



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

**ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS
NATURALES RENOVABLES**

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

EVALUACIÓN DE TRES ENRAIZANTES Y DOS
TAMAÑOS DE CLADODIOS EN LA PROPAGACIÓN
ASEXUAL DE PITAHAYA AMARILLA *Cereus*
triangularis (L.) Haw., EN YANTZAZA

Tesis de Grado previa a la
obtención del Título de
Ingeniera Agrónomo

AUTORA:

Gabriela Stefany Aguilar Zaruma

DIRECTOR DE TESIS:

Ing. Edmígio Solís Valdívieso Caraguay Mg. Sc

Loja- Ecuador

2015



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

Ingeniero Agrónomo
Edmigio Solifs Valdivieso Caraguay, Mg. Sc.
DOCENTE DE LA CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

DIRECTOR DE TESIS

CERTIFICO:

Que el trabajo de investigación de tesis "EVALUACIÓN DE TRES ENRAIZANTES Y DOS TAMAÑOS DE CLADODIOS EN LA PROPAGACIÓN ASEJUAL DE PITAHAYA AMARILLA *Cereus triangularis* (L.) Haw., EN YANTZAZA", de autoría de Gabriela Stefany Aguilar Zaruma, Egresada de la Carrera de Ingeniería Agronómica, ha sido desarrollada bajo mi dirección, acorde con las actividades establecidas en el cronograma de ejecución del Proyecto aprobado, y sujetándose a la rigurosidad científica y las normas de redacción técnica.

Por lo expuesto, autorizo a la egresada Gabriela Stefany Aguilar Zaruma, la publicación y presentación del documento de tesis para los trámites legales de graduación.

Loja, 01 de diciembre del 2015



Ing. Edmigio Solifs Valdivieso Caraguay, Mg. Sc.
DIRECTOR DE TESIS



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

CERTIFICACIÓN

Una vez cumplida la reunión del Tribunal de calificación del Trabajo Final de Tesis **“EVALUACIÓN DE TRES ENRAIZANTES Y DOS TAMAÑOS DE CLADODIOS EN LA PROPAGACIÓN ASEJUAL DE PITAHAYA AMARILLA *Cereus triangularis* (L.) Haw., EN YANTZAZA”** de la autoría de la señora GABRIELA STEFANY AGUILAR ZARUMA, egresada de la Carrera de Ingeniería Agronómica, se le propuso realizar algunas correcciones, mismas que ya han sido incluidas en el documento final.

En tal virtud, nos permitimos certificar que el trabajo final consolidado de investigación está acorde a los requerimientos de la Carrera de Ingeniería Agronómica del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, por lo tanto se autoriza continuar con los trámites correspondientes.

Loja, 02 de diciembre del 2015

Ing. Gilberto Álvarez Cajas
PRESIDENTE DE TRIBUNAL

Ing. Max Encala Córdova
VOCAL DEL TRIBUNAL

Ing. Javier Guayllas Guayllas
VOCAL DEL TRIBUNAL

Ciudad Universitaria “Guillermo Falconí Espinosa”

Teléfono: 2545329

Loja-Ecuador

e-mail:agronomiaunl@yahoo.es

AUTORÍA

Yo, Gabriela Stefany Aguilar Zaruma, declaro ser autora del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional- Biblioteca Virtual.

Autora: Gabriela Stefany Aguilar Zaruma

Firma: 

Cédula: 1105218901

Fecha: 02/ 12/ 2015

CARTA DE AUTORIZACIÓN

CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS POR PARTE DE LA AUTORA PARA LA CONSULTA, REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL Y PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO

Yo, **Gabriela Stefany Aguilar Zaruma**, declaro ser autora de la tesis titulada **EVALUACIÓN DE TRES ENRAIZANTES Y DOS TAMAÑOS DE CLADODIOS EN LA PROPAGACIÓN ASEXUAL DE PITAHAYA AMARILLA *Cereus triangularis* (L.) Haw., EN YANTZAZA.**, como requisito para optar al grado de **Ingeniera Agrónomo**, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional:

Los usuarios puedan consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los cuatro días del mes de diciembre del dos mil quince, firma la autora.

Firma:

Autora: Gabriela Stefany Aguilar Zaruma

Número de cédula: 1105218901

Dirección: Barrio Daniel Álvarez **Correo electrónico:** klegab@yahoo.es

Teléfono: 07-2109029 **Celular:** 0982231504

DATOS COMPLEMENTARIOS

Director de Tesis: Ing. Edmigio Solifs Valdivieso, Mg.Sc.

Tribunal de Grado: Ing. Gilberto Álvarez Cajas PRESIDENTE

Ing. Max Encalada Córdova VOCAL

Ing. Javier Guayllas Guayllas VOCAL

AGRADECIMIENTO

A la Carrera de Ingeniería Agronómica, del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, por haber abierto sus puertas y acogerme durante cinco años de estudio, llenos de esfuerzo y dedicación, tiempo en la que recibí conocimientos de la Agronomía, impartidos por una excelente planta Docente, que sin egoísmo supieron exteriorizar sus sabias enseñanzas y experiencias, que las sabré impartir a las comunidades de mi campo profesional, a todos ellos, mis sinceros agradecimientos.

Al personal Administrativo, con quienes he cultivado una amistad sincera, y me supieron dar el apoyo en los momentos que he necesitado.

Al Ing. Edmigio Valdivieso, Mg.Sc., Director de Tesis, por su acertada y desinteresada dirección en todo el proceso investigativo, acción manifestada en la orientación y asesoramiento, producto de su larga experiencia en la formulación y ejecución de proyectos que ha sabido dirigir.

Al Dr. Tulio Solano Castillo, por su ayuda facilitando las cepas de *Trichoderma harzianum* para el desarrollo de la investigación.

Al Centro de Biotecnología, en las personas del Dr. Roldan Torres e Ing. Ángel Robles, profesionales que por su destacada experiencia, contribuyeron sin egoísmo, en todo el proceso de obtención de suspensiones conidiales de *Trichoderma harzianum* a aplicar en la investigación.

Y a todos aquellos que de una u otra manera hicieron posible la realización de este proyecto.

La Autora

DEDICATORIA

“La única lucha que se pierde es la que se abandona”

“Che Guevara”

A mi amado esposo Klever, por su apoyo incondicional durante todo el periodo de estudios universitarios, convirtiéndose en guía principal para el feliz término del trabajo investigativo.

A mi tierno hijo Hartman, por brindarme la fortaleza y la inspiración en el cumplimiento de mis actividades estudiantiles y familiares.

A mis padres y hermanos por su gran apoyo y orientación en mi convivencia social.

A mis suegros y cuñados, por su amistad, aprecio y desinteresada ayuda en el cumplimiento de las diferentes actividades del proceso de investigación.

Gaby Aguilar

INDICE GENERAL

CERTIFICACIÓN	ii
APROBACIÓN	iii
AUTORÍA	iv
CARTA DE AUTORIZACIÓN	v
AGRADECIMIENTO	vi
DEDICATORIA	vii
ÍNDICE GENERAL	viii
ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xii
ÍNDICE DE ANEXOS	xiv
RESUMEN	xviii
ABSTRACT	xix
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. HISTORIA E IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PITAHAYA	3
2.2. PROPAGACIÓN DE LA PITAHAYA	4
2.2.1. Reproducción Sexual	4
2.2.2. Reproducción Asexual	4
2.2.3. Reproducción in vitro (micropropagación)	5
2.3. REPRODUCCIÓN DEL MATERIAL DE SIEMBRA	5
2.4. FISIOLOGÍA DEL ENRAIZAMIENTO	6
2.4.1. Bases anatómicas y fisiológicas para la formación de raíces	7
2.4.1.1. Formación de raíces adventicias	7
2.4.1.2. Formación del callo	9
2.4.1.3. Rol de las hormonas en el enraizamiento	9
a. Auxinas	10
2.4.1.4. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento	11
2.4.1.5. Influencia del estado de madurez en el enraizamiento	12
2.4.1.6. Efecto de las hojas sobre el enraizamiento	12
2.4.1.7. Efecto de las yemas en el enraizamiento	13
2.4.1.8. Factores ligados al enraizamiento	13
2.4.1.9. El factor de juvenilidad de la planta madre	14
2.5. FISIOLOGÍA DE LA EMISIÓN DE BROTES	16
2.6. ENRAIZADORES	16
2.6.1. Ácido naftalenacético (ANA) enraizador químico (HORMONAGRO)	17
2.6.2. <i>Trichoderma</i> , Enraizador Biológico	17
2.6.2.1. Características del género <i>Trichoderma</i>	17
2.6.2.2. Clasificación taxonómica	18

2.6.2.3. Ventajas de usar <i>Trichoderma sp</i>	20
a) Estimulador del crecimiento de las plantas	20
b) Protección de semillas contra el ataque de hongos patógenos	21
c) Protección directa a suelos y diferentes cultivos	21
d) Control sobre diferentes microorganismos fitopatógenos	21
e) <i>Trichoderma</i> como alternativa para ahorro de fertilizantes y pesticidas	21
2.6.3. Estiércol de bovino, enraizador orgánico	22
2.6.3.1. Composición química del estiércol bovino	22
2.7. TRABAJOS REALIZADOS	23
3. MATERIALES Y MÉTODOS	26
3.1. UBICACIÓN DEL ENSAYO	26
3.1.1. Ubicación política	26
3.1.2. Ubicación geográfica	27
3.1.3. Ubicación ecológica	27
3.2. MATERIALES Y MÉTODOS	27
3.2.1. Materiales y equipos de laboratorio	27
3.2.2. Materiales de oficina	28
3.2.3. Materiales de campo	28
3.3. METODOLOGÍA	29
3.3.1. Diseño experimental	29
3.3.1.1. Modelo matemático	30
3.3.2. Hipótesis	32
3.3.3. Variables a evaluar	32
3.3.3.1. Variables independientes	32
3.3.3.2. Variables dependientes	33
3.3.4. Actividades previa la siembra	34
3.3.4.1. Construcción del umbráculo	34
3.3.4.2. Preparación del sustrato	35
3.3.4.3. Llenado de fundas	35
3.3.4.4. Selección y desinfección de las estacas	35
3.3.5. Difusión de resultados	36
3.3.6. Día de campo	36
3.3.7. Metodología para el primer objetivo	37
3.3.7.1. Procedimiento para enraizamiento con Hormonagro	37
3.3.7.2. Procedimiento para enraizamiento con estiércol bovino enriquecido con fósforo	37
3.3.7.3. Siembra con <i>Trichoderma</i>	37
3.3.7.4. Análisis	39
3.3.8. Metodología para el segundo objetivo	39
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	40

4.1. VARIABLES AGRONÓMICAS EVALUADAS	40
4.1.1. Respuesta de los enraizadores	40
4.1.2. Respuesta del tamaño de cladodios	41
4.1.2.1. Porcentaje de cladodios prendidos (PCP)	41
4.1.2.2. Longitud de brotes (LB)	43
4.1.2.3. Diámetro de brotes (DB)	43
4.1.2.4. Peso de los brotes (PB)	44
4.1.2.5. Volumen de brotes (VB)	45
4.1.2.6. Número de raíces principales (NR)	46
4.1.2.7. Peso de raíces (PR)	47
4.1.2.8. Incidencia de plagas y enfermedades en la raíz (IP)	48
4.2. ANALISIS DE CORRELACIÓN	48
5. CONCLUSIONES	50
6. RECOMENDACIONES	51
7. BIBLIOGRAFÍA	52
8. ANEXOS	57

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Composición química (%) del estiércol bovino.....	23
Cuadro 2. Características de la unidad experimental.....	29
Cuadro 3. Análisis de varianza para Diseño bifactorial en arreglo de bloques al azar.....	30
Cuadro 4. Códigos de tratamientos aplicados a estacas de pitahaya amarilla.....	30
Cuadro 5. Grado de asociación entre variables evaluadas en la investigación.....	49

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1.** Fases de maduración de una planta madre perenne..... 15
- Figura 2.** Localización de la zona de experimentación, Yantzaza 2015..... 26
- Figura 3.** Diseño de bloques al azar en arreglo bifactorial..... 31
- Figura 4.** Longitud de raíces principales en pitahaya amarilla *Cereus traingularis* (L.) Haw., a los 120 días, utilizando enraizadores. 41
- Figura 5.** Prendimiento de estacas de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 60 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015..... 42
- Figura 6.** Longitud promedio de brotes de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015..... 43
- Figura 7.** Diámetro promedio de brotes de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015..... 44
- Figura 8.** Peso promedio de brotes de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015..... 45

Figura 9. Volumen promedio de brotes en pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza 2015..... 46

Figura 10. Número de raíces principales en pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015..... 47

Figura 11. Peso de raíces principales en pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., alcanzados a los 120 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015..... 48

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Cuento de estructuras conidiales de las cepas de <i>Trichoderma harzianum</i> ThLE24 y ThLE26.....	57
Anexo 2. Análisis físico- químico del sustrato utilizado en la investigación.....	58
Anexo 3. Interpretación de resultados del análisis del sustrato.....	59
Anexo 4. Cladodios prendidos en Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 60 días, Yantzaza, 2015...	60
Anexo 5. Número de brotes por planta de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 60 días, Yantzaza, 2015.....	62
Anexo 6. Longitud de brotes de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 60, 80, 100 y 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.....	64
Anexo 7. Diámetro de brotes de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 60, 80, 100 y 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.....	66
Anexo 8. Peso de brotes de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.....	68
Anexo 9. Volumen de brotes de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.....	70

Anexo 10. Número de raíces principales de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 120 días, Yantzaza, 2015.....	72
Anexo 11. Longitud de raíces principales de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.....	74
Anexo 12. Peso de raíces de Pitahaya amarilla <i>Cereus triangularis</i> (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.....	76
Anexo 13. ANOVA calculado para el porcentaje de prendimiento...	77
Anexo 14. ANOVA calculado para el número de brotes por planta...	77
Anexo 15. ANOVA calculado para la longitud de brotes.....	78
Anexo 16. ANOVA calculado para el diámetro de brotes.....	78
Anexo 17. ANOVA calculado para el peso de brotes.....	78
Anexo 18. ANOVA calculado para el volumen de brotes.....	79
Anexo 19. ANOVA para el número de raíces principales.....	79
Anexo 20. ANOVA calculado para la longitud de raíces.....	79
Anexo 21. ANOVA calculado para el peso de raíces.....	80
Anexo 22. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y longitud de brotes para los diferentes tratamientos.....	81
Anexo 23. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y el número de raíces para los diferentes tratamientos.....	83
Anexo 24. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y la longitud de raíces para los diferentes tratamientos.....	85

Anexo 25. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y el peso de raíces para los diferentes tratamientos.....	87
Anexo 26. Coeficiente de correlación, entre la longitud de brotes y el número, longitud y peso de raíces.....	89
Anexo 27. Actividades previas al establecimiento del ensayo a campo.....	91
Anexo 28. Reproducción de cepas de <i>Trichoderma harzianum</i>	92
Anexo 29. Recolección de datos de raíces en pitahaya amarilla.....	93
Anexo 30. Socialización de resultados en el Día de campo.....	93
Anexo 31. Certificado entregado a los asistentes en el Día de campo.....	94
Anexo 32. Tríptico entregado a los asistentes en el día de campo....	95
Anexo 33. Registro de asistencia al día de campo.....	96

**EVALUACIÓN DE TRES ENRAIZANTES Y DOS
TAMAÑOS DE CLADODIOS EN LA PROPAGACIÓN
ASEXUAL DE PITAHAYA AMARILLA *Cereus*
triangularis (L.) Haw., EN YANTZAZA**

RESUMEN

La pitahaya es una fruta de gran aceptación en los mercados nacionales e internacionales, debido a su contenido nutricional, sabor y aroma; así, como por sus propiedades biofuncionales y medicinales. En Ecuador el cultivo se introdujo hace 16 años en la región oriental y litoral, ahora constituye una especie de importancia económica y social por la generación de fuentes de empleo y generación de divisas.

Comercialmente, la pitahaya es propagada asexualmente mediante estacas o cladodios, los estudios actuales sobre propagación, no han logrado una técnica que garantice la obtención de plantas con un sistema radical abundante, uniforme y brotes de buena calidad, presentando problemas relacionados con el bajo prendimiento en campo, retardo en el inicio de la producción, baja productividad y corta vida útil de las plantas.

En el presente estudio se evaluó tres enraizantes (ANA, estiércol bovino enriquecido con fósforo y dos cepas de *Trichoderma harzianum* ThLE24 y ThLE26) y dos tamaños de cladodios (30 y 50 cm de altura) en la propagación asexual de pitahaya durante 120 días en la región amazónica, utilizando un diseño de bloques al azar en arreglo bifactorial.

Los resultados obtenidos determinaron que los cladodios de 50 cm fueron los de mejor resultado frente a los de 30 cm, influyendo significativamente en las variables longitud de brotes (101,52 cm), peso de brotes (122,98 g), número de raíces (6,21) y peso de raíces (13,62 g). Recomendando propagar pitahaya utilizando cladodios de 50 cm.

Palabras claves:

Pitahaya, propagación asexual, cladodio, *Trichoderma harzianum*, ANA

ABSTRACT

The pitahaya is a fruit of great success in domestic and international markets due to its nutritional content, flavor and aroma, as well as its biofunctional and medicinal properties. In Ecuador, the culture was introduced 16 years ago, in the eastern coastal region, becoming one of the economic and social importance for the generation of jobs and foreign exchange.

Commercially, the pitahaya is propagated asexually by cuttings or cladodes, which exist studies on propagation, there is no technique that ensures the production of plants with a uniform abundant root system and good quality, so that problems related to low presented Field arrest, delay the start of production, low productivity and shorter life of plants.

In the present study three enraizantes (ANA, cattle manure enriched with phosphorus and two strains of *Trichoderma harzianum* ThLE24 and ThLE26) and two sizes of pads (30 and 50 cm) in the asexual propagation of pitahaya for 120 days was assessed using block design bivariate random arrangement.

The results determined cladodes 50 cm were the best result compared to 30 cm, significantly influencing variables shoot length (101,52 cm), shoot weight (122.98 g), number of roots (6.21) and root weight (13.62 g). Pitahaya spread recommending using cladodes 50 cm.

Keywords:

Pitahaya, asexual propagation, cladode, *Trichoderma harzianum*, ANA

1. INTRODUCCIÓN

La pitahaya amarilla es un cultivo no tradicional originario de América tropical: México, Centro América y El caribe (Suarez 2011, CORPOICA, 2013; Medina, 2012.); siendo Colombia el principal exportador de esta fruta exótica, fruta que tiene una gran capacidad comercial y aceptación en el mercado internacional como Estados Unidos, Europa y Japón, tanto por su contenido nutricional, sabor y aroma, como por sus propiedades biofuncionales y medicinales (Dueñas *et al.*, 2008).

En Ecuador el cultivo se introdujo desde hace 16 años, encontrándose distribuido en las provincias de Pichincha, Santo Domingo de los Tsachilas y Palora (Molina, *et al.*, 2009), creando nuevas oportunidades de emprendimiento para los agricultores y la generación de fuentes de empleo; sin embargo, la rápida transición de planta silvestre a cultivo de producción comercial, sin que exista un paquete tecnológico recomendado, ha ocasionado problemas en el manejo del cultivo de pitahaya, sobresaliendo los asociados con el establecimiento comercial del cultivo a partir de métodos de propagación asexual, tales como estacas, que siendo fáciles de realizar, presentan bajas tasas de propagación (Dallos, 2010; García, 2013).

Desde el punto de vista comercial, es propagada asexualmente mediante cladodios maduros o estacas; sin embargo, no se ha logrado obtener una técnica de propagación que garantice la obtención de plantas con un sistema radical abundante, uniforme y de buena calidad, repercutiendo inexorablemente en un bajo prendimiento en campo, retardo en la producción, baja producción y corta vida útil de las plantas, así como en la calidad del fruto, incidiendo directamente en la demanda y exigencias del mercado internacional (Balaguera *et al.*, 2010), y poniendo en riesgo la inversión para la implementación, que según la empresa PITASOL asciende a \$25.000 la hectárea.

Según López *et al.* (2000), el tamaño del cladodio, tiene influencia directa en el enraizamiento de estacas de pitahaya. Existen diferentes estudios de enraizamiento relacionados con la longitud de estacas, recomendando longitudes diferentes: OIRSA (2000) recomienda longitudes entre 25 y 30 cm, Mizrahi *et al.* (2002), entre 25 y 40 cm de longitud y Bastos *et al.* (2006) encontraron una respuesta más favorable con estacas de 25

cm respecto a estacas de 15 cm, por lo que en el presente estudio se evaluaron enraizamientos en estacas con longitud de las recomendadas y una superior, al mismo tiempo que se evaluó diferentes enraizadores, químico, orgánico y biológico, para determinar su interacción.

La presente investigación, desarrollada en el cantón Yantzaza, tuvo la finalidad de encontrar una alternativa eficiente de propagación asexual, que garantice a los productores la formación de nuevas plántulas de gran producción, sin poner en riesgo su inversión.

Los objetivos desarrollados en la investigación fueron los siguientes:

- Determinar la efectividad del Ácido alfa-naftalenacético (Hormonagro), estiércol de bovino enriquecido con fósforo y dos cepas de *Trichoderma*, en el enraizamiento de estacas de Pitahaya Amarilla
- Determinar la influencia del tamaño de la estaca en la capacidad de enraizamiento y en la generación de brotes, en interacción con los diferentes tipos de enraizadores a evaluarse.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. HISTORIA E IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PITAHAYA

La pitahaya *Cereus triangularis* (L.) Haw., es originaria de América tropical, siendo México, Centro América y el Caribe son los lugares que presentan el mayor número de especies (CORPOICA, 2013; Suarez, 2011; Medina, 2012.); tienen varios hábitos de crecimiento y pueden ser: trepadoras, rupícolas, hemiepífitas y epífitas (Suarez, 2011), que requiere para su adecuada producción de un clima cálido húmedo, aunque también se desarrollan en clima cálido seco, la temperatura óptima oscila entre 18 a 27°C, una humedad relativa de 80%, con precipitaciones comprendidas entre 1300 a 2200 mm anuales. Se adaptan a un amplio rango de altitudes, pero las comprendidas entre 800 a 1850 msnm son las ideales; además requieren de suelos francos a francos arenosos, bien drenados con un pH entre 5.5- 6.5 (CORPOICA, 2013; García, 2013).

Colombia es el primer exportador de esta fruta no tradicional, comercializada a partir de la década de los 80 a países como Estados Unidos, Europa y Japón (Dueñas *et al.*, 2008).

En Ecuador el cultivo se introdujo desde hace 16 años, encontrándose distribuido en las provincias de Pichincha, Santo Domingo de los Tsachilas y Palora (Molina, *et al.*, 2009). Sin embargo la rápida transición de planta silvestre a cultivo de producción comercial, sin que exista un paquete tecnológico recomendado, ha dado problemas en el manejo del cultivo de pitahaya, sobresaliendo los asociados con el establecimiento comercial del cultivo a partir de métodos de propagación asexual, tales como estacas, que siendo fáciles de realizar, presentan bajas tasas de propagación (Dallos, 2010; García, 2013).

Actualmente son dos variedades comerciales conocidas y apetecidas por su contenido nutricional, sabor y aroma, así como por sus propiedades biofuncionales y medicinales, la variedad roja, de pulpa rosada o roja y sabor insípido; y la amarilla, de pulpa blanca y mejor producción, siendo más comercial debido a su sabor y mayor resistencia al transporte y almacenamiento (Orrico, 2013).

El cultivo de pitahaya, en Ecuador ha sido visto como nueva alternativa de producción agrícola, que a más de elevar el nivel de vida de los productores, han reducido la tasa de desempleo, generando un mayor peso a los rubros de la balanza de pagos, razón por la cual,

el gobierno viene impulsando a través del Ministerio de Agricultura Ganadería Acuacultura y Pesca (MAGAP) la producción de este cultivo no tradicional, mediante el asesoramiento técnico y la concesión de préstamos (Erazo; Parra, 2012).

2.2. PROPAGACIÓN DE LA PITAHAYA

La pitahaya se puede propagar de forma sexual (semillas), asexual (estacas) y mediante micropropagación, siendo la propagación por estacas la más recomendada por presentar un mejor enraizamiento (Corres, 2009). Dallos (2010) menciona también la propagación in vitro como otra técnica para la obtención de plantas de pitahaya.

2.2.1. Reproducción sexual

Según Corres (2009) y Dallos (2010) la pitahaya se reproduce por medio de semillas maduras, las cuales se extraen directamente del fruto.

Las semillas de pitahaya se obtienen directamente del fruto, se lavan y se tamizan tantas veces hasta quitar todo el residuo del mesocarpio; posteriormente se ponen a germinar (Dallos, 2010). Pero según Corres (2009) no es recomendable este procedimiento para fines de explotaciones comerciales, debido a que la planta tarda de cuatro a seis años en llegar a su etapa productiva y requiere demasiados cuidados en la fase de semillero y vivero.

2.2.2. Reproducción asexual

La pitahaya es propagada asexualmente mediante cladodios maduros o estacas, sin embargo, no se ha logrado obtener una técnica de propagación que permita la formación de un sistema radical uniforme, abundante, vigoroso y en poco tiempo, lo cual ha generado que las plantas tarden más tiempo en adaptarse a las condiciones de campo y sean menos competitivas en condiciones adversas, lo que genera bajo prendimiento, plantas que tardan bastante en llegar a producir, cosechas irregulares y menor vida útil de la planta (Balaguera, *et al*, 2010).

Sin embargo, García (2013) menciona que la estaca responde más rápido a la formación de yemas florales y frutos cuando proviene de tallos delgados y de una longitud de 20 a 30 cm.

Se debe dejar de 2 a 4 días a la sombra, al cabo de los cuales se siembran en bolsas de vivero (20 X 30 cm) con la misma orientación que tenían en la planta madre. El sustrato de la bolsa debe ser suelto y rico en materia orgánica, para lo cual se emplea la mitad en cascarilla o viruta de madera y la otra mitad en tierra; además es preciso adicionar unos 50 g de suelo micorrizado, preferiblemente obtenido de plantas de pitahaya bien desarrolladas con óptima producción y estado fitosanitario.

Aunque OIRSA (2000) recomienda usar estacas con longitudes entre 25 y 30 cm, Mizrahi et al. (2002) afirman que la pitahaya se debe propagar con estacas entre 25 y 40 cm de longitud, mientras que Bastos et al. (2006) encontraron una respuesta más favorable con estacas de 25 cm respecto a estacas de 15 cm.

Santos (2010) considera que la reproducción por estacas se ve afectada por algunos factores como la variabilidad genética, el estado fisiológico de la planta matriz, edad de la planta, época del año, las condiciones ambientales y de sustrato.

2.2.3. Reproducción in vitro (micropropagación)

La micropropagación de cactáceas a través de yemas axilares ha mostrado un alto grado de homogeneidad fenotípica entre clones; sin embargo, en pitahaya se encuentran pocos estudios que comparen el comportamiento en campo de clones propagados tradicionalmente y en condiciones in vitro (Infante, 1997).

En pitahaya roja, los brotes y raíces pueden ser inducidos en un medio sin reguladores de crecimiento, independientemente del tamaño de los explantes. Sin embargo, la adición de 5 mm de 2- isopropil (2ip) en medio M&S (Murashige y Scout) induce el 100% de brotes a partir de segmentos de tallo (Drew y Azimi, 2002).

2.3. REPRODUCCIÓN DEL MATERIAL DE SIEMBRA

Para la multiplicación masiva se recomienda seleccionar plantas sanas y vigorosas, a partir de este material vegetal se cortan los tallos de 25 a 30 cm de longitud. Se realiza separando las estacas de la planta seleccionada dejando secar la herida de separación durante ocho días, luego se transfiere a lugares sombríos donde no se presenta alta humedad para evitar la aparición de hongos en el suelo; enseguida se transfieren a un sustrato volumen-

volumen (V/V) suelto y rico en materia orgánica, se siembran las estacas superficialmente, con la misma orientación que tenían en la planta madre. Se recomienda utilizar sustratos con auxina y eventualmente se adicionan micorrizas para lograr una mejor respuesta en la emisión de raíces (Dallos, 2010; García, 2013; ICA, 2012).

Sin embargo CEZA (2011) recomienda que para la reproducción por estacas se use tallos de un año, de 15-45 cm de largo, y realizar un curado durante 1-2 semanas en un lugar seco y sombreado. Luego, las estacas de pueden llevar a terreno directamente o colocarse en bolsas.

SAGARPA (2011) ha encontrado resultados que demuestran que las ramas seleccionadas deben estar cicatrizadas; aunque las recién cortadas también dan buenos resultados; más gruesas de mayor peso y largo, son mejores ya que emiten raíces, retoños y brotes con mayor facilidad y rapidez.

2.4. FISIOLÓGÍA DEL ENRAIZAMIENTO

Para explicar el proceso de inducción de raíces, normalmente se recurre a la teoría de la rizocalina de Bouillene. Esta teoría, postulada en 1955, establece que un compuesto fenólico específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente traslocado a la región de enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico, es traslocado, encontrándose en condiciones bajas en los tejidos (la auxina), y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan un complejo (la rizocalina), que actúa como estimulante de la rizogénesis (Bonga, 1982; Pardos, 1985; Hartmann; Kester, 1998)

Los factores que componen este complejo, junto a otros factores determinantes de naturaleza endógena y ambiental, harían posible el enraizamiento, mientras que la ausencia de alguno de ellos lo impediría.

Los polímeros de dihidroxifenol actuarían como un protector de la auxina (la cual se puede oxidar en presencia de luz de baja intensidad), teniendo como función mantener los tejidos en un estado de reducción. Esto significa que ellos actúan como antioxidantes, pudiendo mantener bajo el potencial redox (óxido- reducción), lo que es una condición asociada y

propia de las etapas juveniles, la que a su vez es la condición más favorable para el enraizamiento.

Posteriormente, se obtuvo evidencia de que la auxina al formar un complejo con un determinado factor móvil desconocido, podría inducir la formación de raíces, lo que coincidía con lo propuesto por Bouillene, afirmándose que la auxina misma produce la desdiferenciación celular y determina el sitio de formación de las raíces (Hartmann ; Kester, 1998)

Normalmente se ha señalado a la auxina como el factor cuya acción inductora desencadena la secuencia de etapas que culminan con la rizogénesis. Efectivamente, en especies fáciles de enraizar se ha observado que la aplicación exógena de una auxina sintética, incrementa sustancialmente el movimiento de carbohidratos, compuestos nitrogenados y otros, desde el ápice hacia la base de la estaca, favoreciendo el fenómeno rizogénico (Celestino, 1985; Puri; Khara, 1992). Por otra parte, se reconoce que el efecto regulador de crecimiento depende tanto de la especie como del grado de madurez del árbol, o del órgano, desde donde se extrae la estaca.

2.4.1. Bases anatómicas y fisiológicas para la formación de raíces

En la propagación por estacas leñosas y por estacas con yema foliar, sólo es necesario que se forme un nuevo sistema de raíces adventicias, ya que existe un sistema caulinar en potencia, una yema (Hartmann; Kester, 1998).

A continuación se describirán los diferentes procesos anatómicos y fisiológicos involucrados en la obtención del enraizamiento a partir de las estacas:

2.4.1.1. Formación de raíces adventicias

Las raíces adventicias son de dos tipos: las raíces preformadas y las raíces de lesiones. Las primeras se desarrollan naturalmente en los tallos o ramas cuando todavía están adheridas a la planta madre pero que no emergen sino hasta después de que se corta la porción del tallo. Las raíces de lesiones se desarrollan sólo después de que se ha hecho la estaca, una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma. Cuando se hace una estaca, las células vivientes que están en las superficies cortadas son lesionadas, quedando

expuestas las células muertas y conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos:

En primer lugar, al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación. A continuación, y luego de unos cuantos días, las células que están detrás de esa placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo). Posteriormente a esto, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias (Hartmann; Kester, 1998).

Los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. Desdiferenciación de células maduras específicas.
2. Formación de células iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por desdiferenciación.
3. Desarrollo subsecuente de estas células iniciales de raíces en primordios de raíces organizados.
4. Desarrollo y emergencia de estos primordios radicales hacia afuera a través del tejido de tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca (Hartmann; Kester, 1998).

En plantas leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, en las estacas de tallo normalmente se originan de células de parénquima vivientes, primordialmente en el xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como los radios vasculares, el cámbium, el floema, las lenticelas o la médula (Hartmann; Kester, 1998).

Por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca de y justamente fuera del núcleo central del tejido vascular. Al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos usuales de la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo de que se originan. Las raíces adventicias usualmente se

originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, justo fuera del cámbium (Hartmann; Kester, 1998).

2.4.1.2. Formación del callo

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, de ordinario se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal. El callo es una masa irregular de células meristemáticas en varios estados de lignificación. El callo prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cámbium vascular, aunque también pueden contribuir células de la corteza y de la médula. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo a la creencia de que la formación de callo es esencial para el enraizamiento. En la mayoría de las plantas, la formación del callo y de las raíces son procesos independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann; Kester, 1998).

Sin embargo, en algunas especies, aparentemente la formación del callo es precursora de la formación de raíces adventicias (Hartmann; Kester, 1998).

Hay pruebas de que el pH del medio de enraizamiento puede influir en el tipo de callo producido, lo cual a su vez afecta la emergencia de las raíces adventicias de nueva formación (Hartmann; Kester, 1998).

2.4.1.3. Rol de las hormonas en el enraizamiento

Según Hartmann y Kester (1998), para la iniciación de las raíces adventicias, algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente tienen una acción hormonal más favorable que otras. Dentro del grupo de reguladores del crecimiento, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces adventicias en estacas.

Posteriormente se demostró que el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (NAA), aunque no sean de ocurrencia natural, eran aún más efectivos para éste propósito que el ácido indolacético de ocurrencia natural. Se ha confirmado muchas veces que la auxina, natural o aplicada artificialmente, es un requerimiento para la iniciación de raíces adventicias en presencia de auxina, ya sea exógena o endógena (Hartmann, Kester, 1998).

Las auxinas son esenciales en el proceso de enraizamiento, posiblemente porque estimulan la síntesis de etileno el cual, a su vez, favorece la emisión de raíces. Los niveles de ácido indolacético (AIA) en la planta son variables conforme a la velocidad de las reacciones de síntesis, destrucción e inactivación, que a su vez, es afectada por algunos factores, tales como:

- a. Edad fisiológica del órgano y de la planta.
- b. Condiciones ambientales. En plantas perennes de clima templado, los mayores niveles de auxina son encontrados en primavera y en verano.
- c. Parte de la planta. Las concentraciones de AIA son mayores en las zonas de síntesis (regiones de crecimiento activo) y son muy bajas en tejidos ya diferenciados (Fachinello *et al.*, 1992).

a) Auxinas

Ipizia (2011) menciona que las auxinas, intervienen en el crecimiento del tallo, formación de raíces, inhibición de yemas laterales, en la caída de hojas, frutos, y en la activación de las células del cambium. Las auxinas intervienen en la división y diferenciación celular, y formación de raíces adventicias que se forman de los tallos.

Durante la formación de las raíces adventicias en tallos tratados con auxinas, las células inicialmente se dividen en forma desorganizada para dar lugar a una masa de tejido que se asemeja a un tumor y que recibe el nombre de callo, para posteriormente formar los primordios radiculares (Quispe, 2013). Concordando con Cossio (2013) quien manifiesta que el crecimiento del tallo de una planta crecería al aumentar la concentración de auxina hasta alcanzar un óptimo, si la concentración sigue aumentando el crecimiento se reduce en intensidad hasta llegar a inhibirlo.

En cuanto a la acción de las auxinas en la formación y el desarrollo de raíces, ésta se efectúa en dos períodos básicos:

- Período de iniciación, donde se forman los meristemos.
- Período de elongación y crecimiento de la raíz, donde la punta de la raíz crece hacia afuera a través de la corteza (Quispe, 2013).

Las auxinas existen en forma natural en las plantas, son productos elaborados en el metabolismo vegetal. Los principales centros de síntesis de las auxinas son los tejidos apicales meristemáticos de los órganos aéreos tales como los brotes en eclosión, hojas jóvenes, pedúnculos en crecimiento, flores e inflorescencias y en pequeñas cantidades se sintetiza en los meristemas de apicales de raíz (Quispe, 2013),

2.4.1.4. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento

La fotosíntesis es el mecanismo a través del cual la energía solar es capturada en la ATF e inmediatamente este compuesto está disponible como fuente de energía para muchas otras reacciones dentro de la planta. Por otro lado, los azúcares formados se usan como bloques para construir otras células estructurales y compuestos para almacenamiento.

La iniciación de raíces en las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la única fuente de energía en la estaca para activar el proceso rizogénico, señalándose que el almidón, cuando está presente, actúa como la fuente principal, y posiblemente única, de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (Puri; Khara, 1992).

Los hidratos de carbono y los compuestos nitrogenados están de alguna forma involucrados en el proceso de enraizamiento, pudiendo modificar, e incluso controlar, la formación de raíces (Hartmann; Kester, 1998; Rauter, 1983).

Muchos investigadores han correlacionado positivamente los niveles de carbohidratos en las estacas con su capacidad para iniciar primordios radicales, reconociendo que una adecuada reserva de hidratos de carbono, en combinación con una relación C/N alta, favorece el enraizamiento.

El almidón también ayuda a inducir el enraizamiento. Este polímero es hidrolizado por enzimas que lo dividen en segmentos, o unidades de azúcares simples, siendo la auxina la que incrementa la actividad de las enzimas hidrolíticas. Las relaciones entre el desarrollo del primordio radical y el metabolismo de reducción de azúcares también han sido sugeridas por Raute (1983), pero aun así, la relación entre el metabolismo de los

carbohidratos, el desarrollo de los primordios y la actividad enzimática, no es aun bien conocida (Pardos, 1985).

2.4.1.5. Influencia del estado de madurez en el enraizamiento

En lo que respecta a la propagación asexual, los procesos de maduración y envejecimiento generan una serie de dificultades (Roulund; Olesen, 1992; Toribio, 1985).

En el caso particular de la propagación por estacas, los principales problemas asociados al envejecimiento tienen relación con la dificultad para enraizar material proveniente de plantas madres adultas, así como también con los fenómenos de variación dentro del clon. Está claramente demostrado que las estacas jóvenes enraízan mejor y exhiben un patrón de crecimiento más adecuado que aquellas estacas maduras.

2.4.1.6. Efecto de las hojas sobre el enraizamiento

Es ampliamente conocido que la presencia de las hojas en la estaca, ejerce una fuerte influencia, estimulando la iniciación de raíces (Hartmann; Kester, 1998). La translocación de carbohidratos desde las hojas sin duda contribuye, a la formación de raíces, sin embargo, la mayor promoción del enraizamiento por efecto de las hojas y yemas, es posiblemente resultado de otros factores más directos. Hojas y yemas, son conocidas como poderosos centros productores de auxinas, y los efectos son observados directamente por debajo de ellos, demostrando el transporte polar, desde el ápice a la base. Estacas de ciertas especies son fácilmente enraizadas, mientras que estacas de otras enraízan con mayor dificultad (Hartmann; Kester, 1998).

Costa y Challa (2002), mencionan que la superficie foliar en las estacas puede llegar a ser un indicador de la cantidad de raíces producidas. No obstante, en pitahaya, la función de las hojas (fotosíntesis, producción de ciertas hormonas, entre otras.) es relegada a los tallos o cladodios, por lo cual, los efectos anteriormente mencionados pueden estar relacionados con el tamaño del cladodio.

Según López *et al.* (2000), el tamaño del cladodio, entre otros factores, también tiene influencia sobre el poder de enraizamiento en cactáceas, principalmente pitahaya, mediante

la producción y translocación de hormonas y carbohidratos necesarios para la formación de raíces.

2.4.1.7. Efecto de las yemas en el enraizamiento.

Numerosos ensayos realizados en la propagación por estacas sugieren la presencia de yemas terminales o laterales en la estaca para promover la formación de raíces adventicias. Aparentemente la formación de raíces adventicias está estimulada por otras sustancias distintas a las auxinas y que tienen su punto de origen en las yemas. En ciertas plantas la remoción de las yemas de las estacas detiene casi por completo la formación de raíces (Hartmann; Kester, 1998).

2.4.1.8. Factores ligados al enraizamiento

Corres (2009); Hartmann, y Kester (1998) coinciden en que el crecimiento de las raíces depende de factores ligados al suelo como la aireación, ya que este modifica su aireación y cohesión de acuerdo a las variaciones de la humedad. La presencia de cantidades adecuadas de aire en el suelo es tan importante para el crecimiento de la mayoría de las plantas puesto que la tasa de respiración de las raíces disminuye grandemente cuando el oxígeno es deficiente y del complejo clima-suelo (humedad, temperatura) donde la temperatura depende simultáneamente de la cantidad de calor recibida que procede del sol.

La temperatura del suelo es un elemento muy importante para la actividad radicular (Greulach, 1989; Trocme; Gras, 1979), ya que el crecimiento de las raíces solo se produce dentro de un cierto intervalo de temperaturas siendo favorables las demás condiciones. Trocme y Gras (1979) demostró que el crecimiento de las raíces del manzano está íntimamente ligado a la temperatura del suelo, y por último, a los factores fisiológicos.

Greulach (1989) menciona que si en un experimento se cultiva una planta expuesta al sol y otra en la sombra, con todos los demás factores iguales, la morfología y fisiología de la planta expuesta al sol pronto se modificara tanto que no se podrá seguir una regla segura para comparar los sistemas que difieren por un solo componente.

Hartmann y Kester (1998) dicen que en todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis y

que en el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces.

Contradictoriamente Trocme y Gras (1979) mencionan que los factores que intervienen sobre la fotosíntesis (iluminación, apertura de los estomas y temperatura) inciden sobre el desarrollo del sistema radicular, sin embargo, y debido a que las plantas perennes disponen de reservas en sus órganos permanentes, el crecimiento de sus raíces depende menos íntimamente de la fotosíntesis que el correspondiente a las plantas anuales.

Por otra parte el crecimiento de las raíces puede ser entorpecido por algunos obstáculos que pueden imprimir al sistema radical una forma particular. Estos obstáculos no son exclusivamente aquellos materiales que no se pueden identificar con el suelo, son a menudo capas de tierra que detienen la penetración de las raíces, y por consiguiente, siempre que las raíces encuentren un obstáculo se ramifican de forma activa (Trocme; Gras, 1979).

2.4.1.9. El factor de juvenilidad de la planta madre

Según Hartmann y Kester (1998), la variabilidad en crecimiento y desarrollo en las fases juvenil y adulta, representan otro factor de variación asociados a la propagación vegetativa, y es necesario que los propagadores reconozcan esos factores para poder controlarlos. El desarrollo ontogénico de la plántula durante su ciclo biológico se efectúa en diferentes fases, designadas como juvenil y adulta, separadas por una fase de transición. Estas fases pueden manifestarse en tres formas básicas:

1. El potencial para cambiar del crecimiento vegetativo a la madurez reproductiva está controlada en las puntas de las ramas (meristemas) que en la fase juvenil no tienen la capacidad para iniciar flores aun cuando se les proporcionen condiciones adecuadas para inducir la floración.
2. Pueden ocurrir variaciones en caracteres morfológicos y fisiológicos específicos, incluyendo forma de la hoja, vigor y presencia de espinas que están asociadas con diferentes fases.

3. En las diferentes fases de las plantas ocurren diferencias en la capacidad de sus partes para regenerar ramas o raíces, siendo la regeneración más probable en la fase juvenil que en la madura.

Estos fenómenos de cambios de fase tienen como aspecto significativo que, en la planta pueden mostrarse simultáneamente en diferentes partes de la misma, la fase juvenil, de transición y adulta (Hartmann y Kester, 1998).

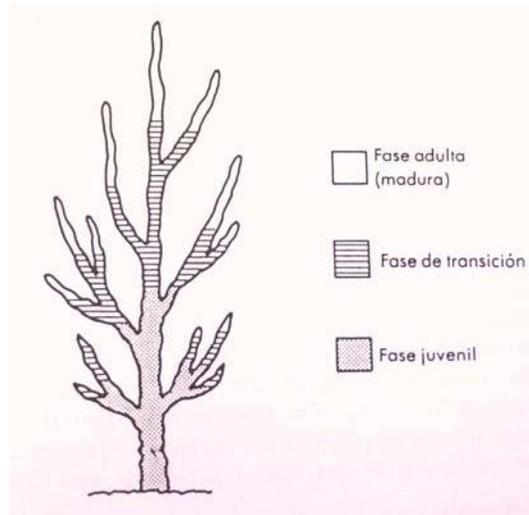


Figura 1. Fases de maduración de una planta madre perenne

Fuente: Hartmann; Kester, 1998

Se recomienda extraer estacas de la base de las plantas, ya que presentan tejidos más juveniles, que mostrarán mejores condiciones para enraizar. Por otra parte, cualquier tratamiento que mantenga la fase juvenil de crecimiento será de valor para prevenir la declinación del potencial de enraizamiento a medida que envejecen las plantas madres (Hartmann; Kester, 1998).

La relación de la juvenilidad con el crecimiento de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja (Hartmann y Kester, 1998).

Es posible que la reducción del potencial de enraizamiento con la edad sea resultado de una disminución del contenido de compuestos fenólicos. Los fenoles actúan como cofactores o sinérgicos de la auxina en la iniciación de las raíces (Hartmann y Kester, 1998).

2.5. FISIOLÓGÍA DE LA EMISIÓN DE BROTES

Existen factores químicos endógenos que influyen en la división celular en las plantas, las citoquininas, las que se caracterizan por su capacidad para promover la división celular (citocinesis) en los tejidos vegetales (Cossio, 2013).

Las citoquininas se forman en cualquier tejido vegetal: tallos, raíces, hojas, flores, frutos o semillas, aunque se acepta generalmente que es en las raíces donde se producen las mayores cantidades de estas hormonas. Existiendo mayor producción de citoquininas en sitios en los que el proceso de diferenciación celular haya iniciado (Cossio, 2013).

La aplicación externa de citoquininas a un tejido que necesite de la hormona, promueve en éste un mecanismo autoinductor de síntesis de citoquininas, con lo que su contenido y efecto fisiológico puede ir más allá del sitio en el que se aplicó (a todos los órganos de la planta), produciendo beneficios más generalizados (Cossio, 2013).

Promueven la división celular, la formación y crecimiento de brotes laterales (axilares), la germinación de algunas semillas, la maduración de los cloroplastos, participan en la síntesis de pigmentos fotosintéticos y proteínas enzimáticas junto con otros factores tales como la luz o los nutrientes, retrasan la senescencia de las hojas. La senescencia es un proceso genéticamente programado que afecta todos los tejidos vegetales (Cossio, 2013).

Cossio (2013) menciona que el fototropismo o fototaxia es otro factor que influye en la fisiología de emisión de brotes laterales, ya que la luz es la fuente principal de energía, razón por la cual en el caso de las plantas las hojas se orientan hacia la fuente de luz y las raíces crecen en contra de la luz. Finalmente cuando la planta crece en oscuridad presenta tallos largos y delgados, las hojas son más pálidas y están muy separadas.

2.6. ENRAIZADORES

Son productos hormonales que pueden ser naturales o sintéticos, que se han encontrado más dignos de confianza para estimular la producción de raíces adventicias de las estacas, son los ácidos indolbutírico y naftalenacético, aunque hay otros que se pueden usar. El ácido indolbutírico probablemente es el mejor material para uso general debido a

que no es tóxico en una amplia gama de concentraciones y es eficaz para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hudson y Dale, 1972)

2.6.1. Ácido naftalenacético (ANA) enraizador químico (HORMONAGRO)

Salisbury y Ross (2000) mencionan que la auxina sintética ANA suele ser más eficaz que el ácido indol-3-acético (IAA), al parecer porque no es destruida por la oxidasa ni otras enzimas y, por consiguiente, persiste más tiempo en el sustrato. Del mismo modo, mencionan que la administración de auxinas promueve la elongación de secciones escindidas de raíces e incluso de raíces intactas de muchas especies, es decir, las secciones separadas responderán drásticamente a la auxina exógena aumentando rápidamente su velocidad de crecimiento (Taiz y Zeiger, 2006). La auxina (ANA) es una hormona de crecimiento que estimula el desarrollo de raíces y que puede combinarse con la citoquinina para controlar la formación de brotes y raíces (Arditti, 1990).

2.6.2. *Trichoderma*, Enraizador Biológico

2.6.2.1. Características del género *Trichoderma*

Trichoderma es un tipo de hongo anaerobio facultativo que se encuentra de manera natural en un número importante de suelos agrícolas y otros tipos de medios. Pertenece a la subdivisión *Deuteromycetes* que se caracterizan por no poseer, o no presentar un estado sexual determinado. De este microorganismo existen más de 30 especies, todas con efectos benéficos para la agricultura y otras ramas (Norvell, 1999)

Este hongo se encuentra ampliamente distribuido en el mundo, y se presenta en diferentes de zonas y hábitat, especialmente en aquellos que contienen materia orgánica o desechos vegetales en descomposición, así mismo en residuos de cultivos, especialmente en aquellos que son atacados por otros hongos. Su desarrollo se ve favorecido por la presencia de altas densidades de raíces, las cuales son colonizadas rápidamente por estos microorganismos. Esta capacidad de adaptación a diversas condiciones medioambientales y sustratos confieren a *Trichoderma* la posibilidad de ser utilizado en diferentes suelos, cultivos, climas y procesos tecnológicos (Norvell, 1999).

2.6.2.2. Clasificación taxonómica

El género *Trichoderma* está clasificado taxonómicamente, según Agrios (2002), en las siguientes categorías:

Reino:	Fungi
División:	Ascomycota
Subdivisión:	Pezizomycotina
Clase:	Sordariomycetes
Subclase:	Hypocreomycetidae
Orden:	Hypocreales
Familia	Hypocreaceae
Género:	<i>Trichoderma</i>

Especies: *Trichoderma aggressivum*, *Harzianum andinensis*, *Trichoderma arundinaceum*, *Trichoderma asperellum*, *Trichoderma atroviride*, *Trichoderma aureoviride*, *Trichoderma brevicompactum*, *Harzianum cerámica*, *Trichoderma citrinoviride*, *Trichoderma citrinoviridex*, *Trichoderma crissum*, *Harzianum cremea*, *Harzianum cuneispora*, *Trichoderma erinaceum*, *Harzianum estónica*, *Trichoderma fasciculatum*, *Trichoderma fertile*, *Trichoderma gamsii*, *Trichoderma ghanense*, *Trichoderma hamatum*, *Trichoderma harzianum*, *koningii*, *Trichoderma koningiopsis*, *Trichoderma longibrachiatum*, *Trichoderma minutisporum*, *Harzianum neorufa*, *Harzianum nigrovirens*, *Trichoderma oblongisporum*, *Trichoderma ovalisporum*, *Harzianum patella*, *Trichoderma pleurotica*, *Trichoderma. polysporum*, *Trichoderma pseudokoningii*, *Trichoderma pubescens*, *Trichoderma reesei*, *Trichoderma saturnisporum*, *Harzianum semiorbis*, *Trichoderma. spirale*, *Harzianum stilbohypoxyli*, *Trichoderma strictipile*, *Trichoderma strigosum*, *Trichoderma stromaticum*, *H. surrotunda*, *Trichoderma tomentosum*, *Trichoderma virens*, *Trichoderma viride*, *Trichoderma viridescens* (Samuels et al. 2010).

Trichoderma spp., está presente en casi todos los suelos agrícolas y de otros ambientes como en la madera en descomposición. Posee todos los mecanismos de acción antagónica hasta ahora estudiados (Pérez 2001; Chet *et al.*, 2006).

La versatilidad, adaptabilidad y fácil manipulación de los hongos del genero *Trichoderma* ha permitido su uso en el control biológico. *Trichoderma spp.*, produce tres tipos de propágulos (hifas, clamidosporas y conidios), estos son activos contra fitopatógenos en diferentes fases del ciclo de vida, desde la germinación de las esporas hasta la esporulación (Fernández, 2001).

Además de controlar algunos patógenos del suelo, *Trichoderma spp.*, actúa como un bioestimulador, incrementa el crecimiento y desarrollo en varios cultivos de plantas, atribuido a la obtención de un mayor desarrollo radical, estimulado por el complejo enzimático que se origina en la rizosfera de las plantas ya que en general todas las especies de *Trichoderma* son buenos productores de celulasa (Cupull *et al.* 2003)

Trichoderma tiene diversas ventajas como agente de control biológico, pues posee un rápido crecimiento y desarrollo, también produce una gran cantidad de enzimas, inducibles con la presencia de hongos fitopatógenos. Puede desarrollarse en una amplia gama de sustratos, lo cual facilita su producción masiva para uso en la agricultura. Su gran tolerancia a condiciones ambientales extremas y hábitat, donde los hongos son causantes de diversas enfermedades, le permiten ser eficiente agente de control; de igual forma pueden sobrevivir en medios con contenidos significativos de pesticidas y otros químicos. Además su gran variabilidad se constituye en un reservorio de posibilidades de control biológico bajo diferentes sistemas de producción y cultivos (Pérez 2001).

Trichoderma, toma nutrientes de los hongos (a los cuales degrada) y de materiales orgánicos ayudando a su descomposición, por lo cual las incorporaciones de materia orgánica y compostaje lo favorecen; también requiere de humedad para poder germinar, la velocidad de crecimiento de este organismo es bastante alta, por esto es capaz establecerse en el suelo y controlar enfermedades (Pérez 2001).

Trichoderma probablemente sea el hongo beneficioso, más versátil y polifacético que abunda en los suelos. No se conoce que dicho microorganismo sea patógeno de ninguna

planta; sin embargo, es capaz de parasitar, controlar y destruir muchos hongos, nemátodos y otros fitopatógenos, que atacan y destruyen muchos cultivos; debido a ello, muchos investigadores le llaman el hongo hiperparásito. Ello convierte al *Trichoderma* en un microorganismo de imprescindible presencia en los suelos y cultivos, y de un incalculable valor agrícola (Pérez 2001).

2.6.2.3. Ventajas de usar *Trichoderma sp*

Se reportan beneficios de este hongo como el reducir el estrés de las plantas, no compite por nutrientes del suelo con la planta, las raíces se desarrollan más rápido y las plantas producen sistemas radiculares más grandes, además se ha evidenciado el control de las siguientes enfermedades en el suelo: *Phymatetrichum*, *Phythium*, *Rhizoctonia*, *Fusarium* y *Sclerotinia*; y a nivel del follaje *Phytophthora*, *Botrytis*, *Mildeu Polvoso* y *Mildeu Lanoso* (Bocourt y López, 2006).

a) Estimulador del crecimiento de las plantas

Se ha comprobado que el *Trichoderma* produce sustancias estimuladoras del crecimiento y desarrollo de las plantas. Estas sustancias actúan como catalizadores o aceleradores de los tejidos meristemáticos primarios (los que tienen potencial de formar nuevas raíces) en las partes jóvenes de éstas, acelerando su reproducción celular, logrando que las plantas alcancen un desarrollo más rápido que aquellas plantas que no hayan sido tratadas con dicho microorganismo (Norvell, 1999).

Tienen la capacidad de multiplicarse en el suelo y colonizar las raíces de las plantas. En su proceso de multiplicación se producen factores de crecimiento (auxinas, giberelinas y citoquininas) que estimulan la germinación y desarrollo de las plantas. *Trichoderma*, toma nutrientes de los hongos (a los cuales degrada) y de materiales orgánicos ayudando a su descomposición, por lo cual las incorporaciones de materia orgánica y compostaje lo favorecen. Estas sustancias actúan como catalizadores o aceleradores de los tejidos meristemáticos primarios(los que tienen potencial de formar nuevas raíces) en las partes jóvenes de éstas, acelerando su reproducción celular, logrando que las plantas alcancen un

desarrollo más rápido que aquellas plantas que no hayan sido tratadas con dicho microorganismo (Norvell, 1999).

b) Protección de semillas contra el ataque de hongos patógenos

Se ha demostrado que una protección con el *Trichoderma* garantiza la próxima cosecha, ya que este hongo coloniza las semillas botánicas protegiendo las futuras plántulas en la fase post-emergente de patógenos fúngicos (Norvell, 1999).

c) Protección directa a suelos y diferentes cultivos

La aplicación de *Trichoderma*, directa al suelo ofrece incluso una protección mayor a los cultivos. Cuando *Trichoderma* es utilizado para el control de hongos del suelo, pueden mezclarse con materia orgánica (estiércol, casting y biotierra) y otras enmiendas utilizadas como biofertilizantes, tal como se hace con inoculantes bacterianos usados como fertilizantes ecológicos (Norvell, 1999).

d) Control sobre diferentes microorganismos fitopatógenos

Trichoderma, posee aislamientos con poderes antibióticos, los cuales actúan contra varios microorganismos fitopatógenos. Se comporta como saprofito en la rizósfera, siendo capaz de destruir residuos de plantas infectadas por patógenos. Se considera que su acción es antagonista, siendo capaz de sacar el mejor provecho por su alta adaptación al medio y por competir por el sustrato y por espacio (Norvell, 1999).

e) *Trichoderma* como alternativa para el ahorro de fertilizantes químicos y pesticidas

Investigaciones recientes han demostrado que la aplicación de *Trichoderma* en el cultivo del maíz y cuyas raíces han sido colonizadas por dicho microorganismo, requieren menos fertilizante nitrogenado, que el maíz no tratado; lo cual implica un ahorro del 35 al 40% de fertilizante. Conociendo que dicho cultivo demanda mucho Nitrógeno, existe la posibilidad real que las aplicaciones de nitrógeno químico, sean disminuidas, disminuyendo así los

costos de aplicación y una mejora apreciable del medio ambiente. El empleo del *Trichoderma* puede beneficiar a los productores agrícolas en sus propósitos de lograr cosechas más sanas y con mayor productividad (Norvell, 1999).

Está comprobado el efecto que *Trichoderma* causa en la solubilización de los fosfatos insolubles del suelo, facilitando su asimilación por los cultivos. *Trichoderma* forma asociaciones con Micorrizas, aumentando de manera significativa la rizósfera del suelo, permitiéndole a las plantas hacer una mayor extracción de nutrientes y con un alto grado de asimilación. Se ha demostrado también que el *Trichoderma* es compatible con el biofertilizante a base de *Azotobacter chroococcum*, una bacteria que fija Nitrógeno en el suelo; por lo que se establecen relaciones de ayuda mutua, con el consiguiente beneficio para la nutrición de los cultivos. Está demostrado que el *Trichoderma* también es empleado como bioagente para el control de diferentes fitopatógenos, por lo que ha contribuido a sustituir en muchos cultivos las aplicaciones de pesticidas químicos, que son más caros y más dañinos a la salud de las personas y de los animales. Ello ha posibilitado la producción de alimentos más sanos y ecológicos, potenciando de manera significativa una Agricultura Orgánica y más en correspondencia con las actuales necesidades de los consumidores (Norvell, 1999).

2.6.3. Estiércol de bovino, enraizador orgánico

Actúa como enraizador para estacas y esquejes de plantas forestales, es un nuevo método de abono líquido que proporciona nitrógeno y otros elementos minerales que necesita las plantas para su crecimiento, este ayuda al incremento de la flora microbiana provocando de esta manera un beneficio para las plantas (León, 2009).

2.6.3.1. Composición química del estiércol bovino

Las heces que salen del recto animal se componen de lo siguiente:

1. Residuos de alimentos no digeridos
2. Enzimas digestivas
3. Células eliminadas del tracto intestinal
4. Residuos de microorganismos no digeridos

La cantidad de heces producida cada día puede variar considerablemente según la tasa de ingestión y la composición de la dieta. Las vacas alimentadas con una dieta alta en forraje producen más heces que las vacas alimentadas a base de concentrados que tienen un alto contenido de granos. Por promedio, una vaca de 600 kg produce aproximadamente 10000 kg de heces al año. La composición del estiércol contiene aproximadamente 85% materia orgánica y 15% minerales. Además del nitrógeno, fósforo y potasio, otros minerales del estiércol de las vacas lecheras incluyen magnesio, calcio, sodio, azufre, hierro, zinc, manganeso y cobre (León, 2009).

Rodríguez (1993), manifiesta que la materia orgánica del suelo, presenta predominantemente cargas negativas, razón por la cual la agregación de estiércol y otros compuestos orgánicos favorecen la disponibilidad de fósforo en el suelo.

El fósforo además de incidir en el enraizamiento y crecimiento de la planta juega un papel vital virtualmente en todos los procesos que requieren transferencia de energía en la planta. Los fosfatos de alta energía, que son parte de la estructura química de la adenosina difosfato (ADP) y de la ATP, son la fuente de energía que empuja una multitud de reacciones químicas dentro de la planta (León, 2009).

Cuadro 1. Composición química (%) del estiércol bovino

Materia Orgánica	Nitrógeno (N)	Fósforo (P)	Potasio (K)	Calcio (Ca)	Magnesio (Mg)	Humedad
36.1	1.51	1.20	1.51	3.21	0.53	25.5

2.7. TRABAJOS REALIZADOS

Suarez (2011), evaluó métodos de propagación en pitahaya amarilla durante seis meses, utilizando dos tamaños de cladodios de 0,50 y 1 metro respectivamente, encontrando mejor respuesta de brotación en las estacas de 1m bajo invernadero, con una longitud promedio de 63,3 cm, sin embargo en lo referente al diámetro de brotes encontró que no existe diferencia estadística significativa en el diámetro de brotes.

León (2009), utilizó dos enraizadores orgánicos y dos químicos para la propagación de dos especies de yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*), encontrando que los mejores enraizadores en prendimiento fueron el té de estiércol (81,9%), seguido de Rootmost

(78%), raizal (74,2), *Trichoderma harzianum* (65,4%) y el testigo (64,8%), resultados similares obtuvo en el desarrollo radicular, sin embargo en lo referente al número y longitud de brotes los mejores resultados se encontraron utilizando el té de estiércol, Rootmost, raizal, seguidos del testigo y *Trichoderma harzianum*.

Casanovas, *et al* (2010), en su investigación para determinar la **Influencia de *Trichoderma harzianum* en el enraizamiento de *Gardenia jasminoides* N. W. Ellis**, utilizó dos clases de estacas apicales y subapicales, con diferentes concentraciones de *Trichoderma h.*, para las estacas apicales utilizaron concentraciones de $1,2 \times 10^4$ aplicadas a la estaca, $2,11 \times 10^4$ aplicada al sustrato y $2,21 \times 10^4$ aplicada al sustrato y estaca, mientras que para las estacas apicales las concentraciones utilizadas fueron $1,17 \times 10^4$ a la estaca, $2,23 \times 10^4$ al sustrato y $2,25 \times 10^4$ sustrato y estaca. Concluyendo que *Trichoderma* presentó un mayor efecto en las estacas sub apicales aplicado al sustrato y a la estaca donde se determinó un 92% de prendimiento, resultando el mismo tratamiento el mejor para el número y largo de raíces.

Balaguera *et al.* (2010)., Evaluaron el efecto de diferentes concentraciones de AIB y de dos tamaños de cladodios de 40 y 60 cm, en el enraizamiento de estacas de pitahaya en condiciones de invernadero, utilizando un diseño completamente al azar en arreglo bifactorial, donde el primer factor correspondió a la aplicación de diferentes aplicaciones de ácido indolbutírico (0, 1.500, 3.000 ó 4.500 mg L-1), y el segundo factor fue el tamaño de cladodio, utilizando cladodios maduros, concluyeron que el AIB en una concentración de 4.500 mg L-1 con el tamaño de cladodio de 60 cm, encontraron un 70% de prendimiento frente a un 40 a 56 % que los demás tratamientos presentaron, siendo el mismo tratamiento el que mejor respuesta presentó en longitud de raíces y brotes, sin embargo no encontraron diferencias significativas entre el número de brotes y raíces.

Estudios realizados por Cuzco (2014), en propagación de Aliso (*Alnus acuminata* H.B.K) y Porotón (*Erythrina edulis* Triana ex Micheli) utilizando tres enraizantes: Ácido indol acético (IAA), Ácido indol butírico (IBA), Té de estiércol vacuno (TE) y el testigo sin enraizador (SE), encontró que el tratamiento combinado con porotón y té de estiércol, presento el mejor promedio en base a número de brotes, seguido del tratamiento Aliso y Ácido indol butírico, sin embargo en el número de raíces el Aliso en combinación con el Té de estiércol presento mejor resultado seguido del Porotón combinado con el ácido indol

acético. Para la variable longitud de raíces se encontró que el Aliso en combinación con el Té de estiércol obtuvo el mejor resultado seguido del porotón y Acido indol acético.

Lema (2011), utilizó tres cultivares de *Hypericum sp.*, y seis enraizantes; Raiz 500 (formado por NPK), Tecno verde radicular (Aminoácidos libres de uso agrícola), Ankor flex inicio (NPK + Aminoácidos libres), Rootmost (NPK, citoquininas, giberelinas y auxinas), Bioplus (AIA) y Hormonagro (ANA), concluye que Hormonagro (ANA) presentó el mejor porcentaje de enraizamiento (63,66%), seguido de Tecno verde con un 56,25% y los demás en porcentajes inferiores; en lo referente a la longitud de la raíz Hormonagro se ubicó como el cuarto mejor tratamiento, por debajo de Ankor flex inicio, Raiz 500 y Rootmost. Sin embargo en el peso de la raíz Hormonagro se ubicó como el primer mejor tratamiento con un peso de 0,38 g, por encima de los demás.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación se llevó a cabo en dos fases: de laboratorio y de campo; la primera se cumplió en el Laboratorio de Biotecnología perteneciente a la Universidad Nacional de Loja, donde se realizó la reproducción de las cepas de *Trichoderma harzianum* para la preparación de las suspensiones conidiales a aplicar en estacas de pitahaya, también se utilizó el Laboratorio de Fisiología Vegetal al final de la investigación, para realizar el peso de brotes y raíces, al igual que el cálculo del volumen de brotes; la segunda fase se desarrolló en el barrio Muchime perteneciente al Cantón Yantzaza de la provincia Zamora Chinchipe, donde se estableció el ensayo de campo.

3.1. UBICACIÓN DEL ENSAYO

3.1.1. Ubicación política

El establecimiento del ensayo se realizó en el barrio Muchime, de la parroquia Los Encuentros, perteneciente al cantón Yantzaza; ubicado al Noreste de la provincia de Zamora Chinchipe, al Sureste del Ecuador, en la región amazónica.

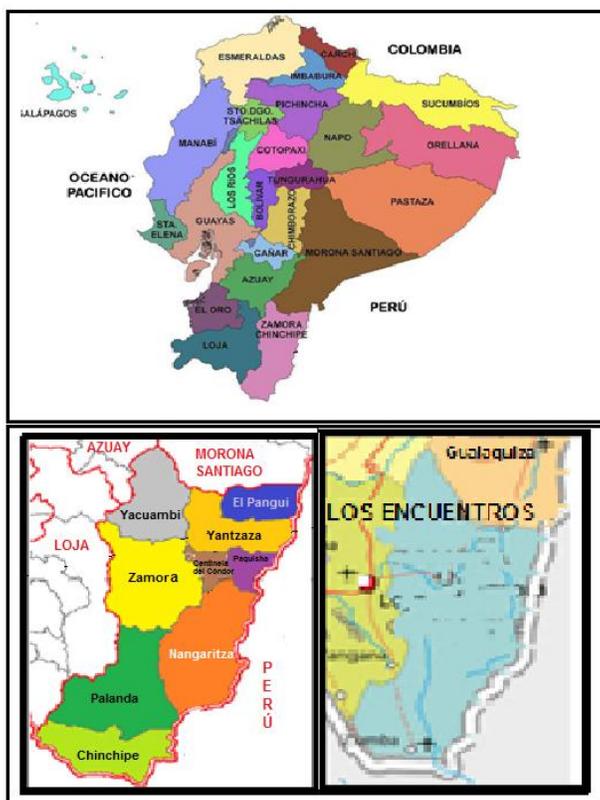


Figura 2. Localización de la zona de experimentación, Yantzaza 2015

3.1.2. Ubicación geográfica

Longitud: 78° 45' 46" Oeste

Latitud: 03° 50' 15" Sur

3.1.3. Ubicación ecológica

Según la clasificación ecológica de *Holdrige*, pertenece a un clima mesotérmico húmedo y a la zona de vida de Selva húmeda subtropical, y posee las siguientes características ecológicas:

Altura:	830 msnm
Temperatura promedio:	22,5°C
Humedad relativa:	80%
Precipitación	1400 a 2000 mm

3.2. MATERIALES Y MÉTODOS

3.2.1. Materiales y equipos de laboratorio

- Cajas Petri de 90 mm
- Agar Papa Destroza Difco™ (39g/1litro de H₂O)
- Balanza de precisión
- Agitador plato caliente
- Cronómetro
- Cámara de flujo laminar
- Lámpara de alcohol
- Bisturí
- Matraz Erlenmeyer
- Alcohol potable al 90%
- Vaso de precipitación
- 100 ml de agua destilada
- Algodón

- Incubadora con agitación *Shaker*
- Cinta masqui

3.2.2. Materiales de oficina

- Computadora
- Impresora
- Calculadora
- Material bibliográfico
- Esferos

3.2.3. Materiales de campo

- Flexómetro
- Barreta
- Lampas
- Piola
- Palas
- Sarán
- Postes
- Alambre de púas
- Estacas
- Etiquetas
- Bagacillo de caña
- Tierra de montaña
- Tierra de huerta
- Regadera
- Manguera
- Libreta
- Esfero
- Cepas de *Trichoderma*
- Enraizador ANA (Hormonagro)
- Estiércol de vacuno
- Bomba de mochila

- Recipientes de plástico
- Cámara fotográfica
- Balanza
- Fundas de polietileno

3.3.METODOLOGÍA

3.3.1. Diseño experimental

Para realizar la evaluación en el campo, se utilizó un Diseño de Bloques al Azar en Arreglo Bifactorial (DBAB), en donde el factor A correspondió a los enraizadores y el factor B al tamaño de cladodio, que constó de 10 tratamientos, cada tratamiento con 4 repeticiones, dando un total de 40 unidades experimentales. Se contó con 4 bloques, cada uno con 120 fundas para enraizamiento, dando un total de 480 fundas.

En cada tratamiento existieron 12 fundas de polietileno o macetas medibles u observables, de las cuales se escogieron al azar un número de seis (50%), para obtener un total de 240 fundas muestreadas.

Cuadro 2. Características de la unidad experimental

Descripción	Característica	Unidad de medida
- Número de repeticiones	4	
- Número de tratamientos	10	
- Número total de unidades experimentales	40	
- Número de plantas medibles por tratamiento	12	
- Número de plantas por bloque	120	
- Número total de plantas	480	
- Distancia entre repeticiones	0.6	m
- Longitud del bloque	4.2	m
- Ancho del bloque	0.46	m
- Área total del experimento	38.25	m ²
- Tamaño de la unidad experimental	0,161	m ²
- Área neta del ensayo:	9.9	m ²
- Área de caminos:	28.35	m ²

3.3.1.1. Modelo matemático

$$y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \rho_k + e_{ijk}$$

En donde:

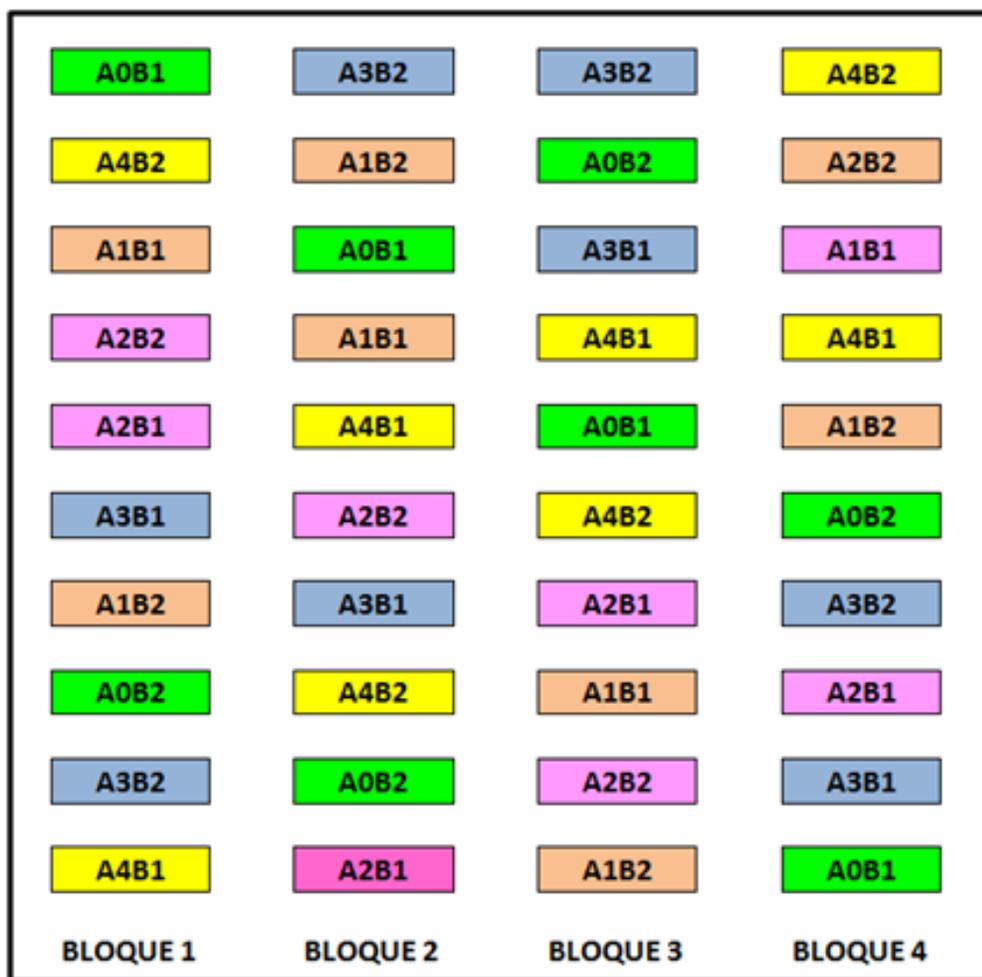
- α_i efecto del i-ésimo tratamiento 1
- β_j Efecto del i-ésima tratamiento 2
- ρ_k Efecto de la k-ésima réplica
- $(\alpha\beta)_{ij}$ linteracción o efecto conjunto, del i-ésimo nivel del factor A (Enraizador) y del j-ésimo nivel del factor B (Tamaño de cladodio).
- e_{ij} Componente aleatorio (error experimental)

Cuadro 3. Análisis de varianza para Diseño bifactorial en arreglo de bloques al azar

Fuentes de variación	GL	SC	CM	Relación F
Réplicas	r-1	SCr	CMr	CMr/CMe
Tratamientos	t-1	SCt	CMt	CMt/CMe
Factor A	a-1	SCA	CMA	CMA/CMe
Factor B	b-1	SCB	CMB	CMB/CMe
Interacción AB	(a-1)(b-1)	SCAB	CMAB	CMAB/CMe
Error experimental	(n-1)-[(t-1)+(r-1)]	SCe	CMe	
Total	n-1	SCT		

Cuadro 4. Códigos de tratamientos aplicados a estacas de pitahaya amarilla

Tratamientos	Código	Detalle
T1	A0B1	Sin enraizador + Longitud de tallo 1
T2	A0B2	Sin enraizador + Longitud de tallo 2
T3	A1B1	Ácido alfa-naftalenacético (Hormonagro) + Longitud de tallo 1
T4	A1B2	Ácido alfa-naftalenacético (Hormonagro) + Longitud de tallo 2
T5	A2B1	Estiércol bovino y P + Longitud de tallo 1
T6	A2B2	Estiércol bovino y P + Longitud de tallo 2
T7	A3B1	Trichoderma ThLE24 + Longitud de tallo 1
T8	A3B2	Trichoderma ThLE24 + Longitud de tallo 2
T9	A4B1	Trichoderma ThLE26 + Longitud de tallo 1
T10	A4B2	Trichoderma ThLE26 + Longitud de tallo 2



ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO
Sin enraizador (A0)	30 cm (B1)
ANA - Hormonagro (A1)	
Estiércol bovino enriquecido con fósforo (A2)	
<i>Trichoderma harzianum</i> cepa ThLE24 (A3)	50 cm (B2)
<i>Trichoderma harzianum</i> cepa ThLE26 (A4)	

Figura 3. Diseño de bloques al azar en arreglo bifactorial

3.3.2. Hipótesis

3.3.2.1. Hipótesis nula (H_0)

No existe efecto de la interacción entre el tipo de enraizador y longitud de tallos en la emisión de raíces y en el brote de yemas de crecimiento, en la propagación asexual de Pitahaya Amarilla.

3.3.2.2. Hipótesis alternativa (H_1)

Existe efecto de la interacción entre el tipo de enraizador y longitud de tallos en la emisión de raíces y en el brote de yemas de crecimiento, en la propagación asexual de Pitahaya Amarilla.

3.3.3. Variables a evaluar

3.3.3.1. Variables independientes

A. Tipos de enraizadores:

- Testigo
- Ácido alfa-naftalenacético (ANA) -Hormonagro
- Estiércol bovino enriquecido con fósforo
- *Trichoderma harzianum* ThLE24
- *Trichoderma harzianum* ThLE26

B. Longitud de estacas

- Estacas de 30 cm.
- Estacas de 50 cm

3.3.3.2. Variables dependientes

- **Porcentaje de cladodios prendidos (PCP)**

Se contabilizó visualmente y se consideró cladodio prendido cuando el brote o brotes alcanzaron una longitud de 3 a 5 cm, variable que se determinó a los 60 días después del trasplante (Anexo 4)

- **Número de brotes (NB)**

Se registró esta variable por observación a los 60 días después de la siembra de las estacas en las fundas, contando el número de brotes desarrollados en el esqueje, tomando 6 plantas al azar de cada unidad experimental (Anexo 5).

- **Longitud de los brotes (LB)**

Se midió desde la base de la arista hasta el ápice de los brotes, en 6 plantas de cada unidad experimental seleccionadas al azar a los 60, 80, 100 y 120 días después del trasplante de las estacas en cada una de las fundas, para lo cual se utilizó una cinta métrica (Anexo 6).

- **Diámetro de los brotes (DB)**

Se determinó a los 60, 80, 100 y 120 días después del trasplante de las estacas, utilizando una cinta fina debidamente graduada en cm y mm, colocada en la parte ecuatorial, con lo cual se determinó el perímetro para luego calcular su diámetro. Esta medición se realizó en 6 plantas seleccionadas al azar de cada unidad experimental (Anexo 7).

Para la medición tanto de la longitud del brote como de su diámetro, se consideró el primer y segundo brote emitido, los demás, en algunos casos se podaron.

- **Peso de los brotes (PB)**

Luego de haber registrado el número de brotes, su diámetro y determinado su longitud, se procedió a pesar en una balanza de precisión marca Ohaus con medición de 0,0001 g, peso que se determinó a los 120 días, utilizando los mismos brotes medidos de las plantas seleccionadas al azar (Anexo 8)

– **Volumen de brotes (VB)**

Para registrar esta variable se utilizó las mismas plantas seleccionadas para medir la longitud de los brotes, a los 120 días. Con una probeta graduada y un volumen de agua conocido, se evaluó sumergiendo los brotes y por diferencia se determinó su volumen (Anexo 9).

– **Número de raíces principales (NR)**

Se contabilizó a los 120 días de haber colocado las estacas en las fundas de polietileno, considerando aquellas raíces que procedan de la base de la estaca, utilizando las mismas 6 plantas seleccionadas al azar (Anexo 10).

– **Longitud de raíces (LR)**

Se midió a los 120 días, utilizando las mismas plantas que se contabilizaron el número de raíces, midiendo desde la base del cuello radicular hasta la cofia, previo al lavado en agua (Anexo 11).

– **Peso de raíces (PR)**

Luego de haber registrado el número de raíces y determinado su longitud, se procedió a pesar en una balanza de precisión, marca Ohrus, a los 120 días después de haber realizado la siembra, utilizando las mismas plantas seleccionadas al azar (Anexo 12)

– **Incidencia de plagas y enfermedades en la raíz (IP)**

A los 120 días después de la siembra, previo a la determinación del peso y volumen de la raíz, se hizo observaciones para determinar posibles efectos de presencia de plagas y/o enfermedades.

3.3.4. Actividades previa la siembra

3.3.4.1. Construcción del umbráculo

Para el enraizamiento de los tallos o vainas de pitahaya, se construyó un umbráculo de 2 m de altura, con postes de madera y cubierta de sarán del 80% color negro, a una temperatura media de 25°C y 80% de HR, dentro del cual se ubicaron las fundas llenas con el sustrato. El

umbráculo fue cercado con 4 hilos de alambre de púas a fin de evitar la destrucción por los animales de granja existentes en los alrededores (Anexo 27-A).

3.3.4.2. Preparación del sustrato

El sustrato estuvo compuesto de Tierra de huerta, tierra de montaña, bagacillo de caña fresco y arena de río, en una proporción de 1:1:1:1; una vez preparado el sustrato, se envió una muestra al laboratorio de suelos para el análisis químico (Anexo 27-B)

3.3.4.3. Llenado de fundas

Preparado el sustrato, se llenó las fundas de 12 cm de diámetro y 27 cm de altura hasta cubrir las dos terceras partes, el resto se llenó en el momento en que se colocó la estaca. Las fundas llenas se fueron arreglando bajo el umbráculo, en marcos de pindo *Gynerium sagittatum* (Aubl.) P.Beauv. (material propio del sector).

3.3.4.4. Selección y desinfección de las estacas

a. Selección de las plantas

Las estacas fueron seleccionadas de las mejores plantas de la finca de Don Segundo Cajamarca, que se encuentran ubicadas en el barrio Chibutza, cantón Yantzaza de la provincia de Zamora Chinchipe; plantas provenientes de Colombia.

b. Selección de las estacas

Las estacas fueron seleccionadas de la parte media de las plantas, con buenas condiciones sanitarias y sin que presenten brotes de floración o fructificación (Anexo 27- C).

c. Corte y desinfección de las estacas

El corte de las estacas se realizó con un machete bien afilado y limpio, previamente desinfectado antes de cada corte con alcohol al 90%. Realizado el corte, se aplicó cloro al 5% como desinfectante tanto en la herida de la planta madre como en la base de la estaca

d. Curado

Consistió en dejar las estacas o vainas cortadas y desinfectadas, por un tiempo de 7 días, en un lugar sombreado y aireado para que logre cicatrizar la zona donde se realizó el corte y de esta manera no entre en contacto directo con el suelo, lo que genera pudrición; posteriormente se procedió a realizar una segunda selección, previo a la siembra, eliminando aquellas estacas que presentaron alguna lesión asociadas a hongos o bacterias (Anexo 27 D)

e. Colocación de cladodios en las macetas

Transcurridos los 7 días del curado, se procedió a colocarles en las fundas de polietileno, manteniendo la dirección de crecimiento (Anexo 27-E).

f. Control de arvenses

Se realizaron manualmente, en función del crecimiento de los mismos, evitando en lo posible el contacto con las estacas (Anexo 27-F).

3.3.5. Difusión de resultados

3.3.5.1. Día de campo

Para dar cumplimiento con el requisito institucional, se realizó el día de campo en el propio lugar del ensayo experimental, luego de haber concluido la investigación. El evento contó con la presencia de estudiantes del Colegio de Bachillerato “Primero de Mayo” y algunos docentes, incluido el director de tesis. Para la presentación se utilizó papelotes y un tríptico (Anexo 32), donde constaba el resumen de lo realizado en la investigación y los resultados obtenidos; además se entregó un certificado a los estudiantes y docentes en calidad de asistentes al evento (Anexos 31).

3.3.6. Metodología para el primer objetivo “Determinar la efectividad del ácido alfa-naftalenacético (Hormonagro), estiércol de bovino enriquecido con fósforo, y dos cepas de *Trichoderma*, en el enraizamiento de estacas de Pitahaya Amarilla”

3.3.6.1. Procedimiento para enraizamiento con Ácido alfa - naftalenacético (Hormonagro)

Se vació el contenido del frasco de Hormonagro #1 en un recipiente y se introdujo las estacas 2.5 cm de la base en el polvo fito-hormonal, para luego proceder a colocarle en la maceta.

3.3.6.2. Procedimiento para enraizamiento con estiércol bovino enriquecido con fósforo

Se mezcló un kilogramo de estiércol fresco de vaca en tres litros de agua y se agregó 1,078 kg de superfosfato triple. Esta solución tuvo un 10% de fósforo, que es la cantidad que tienen algunos de los enraizadores comerciales, la base de las estacas se sumergió en esta solución durante 5 segundos y luego se procedió a la siembra.

3.3.6.3. Procedimiento para siembra con *Trichoderma*

Se emplearon dos cepas de *Trichoderma harzianum* pertenecientes a la colección de cultivos del Laboratorio de Sanidad Vegetal del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, de la Universidad Nacional de Loja.

a. Reactivación de cepas de *Trichoderma*

La reactivación de las cepas de *Trichoderma harzianum*, se realizó mediante la técnica de incremento de inóculo en medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA), se incubaron a 28°C ±1, hasta que el micelio cubriera toda la placa de Petri

Se realizó un pre-inóculo en 10 cm³ de medio de cultivo Caldo-Papa-Dextrosa (CPD) en tubo de ensayo de 20 cm³, en donde se inocularon las dos cepas de *Trichoderma harzianum*., luego se las incubaron por 5 días a 30°C ±1 y a 300 rpm en una incubadora tipo *Shaker*. Después que se observó un buen crecimiento de cada una de las cepas, se transfirió todo el

contenido del tubo de ensayo a un matraz de 500 cm³ con medio de cultivo Difco a base de Caldo Papa Dextrosa (CPD) (Anexo 28). Trascorrido 10 días de incubación, se filtró 2ml de cada una de las cepas en tubos eppendoff con el objetivo de realizar el conteo de la cantidad de conidios de cada uno de las muestras en la cámara de Neubauer; para registrar el conteo de conidios se utilizó una matriz (Anexo 1).

Una vez realizado el conteo se procedió a utilizar la siguiente fórmula:

$$CC = \sum n (5 \times 10\ 000)$$

CC = Concentración en la cámara

$\sum n$ = Sumatoria de células en los cinco cuadrantes

(5 X 10 000) = Constante

Se ajustaron todas las concentraciones en una proporción de 1 X 10⁶ por ml-1 UFC (Unidades Formadoras de Colonias), aplicando la siguiente fórmula:

$$V_{\text{inicial}} \times C_{\text{inicial}} = V_{\text{final}} \times C_{\text{final}}$$

V_{inicial} = Volumen inicial del inóculo que deseamos preparar

C_{inicial} = Concentración inicial del inóculo

V_{final} = Volumen final del inóculo que deseamos preparar

C_{final} = Concentración final deseada del inóculo (1 X 10⁶)

b. Aplicación

Se utilizó los filtrados obtenidos de cada una de las cepas utilizadas, determinando una concentración acumulada (en base a la producción de esporas de cada cepa) de 1 x 10⁶ por ml para ser aplicado (estándar recomendado). De la cepa ThLE 24, se utilizó 17 ml de suspensión conidial en 4983 ml de agua destilada y para la cepa ThLE 26 se utilizó 0,60 ml de suspensión conidial en 4999,4 litros de agua destilada, obteniendo un volumen final de 5 litros por cada cepa utilizada.

La aplicación se realizó mediante sumersión de la base de las estacas a unos 5 cm en las suspensiones conidiales de *Trichoderma*, antes de la siembra, durante un tiempo de 5 segundos.

3.3.6.4. Análisis

Para determinar la influencia de los enraizantes, tamaños de cladodios y la interacción entre el enraizante y el cladodio se realizó el ANOVA para el Diseño bifactorial y la comparación de medias con el test de rangos múltiples de Tukey al 95 % (Anexos 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20 y 21)

3.3.7. Metodología para el segundo objetivo:

“Determinar la influencia del tamaño de la estaca en la capacidad de enraizamiento y en la generación de brotes en interacción con los diferentes tipos de enraizadores a evaluarse”.

Para el cumplimiento de este objetivo se utilizó los datos registrados de las mismas plantas seleccionadas en el cumplimiento del primer objetivo. Además para determinar la influencia del tamaño de la estaca en la capacidad de enraizamiento y generación de brotes se realizó un análisis de correlación entre:

- Longitud de cladodios y longitud de brotes
- Longitud de cladodios y longitud de raíces
- Longitud de cladodios y número de raíces
- Longitud de cladodios y peso de raíces

Obtenido el análisis de correlación, se seleccionó la variable que mayor grado de correlación presentó, y se correlacionó con:

- Longitud de brotes y longitud de raíces
- Longitud de brotes y número de raíces
- Longitud de brotes y peso de raíces

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. VARIABLES AGRONÓMICAS EVALUADAS

El análisis de varianza reveló que no existió interacción entre los factores enraizantes – tamaño de cladodio, por lo que se analizaron los resultados por separado. A excepción del número de brotes, donde no se evidenció influencia de los enraizantes y tamaño de los cladodios, ni de la interacción enraizante - cladodio (Anexo 14), por lo tanto no existen diferencias estadísticas en los tratamientos evaluados; iguales resultados obtuvo Balaguera *et al.* (2010), en la propagación de pitahaya amarilla, encontrando que no existe influencia del enraizador y tamaño de cladodio en los tratamientos evaluados en base al número de brotes.

El resultado obtenido se respalda en lo manifestado por Ipizia (2011), quien indica que las auxinas intervienen en la inhibición de yemas laterales cuando se encuentran en el material de propagación en altas concentraciones.

4.1.1. Respuesta de los enraizadores

La longitud de raíces, fue la única variable donde estadísticamente influyeron los tratamientos enraizantes (Anexo 20), siendo *Trichoderma harzianum* cepa ThLE24 (A3) el que mayor promedio de longitud radical presentó, con 33,09 cm. El testigo, los tratamientos con *Trichoderma harzianum* cepa ThLE26, el ANA- Hormonagro (A1) y estiércol bovino enriquecido con fósforo (A2), no expresaron diferencias significativas entre ellos (Figura 4).

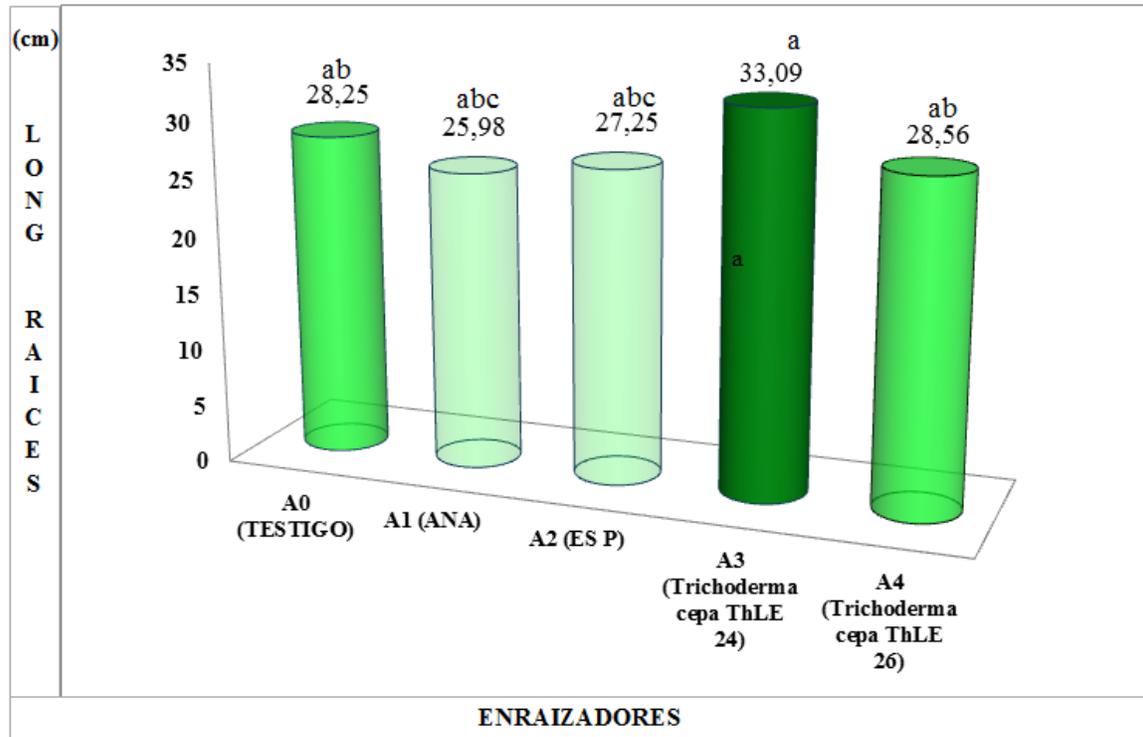


Figura 4. Longitud de raíces principales en pitahaya amarilla *Cereus traingularis* (L.) Haw., a los 120 días, utilizando tres enraizadores: A1 (ANA), A2 (estiércol bovino con P), A3 (*Trichoderma harzianum* cepa ThLE24), A4 (*Trichoderma harzianum* ThLE26) y A0 (sin enraizador), Yantzaza, 2015.

4.1.2. Respuesta del tamaño de los cladodios

4.1.2.1. Porcentaje de cladodios prendidos (PCP)

La figura 5, muestra que los mejores resultados de prendimiento se obtuvieron en cladodios de 50 cm con un promedio de 91,25 %, frente a los de 30 cm. El resultado se justifica con lo manifestado por Costa y Challa (2002), quienes mencionan que en pitahaya, la función de las hojas (fotosíntesis, producción de ciertas hormonas, entre otras.) es relegada a los tallos o cladodios, por lo cual, los efectos anteriormente mencionados pueden estar relacionados con el tamaño del cladodio.

Además, López *et al.* (2000), sostienen que el tamaño del cladodio, entre otros factores, también tiene influencia sobre el poder de enraizamiento en pitahaya, mediante la producción y translocación de hormonas y carbohidratos necesarios para la formación de raíces, concordando con Hartmann; Kester (1998) y Rauter (1983) quienes indican que los hidratos de carbono y los compuestos nitrogenados están de alguna forma involucrados en el proceso de enraizamiento, pudiendo modificar, e incluso controlar, la formación de raíces, (Puri; Khara, 1992) ya que para la iniciación de raíces en estacas requiere de energía, donde la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la única fuente de energía en la estaca para activar el proceso rizogénico, señalándose que el almidón, cuando está presente, actúa como la fuente principal de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical.

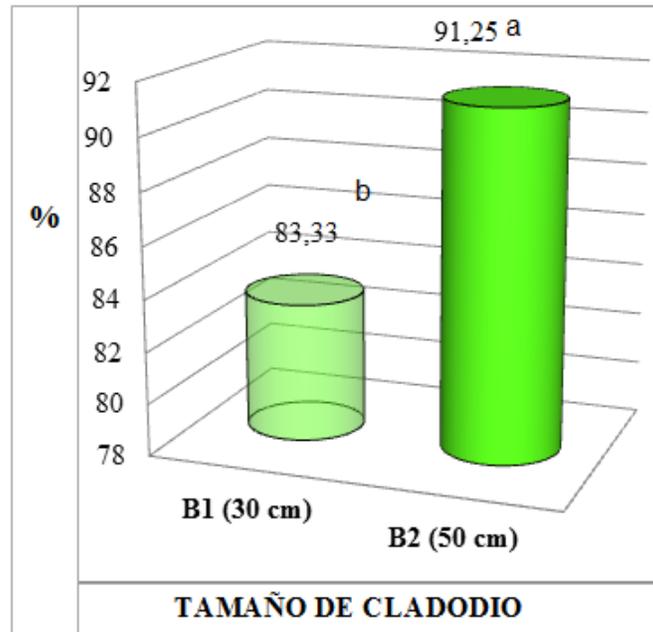


Figura 5. Prendimiento de estacas de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 60 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015

4.1.2.2. Longitud de brotes (LB)

En la figura 6, muestra mejor respuesta de longitud de brotes en cladodios de 50 cm, frente a los de 30 cm, con 101,52 y 72,24 cm respectivamente. Resultados superiores a los obtenidos por Balaguera *et al.* (2010)., quienes utilizando tres concentraciones de AIB y dos tamaños de cladodios de 40 y 60 cm, obtuvieron a los 90 días una longitud promedio de 3,07 cm en cladodios de 40 cm y 4,37 cm en los cladodios de 60 cm, fundamentándose el resultado por el hábito de crecimiento que es de carácter trepador, lo que determina que su mayor crecimiento sea en longitud antes que en su diámetro (Suarez, 2011); además, se ve influenciado por el fenómeno de fototropismo (Cossio, 2013), por estar establecido el ensayo bajo un umbráculo cubierto por polisombra del 80%.

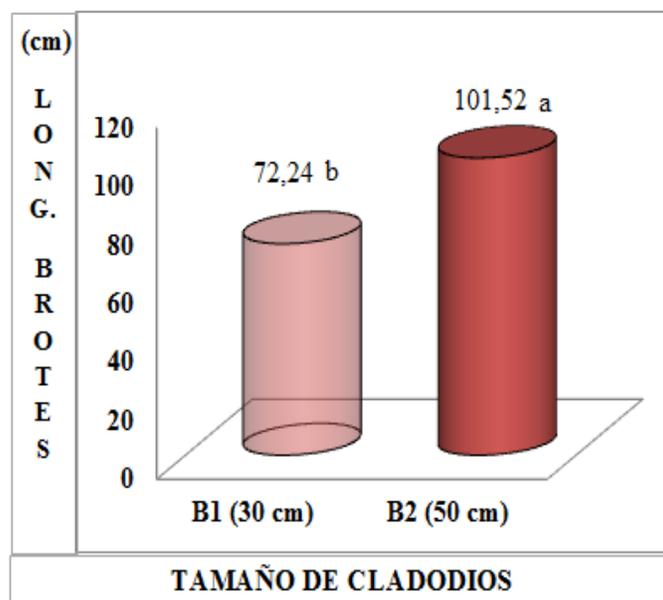


Figura 6. Longitud promedio de brotes de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015

4.1.2.3. Diámetro de brotes (DB)

La figura 7, muestra que el diámetro de brotes fue mayor en los cladodios de 50 cm frente a los de 30 cm, con 3,46 y 3,26 cm respectivamente. Resultados similares obtuvo Suarez (2011), donde utilizo dos tamaños de cladodios (1m y 0,50 m) para la propagación de

pitahaya amarilla, y no encontró diferencias estadísticas significativas, en la pitahaya sembrada en invernadero, resultado que se explica por la característica de crecimiento propia de esta especie, que es de carácter trepador, existiendo un mayor crecimiento en longitud que en su diámetro (Suarez, 2011).

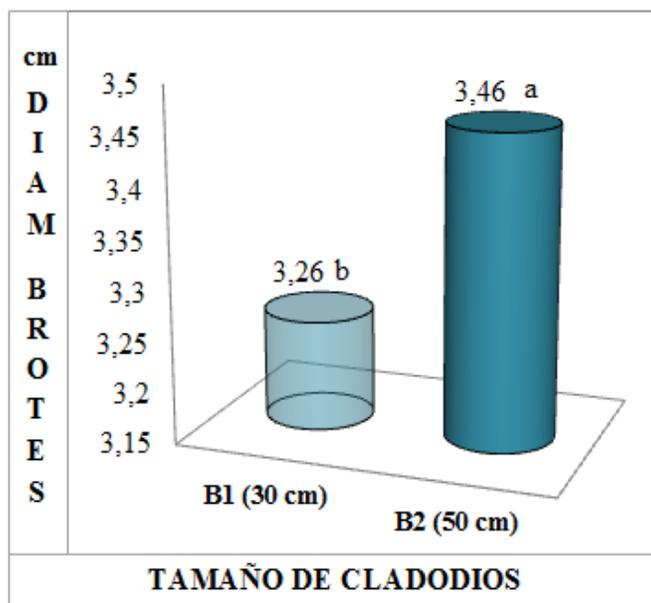


Figura 7. Diámetro promedio de brotes de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015.

4.1.2.4. Peso de brotes (PB)

Existen diferencias significativas para los tratamientos tamaños de cladodios utilizados en la investigación, donde se evidenció mejores resultados en los cladodios de 50 cm, frente a los de 30 cm, con 122,98 y 83,51 g respectivamente (Figura 8). Los valores obtenidos se explican en razón de que, al obtener, mayor longitud y diámetro de brotes en cladodios de 50 cm, se corresponde directamente con un peso mayor, siendo variables directamente proporcionales.

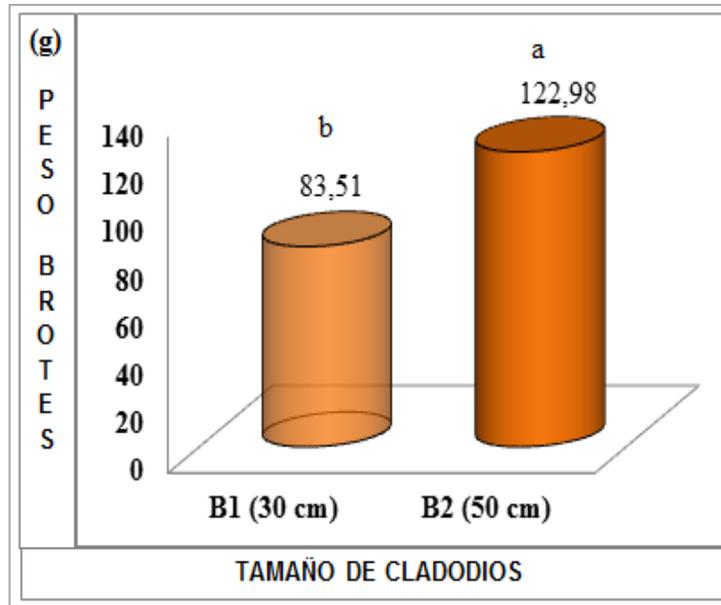


Figura 8. Peso promedio de brotes de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015.

4.1.2.5. Volumen de brotes (VB)

Analizando la figura 9, se deduce que el mejor resultado en volumen de brotes se obtuvo en cladodios de 50 cm de longitud, con $116,51 \text{ cm}^3$, frente a los de 30 cm, que alcanzó $76,71 \text{ cm}^3$, medidos a los 120 días después de la siembra; la longitud y el diámetro de brotes tienen relación directa con el volumen, razón por la cual se justifican los resultados obtenidos.

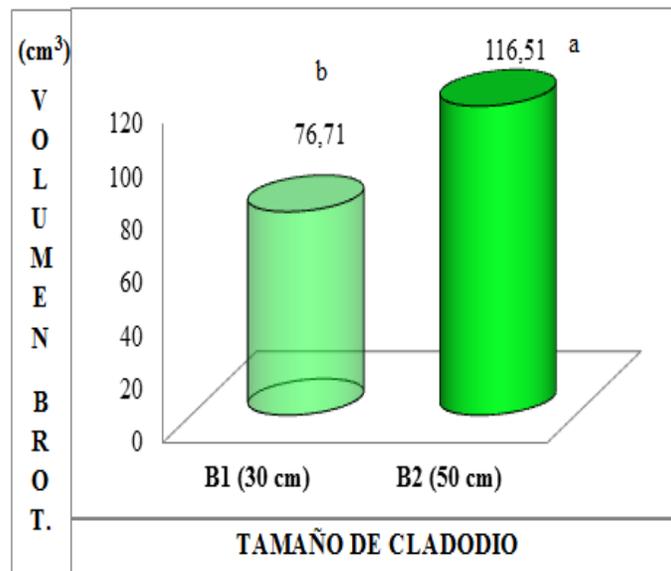


Figura 9. Volumen promedio de brotes en pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza 2015

4.1.2.6. Número de raíces principales (NR)

Al analizar el número de raíces principales emitidas por los dos tamaños de cladodios de 30 y 50 cm, se determinó que existe diferencia significativa, obteniéndose un promedio de 6,21 raíces en cladodios de 50 cm, mientras que en los cladodios de 30 cm fue de 4,91 unidades (Figura 10). Los resultados son diferentes a los obtenidos por Balaguera *et al.* (2010), ya que no encontraron diferencias significativas entre el número de raíces y los dos tamaños de cladodios (40 y 60 cm) utilizados en su investigación; el resultado se sustenta por la mayor presencia de sustancias de reserva y concentración hormonal (Hartmann y Kester, 1998) que presentaron los cladodios de 50 cm frente a los de 30 cm. Los meristemos apicales de la raíz son considerados como centros de síntesis de auxinas en mínimas cantidades, lo que favorece la rizogénesis (Quispe, 2013)

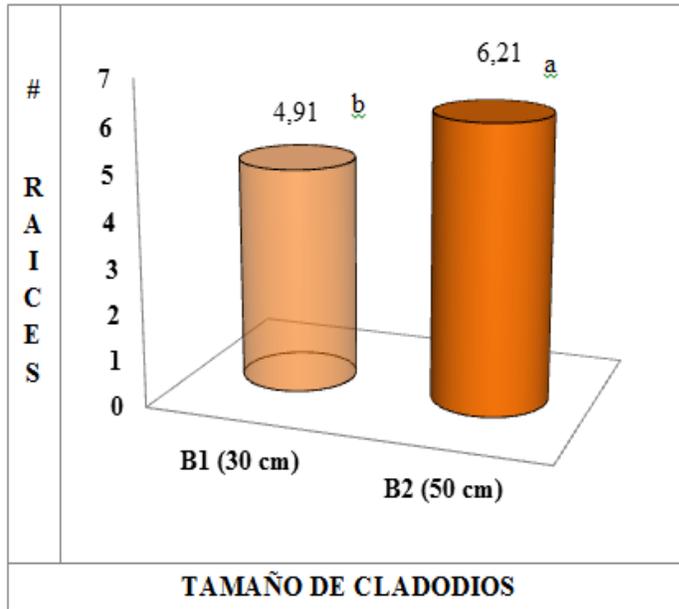


Figura 10. Número de raíces principales en pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015.

4.1.2.7. Peso de raíces (PR)

Con la figura 11, se evidenció los resultados de pesos promedios de raíces, a los 120 días después de la siembra, donde los valores mayores se obtuvieron en los cladodios de 50 cm y los menores en los de 30 cm, con 13,02 y 8,8 g, respectivamente; el resultado se explica por la mayor presencia de sustancias de reserva y concentración hormonal (Hartmann y Kester, 1998) que presentaron los cladodios de 50 cm frente a los de 30 cm, lo que tiene relación directa con el fenómeno de rizogénesis, con el mayor número y longitud de raíces, influyendo directamente en su peso.

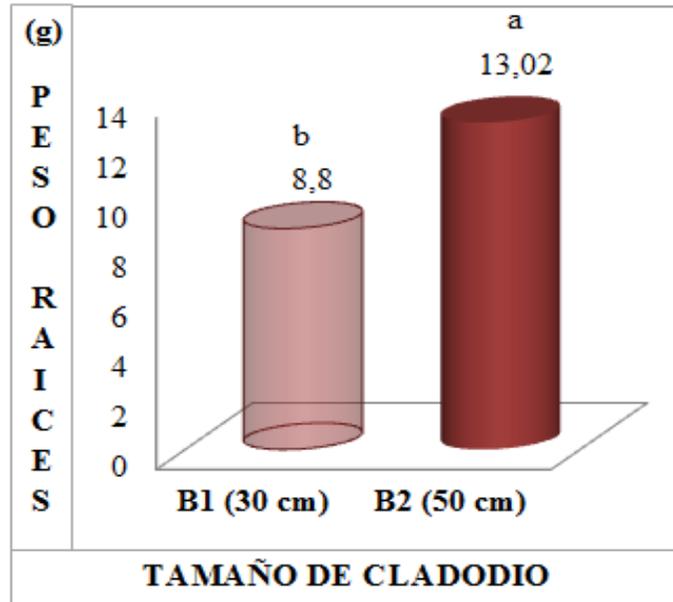


Figura 11. Peso de raíces principales en pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., alcanzados a los 120 días después de la siembra, en cladodios de 30 cm y 50 cm, Yantzaza, 2015.

4.1.2.8. Incidencia de plagas y enfermedades en la raíz (IP)

Realizada la observación a los 120 días, se determinó que no existieron daños que pudiera atribuirse al ataque de alguna plaga o enfermedad.

4.2. ANALISIS DE CORRELACIÓN

Realizado el análisis de correlación se determinó que el mayor grado de asociación se dio entre longitud de cladodios frente a longitud de brotes (0,74), seguido de longitud de cladodios frente a peso de raíces (0,62), luego la longitud de cladodios frente al número de raíces (0,60); existiendo una correlación baja entre longitud de cladodios frente a longitud de raíces (0,25), (Anexos 22, 23,24 y 25).

Al hacer el análisis de correlación entre la longitud de brotes frente al número de raíces, peso de raíces y longitud de raíces, se determinó que estos fueron de 0,54, 0,35 y 0,57, respectivamente (Anexo 26).

Hartmann y Kester (1998) manifiestan que el enraizamiento también depende de las sustancias de reserva y la concentración hormonal que presenta el material de propagación; razón por la cual a mayor longitud de tallo mayor cantidad de sustancias de reserva y concentración hormonal; en el caso de la propagación de pitahaya, el proceso fotosintético y de producción de ciertas hormonas, que inducen al enraizamiento es relegada a los tallos o cladodios, por lo cual, los efectos anteriormente mencionados pueden estar relacionados con el tamaño del cladodio.

Cuadro 5. Grado de asociación entre variables evaluadas en la investigación

VARIABLES		COEF. CORR.
Tamaño de cladodio	Longitud de brotes	0,74
	Número de raíces	0,60
	Longitud de raíces	0,25
	Peso de raíces	0,62
Longitud de brotes	Número de raíces	0,54
	Longitud de raíces	0,35
	Peso de raíces	0,57

5. CONCLUSIONES

- Los resultados determinaron que no existe influencia altamente significativa para los enraizantes en la propagación asexual de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw.
- El tamaño de cladodio de 50 cm influyó significativamente en las variables: porcentaje de cladodios prendidos (91,25%), longitud de brotes (101,52 cm), peso de brotes (122,98 g), número de raíces (6,21) y peso de raíces (13,62 g), en la propagación de pitahaya amarilla, frente a los cladodios de 30 cm.
- Existe una correlación positiva de las variables tamaño de cladodio frente a la longitud de brotes (0,74), peso de raíces (0,62) y número de raíces (0,60).

6. RECOMENDACIONES

- Utilizar cladodios de 50 cm de longitud para la propagación asexual de pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw.
- Registrar los datos de las diferentes variables en la propagación asexual de pitahaya amarilla desde los 30 días hasta los 90 días después de haber colocados los cladodios en las macetas, tiempo en el cual, los brotes alcanzan una longitud óptima para ser plantados en campo definitivo.

7. BIBLIOGRAFÍA

1. AGRIOS, G. 1988. Fitopatología. 2 ed. Mexico, Limusa. 538 p.
2. ARDITTI, J. (1990). Lewis Knudson: His science, his times and his legacy. Lindleyana 5, 1-79
3. BALAGUERA, H; MORALES, E; ALMANZA, P; BALAGUERA, W. 2010. El tamaño del cladodio y los niveles de auxina influyen en la propagación asexual de pitaya (*Selenicereus megalanthus* Haw.). Revista Colombiana de ciencias hortícolas. Vo.4. no 1. p. 2-7.
4. BASTOS, D.; R. PIO; J.A. SCARPARE; M. NEUBERN; L.F. PAES DE ALMEIDA; T. P. DIAS Y S. BAKKER. 2006. Propagation of red pitaya (*Hylocereus undatus*) by cuttings. Ciênc. Agrotec. 30(6), 1106-1109.
5. BERNAL, M. 2013. Escaso hectareaje de siembra de la pitahaya roja limita exportaciones. Entrevista. Guayas. 04/02/2013.
6. BOCOURT. LOPEZ, M. 2006. Especies del genero *Trichoderma* en Cuba y sustratos mas frecuentes. En: Memorias del Taller Latinoamericano “Biocontrol de Fitopatogenos con *Trichoderma* y otros antagonista”, 28-31 de Marzo 2006. INISAV, Ciudad de la Habana, Cuba. ISBN: 959719403.
7. BONGA, J. 1982. Vegetative Propagation in Relation to Juvenility, Maturity and Rejuvenation. En: Bonga, J y Durzan, D. ed. Tissue in Forestry Boston, London, Nijhoff, M y Junk, W. publisher. Pp 387-412
8. CASANOVAS, E. CASTELLANOS, L; HERNÁNDEZ, R; NAVARRO, B; SOSA. F; SOTO, R. 2010. Influencia de *Trichoderma harzianum* en el enraizamiento de *Gardenia jasminoides* N. W. Ellis. Centro de Estudios para la Transformación Agraria Sostenible (CETAS). Centro Agrícola. 6 p. 0253-5785 ISSN. Consultado el 27/11/2014. Disponible en http://cagricola.uclv.edu.cu/descargas/pdf/V37Numero_3/cag053101742.pdf
9. CELESTINO, C. 1985. Aspectos fisiológicos del enraizamiento: Su control hormonal. En propagación vegetativa de especies leñosas de interés forestal. Curso monográfico. Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Monte. Madrid. Pp 21-30
10. CEZA (Centro de estudios de zonas áridas). 2011. Pitahaya. P. 10. Consultado el 1 de sep. 2014. Disponible en <http://www.provar.uchile.cl/doc/PITAHAYA%202011.pdf>.
11. CHET, I; VITERVO, A; BROTMAN, Y. 2006. Plant biocontrol by *Trichoderma* spp. Israel, Departamento de Química Biológica. Consultado el 1 de sep. 2014. Disponible en http://www.weizmann.ac.il/Biological_Chemistry/scientist/Chet/Chet.Html

12. CORDERO, M. 2013. Técnicas Agroecológicas para la desinfección de suelos agrícolas. 18p. Consultado el 06 de dic. De 2014. Disponible en www.elbalsamo.org.
13. CORPOICA (Cooperación Colombiana de Investigación Agropecuaria). 2013. Tecnología para el manejo de pitaya amarilla *Selenicereus megalanthus* en Colombia. 96 p. Consultado el 1 de nov. 2014. Disponible en http://people.scalenet.info/wp-content/uploads/2009/11/Manual-manejo-pitaya-amarilla_2013.pdf
14. COSSIO, L. 2013. Guía de estudio Reguladores de crecimiento. Cátedra de fisiología vegetal. Pp 16, 17, 18, 19
15. CORRES, A. 2009. Efecto del fertirriego en la propagación sexual y asexual de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) bajo cultivo sin suelo. Tesis maestro en ciencias. Oaxaca, Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Investigación y Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca. 115 p. Consultado el 1 de nov. 2014. Disponible en http://itzamna.bnct.ipn.mx/bitstream/handle/123456789/3482/921_2006_CIDIR-OAXACA_MAESTRIA_daniel_corres_antonio.pdf?sequence=1
16. COSTA, J M; H. CHALLA. 2002. The effect of the original leaf area on growth of softwood cuttings and planting material of rose. *Scientia Hort.* 95, 111121.
17. CUPULL R; RODRIGUEZ, A; PÉREZ, C; DELGADO, Y; CUPULL, MC. 2003. Efecto de *Trichoderma viridae* como estimulante de la germinación, en el desarrollo de posturas de cafetos y el control de *Rhizotocnia solani* Kuhn. Centro Agrícola.
18. CUZCO, R. 2014. PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE ALISO (*Alnus acuminata* H.B.K) Y POROTÓN (*Erythrina edulis* Triana ex Micheli) Utilizando tres tipos de enraizadores en la comunidad picalqui del cantón pedro moncayo. Tesis previa la obtención del título de Ingeniera Forestal. Universidad Técnica del Norte. Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales. Ibarra, Ecuador. 124 p.
19. DALLOS, M. et al. (2010). *Selenicereus megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Moran (Cactaceae). Bogota-Colombia. 31 p.
20. DREW, R., AZIMI, M. (2002). Micropropagation of red pitaya (*Hylocereus undatus*). *Acta Horticulturae*, 575:93-98.
21. DUEÑAS., et al. Pitahaya generalidades. Colombia. Pag 52.
22. ERAZO, J; PARRA, J. (2012). Proyecto de siembra y cosecha de pitahaya en San Juan del Morro. 77 p.

23. FACHINELLO, J. C.; NACHTIGAL, J. C. 1992. Propagação da Goiabeira serrana *Feijoa sellowiana* Berg, a través da mergulhia de cepa.1992. *Scientia Agricola*. (Piracicaba). 49(1): 37-39.
24. FERNANDEZ; LARREA, O. (2001). Microorganismos antagonistas para el control fitosanitario. Manejo integrado de plagas(Costa Rica) N°62. Consultado el 18 de nov. 2014. Disponible en <http://web.catie.ac.cr/información/rmip/rev62/96-100.pdf>
25. GARCÍA. (2013). Cultivo de pitaya. 74 p. Consultado el 1 de nov. 2014. Disponible en http://www.agronet.gov.co/www/docs_si2/cultivo%20de%20pitaya.pdf.
26. GREULACH, A. (1989). Manual de botánico y ecología. Volumen 2. Limusa.
27. HARTMANN, T. KESTER, E. (1998). Propagación de plantas. Cia. Editorial Continental, S.A. México. 760 p.
28. HUDSON, T; DALE, E. (1972). Propagación de plantas. Editorial continental, S.A. Segunda edición, México D.F. 227,321,360 pp.
29. ICA (Instituto Colombiano Agropecuario). (2012). Manejo Fitosanitario del cultivo de la pitahaya. Bogota- Colombia. 28 p.
30. INFANTE, R. (1997). Micropropagation of *Mediocactus coccineus* S.D. Micropropagation of *Mammillaria* species (Cactaceae). En: Bajaj Y. (ed.). *Biotechnology in agriculture and forestry*, (pp. 206-213). Vol 40. High Tech and micropropagation.
31. IPIZIA, (2011). Consideraciones generales para la propagación de especies forestales, Perú. <http://www.dps.ufl.edu/hansen/asg3335l/propagacionforestal1.htm>
32. LEMA, L. 2011. Evaluacion de la eficacia de seis enraizadores organicos en la propagación por esquejes de tres cultivares de *Hypericum* (*Hypericum* sp). Tesis previa la obtención del título de Ingeniero Agrónomo. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Recursos Naturales. Riobamba, Ecuador. 101 p.
33. LEÓN D. (2009). Propagación de dos especies de yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*) utilizando dos enraizadores organicos y dos enraizadores químicos en el vivero forestal del Crea en el canton y provincia de Cañar. Tesis Ing. Agr. Escuela superior politécnica de Chimborazo, Facultad de Recursos Naturales, Escuela de Ingeniería Agronómica. Riobamba. 126 p.
34. LÓPEZ, R.; DÍAZ J.C.; FLORES G. 2000. Propagación vegetativa de tres especies de cactáceas: Pitaya (*Stenocereus griseus*), Tunillo (*Stenocereus stellatus*) y Jotilla (*Escontria chiotilla*). *Agrociencia* 34(4), 363-367.
35. MEDINA, J. KONDO, T. (2012). Descripción botánica Generalidades de los géneros *Selenicereus* e *Hylocereus*. Trabajo de grado Universidad del Valle. 97 p.

36. MIZRAHI, Y.; A. NERD E Y. SITRIT. (2002). New fruits for arid climates. pp. 378-384. En: Janick, J. y A. Whipkey (eds.). Trends in new crops and new uses. Alexandria, Egipto.
37. MOLINA, D. VÁSCOMEZ, J. GONZALEZ, V. 2009. Producción y Exportación de la fruta pitahaya hacia el mercado Europeo. Escuela Superior Politécnica del Litoral, Facultad de Economía y Negocios. Guayaquil-Ecuador . pag 2.
38. NORVELL, W. A., BJÖRKMAN, T., Y HARMAN, G. E. (1999). Solubilización de fosfatos y micro nutrientes para el crecimiento de las plantas promovidos por diferentes especies de Trichoderma.
39. OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria, Nicaragua). (2000). Manual técnico, Buenas Prácticas en el Cultivo de Pitahaya. Nicaragua. 54 p.
40. ORRICO, G. (2013). Respuesta de la Pitahaya amarilla (*Cereus triangularis* L.) a la aplicación complementaria de dos fertilizantes en tres dosis. Puerto Quito, Pichincha. Tesis Ing. Agr. Quito. Universidad Central del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrícolas. 88 p.
41. PARDOS, J. 1985. Fisiología de la producción de Raíces. En: Propagación de Especies Leñosas de Interés Forestal. Curso monográfico. Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Monte.
42. PEREZ, C. (2001). Control biológico de *Alternaria porri* (Ellis) Cif. En cebolla con *trichoderma* spp. RAP-AL. 89- 106 p.
43. PURI, S; KHARA, A. 1992. Influence of Maturity and Physiological Status of Woody Cutting: Limits and Promises to Ensure Successful Cloning. Indian Forester. Agosto.
44. QUISPE, M. (2013). Propagación vegetativa de esquejes de Queñua (*Polylepis besseri* Hieron) en base a la aplicación de dos enraizadores naturales y tres tipos de sustratos en el vivero de la comunidad de huancané. Tesis Ing. Agr. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. La Paz- Bolivia. 117 p.
45. RAUTER, R. 1983. Current Status of Macropropagation. En: Proceeding of the 19^o Meeting of the Canadian Tree Improvement Association. Part 2: Symposium on Clonal Forestry. Its Impact on the Improvement and our Future Forest. Toronto, Ontario. August, 22-26, 1983. Pp 58-74
46. RAUTER, R. 1983. Current Status Of Macropropagation. En: Proceeding of the 19^o Meeting of the Canadian Tree Improvement Association. Part 2: Symposium on Clonal Forestry. Its Impact on the Improvement and our Future Forest. Toronto, Ontario. August, 22-26. Pp 58-74

47. RODRIGUEZ, J. 1993. La fertilización de los cultivos. Pontificia Universidad Católica de Chile. 1291 p.
48. ROULUND, H. OLESEN, K. 1992. Mass Propagation of Improved Material. Lecture Note D-7. Danida Forest Seed Centre. Denmark. 13 p.
49. SAGARPA (Secretaria De Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural Pesca Y Alimentación). 2011. El cultivo de la Pitahaya. México. 12 pág.
50. SALISBURY F. Y C. ROSS. (2000). Fisiología de las plantas: bioquímica vegetal. Editorial Paraninfo, Madrid.
51. SAMUELS, GJ; CHAVERRI, P; FARR, DF; MC CRAY, EB. (2010). Trichoderma. Systematic Mycology and Microbiology Laboratory. Consultado el 1 de sep. 2014. Disponible en <http://nt.ars-grin.gov/taxadescriptions/keys/trichodermaIndex.cfm>
52. SANTOS, M. (2010). Efeito de substratos e boro no enraizamento de estacas de pitaya. Revista Ceres, Brasil. 7 p.
53. SUÁREZ, R. (2011). Evaluación de métodos de propagación en pitahaya amarilla *Selenicereus megalanthus* (Haw.) Britt and Rose y pitahaya roja *Hylocereus polyrhizus* (Haw.) Britt and Rose. Tesis de maestría en ciencias agraria. Palmira. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de ciencias agropecuarias. Cordinación general de postgrados. 280 p.
54. SUAREZ, R. 2011. EVALUACIÓN DE MÉTODOS DE PROPAGACIÓN EN PITAHAYA AMARILLA *Selenicereus megalanthus* (Haw.) Britt & Rose Y PITAHAYA ROJA *Hylocereus polyrhizus* (Haw.) Britt & Rose. Tesis previa la obtención del título de Magister en Ciencias Agrarias Fitomejoramiento. Palmira. UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA. FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS. 280 p.
55. TAIZ, L. Y E. ZEIGER. (2006). Fisiología vegetal. Publicaciones de la Universitat Jaume I, Castelló de la Plana, España
56. TORIBIO, M. 1985. Problemas Derivados de los Estados de Juvenilidad y Madurez en la Propagación Vegetativa. En: Propagación Vegetativa de Especies Leñosas de Interés Forestal. Curso monográfico. Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Monte. Madrid. Pp 75-84
57. TROCME, S. GRAS, R. (1979). Suelo y fertilización en fruticultura. 2º edición.

8. ANEXOS

Anexo 1. Conteo de estructuras conidiales de las cepas de *Trichoderma harzianum* ThLE24 y ThLE26

CONTEO DE CONIDIOS										CONTEO DE CONIDIOS									
Muestra:					<i>Trichoderma harzianum</i> cepa ThLE 24					Muestra:					<i>Trichoderma harzianum</i> cepa ThLE 26				
Fecha:					30 de enero de 2015					Fecha:					30 de enero de 2015				
Cuadrante 1		Cuadrante 2		Cuadrante 3		Cuadrante 4		Cuadrante 5		Cuadrante 1		Cuadrante 2		Cuadrante 3		Cuadrante 4		Cuadrante 5	
1.1	13	2.1	3	3.1	9	4.1	3	5.1	3	1.1	280	2.1	112	3.1	130	4.1	112	5.1	230
1.2	13	2.2	2	3.2	12	4.2	4	5.2	4	1.2	470	2.2	145	3.2	76	4.2	76	5.2	93
1.3	15	2.3	6	3.3	7	4.3	5	5.3	3	1.3	358	2.3	14	3.3	93	4.3	103	5.3	102
1.4	14	2.4	8	3.4	8	4.4	7	5.4	1	1.4	270	2.4	64	3.4	66	4.4	67	5.4	180
1.5	7	2.5	3	3.5	3	4.5	6	5.5	6	1.5	240	2.5	117	3.5	111	4.5	93	5.5	67
1.6	7	2.6	3	3.6	2	4.6	7	5.6	4	1.6	105	2.6	101	3.6	335	4.6	98	5.6	97
1.7	8	2.7	7	3.7	2	4.7	4	5.7	3	1.7	322	2.7	35	3.7	118	4.7	67	5.7	113
1.8	10	2.8	2	3.8	1	4.8	1	5.8	2	1.8	275	2.8	84	3.8	157	4.8	112	5.8	208
1.9	11	2.9	4	3.9	3	4.9	4	5.9	1	1.9	114	2.9	25	3.9	235	4.9	68	5.9	100
1.10	11	2.10	6	3.10	2	4.10	3	5.10	1	1.10	144	2.10	114	3.10	63	4.10	69	5.10	93
1.11	9	2.11	2	3.11	3	4.11	5	5.11	4	1.11	66	2.11	25	3.11	127	4.11	73	5.11	67
1.12	11	2.12	5	3.12	6	4.12	6	5.12	3	1.12	54	2.12	95	3.12	137	4.12	150	5.12	103
1.13	10	2.13	2	3.13	4	4.13	0	5.13	2	1.13	70	2.13	125	3.13	318	4.13	103	5.13	202
1.14	4	2.14	1	3.14	4	4.14	2	5.14	1	1.14	147	2.14	172	3.14	179	4.14	101	5.14	101
1.15	6	2.15	1	3.15	1	4.15	4	5.15	3	1.15	55	2.15	143	3.15	671	4.15	93	5.15	103
1.16	8	2.16	2	3.16	1	4.16	3	5.16	6	1.16	81	2.16	139	3.16	340	4.16	67	5.16	168
TOTAL	151	TOTAL	57	TOTAL	68	TOTAL	64	5.17	1	TOTAL	3051	TOTAL	1510	TOTAL	3156	TOTAL	1452	5.17	67
								5.18	0									5.18	25
								5.19	3									5.19	65
								5.20	3									5.20	213
								5.21	4									5.21	212
								5.22	5									5.22	67
								5.23	1									5.23	98
								5.24	5									5.24	97
								5.25	4									5.25	102
								TOTAL	73									TOTAL	2973

Anexo 2. Análisis físico- químico del sustrato utilizado en la investigación

 AGROCALIDAD AGENCIA ECUATORIANA DE ASEGURAMIENTO DE LA CALIDAD DEL AGRO	LABORATORIO DE SUELOS, FOLIARES Y AGUAS Vía Interoceánica Km. 14½ y Eloy Alfaro, Granja del MAGAP, Tumbaco - Quito Teléf.: 02-2372-842/2372-844/2372-845	PGT/SFA/09-FO01
		Rev. 2
	INFORME DE ANÁLISIS DE SUELO	Hoja 1 de 2

Informe N°: LN-SFA-E15-1168
 Fecha emisión Informe: 17/06/2015

DATOS DEL CLIENTE

Persona o Empresa solicitante: Gabriela Aguilar Zaruma / Agrocalidad Loja
Dirección: Daniel Álvarez **Teléfono:** 2109029
Correo Electrónico: klegab@yahoo.es
Provincia: Loja **Cantón:** Loja **N° Orden de Trabajo:** 11-2015-333
N° Factura/Documento: 2074

DATOS DE LA MUESTRA:

Tipo de muestra: Suelo	Conservación de la muestra: Lugar fresco y seco	
Cultivo: Pitajaya		
Provincia: Zamora Chinchipe	Coordenadas:	X: ----
Cantón: Yantzaza		Y: ----
Parroquia: Los Encuentros		Altitud: ----
Muestreado por: Gabriela Aguilar		
Fecha de muestreo: 19-04-2015	Fecha de inicio de análisis: 27-05-2015	
Fecha de recepción de la muestra: 27-05-2015	Fecha de finalización de análisis: 17-06-2015	

RESULTADOS DEL ANÁLISIS

CÓDIGO DE MUESTRA LABORATORIO	IDENTIFICACIÓN DE CAMPO DE LA MUESTRA	PARÁMETRO ANALIZADO	MÉTODO	UNIDAD	RESULTADO
SFA-151366	G.A.1	pH	Potenciométrico	---	6,11
		Materia Orgánica	Volumétrico	%	7,18
		Nitrógeno	Volumétrico	%	0,36
		Fósforo	Colorimétrico	ppm	42,0
		Potasio	Absorción Atómica	cmol/kg	0,96
		Calcio	Absorción Atómica	cmol/kg	16,50
		Magnesio	Absorción Atómica	cmol/kg	2,85
		Hierro	Absorción Atómica	ppm	214,8
		Manganeso	Absorción Atómica	ppm	32,71
		Cobre	Absorción Atómica	ppm	3,26
		Zinc	Absorción Atómica	ppm	16,02
		Arena	Bouyoucos	%	83
		Limo	Bouyoucos	%	8
		Arcilla	Bouyoucos	%	9
		Clase Textural	Cálculo	---	Arenoso Franco

Analizado por: Daniel Bedoya, Katty Pastás, Luis Cacuango

Anexo 3. Interpretación de resultados del análisis del sustrato

 AGROCALIDAD AGENCIA ECUATORIANA DE ASEGURAMIENTO DE LA CALIDAD DEL AGRO	LABORATORIO DE SUELOS, FOLIARES Y AGUAS Vía Interoceánica Km. 14½ y Eloy Alfaro, Granja del MAGAP, Tumbaco - Quito Teléf.: 02-2372-842/2372-844/2372-845	PGT/SFA/09-FO01
	Rev. 2	
	INFORME DE ANÁLISIS DE SUELO	Hoja 2 de 2

Observaciones:

INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS - REGIÓN COSTA

PARÁMETRO	MO (%)	N (%)	P (ppm)	K (cmol/Kg)	Ca (cmol/Kg)	Mg (cmol/Kg)	Fe (ppm)	Mn (ppm)	Cu (ppm)	Zn (ppm)
BAJO	<3,1	0 - 0,15	0 - 10,0	<0,2	<5,0	<1,6	0 - 20,0	0 - 5,0	0 - 1,0	0 - 3,0
MEDIO	3,1 - 5,0	0,16 - 0,3	11,0 - 20,0	0,2 - 0,38	5,0 - 9,0	1,6 - 2,3	21,0 - 40,0	6,0 - 15,0	1,1 - 4,0	3,1 - 6,0
ALTO	>5,0	>0,31	>21,0	>0,4	>9,0	>2,3	>41,0	>16,0	>4,1	>6,1

INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS - REGIÓN COSTA Y SIERRA

	Acido	Ligeramente Acido	Prácticamente Neutro	Ligeramente Alcalino	Alcalino
pH	5,5	5.6 - 6.4	6.5 - 7.5	7.6 - 8.0	8,1



AGROCALIDAD
 AGENCIA ECUATORIANA
 DE ASEGURAMIENTO
 DE LA CALIDAD DEL AGRO
 LABORATORIO DE SUELOS,
 FOLIARES Y AGUAS
 Responsable de Laboratorio - ECUADOR
 Suelos, Foliar y Aguas

Anexo 4. Cladodios prendidos en Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 60 días, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	CLADODIOS PRENDIDOS A LOS 60 DÍAS (%)	
				\bar{X}
A0	B1	1	75,00	77,08
		2	75,00	
		3	83,33	
		4	75,00	
	B2	1	75,00	79,17
		2	91,67	
		3	66,67	
		4	83,33	
A1	B1	1	83,33	83,33
		2	75,00	
		3	83,33	
		4	91,67	
	B2	1	100,00	95,83
		2	100,00	
		3	83,33	
		4	100,00	
A2	B1	1	75,00	83,33
		2	75,00	
		3	100,00	
		4	83,33	
	B2	1	83,33	95,83
		2	100,00	
		3	100,00	
		4	100,00	
A3	B1	1	83,33	85,42
		2	91,67	
		3	83,33	
		4	83,33	
	B2	1	100,00	93,75
		2	91,67	
		3	83,33	
		4	100,00	

Anexo 4. Continuación

A4	B1	1	100,00	87,50
		2	75,00	
		3	83,33	
		4	91,67	
	B2	1	100,00	91,67
		2	83,33	
		3	100,00	
		4	83,33	

Anexo 5. Número de brotes por planta de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 60 días, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	NÚMERO DE BROTOS/PLANTA, A LOS 60 DÍAS	
				\bar{X}
A0	B1	1	3	2,25
		2	2	
		3	2	
		4	2	
	B2	1	2	1,75
		2	2	
		3	2	
		4	1	
A1	B1	1	2	1,75
		2	1	
		3	2	
		4	2	
	B2	1	1	1,75
		2	2	
		3	2	
		4	2	
A2	B1	1	1	1,25
		2	2	
		3	1	
		4	1	
	B2	1	2	1,50
		2	1	
		3	2	
		4	1	
A3	B1	1	2	2,00
		2	2	
		3	2	
		4	2	
	B2	1	2	2,00
		2	2	
		3	2	
		4	2	

Anexo 5. Continuación

A4	B1	1	3	2,00
		2	2	
		3	2	
		4	1	
	B2	1	2	1,75
		2	2	
		3	2	
		4	1	

Anexo 6. Longitud de brotes de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 60, 80, 100 y 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	LONGITUD DE BROTES A LOS 60 DÍAS (cm)		LONGITUD DE BROTES A LOS 80 DÍAS (cm)		LONGITUD DE BROTES A LOS 100 DÍAS (cm)		LONGITUD DE BROTES A LOS 120 DÍAS (cm)	
				̄		̄		̄		̄
A0	B1	1	17,98	17,52	39,17	37,54	55,13	56,51	79,75	74,71
		2	13,43		33,58		52,07		64,58	
		3	13,97		35,50		52,42		65,33	
		4	24,70		41,92		66,42		89,17	
	B2	1	22,78	21,29	53,67	48,19	78,78	69,93	106,75	93,77
		2	21,55		43,83		66,42		97,00	
		3	13,10		42,42		58,08		70,33	
		4	27,72		52,83		76,42		101,00	
A1	B1	1	16,77	15,73	31,67	34,48	47,67	50,74	67,33	69,15
		2	20,38		41,33		60,13		81,50	
		3	13,75		32,58		48,25		65,83	
		4	12,00		32,33		46,92		61,92	
	B2	1	27,30	28,42	50,83	53,92	75,67	77,07	103,08	103,15
		2	33,08		54,92		71,87		94,83	
		3	27,95		50,50		74,53		102,67	
		4	25,35		59,42		86,20		112,00	
A2	B1	1	14,90	15,90	32,00	34,09	47,92	48,62	65,42	68,14
		2	20,30		39,25		53,97		78,67	
		3	19,78		41,17		57,33		81,67	
		4	8,60		23,95		35,25		46,82	
	B2	1	21,20	24,15	47,83	51,23	73,17	76,28	98,67	101,44
		2	32,23		65,92		97,38		125,33	
		3	24,98		53,00		78,00		105,00	
		4	18,20		38,17		56,58		76,75	

Anexo 6. Continuación

A3	B1	1	22,30	20,23	38,07	37,59	53,17	52,69	74,83	67,94
		2	18,05		30,35		47,67		62,50	
		3	22,57		43,23		59,58		69,83	
		4	18,02		38,72		50,35		64,58	
	B2	1	19,12	30,31	46,00	57,54	88,08	86,67	100,33	109,67
		2	29,68		47,57		68,25		97,33	
		3	30,55		55,80		80,25		107,17	
		4	41,88		80,78		110,08		133,83	
A4	B1	1	22,92	18,04	48,00	43,63	80,13	65,23	106,58	81,27
		2	14,65		40,95		59,03		69,67	
		3	17,38		46,58		67,08		78,33	
		4	17,20		39,00		54,65		70,50	
	B2	1	37,15	23,21	65,75	50,71	87,83	74,73	116,42	99,56
		2	25,38		49,58		72,17		102,92	
		3	17,58		46,83		73,58		94,58	
		4	12,72		40,67		65,33		84,33	

Anexo 7. Diámetro de brotes de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 60, 80, 100 y 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	DIÁMETRO DE BROTES A LOS 60 DÍAS (cm)		DIÁMETRO DE BROTES A LOS 80 DÍAS (cm)		DIÁMETRO DE BROTES A LOS 100 DÍAS (cm)		DIÁMETRO DE BROTES A LOS 120 DÍAS (cm)	
				Ā		Ā		Ā		Ā
A0	B1	1	2,60	2,15	3,40	2,95	3,57	3,17	3,65	3,35
		2	1,76		2,75		3,15		3,27	
		3	1,80		2,68		2,79		3,20	
		4	2,43		2,98		3,17		3,29	
	B2	1	2,39	2,27	3,57	3,22	3,87	3,44	4,00	3,64
		2	2,57		3,53		3,91		4,05	
		3	1,46		3,03		3,18		3,44	
		4	2,65		2,76		2,81		3,06	
A1	B1	1	1,85	1,75	2,70	2,60	2,89	2,81	3,25	3,11
		2	2,09		2,69		2,84		3,26	
		3	1,84		2,58		2,81		3,11	
		4	1,22		2,41		2,70		2,80	
	B2	1	2,65	2,60	3,00	3,01	3,02	3,14	3,20	3,31
		2	2,82		3,02		3,22		3,39	
		3	2,84		3,15		3,34		3,48	
		4	2,09		2,88		3,01		3,18	
A2	B1	1	2,57	2,27	3,32	3,15	3,63	3,40	3,74	3,60
		2	2,78		3,50		3,77		3,92	
		3	2,29		3,27		3,50		3,62	
		4	1,43		2,52		2,71		3,11	
	B2	1	2,38	2,25	3,22	3,06	3,25	3,22	3,50	3,43
		2	3,00		3,49		3,64		3,94	
		3	2,04		2,67		2,91		3,13	
		4	1,58		2,84		3,08		3,14	

Anexo 7. Continuación

A3	B1	1	2,72	2,45	2,94	2,91	3,07	2,92	3,24	3,14
		2	2,22		2,76		2,77		3,09	
		3	2,71		2,86		2,90		3,10	
		4	2,14		3,10		2,94		3,14	
	B2	1	2,67	2,79	3,20	3,18	3,50	3,29	3,73	3,49
		2	2,69		3,13		3,13		3,40	
		3	3,08		3,45		3,55		3,63	
		4	2,72		2,93		2,97		3,19	
A4	B1	1	2,82	2,02	3,46	2,82	3,32	2,90	3,50	3,10
		2	1,50		2,37		2,49		2,69	
		3	1,81		2,68		2,81		3,06	
		4	1,94		2,75		2,97		3,16	
	B2	1	3,14	2,06	3,57	2,99	3,63	3,24	3,76	3,41
		2	2,11		2,82		3,15		3,24	
		3	1,64		2,83		3,04		3,32	
		4	1,36		2,73		3,16		3,33	

Anexo 8. Peso de brotes de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	PESO DE BOTES A LOS 120 DÍAS (g)	
				\bar{X}
A0	B1	1	109,7	88,43
		2	66,6	
		3	68,7	
		4	108,7	
	B2	1	150,7	124,23
		2	144,6	
		3	93,1	
		4	108,5	
A1	B1	1	69,9	82,90
		2	77,5	
		3	65,7	
		4	118,5	
	B2	1	124,9	124,28
		2	124,9	
		3	135,5	
		4	111,8	
A2	B1	1	86,4	86,15
		2	116,0	
		3	95,3	
		4	46,9	
	B2	1	120,6	118,48
		2	150,7	
		3	111,0	
		4	91,6	
A3	B1	1	79,3	69,75
		2	62,2	
		3	66,3	
		4	71,2	
	B2	1	117,5	123,85
		2	117,8	
		3	124,2	
		4	135,9	

Anexo 8. Continuación

A4	B1	1	126,5	90,30
		2	74,8	
		3	84,5	
		4	75,4	
	B2	1	165,7	124,28
		2	120,4	
		3	107,5	
		4	102,6	

Anexo 9. Volumen de brotes de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	VOLUMEN DE BOTES A LOS 120 DÍAS (cm ³)	
				Ā
A0	B1	1	104,2	84,03
		2	63,3	
		3	65,3	
		4	103,3	
	B2	1	143,1	117,98
		2	137,3	
		3	88,4	
		4	103,1	
A1	B1	1	66,4	78,78
		2	73,7	
		3	62,4	
		4	59,9	
	B2	1	112,6	118,03
		2	118,6	
		3	128,7	
		4	106,2	
A2	B1	1	82,0	81,85
		2	110,2	
		3	90,6	
		4	44,6	
	B2	1	114,6	112,55
		2	143,1	
		3	105,5	
		4	87,0	
A3	B1	1	75,4	66,28
		2	59,1	
		3	63,0	
		4	67,6	
	B2	1	111,6	117,65
		2	111,9	
		3	118,0	
		4	129,1	

Anexo 9. Continuación

A4	B1	1	120,2	85,78
		2	71,1	
		3	80,2	
		4	71,6	
	B2	1	157,4	117,85
		2	114,4	
		3	102,1	
		4	97,5	

Anexo 10. Número de raíces principales de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días , Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	NÚMERO DE RAICES PRINCIPALES A LOS 120 DÍAS	
				\bar{X}
A0	B1	1	5,5	4,20
		2	3,7	
		3	3,8	
		4	3,8	
	B2	1	6,0	5,90
		2	7,8	
		3	4,8	
		4	5,0	
A1	B1	1	4,5	5,58
		2	6,2	
		3	6,8	
		4	4,8	
	B2	1	5,3	6,83
		2	6,5	
		3	8,0	
		4	7,5	
A2	B1	1	4,8	5,10
		2	5,2	
		3	6,7	
		4	3,7	
	B2	1	6,3	5,63
		2	6,0	
		3	5,2	
		4	5,0	
A3	B1	1	5,2	4,85
		2	5,0	
		3	4,7	
		4	4,5	
	B2	1	6,5	6,28
		2	6,0	
		3	6,8	
		4	5,8	

Anexo 10. Continuación

A4	B1	1	4,0	4,80
		2	5,0	
		3	5,7	
		4	4,5	
	B2	1	6,2	6,43
		2	6,7	
		3	6,5	
		4	6,3	

Anexo 11. Longitud de raíces principales de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	LONGITUD DE RAICES A LOS 120 DÍAS	
				\bar{X}
A0	B1	1	29,7	27,35
		2	23,2	
		3	26,5	
		4	30,0	
	B2	1	26,8	29,15
		2	31,8	
		3	29,2	
		4	28,8	
A1	B1	1	27,8	24,38
		2	21,7	
		3	19,0	
		4	29,0	
	B2	1	25,3	27,58
		2	29,0	
		3	28,7	
		4	27,3	
A2	B1	1	27,7	26,73
		2	32,5	
		3	23,7	
		4	23,0	
	B2	1	28,8	27,78
		2	27,3	
		3	29,5	
		4	25,5	
A3	B1	1	29,0	32,03
		2	28,3	
		3	35,3	
		4	35,5	
	B2	1	29,0	34,15
		2	31,7	
		3	34,2	
		4	41,7	

Anexo 11. Continuación

A4	B1	1	27,0	27,63
		2	28,0	
		3	24,8	
		4	30,7	
	B2	1	29,8	29,50
		2	28,7	
		3	34,0	
		4	25,5	

Anexo 12. Peso de raíces de Pitahaya amarilla *Cereus triangularis* (L.) Haw., a los 120 días después de la siembra, Yantzaza, 2015.

ENRAIZADOR	TAMAÑO DE CLADODIO	BLOQUE	PESO DE RAICES A LOS 120 DÍAS (g)	
				\bar{X}
A0	B1	1	9,2	9,13
		2	7,0	
		3	7,2	
		4	13,1	
	B2	1	19,4	13,80
		2	15,1	
		3	11,8	
		4	8,9	
A1	B1	1	7,1	8,45
		2	6,4	
		3	6,2	
		4	14,1	
	B2	1	12,9	12,50
		2	12,9	
		3	12,2	
		4	12,0	
A2	B1	1	9,4	9,43
		2	13,1	
		3	7,8	
		4	7,4	
	B2	1	12,3	10,60
		2	9,1	
		3	8,0	
		4	13,0	
A3	B1	1	11,6	8,93
		2	6,8	
		3	7,6	
		4	9,7	
	B2	1	12,9	14,58
		2	15,4	
		3	11,3	
		4	18,7	

Anexo 12. Continuación

A4	B1	1	10,9	8,08
		2	6,1	
		3	7,4	
		4	7,9	
	B2	1	16,0	13,63
		2	9,7	
		3	14,0	
		4	14,8	

Anexo 13. ANOVA calculado para el porcentaje de prendimiento

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	840,16	4	210,04	2,59	0,0583 ns
CLADODIO	626,79	1	626,79	7,77	0,0096 *
BLOQUE	60,74	3	20,25	0,25	0,8600 ns
ENRAIZADOR*CLADODIO	180,54	4	45,14	0,56	0,6942 ns
Error	2179,31	27	80,72		
Total	3887,53	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	10,30 %
\bar{X}	87,29 %

Anexo 14. ANOVA calculado para el número de brotes por planta

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	2,15	4	0,54	2,38	0,0767 ns
CLADODIO	0,10	1	0,10	0,44	0,5115 ns
BLOQUE	1,40	3	0,47	2,07	0,1283 ns
ENRAIZADOR*CLADODIO	0,65	4	0,16	0,72	0,5862 ns
Error	6,10	27	0,23		
Total	10,40	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	26,41 %
\bar{X}	1,8

Anexo 15. ANOVA calculado para la longitud de brotes

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	224,57	4	56,14	0,28	0,8908 ns
CLADODIO	8570,55	1	8570,55	42,15	0,0001 **
BLOQUE	413,25	3	137,75	0,68	0,5734 ns
ENRAIZADOR*CLADODIO	837,01	4	209,25	1,03	0,4102 ns
Error	5489,42	27	203,31		
Total	15534,79	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	16,41 %
X̄	86,88 cm

Anexo 16. ANOVA calculado para el diámetro de brotes

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	0,61	4	0,15	2,68	0,0530 ns
CLADODIO	0,38	1	0,38	6,66	0,0156 *
BLOQUE	0,94	3	0,31	5,46	0,0046 ns
ENRAIZADOR*CLADODIO	0,35	4	0,09	1,54	0,2176 ns
Error	1,55	27	0,06		
Total	3,84	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	7,46 %
X̄	3,39 cm

Anexo 17. ANOVA calculado para el peso de brotes

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	539,65	4	134,91	0,29	0,8828 ns
CLADODIO	15578,81	1	15578,81	33,32	0,0001 **
BLOQUE	2490,11	3	830,04	1,78	0,1756 ns
ENRAIZADOR*CLADODIO	629,81	4	157,45	0,34	0,8508 ns
Error	12624,20	27	467,56		
Total	31862,58	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	21,11 %
X̄	97,93 g

Anexo 18. ANOVA calculado para el volumen de brotes

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	792,48	4	198,12	0,58	0,6810 ^{ns}
CLADODIO	15844,38	1	15844,38	46,23	0,0001 **
BLOQUE	2916,36	3	972,12	2,84	0,0568 ^{ns}
ENRAIZADOR*CLADODIO	567,69	4	141,92	0,34	0,8509 ^{ns}
Error	9253,41	27	342,71		
Total	29675	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	20,94 %
X̄	98,08 cm ³

Anexo 19. ANOVA calculado para el número de raíces principales

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	5,69	4	1,42	1,91	0,1372 ^{ns}
CLADODIO	17,03	1	17,03	22,89	0,0001 **
BLOQUE	4,16	3	1,39	1,86	0,1597 ^{ns}
ENRAIZADOR*CLADODIO	1,77	4	0,44	0,59	0,6698 ^{ns}
Error	20,09	27	0,74		
Total	48,74	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	15,52 %
X̄	5,56

Anexo 20. ANOVA calculado para la longitud de raíces

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	231,77	4	57,94	4,33	0,0078 *
CLADODIO	40,40	1	40,40	3,02	0,0939 ^{ns}
BLOQUE	16,24	3	5,41	0,40	0,7512 ^{ns}
ENRAIZADOR*CLADODIO	4,83	4	1,21	0,09	0,9848 ^{ns}
Error	361,69	27	13,40		
Total	654,94	39			

Significado:** (Altamente significativo), * (significativo), ns (no significativo)

CV	12,79 %
X̄	28,63 cm

Anexo 21. ANOVA calculado para el peso de raíces

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
ENRAIZADOR	16,07	4	4,02	0,57	0,6859 ^{ns}
CLADODIO	178,08	1	178,08	25,31	0,0001^{**}
BLOQUE	56,86	3	18,95	2,69	0,0659 ^{ns}
ENRAIZADOR*CLADODIO	26,64	4	6,66	0,95	0,4524 ^{ns}
Error	189,99	27	7,04		
Total	467,66	39			

Significado:^{**} (Altamente significativo), ^{*} (significativo), ns (no significativo)

CV	24,31 %
\bar{X}	10,91 g

Anexo 22. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y longitud de brotes para los diferentes tratamientos

TRATAMIENTO	BLOQUE	TAMAÑO DE CLADODIO (cm)	LONGITUD DE BROTES (cm)
A0B1	1	30	79,75
	2	30	64,58
	3	30	65,33
	4	30	89,17
A0B2	1	50	106,75
	2	50	97,00
	3	50	70,33
	4	50	101,00
A1B1	1	30	67,33
	2	30	81,50
	3	30	65,83
	4	30	61,92
A1B2	1	50	103,08
	2	50	94,83
	3	50	102,67
	4	50	112,00
A2B1	1	30	65,42
	2	30	78,67
	3	30	81,67
	4	30	46,82
A2B2	1	50	98,67
	2	50	125,33
	3	50	105,00
	4	50	76,75
A3B1	1	30	74,83
	2	30	62,50
	3	30	69,83
	4	30	64,58
A3B2	1	50	100,33
	2	50	97,33
	3	50	107,17

Anexo 22. Continuación

	4	50	133,83
A4B1	1	30	106,58
	2	30	69,67
	3	30	78,33
	4	30	70,50
A4B2	1	50	116,42
	2	50	102,92
	3	50	94,58
	4	50	84,33
COEFICIENTE DE CORRELACIÓN:		0,74	

Anexo 23. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y el número de raíces para los diferentes tratamientos

TRATAMIENTO	BLOQUE	TAMAÑO DE CLADODIO (cm)	NÚMEROS DE RAICES
A0B1	1	30	5,50
	2	30	3,67
	3	30	3,83
	4	30	3,83
A0B2	1	50	6,00
	2	50	7,83
	3	50	4,83
	4	50	5,00
A1B1	1	30	4,50
	2	30	6,17
	3	30	6,83
	4	30	4,83
A1B2	1	50	5,33
	2	50	6,50
	3	50	8,00
	4	50	7,50
A2B1	1	30	4,83
	2	30	5,17
	3	30	6,67
	4	30	3,67
A2B2	1	50	6,33
	2	50	6,00
	3	50	5,17
	4	50	5,00
A3B1	1	30	5,17
	2	30	5,00
	3	30	4,67
	4	30	4,50
A3B2	1	50	6,50
	2	50	6,00
	3	50	6,83
	4	50	5,83

Anexo 23. Continuación

A4B1	1	30	4,00
	2	30	5,00
	3	30	5,67
	4	30	4,50
A4B2	1	50	6,17
	2	50	6,67
	3	50	6,50
	4	50	6,33
COEFICIENTE DE CORRELACIÓN:		0,60	

Anexo 24. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y la longitud de raíces para los diferentes tratamientos

TRATAMIENTO	BLOQUE	TAMAÑO DE CLADODIO (cm)	LONGITUD DE RAICES (cm)
A0B1	1	30	29,67
	2	30	23,17
	3	30	26,50
	4	30	30,00
A0B2	1	50	26,83
	2	50	31,83
	3	50	29,17
	4	50	28,83
A1B1	1	30	27,83
	2	30	21,67
	3	30	19,00
	4	30	29,00
A1B2	1	50	25,33
	2	50	29,00
	3	50	28,67
	4	50	27,33
A2B1	1	30	27,67
	2	30	32,50
	3	30	23,67
	4	30	23,00
A2B2	1	50	28,83
	2	50	27,33
	3	50	29,50
	4	50	25,50
A3B1	1	30	29,00
	2	30	28,33
	3	30	35,33
	4	30	35,50
A3B2	1	50	29,00
	2	50	31,67
	3	50	34,17
	4	50	41,67

Anexo 24. Continuación

A4B1	1	30	27,00
	2	30	28,00
	3	30	24,83
	4	30	30,67
A4B2	1	50	29,83
	2	50	28,67
	3	50	34,00
	4	50	25,50
COEFICIENTE DE CORRELACIÓN:		0,25	

Anexo 25. Coeficiente de correlación, entre el tamaño de cladodio y el peso de raíces para los diferentes tratamientos

TRATAMIENTO	BLOQUE	TAMAÑO DE CLADODIO (cm)	PESO DE RAICES (g)
A0B1	1	30	9,18
	2	30	7,02
	3	30	7,23
	4	30	13,05
A0B2	1	50	19,37
	2	50	15,05
	3	50	11,80
	4	50	8,93
A1B1	1	30	7,07
	2	30	6,42
	3	30	6,17
	4	30	14,07
A1B2	1	50	12,85
	2	50	12,85
	3	50	12,23
	4	50	12,03
A2B1	1	30	9,38
	2	30	13,07
	3	30	7,75
	4	30	7,38
A2B2	1	50	12,27
	2	50	9,05
	3	50	8,00
	4	50	12,97
A3B1	1	30	11,63
	2	30	6,78
	3	30	7,63
	4	30	9,73
A3B2	1	50	12,93
	2	50	15,43
	3	50	11,25
	4	50	18,67

Anexo 25. Continuación

A4B1	1	30	10,92
	2	30	6,13
	3	30	7,42
	4	30	7,88
A4B2	1	50	16,02
	2	50	9,72
	3	50	13,98
	4	50	14,82
COEFICIENTE DE CORRELACIÓN:		0,62	

Anexo 26. Coeficiente de correlación, entre la longitud de brotes y el número, longitud y peso de raíces.

LONGITUD DE BROTOS A LOS 120 DÍAS (cm)	NÚMEROS DE RAICES A LOS 120 DÍAS (cm)	LONGITUD DE RAICES A LOS 120 DÍAS (cm)	PESO DE RAICES A LOS 120 DÍAS (cm)
79,75	5,50	29,67	9,18
64,58	3,67	23,17	7,02
65,33	3,83	26,50	7,23
89,17	3,83	30,00	13,05
106,75	6,00	26,83	19,37
97,00	7,83	31,83	15,05
70,33	4,83	29,17	11,80
101,00	5,00	28,83	8,93
67,33	4,50	27,83	7,07
81,50	6,17	21,67	6,42
65,83	6,83	19,00	6,17
61,92	4,83	29,00	14,07
103,08	5,33	25,33	12,85
94,83	6,50	29,00	12,85
102,67	8,00	28,67	12,23
112,00	7,50	27,33	12,03
65,42	4,83	27,67	9,38
78,67	5,17	32,50	13,07
81,67	6,67	23,67	7,75
46,82	3,67	23,00	7,38
98,67	6,33	28,83	12,27
125,33	6,00	27,33	9,05
105,00	5,17	29,50	8,00
76,75	5,00	25,50	12,97
74,83	5,17	29,00	11,63
62,50	5,00	28,33	6,78
69,83	4,67	35,33	7,63
64,58	4,50	35,50	9,73
100,33	6,50	29,00	12,93
97,33	6,00	31,67	15,43
107,17	6,83	34,17	11,25

Anexo 26. Continuación

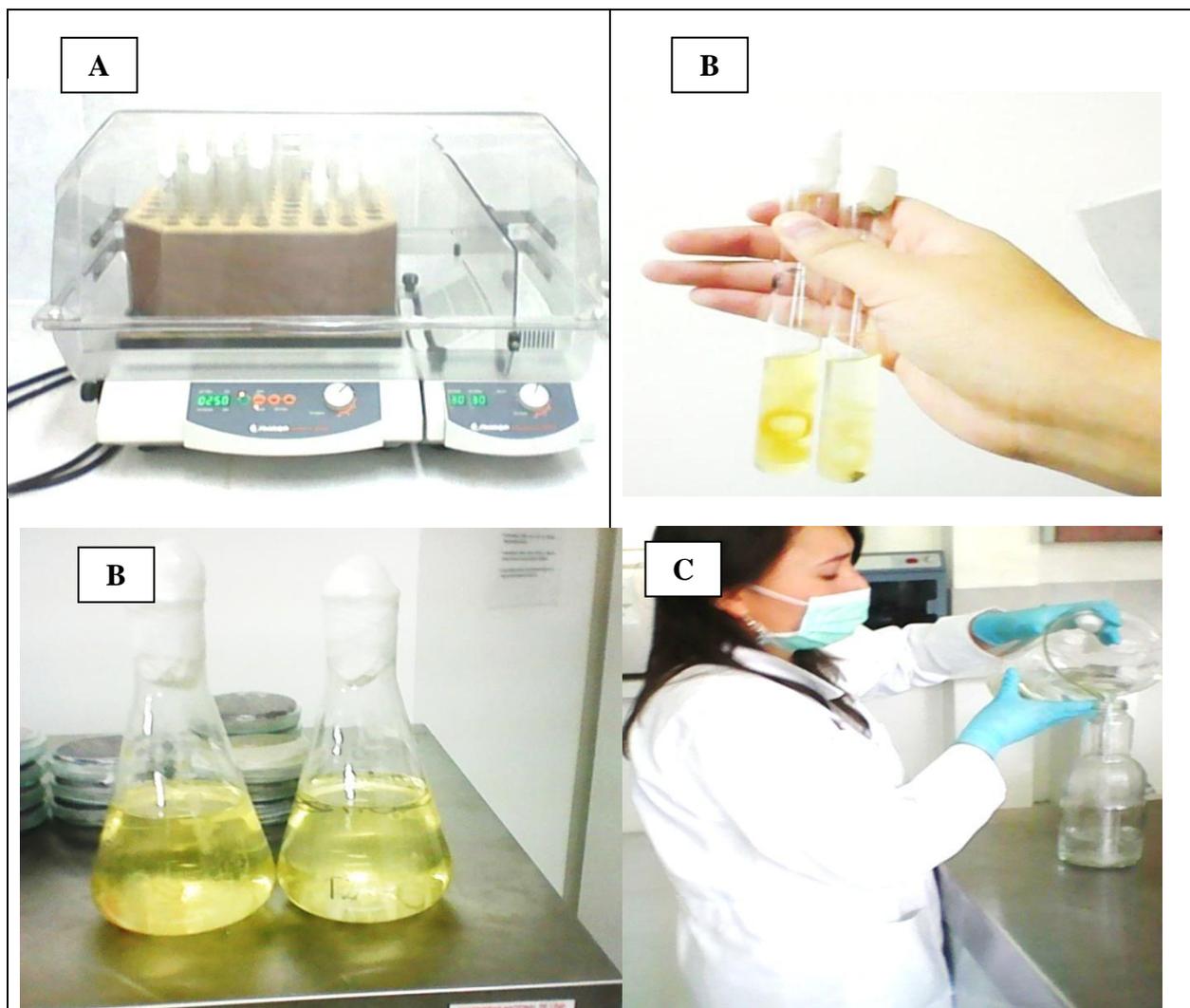
133,83	5,83	41,67	18,67
106,58	4,00	27,00	10,92
69,67	5,00	28,00	6,13
78,33	5,67	24,83	7,42
70,50	4,50	30,67	7,88
116,42	6,17	29,83	16,02
102,92	6,67	28,67	9,72
94,58	6,50	34,00	13,98
84,33	6,33	25,50	14,82
COEFICIENTE DE CORRELACIÓN	0,54	0,35	0,57

Anexo 27. Actividades previas al establecimiento del ensayo a campo



A: Construcción del umbráculo; **B:** Preparación del sustrato; **C:** Selección y corte de estacas; **D:** Proceso de curado; **E:** Colocación de estacas de pitahaya en masetas; **F:** Control de arvenses

Anexo 28. Reproducción de cepas de *Trichoderma harzianum*



A: Incubación del pre-inóculo de las cepas de *Trichoderma harzianum* ThLE24 y ThLE26; **B:** Pre-inóculo; **C:** Medio de cultivo para elaborar el inóculo final; **D:** Preparación de sustancias conidiales a aplicar a las estacas de pitahaya amarilla.

Anexo 29. Recolección de datos de raíces en pitahaya amarilla



A: Medición de raíces; **B:** Preparación de raíces para conteo y pesado

Anexo 30. Socialización de resultados en el Día de campo



Anexo 31. Certificado entregado a los asistentes en el Día de campo



Anexo 32. Tríptico entregado a los asistentes en el día de campo

Cuadro 2. Diámetro de brotes de pitahaya (*Cereus triangularis*) en los diferentes tratamientos.

TRATAM.	PRIMERA MEDICIÓN	SEGUNDA MEDICIÓN	TERCERA MEDICIÓN
A0B1	2,23	3,04	3,26
A0B2	2,34	3,28	3,47
A1B1	1,84	2,62	2,83
A1B2	2,68	3,05	3,18
A2B1	2,30	3,20	3,34
A2B2	2,27	3,08	3,25
A3B1	2,53	2,98	2,99
A3B2	2,69	3,23	3,33
A4B1	2,04	2,83	2,91
A4B2	2,10	3,07	3,30

Conclusiones

- La longitud del cladodio influye directamente en el crecimiento longitudinal de los brotes, encontrando un mejor crecimiento en el cladodio de 30 cm con 76,77cm de longitud, frente al 54,76 cm de longitud de los cladodios de 30 cm.
- El mejor tratamiento en el crecimiento en longitud de los brotes corresponde a la cepa de *Trichoderma harzianum* Th24 con respecto al testigo y a los demás tratamientos.
- Respecto al diámetro de los brotes, según el análisis estadístico no existe diferencia significativa entre los tratamientos.



Recomendaciones

- Bajo las condiciones ecológicas y de manejo del ensayo se recomienda transplantar a campo definitivo a los 80 días las plantas están listas para transplantar a campo definitivo.
- Probar otros tipos de enraizantes de fácil acceso para el agricultor como melaza, agua de lenteja, agua de coco, agua de arroz, etc.
- Ampliar a 1 metro la distancia entre plantas, para facilitar un mejor manejo y registro de datos



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
"ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES"
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

EVALUACIÓN DE TRES ENRAIZANTES Y DOS TAMAÑOS DE CLADODIOS EN LA PROPAGACIÓN ASEJUAL DE PITAHAYA AMARILLA *Cereus triangularis* (L.) Haw., EN YANTAZA



Gabriela Aguilar Z.
TESISTA

Ing. Edmundo Valdovinoso C.
DIRECTOR DE TESIS

YANTAZA- ECUADOR
Junio 2015

Introducción

La pitahaya amarilla es un cultivo no tradicional originario de América tropical de gran aceptación comercial. (ORPOICA, 2011; y Medina, 2012.)

En Ecuador el cultivo se introdujo desde hace 16 años. (Molina, et al, 2009), sin embargo la rápida transición de planta silvestre a cultivo de producción comercial, ha dado origen a problemas en el manejo del cultivo de pitahaya (Dallos, 2010 y García, 2013).

Debido a que no se ha logrado obtener una técnica de propagación que garantice la obtención de plantas con un sistema radical abundante, uniforme, y de buena calidad (Balaguera et al., 2010).

Razones por las cuales es necesario realizar estudios en este campo, de tal manera que el agricultor pueda emprender sin poner en riesgo la inversión, que según "FITASOL", solo en su implementación asciende a USD 25.000 por hectárea (Bernal, 2013), al obtener plantulas de calidad.

Objetivos Específicos

- Determinar la efectividad del Ácido alfa-naftalenacético (Hormonagro), estéril de bovino enriquecido con fósforo y dos cepas de *Trichoderma*, en el enraizamiento de estacas de Pitahaya Amarilla
- Determinar la influencia del tamaño de la estaca en la capacidad de en-

Materiales y Métodos

LOCALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN



Cantón: Yantaza, ubicado al Noreste de la provincia de Zamora Chinchipe, al Sureste del Ecuador.
Barrio: Muchime

Coordenadas: 02° 59' 15" de Latitud Sur y 79° 45' 46" de Longitud Oeste.

MATERIALES

Materiales de Laboratorio:	Materiales de Campo	Materiales de escritorio
Vasos de precipitación	Lámparas	Hojas de registro de datos
Balanzas de precisión	Bascos	Computadora
Muebo de cultivo	Caretillas	Impresora
PCA	Fundas	Calculadora
Prueba	Alfileres de paja	Materiales biotográficos
Camara de flujo laminar	Hormonagro	Estados
	Cepas de <i>Trichoderma</i>	
	Estéril de bovino	

VARIABLES A EVALUARSE

VARIABLE	TIEMPO
Porcentaje de esquejes prendidos (PEP)	60 días
Número de brotes (NB)	
Longitud de los brotes (LB)	60, 80, 100 Y 120 días
Diámetro de los brotes (DB)	
Peso de los brotes (PB)	
Número de raíces principales (NR)	120 días
Longitud de raíces (LR)	
Peso de raíces (PR)	

ENRAIZANTES

Ácido alfa-naftalenacético (Hormonagro)
 Estéril de bovino enriquecido con fósforo
 Cepas de *Trichoderma* (Th24 y Th26)

SIMBOLOGÍA

ENRAIZANTE	TAMAÑO DE CLADODIO
A0 Sin enraizante	B1 Cladodio de 30 cm
A1 Ácido alfa-naftalenacético (Hormonagro)	B2 Cladodio de 30 cm
A2 Estéril de bovino + P	
A3 <i>Trichoderma</i> cepa Th24	
A4 <i>Trichoderma</i> cepa Th26	

Resultados

Cuadro 1. Longitudes de brotes de pitahaya (*Cereus triangularis*) en los diferentes tratamientos

TRATAM.	PRIMERA MEDICIÓN	SEGUNDA MEDICIÓN	TERCERA MEDICIÓN
A0B1	17,61	37,54	56,51
A0B2	21,77	48,19	69,93
A1B1	15,73	34,48	50,74
A1B2	28,42	53,92	77,07
A2B1	15,92	34,09	48,62
A2B2	24,77	51,23	76,28
A3B1	20,23	37,59	52,69
A3B2	30,31	57,54	85,83
A4B1	18,04	43,63	65,23
A4B2	23,21	50,71	74,73

Anexo 33. Registro de asistencia al día de campo

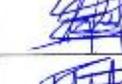
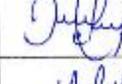
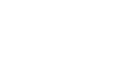
UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
 ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
 CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

Registro de asistencia del día de campo para la socialización de resultados del proyecto de tesis "EVALUACIÓN DE TRES ENRAIZANTES Y DOS TAMAÑOS DE CLADODIOS EN LA PROPAGACIÓN ASEJUAL DE PITAHAYA AMARILLA *Cereus triangularis* (L.) Haw., EN YANTZAZA"

Fecha: 05/06/2015

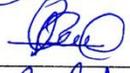
Lugar: Barrio Muchime

Hora: 09h30 a 12h30

NOMBRE	ACTIVIDAD	C.I	FIRMA
Karen Escobar	Estudiante	1900805142	
Angel Poma	Estudiante	1900784834	
Ihendry Uilla	Estudiante	1900822741	
Moises Jirón	Estudiante	190072583-7	
Juliana Obelencio	Estudiante	1900817444	
Angela Siguenre	Estudiante	190078600-6	
Inés Duta	Estudiante	190063754-0	
Shierdy Rodríguez	Estudiante	1900804064	
Alexander Morales	Estudiante	1900916180	
José Castillo	Estudiante	1900816374	
Wilmer Sarango	Estudiante	1900820554	
Jefferson Montano	"Est "	1900827351	
Marco Chimbo	((1900820398	
Michael Castillo	" "	1900818715	

Anexo 33. Continuación

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

ROHEL ZHUNIO	ESTUDIANTE	1900818178	
Veronica Guaman	"	1900878909	
Walter Cabrera	"	1900636372	
Carlos Ugando	"	1900742642	
Geovanny Alex	"	1900809087	