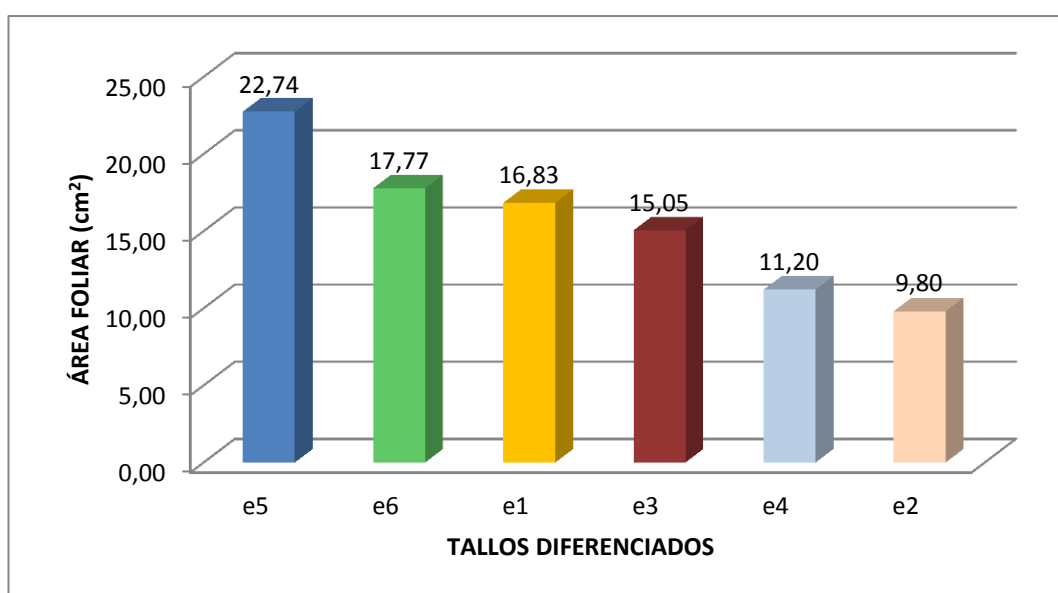


Figura 3. Promedio del área foliar producidas por las yemas de esquejes diferenciados.

Leyenda:

- e1: Sección de tallo con una yema y una hoja
- e2: Sección de tallo con una yema y sin hoja
- e3: Esqueje con una yema y una hoja
- e4: Esqueje con una yema y sin hoja
- e5: Esqueje con dos yemas y una hoja
- e6: Esqueje con dos yemas y sin hoja

En la figura 4 se aprecia que el nivel e5 de esquejes diferenciados es bastante superior en cuanto a promedio de área foliar (22.74 cm^2) producida por las yemas, el cual es un buen indicador de que la planta presenta mayores posibilidades de prosperar; asimismo los niveles e6, e1 y e3, después del e5, produjeron mayor área foliar (cm^2) con respecto a los seis niveles, evidenciando también resultados positivos.

Asimismo los esquejes con promedio de área foliar más bajos son el e4 y e2.

Cuadro 9. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el área foliar producidas bajo el efecto de dos dosis de producto enraizante.

DOSIS	Nº PROMEDIO	RESULTADO
d2 : 20,000 ppm	17.62	a
d1 : 0 ppm	13.51	b

El cuadro 9 de prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) muestra que con la dosis de 20,000 ppm de Root-Hor se obtuvo en promedio un mayor área foliar a comparación de tratamientos sin la aplicación del producto enraizante, lo cual demuestra la importancia de la aplicación de producto enraizante en la propagación de esquejes de *Physalis peruviana* L.

En estudios realizados por Moreno et al. (2002), los mejores resultados en cuanto a producción del área foliar fueron con esquejes de dos yemas más una hoja propagados en Turba más 800 ppm de AIB logrando obtener 180 hojas con un área foliar de 487.65 cm² en 13 semanas; asimismo en el experimento realizado el mejor tratamiento fue el T10 (esqueje con dos yemas y una hoja con aplicación de 20000 ppm de Root-Hor) obteniendo como máximo de 11 hojas con un área foliar de 68.32 cm² en 60 día.

Por otro lado, Hartmann et al. (1962) indican que el AIB es la auxina más utilizada para promover el enraizamiento, principalmente porque no es tóxico en un amplio rango de concentraciones, para un gran número de

especies, y es más estable químicamente que el ácido indol acético (AIA) al contacto con el sustrato de propagación. Así, sabiendo que el Root-Hor (producto enraizante) contiene 0.40% de AIA y 0.10% de AIB, se puede argumentar que por ello no se dio resultados tan favorables como se esperaba, puesto que contiene mayor porcentaje de AIA.

3.4. ALTURA DE LA PLANTA

La evaluación de la altura de planta de los esquejes enraizados se ha realizado a los 30, 45 y 60 días después de la instalación del ensayo; en cada una de las fechas se ha evaluado una unidad experimental (5 esquejes) de los doce tratamientos, evaluándose en total 60 esquejes por momento evaluado.

Siguiendo el procedimiento general para el análisis estadístico, se ha trabajado con los promedios de cada unidad experimental con fines de tener datos uniformes en tamaño, asimismo se aplicó la fórmula de Yates para obtener los datos restantes (parcela perdida).

Teniendo el conocimiento que los datos obtenidos de altura de planta (cm) corresponde a diferentes periodos de evaluación (30, 45 y 60 días), fue necesario realizar una transformación logarítmica, así evitar una gran variabilidad que podría darnos un análisis estadístico erróneo.

Cuadro 10. Análisis de variancia para la altura de planta a los 30, 45 y 60 días de evaluación en seis esquejes diferenciados y dos dosis de producto enraizante (datos transformados, log x).

FUENTE	GL	SC	CM	FC	FT (0.05)	FT (0.01)	SIGNIFI.
DÍAS	2	0.509	0.2545	70.22	3.44	5.72	**
ESQUEJE	5	0.351346	0.070269	19.39	2.66	3.99	**
DOSIS	1	0.116917	0.116917	32.26	4.3	7.95	**
ESQUEJE*DOSIS	5	0.091506	0.018301	5.05	3.44	5.72	*
Error	22	0.079733	0.003624				
Total	35	1.148502					

CV = 21.8%

Cuadro 11. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para la altura de planta (cm) obtenido bajo el efecto de interacción entre la dosis de producto enraizante y esquejes diferenciados.

ESQUEJE	DOSIS	Promedio	Tukey (0.05)
e5	d2	7.53	a
e6	d2	7.02	a
e5	d1	6.72	a
e3	d2	6.30	a
e6	d1	6.15	a
e1	d2	5.96	a
e1	d1	5.77	a
e4	d2	5.62	a
e3	d1	5.53	a
e2	d2	4.95	a
e4	d1	3.54	b
e2	d1	2.70	b

Leyenda:

- e1d1 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- e1d2 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- e2d1 : Sección de tallo/una yema/si hoja y 0 ppm Root-Hor
- e2d2 : Sección de tallo/una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- e3d1 : Esqueje/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- e3d2 : Esqueje /una yema/una hoja y 20,000 Root-Hor
- e4d1 : Esqueje /una yema/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- e4d2 : Esqueje /una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- e5d1 : Esqueje /dos yemas/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- e5d2 : Esqueje /dos yemas/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- e6d1 : Esqueje /dos yemas/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- e6d2 : Esqueje /dos yemas/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor

El cuadro 10 nos muestra que los datos de esqueje y dosis son altamente significativos, pero a su vez la interacción entre esquejes diferenciados y dosis de producto enraizante es significativo, lo ello se requiere realizar la prueba de Tukey para la interacción de los dos factores.

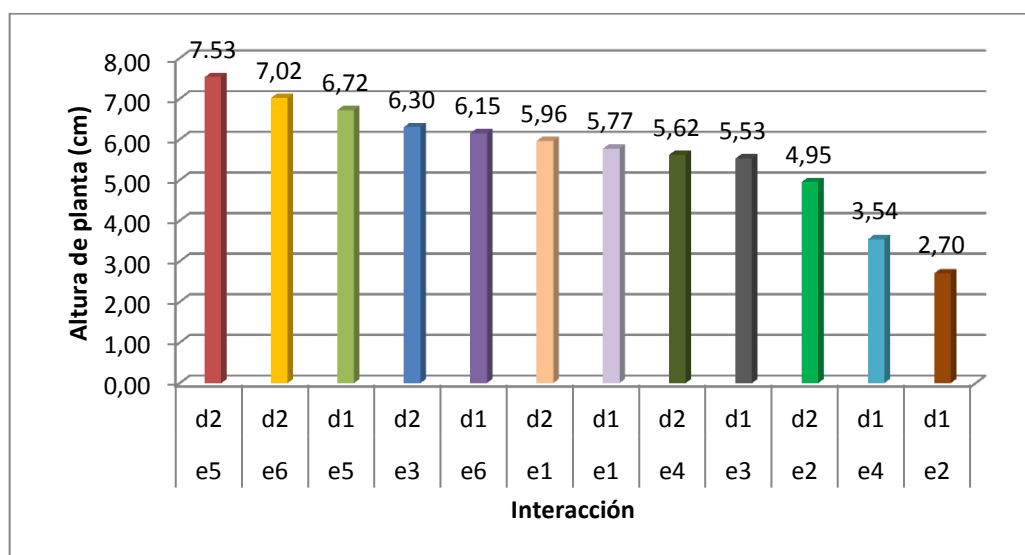


Figura 4. Altura de planta obtenido bajo el efecto de interacción de la dosis de producto enraizante (D) y esquejes diferenciados (E).

Las interacciones entre esquejes diferenciados y dosis de Root-Hor que dieron mejores resultados en la variable altura de planta (cm), fueron todos los esquejes aplicados con el producto enraizante; de este modo se puede deducir que la inducción de hormona enraizante influye positivamente en el incremento de la altura de planta en la propagación vegetativa del *Physalis peruviana* L. Asimismo, los mejores resultados en cuanto a la altura de planta (cm), fueron con esquejes de uno y de dos yemas con hoja y la aplicación de Root-Hor, estos resultados son similares a lo que obtuvieron López et al. (2007) quienes propagaron el *Physalis peruviana* L. mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos,

en condiciones de alta humedad relativa (nebulizador), temperatura promedio de 24 °C y luz difusa (malla de polisombra del 33%); donde los esquejes con dos yemas y una hoja procedentes del tercio superior tuvieron una longitud de brote de 9.3 cm y esquejes con una yema y una hoja una longitud de brote de 4.5 cm, en sustrato de arena, suelo y cascarilla de arroz.

3.5. PESO DE RAÍCES A LOS 30, 45, 60 DÍAS

La evaluación del peso fresco de raíces producidos por los esquejes diferenciados se ha realizado a los 30, 45 y 60 días después de la instalación del ensayo; evaluándose en cada una de las fechas una unidad experimental (5 esquejes) en los doce tratamientos. El análisis estadístico se ha realizado con los promedios de cada unidad experimental con la finalidad de tener datos uniformes en tamaño, siguiendo la metodología aplicada en el análisis del número de hojas, como también utilizando la fórmula de yates. Asimismo, se ha realizar la transformación de datos mediante raíz cuadrada (cuadro 12).

Cuadro 12. Análisis de variancia para el peso de raíz a los 30, 45 y 60 días de evaluación en seis esquejes diferenciados y dos dosis de producto enraizante (datos transformados, \sqrt{X}).

FUENTE	GL	SC	CM	FC	FT (0.05)	FT (0.01)	SIGNIF.
DÍAS	2	0.124828	0.062414	26.01	3.44	5.72	**
ESQUEJE	5	0.186762	0.037352	15.57	2.66	3.99	**
DOSIS	1	0.044086	0.044086	18.37	4.3	7.95	**
ESQUEJE*DOSIS	5	0.009734	0.001947	0.81	3.44	5.72	NS
Error	22	0.052787	0.002399				
Total	35	0.418198					

CV = 24.8%

En el cuadro 12 se observa que los datos de esqueje y dosis son altamente significativos, por ello es necesario realizar la prueba de tukey para los niveles de los factores esquejes diferenciados y dosis de producto enraizante, debido a que la interacción entre esquejes diferenciados y dosis de producto enraizante no tiene diferencia significativa

Cuadro 13. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el peso de raíz en seis esquejes diferenciados.

ESQUEJE	Nº PROMEDIO	RESULTADO
e5	0.25	a
e1	0.14	b
e3	0.11	b c
e6	0.11	b c
e2	0.09	c
e4	0.08	c

Leyenda:

- e1: Sección de tallo con una yema y una hoja
- e2: Sección de tallo con una yema y sin hoja
- e3: Esqueje con una yema y una hoja
- e4: Esqueje con una yema y sin hoja
- e5: Esqueje con dos yemas y una hoja
- e6: Esqueje con dos yemas y sin hoja

El cuadro 13 de prueba de tukey muestra que el esqueje diferenciado e5 presenta el promedio más alto de producción de materia fresca de raíz, seguido por los esquejes diferenciados e1, e3 y e6, que estadísticamente son iguales en promedio. Asimismo, el nivel e1 es quien posee el mayor promedio de incremento de masa con respecto a los niveles e3, e6, e3 y e4. Estos resultados son similares a los que obtuvieron López et al. (2007), quienes reportan que con esquejes de dos yemas y una hoja procedentes del tercio superior de la planta, obtuvieron 1.38 gramos de

masa fresca de raíz y 0.47 gramos en esquejes con una yema y una hoja, en el décimo semana.

Los niveles e2 y e4 tuvieron el más bajo rendimiento en cuanto al incremento de la masa de la raíz, lo cual indica que éste tipo de esqueje no es recomendable para la propagación asexual, coincidiendo con los resultados de Santelices (2007) quien estudió la influencia del AIB y presencia de hojas en el enraizamiento de *Nothofagus glauca* (roble maulino), donde las estacas sin hoja no enraizaron y luego de dos semanas de instalado el ensayo comenzaron con la mortalidad.

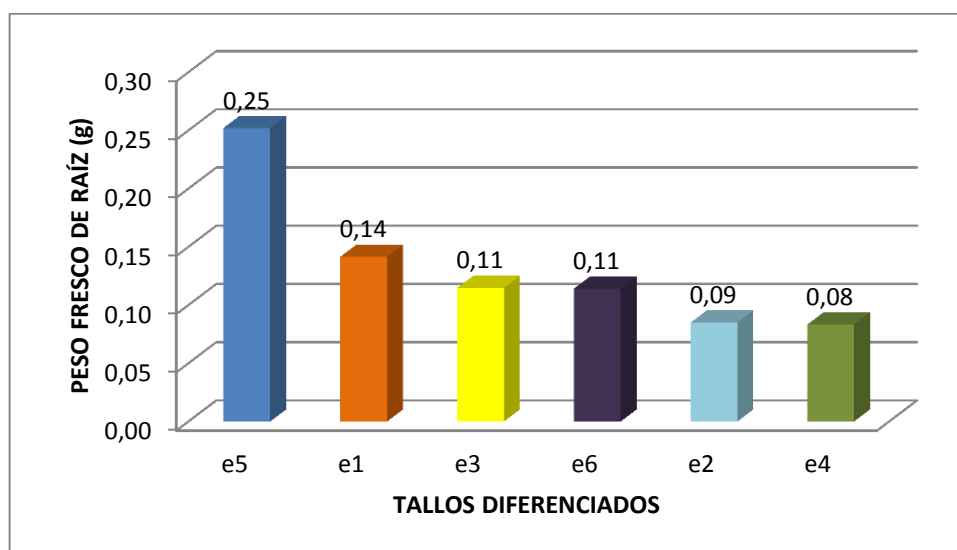


Figura 5. Promedio de peso fresco de la raíz producida en 6 esquejes diferenciados.

Leyenda:

- e1: Sección de tallo con una yema y una hoja
- e2: Sección de tallo con una yema y sin hoja
- e3: Esqueje con una yema y una hoja
- e4: Esqueje con una yema y sin hoja
- e5: Esqueje con dos yemas y una hoja
- e6: Esqueje con dos yemas y sin hoja

La figura 5 nos muestra que el nivel que dio mejores resultados en cuanto a la producción de raíz (materia fresca en gramos) es el e5, dando a entender que es el tipo de esqueje más recomendable para la propagación vegetativa del aguaymato en condiciones de humedad relativa alta.

Cuadro 14. Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para el peso de raíz producidas bajo el efecto de dos dosis de producto enraizante.

DOSIS	Nº PROMEDIO	RESULTADO
d2 : 20,000 ppm	0.15	a
d1 : 0 ppm	0.11	b

La aplicación del nivel d2 de producto enraizante es significativamente superior en cuanto a la respuesta en incremento masa fresca de raíz con respecto al nivel d1. Estos resultados son similares a los que obtuvieron Moreno et al. (2002) quienes propagaron esquejes con dos yemas y una hoja de *Physalis peruviana* L. a 18 °C en una humedad relativa de 75%, utilizando el Ácido 3 Indol Butírico, obteniendo como resultados 12.98 gramos de peso fresco de raíz en 90 días con turba más 800 ppm de AIB.

3.6. COSTOS DE PRODUCCIÓN DE ESQUEJES PROPAGADOS

Para determinar los costos estimados del material vegetativo, fue necesario proyectar el ingreso que generaría el esqueje seleccionado en la producción de fruta durante su vida productiva de la planta, sumado a ello los costos de los insumos, materiales, mano de obra y otros, como se indica en el capítulo de los parámetros de estudios.

En ese sentido, teniendo en cuenta que un kilogramo de aguaymanto fruto fresco tiene un precio de S/. 7.00 (precio promedio en chacra) y además sabiendo que un fruto de aguaymanto pesa en promedio 4.9 a 5.5 gramos, como también se tiene que un kilogramo de aguaymato contiene 190 frutos en promedio; con esta información se obtuvo el precio de un esqueje con una yema y con dos yemas (uno y dos nudos respectivamente).

Asimismo para determinar los costos de producción se ha tomado en cuenta solamente la información del porcentaje de enraizamiento de cada uno de los tratamientos, mas no se tomó en cuenta los demás parámetros evaluados.

Del mismo modo, en los costos determinados no se han considerado los costos indirectos, como son el alquiler del espacio de propagación, costos de marketing, costos de transporte y venta, energía, entre otras.

De este modo el cuadro 15 muestra el resumen de los costos de producción de una planta de aguaymanto, además en los cuadros 16 y 17 del anexo se muestran detalladamente los costos de producción para todos los tratamientos.

Cuadro 15. Costos de producción de una planta de *Pysalis Peruviana* L. en 12 tratamientos.

TRATAMIENTO	COSTO DE PRODUCCIÓN DE 100 PLANTONES (S/.)			COSTO DE UN PLANTÓN (S/.)
	ENRAIZAMIENTO	REPIQUE Y MANTENIMIENTO	TOTAL	
T1	113.04	63.80	176.84	1.77
T2	103.26	63.80	167.06	1.67
T3	554.83	63.80	618.63	6.19
T4	157.33	63.80	221.13	2.21
T5	133.81	63.80	197.61	1.98
T6	103.26	63.80	167.06	1.67
T7	302.02	63.80	365.82	3.66
T8	157.33	63.80	221.13	2.21
T9	117.00	63.80	180.80	1.81
T10	120.65	63.80	184.45	1.84
T11	183.81	63.80	247.61	2.48
T12	144.63	63.80	208.43	2.08

El cuadro 16 muestra el costo estimado que genera producir una planta de aguaymanto en cada uno de los tratamientos en estudio, para ello se ha considerado dos costos, el primero es el costo que genera el enraizamiento del esqueje diferenciado y en segundo lugar los costos estimado que generaría el repique de los esquejes enraizados, asimismo el mantenimiento respectivo hasta que la planta esté lista para su trasplante a campo definitivo; teniendo en cuenta que para el repique y mantenimiento en cada uno de los tratamientos, el requerimiento de materiales, insumos y mano de obra es la misma cantidad, dichos costos son uniformes en cada uno de los tratamientos, tal como se muestra en el cuadro mencionado.

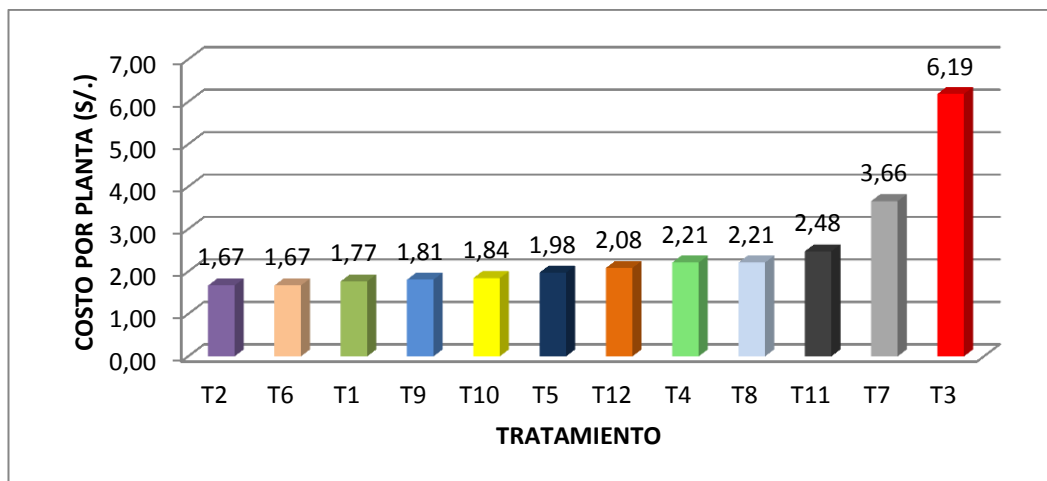


Figura 6. Costos de producción de una plata de aguaymanto en los tratamientos estudiados.

Leyenda:

- T1 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T2 : Sección de tallo/una yema/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T3 : Sección de tallo/una yema/si hoja y 0 ppm Root-Hor
- T4 : Sección de tallo/una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T5 : Esqueje/una yema/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T6 : Esqueje /una yema/una hoja y 20,000 Root-Hor
- T7 : Esqueje una yema/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- T8 : Esqueje /una yema/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T9 : Esqueje /dos yemas/una hoja y 0 ppm Root-Hor
- T10 : Esqueje /dos yemas/una hoja y 20,000 ppm Root-Hor
- T11 : Esqueje /dos yemas/sin hoja y 0 ppm Root-Hor
- T12 : Esqueje /dos yemas/sin hoja y 20,000 ppm Root-Hor

La figura 07 muestra que el tratamiento T2 y T6 presentan el menor costo de producción equivalente a S/. 1.67 por planta, a pesar de que los tratamientos indicados presentan menor porcentaje de enraizamiento (67%), que los tratamientos T9 y T10 con un 80% de enraizamiento. Se justifica el menor costo de producción porque los esquejes utilizados son de una yema, por ello es de menor costo y son los tratamientos más recomendables expresado económicamente.

Los costos de producción de una planta de aguaymanto producido con el tratamiento T10 es S/. 1.84, el cual a su vez dio resultados superiores respecto a los otros tratamientos en cuanto a los parámetros de tiempo

transcurrido hasta la emisión de raíces, formación del área foliar, número de hojas, altura de planta y peso de raíz.

Los tratamientos T3 (sección de tallo con una yema, sin hoja con 0 ppm Root-Hor), T7 (esqueje con una yema, sin hoja con 0 ppm Root-Hor) y T11 (esqueje con dos yemas, sin hoja con 0 ppm Root-Hor) presentan los costos de producción más altos, siendo no recomendable la propagación vegetativa utilizando estos tratamientos.

En estudios realizados por Klinac (1986) en Nueva Zelanda, se encontró que las plantas propagadas por esquejes tomadas de plantas seleccionadas por su alto rendimiento, presentaron menor vigor en su crecimiento, las cosechas fueron más tempranas y tuvieron una abundante producción de frutos de mayor tamaño, frente a los obtenidos por propagación sexual, pero los frutos provenientes de esta propagación vegetativa mostraron alta propensión al rajamiento de la corteza y un bajo contenido de sólidos solubles; por ello en esta especie no se justifica la propagación asexual para fines comerciales (genera altos costos y es menos práctico), sino que es aplicable cuando se desea mantener un excelente material genético.

CAPITULO IV

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. CONCLUSIONES

1. El inicio del crecimiento foliar de las yemas ocurrió antes de los 7 días después de la instalación en todos los tratamientos; al séptimo día, los esquejes con una hoja y aplicación de Root-Hor tuvieron crecimiento de 100%; de igual modo el esqueje con dos yemas, una hoja y sin aplicación de enraizante.
2. El inicio de la emisión de raíces en los esquejes fue a los 14 días; el mayor porcentaje de enraizamiento (80%) presentó esquejes con dos yemas y una hoja con y sin enraizante; de igual modo (67%) en secciones de tallo con una yema más una hoja y 20,000 ppm Root-Hor y en esquejes con una yema más una hoja y 20,000 ppm Root-Hor.
3. La dosis de 20,000 ppm de Root-Hor indujo la producción de mayor cantidad de hoja, área foliar y masa fresca de raíz.

4. En esquejes con dos yemas y una hoja, sección de tallo con una yema y una hoja, esqueje con una yema y una hoja y en esquejes con dos yemas y sin hojas, se produjo la mayor cantidad de masa fresca de raíz, respecto a todos los otros tratamientos.
5. La planta con mayor vigor (mayor número de hojas, área foliar, altura de planta y peso de raíz) tiene un costo estimado de S/. 1.84.

4.2. RECOMENDACIONES

1. Puede ser más apropiada la propagación vegetativa del *Physalis peruviana* L. mediante esquejes con presencia de hoja y una o dos yemas, con aplicación de 20,000 ppm de Root-Hor, en condiciones de alta humedad relativa y temperaturas entre 22 a 24 °C.
2. Se sugiere estudiar el comportamiento productivo de plantas enraizadas asexualmente.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alejo, G. 2013. Respuesta de plántulas de uchuva (*Physalis peruviana* L.) a diferentes concentraciones de nitrato y amonio. Set. 2014. 61(1): p 4347-4357. Disponible en: <http://editorial.uan.edu.mx/biociencias/article/view/45/43>.

Almanza, P. 2000. Propagación. pp. 27-40. En: Flores, V.J., G. Fischer y A.D. Sora (eds.). Cultivo post cosecha y exportación de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). Unibiblos, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

Angulo, C. 2000. Siembra, soporte, poda y fertilización de la uchuva. pp. 41-50. En: Flórez, V.J., G. Fischer y A.D. Sora (eds.). Cultivo poscosecha y exportación de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). Unibiblos, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

Blanco, J. y Buitrago, M. 1989. “Efecto de tres bioestimulantes sobre el enraizamiento de esquejes de uchuva *Physalis peruviana* L.”. Tesis de grado. UPTC Tunja. Facultad de Agronomía.

Díaz, L., Fischer, G. y Pulido, S. 2010. La fibra de coco como sustituto para la turba en la obtención de plántulas de uchuva (*Physalis peruviana* L.). Rev. Colomb. Cienc. Hortíc. 4(2), 153-162.

Fischer, G. y Angulo, R. 1999. Los frutales de clima frío en Colombia. La uchuva. Ventana al Campo Andino 2 (1), 3-6.

Fischer, G. 2004. Fisiología del cultivo de la Uchuva (*Physalis peruviana* L.). 1 ed. Bogotá – Colombia. Edit. Universidad Nacional de Colombia. 2004.

Fischer, G. y Miranda, D. 2012. Uchuva (*Physalis peruviana* L.). En: Manuel para el cultivo de frutales en el trópico. Edit. Produmedios, Bogotá. Colombia.

Francisco, J., Nelson, R., Fischer, G. y Miranda, D. 2007. Propagación de uchuva (*Physalis peruviana* L.) mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos. Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín. Disponible en: http://scholar.google.com.pe/scholar?q=Propagaci%C3%B3n+de+uchuva+%28Physalis+peruviana+L.%29+mediante+diferentes+tipos+de+esqueje+s+y+sustratos&btnG=&hl=es&as_sdt=0%2C5&as_vis=1.

Guardiola, J., Gustí, M., Barberá, J. y García, F. 1980. Influencia de las aplicaciones de ácido giberélico durante la brotación en el desarrollo de los agrios. Revista Agroquímica de Tecnología Alimentaria 20: 139-143.

Gupta S. y Roy S. 1981. Note on the floral biology of cape-gooseberry. Indian journal of agricultural sciences. Indian J AgricSci May 51(5): 353-355.

Hartmann, H. y Kester, D. 1962. Propagación de Plantas. Editorial Continental S.A. Edición en español Octubre 1996, México 22, D.F.

IPGRI (2000). Knudsen, H. (ed.). Directorio de colecciones de germoplasma en América Latina y el Caribe. Roma. 350 p.

Lagos, T., Vallejo, F., Criollo H. y Muñoz, J. 2008. Biología reproductiva de la uchuva. Acta Agron. 57(2), 81–87.

Martínez, F., Sarmiento, J., Fischer, G. y Jiménez, F. 2008. Efecto de la deficiencia de N, P, K, Ca, Mg y B en componentes de producción y calidad de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). Agron. Colombia 26(3), 389-398.

Martínez, F., Sarmiento, J., Fischer, G. y Jiménez, F. 2009. Síntomas de deficiencia de macronutrientes y boro en plantas de uchuva (*Physalis peruviana* L.). Agron. Colombia 27(2), 169-178.

Nelson, H., Javier. G., Helber, E. y Fischer, G. 2009. Propagación asexual de uchuva (*Physalis peruviana* L.) en diferentes sustratos y a distintos niveles de auxina. UNC. p 341-348. Disponible en: <http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/13277/14166>.

Nicolás, D., José, R., Asunción, C., María, I. y Maximilian, W. 2011. Hoja botánica: Aguaymanto (*Physalis peruviana* L.). 1 ed. Lima – Perú Edit. Giacomotti Comunicación Gráfica S.A.C. 2011.

Priestley, J., and Swingle, F. 1929. Awingle, vegetative propagation from the standpoint of plant anatomy, USDA Tech. Bul. 151, 1929.

Tulio, C., Franco, A., Hernando, C., Jaime, E. y Muñoz F. 2006. Biología reproductiva de la uchuva. Acta Agron. 57(2):p 81-87. Disponible en: http://conectarural.com/sitio/sites/default/files/documentos/Biolog%C3%ADa%20reproductiva%20de%20la%20uchuva_0.pdf.

USDA (2013). Natural Resources Conservation Service. *[Artículo en internet] Disponible en: <http://plants.usda.gov/java/ClassificationServlet?source=profile&symbol=PHPE4&display=31>.

Wu, S. J., Ng, L.T., Chen, C. H., Lin, D. L., Wang, S. S., & Lin, C. C. (2004). Antihepatoma activity of *Physalis angulata* and *P. peruviana* extracts and their effects on apoptosis in human Hep G2 cells. Life Sciences, 74(16), 2061-2073.

ANEXOS

ANEXO 1

Costos de producción del tratamiento T2 (Sección de tallo con una yema y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor), según resultados del experimento (porcentaje de enraizamiento 67%).

Item	Descripción	Unidad	% Uso	Cantidad	P.U. (S/.)	C. parcial S/.)
01.00.	COSTOS DIRECTOS					103.26
01.01.	ENRAIZAMIENTO					103.26
01.01.01	MATERIALES					20.00
01.01.01.01	Tijera de podar	und	0.05	1.00	65.00	3.25
01.01.01.02	Navaja de injertar	und	0.05	1.00	30.00	1.50
01.01.01.03	Vaso precipitado (1 litros)	und	0.05	1.00	35.00	1.75
01.01.01.04	Jeringa (20 ml)	und	1.00	1.00	1.00	1.00
01.01.01.05	Bandeja de 20x30x18 cm	und	0.10	10.00	10.00	10.00
01.01.01.06	Pulverizador (250 ml)	und	0.50	1.00	5.00	2.50
01.01.02.	INSUMOS					44.06
01.01.02.01	Root-hor 250 ml	und	0.10	1.00	35.00	3.50
01.01.02.02	Musgos	kg	0.50	4.00	5.00	10.00
01.01.02.03	Arena gruesa	m3	0.50	0.007	85.00	0.29
01.01.02.04	Suelo agrícola	m3	0.50	0.006	90.00	0.27
01.01.02.05	Esquejes de Physalis (01 yema)	und	1.00	150.00	0.20	30.00
01.01.03.	MANO DE OBRA					39.20
01.01.03.01	Recolección de esquejes	hh		1.00	5.6	5.60
01.01.03.02	Instalación	hh		4.00	5.6	22.40
01.01.03.03	Desinfección del sustrato de enraizamiento	hh		2.00	5.6	11.20
01.02.00.	TRASPLANTE Y MANTENIMIENTO					63.80
01.02.01.	MATERIALES					5.00
01.02.01.01	Bolsa polietileno 4x8	und	1.00	100.00	0.05	5.00
01.02.02.	INSUMOS					14.00
01.02.02.01	Tierra negra	m3	1.00	0.07	110.00	7.70
01.02.02.02	Suelo agrícola	m3	1.00	0.07	90.00	6.30
01.02.03.	MANO DE OBRA					44.80
01.02.03.01	Embolsado de sustrato	hh		4.00	5.6	22.40
01.02.03.02	Trasplante (repique)	hh		2.00	5.6	11.20
01.02.03.03	Riego	hh		2.00	5.6	11.20
02.00.	COSTOS INDIRECTOS					0.00
COSTO TOTAL						S/. 167.06
COSTO DE PRODUCCIÓN DE UN PLANTON DE AGUAYMANTO						S/. 1.67

ANEXO 2

Costos de producción del tratamiento T10 (esqueje con dos yemas y una hoja con 20,000 ppm Root-Hor), según resultados del experimento (porcentaje de enraizamiento 80%).

Ítem	Descripción	Unidad	% Uso	Cantidad	P.U. (S/.)	C. parcial S/.)
01.00.	COSTOS DIRECTOS					120.65
01.01.	ENRAIZAMIENTO					120.65
01.01.01	MATERIALES					19.00
01.01.01.01	Tijera de podar	und	0.05	1.00	65.00	3.25
01.01.01.02	Navaja de injertar	und	0.05	1.00	30.00	1.50
01.01.01.03	Vaso precipitado (1 litros)	und	0.05	1.00	35.00	1.75
01.01.01.04	Jeringa (20 ml)	und	1.00	1.00	1.00	1.00
01.01.01.05	Bandeja de 20x30x18 cm	und	0.10	9.00	10.00	9.00
01.01.01.06	Pulverizador (250 ml)	und	0.50	1.00	5.00	2.50
01.01.02.	INSUMOS					62.45
01.01.02.01	Root-hor 250 ml	und	0.10	1.00	35.00	3.65
01.01.02.02	Musgos	kg	0.50	3.33	5.00	8.33
01.01.02.03	Arena gruesa	m3	0.50	0.006	85.00	0.24
01.01.02.04	Suelo agrícola	m3	0.50	0.005	90.00	0.23
01.01.02.05	Esquejes de Physalis (02 yemas)	und	1.00	125.00	0.40	50.00
01.01.03.	MANO DE OBRA					39.20
01.01.03.01	Recolección de esquejes	hh		1.00	5.6	5.60
01.01.03.02	Instalación	hh		4.00	5.6	22.40
01.01.03.03	Desinfección del sustrato de enraizamiento	hh		2.00	5.6	11.20
01.02.00.	TRASPLANTE Y MANTENIMIENTO					63.80
01.02.01.	MATERIALES					5.00
01.02.01.01	Bolsa polietileno 4x8	und	1.00	100.00	0.05	5.00
01.02.02.	INSUMOS					14.00
01.02.02.01	Tierra negra	m3	1.00	0.07	110.00	7.70
01.02.02.02	Suelo agrícola	m3	1.00	0.07	90.00	6.30
01.02.03.	MANO DE OBRA					44.80
01.02.03.01	Embolsado de sustrato	hh		4.00	5.6	22.40
01.02.03.02	Trasplante (repique)	hh		2.00	5.6	11.20
01.02.03.03	Riego	hh		2.00	5.6	11.20
02.00.	COSTOS INDIRECTOS					0.00
COSTO TOTAL						S/. 184.45
COSTO DE PRODUCCIÓN DE UN PLANTON DE AGUAYMANTO						S/. 1.84

ANEXO 3

Promedio de datos de área foliar obtenidos en el experimento, completados con formula de Yates y transformación logarítmica.

PROMEDIO

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	12.90	12.14		10.64	11.58	13.12		11.18	11.18	17.38	10.05	12.64
45 días	15.00	17.40		14.32	12.85	16.82	9.25	10.13	16.52	15.61	13.14	16.82
60 días	17.20	26.36	11.05	14.37	16.09	19.83	12.67	19.98	36.00	39.72	25.33	28.66

PROMEDIO DE DATOS COMPLETADOS CON YATES

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	12.90	12.14	3.97	10.64	11.58	13.12	3.97	11.18	11.18	17.38	10.05	12.64
45 días	15.00	17.40	4.45	14.32	12.85	16.82	9.25	10.13	16.52	15.61	13.14	16.82
60 días	17.20	26.36	11.05	14.37	16.09	19.83	12.67	19.98	36.00	39.72	25.33	28.66

DATOS CON TRANSFORMACIÓN LOGARÍTMICA

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	1.11	1.08	0.60	1.03	1.06	1.12	0.60	1.05	1.05	1.24	1.00	1.10
45 días	1.18	1.24	0.65	1.16	1.11	1.23	0.97	1.01	1.22	1.19	1.12	1.23
60 días	1.24	1.42	1.04	1.16	1.21	1.30	1.10	1.30	1.56	1.60	1.40	1.46

ANEXO 4

Promedio de datos de peso fresco de raíz obtenidos en el experimento, completados con formula de Yates y transformación logarítmica.

PROMEDIO

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	0.12	0.11		0.09	0.06	0.10		0.09	0.07	0.24	0.07	0.08
45 días	0.12	0.15		0.12	0.10	0.13	0.06	0.11	0.24	0.21	0.08	0.12
60 días	0.13	0.22	0.11	0.13	0.13	0.18	0.10	0.14	0.39	0.37	0.16	0.18

PROMEDIO DE DATOS COMPLETADOS CON YATES

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	0.12	0.11	0.01	0.09	0.06	0.10	0.01	0.09	0.07	0.24	0.07	0.08
45 días	0.12	0.15	0.05	0.12	0.10	0.13	0.06	0.11	0.24	0.21	0.08	0.12
60 días	0.13	0.22	0.11	0.13	0.13	0.18	0.10	0.14	0.39	0.37	0.16	0.18

DATOS CON TRANSFORMACIÓN DE RAIZ CUADRADA

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	0.35	0.33	0.10	0.30	0.24	0.31	0.10	0.29	0.27	0.48	0.26	0.28
45 días	0.35	0.39	0.22	0.35	0.32	0.35	0.24	0.33	0.48	0.46	0.28	0.34
60 días	0.36	0.47	0.33	0.37	0.37	0.42	0.32	0.37	0.63	0.61	0.39	0.43

ANEXO 5

Promedio de datos de número de hojas obtenidos en el experimento, completados con formula de yates y transformación logarítmica.

PROMEDIO

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	4.50	4.00		3.00	4.00	4.50		4.00	4.00	4.75	3.50	5.33
45 días	5.33	5.50		4.00	4.50	5.00	3.00	4.00	5.25	4.50	4.50	6.00
60 días	5.33	6.33	4.00	4.33	5.67	5.25	4.00	5.50	8.50	8.75	7.00	7.67

PROMEDIO DE DATOS COMPLETADOS CON YATES

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	4.50	4.00	2.03	3.00	4.00	4.50	2.03	4.00	4.00	4.75	3.50	5.33
45 días	5.33	5.50	2.62	4.00	4.50	5.00	3.00	4.00	5.25	4.50	4.50	6.00
60 días	5.33	6.33	4.00	4.33	5.67	5.25	4.00	5.50	8.50	8.75	7.00	7.67

DATOS CON TRANSFORMACIÓN LOGARÍTMICA

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	0.65	0.60	0.31	0.48	0.60	0.65	0.31	0.60	0.60	0.68	0.54	0.73
45 días	0.73	0.74	0.42	0.60	0.65	0.70	0.48	0.60	0.72	0.65	0.65	0.78
60 días	0.73	0.80	0.60	0.64	0.75	0.72	0.60	0.74	0.93	0.94	0.85	0.88

ANEXO 6

Promedio de datos de la altura de plata obtenidos en el experimento, completados con formula de yates y transformación logarítmica.

PROMEDIO

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	4.60	4.47		3.80	3.90	5.05		4.70	3.90	5.23	3.80	4.13
45 días	5.90	6.05		5.10	5.25	6.10	3.20	4.50	6.98	5.90	6.40	7.00
60 días	6.80	7.37	3.80	5.97	7.43	7.75	5.60	7.65	9.28	11.48	8.25	9.93

PROMEDIO DE DATOS COMPLETADOS CON YATES

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	4.60	4.47	1.84	3.80	3.90	5.05	1.84	4.70	3.90	5.23	3.80	4.13
45 días	5.90	6.05	2.45	5.10	5.25	6.10	3.20	4.50	6.98	5.90	6.40	7.00
60 días	6.80	7.37	3.80	5.97	7.43	7.75	5.60	7.65	9.28	11.48	8.25	9.93

DATOS CON TRANSFORMACIÓN LOGARÍTMICA

TIEMPO DE EVAL.	e ₁		e ₂		e ₃		e ₄		e ₅		e ₆	
	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂	d ₁	d ₂
30 días	0.66	0.65	0.26	0.58	0.59	0.70	0.26	0.67	0.59	0.72	0.58	0.62
45 días	0.77	0.78	0.39	0.71	0.72	0.79	0.51	0.65	0.84	0.77	0.81	0.85
60 días	0.83	0.87	0.58	0.78	0.87	0.89	0.75	0.88	0.97	1.06	0.92	1.00

ANEXO 7
FOTOGRAFÍAS



Foto 14. Arena gruesa, musgo y tierra negra, componentes del sustrato de enraíce.



Foto 15. Desinfección del sustrato de enraíce mediante solarización.



Foto 16 y 17. Plantas madre seleccionadas para la extracción de los esquejes a propagar.



Foto 18 y 19. Colocación del sustrato de enraíce en las bandejas de plástico transparente.



Foto 20 y 21. Esqueje con dos yemas y una hoja (derecha) y esqueje con dos yemas sin hoja (izquierda).



Foto 22 y 23. Sección de tallo con una yema más una hoja (izquierda) y Sección de tallo con una yema sin hoja (derecha).



Foto 24 y 25. Esqueje con una yema más una hoja (izquierda) y esqueje con una yema sin hoja (derecha).



Foto 26 y 27. Inmersión en una solución de 20,000 ppm de Root-Hor (producto enraizante) a los tratamientos correspondientes.



Foto 28 y 29. Instalación de los esquejes con dos yemas y una hoja (derecha) y esquejes con dos yemas sin hoja (izquierda).



Foto 30 y 31. Instalación de los esquejes con una yema más una hoja (derecha) y esquejes con una yema sin hoja (izquierda).



Foto 32 y 33. Esquejes con hoja y una yema (derecha) y de dos yemas (izquierda), a las dos semanas de instalación.



Foto 34. Medición de temperatura y humedad relativa en las bandejas de propagación con un termohigrómetro.



Foto 35. Evaluación de secciones de tallos con una yema y una hoja a los 30 días después de la instalación.



Foto 36. Evaluación de esquejes con dos yemas a los 45 días después de la instalación.



Foto 37. Evaluación de esquejes con una yema a los 45 días después de la instalación.



Foto 38 y 39. Evaluación de esquejes con una yema a los 60 días después de la instalación.



Foto 40 y 41. Evaluación de secciones de tallos con una yema a los 60 días después de la instalación.



Foto 42. Evaluación de esquejes con dos yemas a los 60 días después de la instalación.



Foto 43 y 44. Pesaje de raíces de los esquejes enraizados.



Foto 45. Toma fotográfica del área foliar de los esquejes enraizados con una unidad de medida (cm^2), para su posterior análisis en el software Photoshop.