

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA EN PRODUCCIÓN Y
COMERCIALIZACIÓN AGROPECUARIA**



TESIS DE GRADO

**EVALUACIÓN DEL DESARROLLO DE ESTACAS DE DURAZNO GXN GARNEM
BAJO DIFERENTES TIPOS DE SUSTRATOS EN CONDICIONES CONTROLADAS
EN LA CIUDAD DE EL ALTO**

Presentado por:

MARIELA RAMIREZ QUEQUEJANA

La Paz – Bolivia

2019

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMIA
CARRERA DE INGENIERÍA EN PRODUCCIÓN Y COMERCIALIZACIÓN
AGROPECUARIA

**EVALUACIÓN DEL DESARROLLO DE ESTACAS DE DURAZNO GXN GARNEM
BAJO DIFERENTES TIPOS DE SUSTRATOS EN CONDICIONES CONTROLADAS
EN LA CIUDAD DE EL ALTO**

*Tesis de Grado Presentado como requisito
parcial para optar el Título de: Ingeniero en
Producción y Comercialización Agropecuaria*

MARIELA RAMIREZ QUEQUEJANA

Tutor:

Ing. M. Sc. Brigido Moises Quiroga Sossa

Tribunal revisor

Ing. M. Sc. Víctor Antonio Castañón Rivera

Ing. José Eduardo Oviedo Farfán

Ing. M. Sc. Mario Wilfredo Peñafiel Rodríguez

Presidente tribunal examinador

APROBADA

UMSA

FACULTAD DE AGRONOMÍA
La Paz – Bolivia
2019

DEDICATORIA

A Dios, por darme la fuerza en todo este proceso.

*A mis padres Lucio y Lucia, por su cariño, trabajo y sacrificio en todos estos años,
esenciales para el logro de los anhelos de mi vida*

*A mi amado esposo Nelson, por su amor y el apoyo incondicional en la culminación de
esta etapa de mi carrera profesional.*

A mis hijas Génesis y Arely, quienes son el motivo para salir adelante.

A mis hermanos Erwin y Dina por estar siempre presentes.

AGRADECIMIENTO

Ante todo, expresar mi gratitud a Dios por la salud, protección y la fuerza necesaria para vencer todos los obstáculos que se me presentaron en el transcurso de la vida y permitir que concluya este trabajo de Tesis.

Agradecer a mis padres Lucio Ramirez y Lucia Quequejana por su constante apoyo, cariño y comprensión, estoy eternamente agradecida. A mis hermanos por todo el apoyo brindado.

A mí querido esposo Nelson Paco y a mis hijas: Genesis y Arely, por brindarme su cariño y apoyo en momentos de alegrías y tristezas no solo en los años de estudio en la Universidad sino también durante la etapa de trabajo de tesis.

Mi sincero agradecimiento a la Universidad Mayor de San Andrés, a la Facultad de Agronomía y a la Carrera de Ingeniería en Producción y Comercialización Agropecuaria (CIPyCA), y a todo el plantel docente por el invaluable conocimiento impartido.

Agradecer a mi asesor: Ing. Moisés Quiroga Sossa, gracias por su amistad y por sus valiosas sugerencias en el desarrollo del presente trabajo.

A los miembros del tribunal revisor: Ing. Wilfredo Peñafiel, Ing. Víctor Castañón e Ing. Eduardo Oviedo; por el tiempo, sugerencias y recomendaciones para la redacción del documento final, y que el mismo haya podido salir adelante.

Un especial agradecimiento al Ing. Boris Peralta Copa por toda la ayuda incondicional brindada, por el invaluable tiempo dedicado para que este trabajo se haya podido concretar.

CONTENIDO GENERAL

CONTENIDO GENERAL	i
INDICE.....	i
INDICE DE CUADROS.....	iv
INDICE DE FIGURAS.....	v
INDICE DE ANEXOS.....	vi
RESUMEN.....	vii
ABSTRACT.....	viii

INDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Objetivo General	2
1.2. Objetivos Específicos.....	2
2. REVISION BIBLIOGRAFICA.....	3
2.1. GxN Garnem	3
2.1.1. Origen del GxN.....	3
2.1.2. Descripción botánica.....	4
2.2. Propagación vegetativa.....	5
2.2.1. Ventajas de la propagación vegetativa	5
2.2.2. Estacas como material de propagación	6
2.2.3. Características de una estaca.....	7
2.2.4. Tipos de estacas	8
2.2.5. Épocas de estaquillado	9
2.3. Fisiología de la propagación por estacas.....	9
2.3.1. Formación del callo	9
2.3.2. Formación de raíces adventicias.....	10
2.3.3. Condiciones que influyen el enraizamiento	11
2.4. Fitohormonas y reguladores de crecimiento vegetal	12
2.5. Sustrato	13
2.5.1. Clasificación de Sustratos	14

2.5.2. Elección del sustrato	14
2.5.3. Desinfección de los sustratos	16
2.6. Propiedades físicas de los sustratos	16
2.6.1. Textura	16
2.6.2. Densidad Aparente	17
2.7. Propiedades químicas de los sustratos	18
2.8. Arena:.....	18
2.9. Limo:	19
2.10. Vivero forestal	20
3. LOCALIZACION	21
3.1. Ubicación geográfica.....	21
3.2. Características climáticas	22
3.2.1. Temperatura	22
3.2.2. Precipitación	23
4. MATERIALES Y METODOS.....	24
4.1. Materiales	24
4.1.1. Material biológico	24
4.1.2. Material químico.....	24
4.1.3. Sustrato	24
4.1.4. Material de campo.....	24
4.1.5. Material de gabinete	25
4.2. Método	25
4.2.1. Recopilación de información.....	26
4.2.2. Procedimiento Experimental.....	26
4.3. Diseño experimental	31
4.3.1. Factores de estudio	31
4.3.2. Características del campo experimental	31
4.3.3. Croquis experimental	33
4.4. Variables de Respuesta.....	34
4.4.1. Porcentaje de enraizamiento de estacas (%):	34
4.4.2. Diámetro de estacas (mm):	34
4.4.3. Días a la brotación (# de días):	34

4.4.4. Longitud del brote principal (cm):.....	35
4.4.5. Diámetro del brote principal (mm):	35
4.4.6. Número de nudos del brote principal (# de nudos):	35
4.4.7. Número de hojas del brote principal (# de hojas):.....	35
4.4.8. Longitud de raíz (cm):	35
4.4.9. Volumen radicular (cm ³):.....	36
4.4.10. Porcentaje de sobrevivencia (%):.....	36
4.4.11. Análisis de Beneficio - Costo (B/C):.....	36
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
5.1. Temperatura promedio mensual (°C)	37
5.2. Enraizamiento de estacas GxN Garnem (%).....	37
5.3. Diámetro de estacas GxN Garnem (mm).....	39
5.4. Porcentaje de sobrevivencia.....	40
5.5. Días a la brotación de estacas	42
5.6. Longitud de brote principal.....	44
5.7. Diámetro de brote principal.....	45
5.8. Número de nudos de brote principal.....	46
5.9. Número de hojas de brote principal	47
5.10. Longitud de raíz	48
5.11. Volumen de raíz.....	49
5.12. Análisis económico	51
6. CONCLUSIONES	53
7. RECOMENDACIONES	54
BIBLIOGRAFIA	55

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Dimensiones del área experimental.....	32
Cuadro 2. Análisis de varianza para el enraizamiento de estacas de durazno GxN Garnem (%) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas	38
Cuadro 3. Prueba de Duncan al 5% para el enraizamiento de estacas de durazno GxN Garnem (%).....	38
Cuadro 4. Análisis de varianza para el diámetro de estacas de durazno GxN Garnem (mm) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas	39
Cuadro 5. Análisis de varianza para el porcentaje de sobrevivencia de estacas de durazno GxN Garnem (%) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas.....	41
Cuadro 6. Comparación de medias según Duncan para la sobrevivencia de estacas de durazno GxN Garnem (%).....	41
Cuadro 7. Análisis de varianza para días a la brotación de estacas de durazno GxN Garnem (días) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas	42
Cuadro 8. Comparación de medias según Duncan para días a la brotación de estacas de durazno GxN Garnem	42
Cuadro 9. Análisis de varianza para longitud de brote de estaca GxN Garnem (cm) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas.....	44
Cuadro 10. Comparación de medias según Duncan para longitud de brote de estacas de durazno GxN Garnem	44
Cuadro 11. Análisis de varianza del diámetro de brote principal de estacas GxN Garnem (mm) bajo diferentes tipos de sustrato en condiciones controladas	45
Cuadro 12. Comparación de medias según Duncan para el diámetro de brote de estacas de durazno GxN Garnem (mm).....	45
Cuadro 13. Análisis de varianza para el número de nudos de brote principal de estacas GxN Garnem (N°)	46
Cuadro 14. Comparación de medias según Duncan para el número de nudos (N°) de brote principal de estacas de durazno GxN Garnem.....	46
Cuadro 15. Análisis de varianza número de hojas (No) de brote principal de estacas GxN Garnem	47
Cuadro 16. Análisis de varianza para la longitud de raíz de estacas GxN Garnem (cm) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas	48
Cuadro 17. Comparación de medias según Duncan para la longitud de raíz de estacas de durazno GxN Garnem (cm).....	49

Cuadro 18. Análisis de varianza volumen de raíz de estacas GxN Garnem (cm ³) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas	49
Cuadro 19. Costos de producción de estacas GxN Garnem bajo diferentes tipos de sustrato en condiciones controladas	51
Cuadro 20. Beneficio/costo en la propagación de estacas de GxN.....	52

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación geográfica de la ciudad de El Alto	21
Figura 2. Mapa de localización del Área de Estudio.....	22
Figura 3. Lesionado de estacas GxN Garnem. Ramirez, 2016.	27
Figura 4. Tratamiento con fungicida. Ramirez, 2016.....	28
Figura 5. Inmersión de las estacas GxN Garnem en AIB. Ramirez, 2016.....	28
Figura 6. Apertura de hoyos en el sustrato. Ramirez, 2016.	29
Figura 7. Marbeteado de las estacas GxN Garnem. Ramirez, 2016.	29
Figura 8. GxN Garnem. Ramirez, 2016.....	30
Figura 9. Croquis de las unidades experimentales	33
Figura 10. Ubicación de las estacas en la unidad experimental.....	33
Figura 11. Temperaturas registradas del ambiente durante la evaluación	37
Figura 12. Diámetro de estacas GxN Garnem.....	40
Figura 13. Días a la brotación de estacas Garnem bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas	43
Figura 14. Número de hojas del brote principal de estacas GxN Garnem.....	48
Figura 15. Volumen de raíz en el enraizamiento de estacas GxN Garnem (cm ³) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas	50
Figura 16. Medición de longitud de brote de estacas GxN Garnem	61
Figura 17. Conteo de número de hojas y número de nudos.....	61
Figura 18. Presencia de callo en estacas de GxN Garnem.....	62
Figura 19. Medición de volumen y longitud de raíz de estacas de GxN Garnem al momento de trasplante.....	63
Figura 20. Trasplante de estacas GxN Garnem	64

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Evaluación de brotes de estacas de GxN Garnem.....	61
Anexo 2. Evaluación de la parte radicular de estacas de GxN Garnem	62
Anexo 3. (continuación)	63
Anexo 4. Trasplante de estacas de GxN Garnem	64

RESUMEN

El trabajo se realizó en la ciudad de El Alto, en el distrito 3, urbanización Loza situada a 16°31´ Latitud Sur, 68°11´ Longitud Oeste con una elevación de 4019 msnm, con el fin de reproducir estacas de durazno GxN Garnem, en diferentes sustratos. La reproducción de estacas es una de las fases más críticas en la producción de GxN utilizado como porta-injerto para frutales de carozo, por su tolerancia a la sequía, a la agalla de corona, a suelos poco fértiles, precocidad en el desarrollo y otros, como objetivos se evaluaron; el crecimiento de los brotes y el desarrollo radicular en respuesta a tres tipos de sustratos, 100 % limo, 100% arena, 50% limo + 50% arena, se evaluó el beneficio costo de los diferentes tratamientos. Las estacas fueron obtenidas de plantas madres de la región de Luribay, trasplantadas en platabandas desinfectadas en tres tipos de sustrato, se utilizaron 224 estacas por tratamiento con cuatro repeticiones, en análisis estadístico se evaluó bajo un diseño experimental completamente al azar, prueba de significancia mediante Duncan y análisis de correlación. En los resultados los tratamientos T1 y T3 brotaron a los 39 días con 92% y 91% respectivamente, el tratamiento T2 con 64% en 48 días, en cuanto a diámetro de brote, número de hojas no se presentaron diferencias significativas, el porcentaje de enraizamiento los tratamientos T1 y T3 presentaron el 56 y 59 % respectivamente, en la longitud de raíz, el volumen radicular el sustrato no fue determinante en el desarrollo.

ABSTRACT

The work was carried out in the city of El Alto, in district 3, urbanization Loza located at 16 ° 31' Latitude South, 68 ° 11' Longitude West with an elevation of 4019 meters above sea level, in order to reproduce peach stakes GxN Garnem, in different substrates. The reproduction of stakes is one of the most critical phases in the production of GxN used as a graft holder for fruit trees of carozo, for its tolerance to drought, crown gill, low fertile soils, early development and others , as objectives were evaluated; Sprout growth and root development in response to three types of substrates, 100% silt, 100% sand, 50% silt + 50% sand, the cost benefit of the different treatments was evaluated. The stakes were obtained from mother plants of the Luribay region, transplanted in disinfected bananas on three types of substrate, 224 stakes were used per treatment with four repetitions, in statistical analysis it was evaluated under a completely randomized experimental design, significance test by Duncan and correlation analysis. In the results, the T1 and T3 treatments sprouted at 39 days with 92% and 91% respectively, the T2 treatment with 64% in 48 days, in terms of bud diameter, number of leaves there were no significant differences, the percentage of rooting treatments T1 and T3 presented 56 and 59% respectively, in root length, the root volume of the substrate was not determinant in development.

1. INTRODUCCIÓN

El duraznero es un frutal ampliamente distribuido en el mundo, se cultiva en Europa, Asia, Australia y las Américas, se cultiva desde la llegada de los españoles a partir del siglo XVI, la actividad productiva de durazno, está en proceso de crecimiento por la importancia económica que este rubro ha logrado generar, no solo para el sector agrícola sino en la generación de otras actividades económicas relacionadas directamente con el durazno.

Las zonas de cultivo en Bolivia se encuentran en regiones de menor precipitación durante el verano, en valles entre 1000 hasta 3000 msnm de los departamentos de Cochabamba, Chuquisaca, Tarija, el sur de Potosí, La Paz y algunas zonas de Comarapa Santa Cruz, por las condiciones climáticas favorables (Saavedra, 1994). En el departamento de La Paz las principales zonas productoras de duraznero se encuentran en Luribay, Sapahaqui e Inquisivi con condiciones edafoclimáticas apropiadas.

El GxN Garnem se caracteriza por su adaptación a condiciones de suelo, vigor elevado, rápida entrada en producción y tolerancia a la sequía, pero aún no se extendió el empleo en el establecimiento de huertos, sin embargo, existen zonas como el Valle Alto de Cochabamba y los valles de La Paz donde se utilizaron como portainjerto con muy buenos resultados. Se estima que un 12 % de los productores utilizan este material como portainjerto, el resto alrededor de 88 % utilizan portainjertos francos.

El presente trabajo de investigación tiene como meta reproducir estacas de GxN ya que su propagación no es fácil, pero se ha avanzado en técnicas para propagar estacas, como ambientes atemperados, sustratos adecuados para el enraizado, el empleo de reguladores de crecimiento y fungicidas (Tucupa, 2012). La arena y limo son materiales de fácil disponibilidad y bajo costo, el trabajo tiene como objetivos evaluar el desarrollo de estacas de durazno GxN Garnem bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas en la ciudad de El Alto e identificar un sustrato

adecuado en la propagación vegetativa de la especie y si favorecen el enraizamiento de la especie en estudio estimulando la formación de raíces adventicias en el menor tiempo posible y con mayor cantidad de estacas enraizadas.

1.1. Objetivo General

- Evaluar el desarrollo de estacas de durazno GxN Garnem bajo diferentes tipos de sustratos en ambiente atemperado en la ciudad de El Alto

1.2. Objetivos Específicos

- Evaluar el crecimiento de brotes de estaca en respuesta a tres tipos de sustratos, 100 limo%, 100% arena, 50% limo + 50% arena.
- Determinar el desarrollo radicular de las estacas en respuesta a tres tipos de sustratos 100 limo%, 100% arena, 50% limo + 50% arena.
- Realizar el análisis de beneficio costo de los diferentes tratamientos.

2. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1. GxN Garnem

Centellas *et al.* (2011), menciona que gradualmente el GxN se está convirtiendo en la principal porta injertos para el durazno en Bolivia por la buena adaptación a las condiciones de suelos de valles, buen vigor, rápida entrada en producción, y principalmente, por la facilidad de enraizamiento bajo invernadero en buena parte de los meses del año.

FDTA-Valles (2007), reporta que es un híbrido de buen desarrollo en vivero y compatible con la mayoría de variedades de durazno. Proporciona huertos uniformes y vigorosos (aproximadamente 20% más vigor que el portainjerto franco). Por otra parte, señala que es resistente a nematodos del género *Meloidogyne* y medianamente tolerante a suelos salinos. Aunque no es tolerante a la Agalla de Corona. Felipe *et al.* (1997), recalca que GxN confieren un vigor elevado, y que es de hoja roja (facilita su manejo en vivero), resistente a nematodos por lo tanto importantes para replantación, pero sensibles a la asfixia radicular.

Hartmann y Kester (1997), citado en Tucupa (2012), manifiestan que este patrón se destaca por su vigor y por su excelente compatibilidad con variedades injertadas.

2.1.1. Origen del GxN

Cotevisa (2004), y Parada (2009), refieren que el portainjerto 'GXN 15', llamado también 'Garnem' fue obtenido en España por el Servicio de Investigación Agraria de la Diputación General de Aragón, Zaragoza. Es un híbrido entre almendro y durazno seleccionado entre las plantas originadas por el cruzamiento del 'Garfi x Nemared' (Serie GxN).

Sotomayor *et al.* (2005), menciona que el GxN 15 Garnem, portainjerto obtenido por el SIA de Zaragoza. Híbrido de almendro (*Prunus amygdalus*) y duraznero (*Prunus persica*), pertenece a la serie de portainjertos denominada G*N, debido a sus parentales: el almendro Garfi (elegido por su fácil propagación y porte erecto) y el duraznero Nemared (elegido por su buena compatibilidad para el injerto, su resistencia a nematodos y sus buenas características agronómicas). Es de hoja roja, apto para el injerto de almendro, duraznero, nectarino, ciruelo y damasco.

Así mismo Felipe *et al.* (1997), recalca que el híbrido es el resultado de la selección de las descendencias del cruce de un híbrido entre *Prunus dulcis* y *Prunus persica*.

2.1.2. Descripción botánica

Romero *et al.* (2004), lo describe de hojas grandes, con aspecto intermedio entre las de almendro y duraznero. En primavera tiene un color rojo que durante el verano vira a verde bronceado, los brotes en crecimiento tienen las hojas terminales con ese color rojo que van virando de color a medida que maduran, flores grandes de color rosa pálido, frutos pequeños redondeados de color verde oscuro con tonalidades rojizas indehiscentes con hueso libre.

A esto Ardaya (2009), cita que la coloración de las hojas es roja dando al porta-injerto un aspecto colorido y diferente, esto es porque viene de la hibridación de un almendro silvestre (Garfi) por un duraznero de hoja roja muy utilizado como porta-injerto (Nemared). Así mismo Cotevisa (2004), menciona que los brotes del año son largos, rectos y erguidos, con muy pocos anticipados, de color verde claro teñido de rojo antocianico en la cara superior, que viran a rojo intenso durante la parada vegetativa.

Ardaya (2009), describe que las raíces del híbrido están muy ramificadas, extendidas y poco profundas, Las raíces profundizan en los primeros años y son especialmente sensibles a la presencia de elevada humedad. Asimismo, menciona que GxN presenta flores de color rosáceo reunidas en grupos. Las primeras tienen los pétalos grandes

de color rosa claro abierto, las segundas tienen los pétalos más pequeños, de color rosa intenso y no se abren completamente.

2.2. Propagación vegetativa

Es el proceso técnico controlado mediante el cual se incrementa el número de individuos de una variedad destacada. Manteniendo las características genotípicas y fenotípicas en la descendencia.

La propagación vegetativa consiste en el uso de órganos de la planta, sean estacas de la parte aérea o de la raíz o yemas u otras estructuras especializadas, como meristemas, ápices caulinares, callos y embriones (Salvarrey, 2008).

Hartmann y Kester (1997), citado en Tito (2011), explican que la propagación asexual es posible debido a que cada una de las células de la planta contiene todos los genes necesarios para el crecimiento y desarrollo.

En la propagación asexual se aprovecha la facultad de ciertas partes de la planta para emitir brotes y raíces. En este caso al no producirse la fecundación sino solo divisiones mitóticas, las células hijas son idénticas a su madre y los individuos obtenidos tienen las mismas características genéticas que la planta inicial, pudiendo cambiar su aspecto externo debido a la influencia del medio en que se cultivan (Da Silva, 2002).

2.2.1. Ventajas de la propagación vegetativa

Fideghelli (1987), citado en Tucupa (2012), señala que la ventaja más importante de la propagación agámica es la conservación en la descendencia del patrimonio genético de la planta multiplicada y por tanto de la posibilidad de obtener plantas exactamente iguales entre sí.

Hartmann y Kester (1997), señalan que las plantas que se cultivan a partir de semillas pasan por un periodo juvenil prolongado y la propagación vegetativa retiene esa capacidad de floración con ello se evita la fase juvenil. La propagación en masa por medios vegetativos no es más económica que la propagación por semilla, pero su empleo se justifica por la superioridad y uniformidad de clones específicos.

Enríquez y Paredes (1989), citados en Cañaviri (2007), mencionan que la propagación o multiplicación vegetativa ofrece las siguientes ventajas:

- Se conservan, íntegramente las características de la planta madre.
- Perpetúa los caracteres genéticos de las variedades en cuanto a su capacidad productiva, calidad y su resistencia a plagas y enfermedades.
- Los caracteres del árbol madre pueden multiplicarse las veces que se desee, para obtener plantaciones uniformes.

2.2.2. Estacas como material de propagación

Es una técnica de propagación vegetativa que consiste en obtener una planta nueva a partir de un fragmento de otra planta. Se fundamenta en la propiedad que tienen muchas plantas para regenerar órganos nuevos. Esto se debe a las características de las células vegetales, la totipotencia, donde cada célula vegetal contiene la información genética, para reconstruir todas las partes de la planta y sus funciones; y la desdiferenciación, o capacidad de que las células diferenciadas, es decir maduras, vuelvan a la condición meristemática y desarrollen un punto de crecimiento nuevo (Pina, 2008).

Centellas *et al.* (2011), se llama estaca a un trozo de tallo o raíz de una planta madre, a partir de la cual se inicia una nueva planta cuando se coloca en condiciones favorables para su desarrollo.

Hartman y Kester (1997), añaden que las estacas se hacen de las partes vegetativas de las plantas, como tallos, tallos modificados (rizomas, tubérculos, cornos y bulbos), hojas o raíces; también hacen notar que, en la propagación por estacas de tallo, se obtienen segmentos de ramas que contienen yemas terminales o laterales, con la expectativa de que en condiciones apropiadas formarán raíces adventicias y se obtendrán plantas independientes.

Para Hernández (1983), la reproducción por estacas, es aquella en que una parte del tallo es cortada de la planta progenitora, puesta en condiciones ambientales favorables e inducida a formar raíces y ramas, se produce una planta nueva e independiente que, en la mayoría de los casos, es idéntica a la planta original. La eficiencia de este método depende de varios factores como: el cultivo, condición de la estaca, el medio enraizador, la hormona que se emplee y las condiciones ambientales durante el proceso de reproducción.

Según Bognetteau (1997), citado en Romero (2010), uno de los factores importantes para la obtención del material vegetal, es que las estacas deben estar ligeramente lignificadas, con preferencia de uno a dos años de edad, con 0.5 a 1.5 cm de diámetro, con 15 a 25 cm de largo y con tres o más yemas que permitan emitir raíces adventicias y brotes aéreos.

2.2.3. Características de una estaca

De acuerdo a Hartmann y Kester (1999), el mejor material para estacas tiene cierto grado de flexibilidad, pero está lo suficientemente maduro para romperse cuando se dobla demasiado, en cambio aquellas ramas tiernas, suaves, de crecimiento rápido no son convenientes, ya que es probable que se deterioren antes de enraizar; como tampoco deben recolectarse aquellos tallos viejos y leñosos, ya que enraízan con dificultad.

2.2.4. Tipos de estacas

2.2.4.1. Estacas de tallo

PROINPA (2007), son las más usadas en fruticultura para la propagación de plantines, enraízan mejor que otros órganos porque tienen mayor cantidad de tejido sin diferenciar, facilitando la formación de primordios radiculares.

Estas a su vez pueden clasificarse de acuerdo a la edad en estacas de madera dura o leñosa, semidura o semileñosa y blanda o herbácea.

- **Estacas de madera dura o leñosa**

Constituye el método de propagación más fácil y menos costoso, son poco perecederas y no requieren equipo especial durante el enraizado. Se prepara durante la estación de reposo, después de la caída de hoja y antes de la brotación de yemas, con madera del crecimiento de la estación anterior.

El material debe obtenerse de plantas madres sanas y vigorosas, que hayan crecido a plena luz. En el caso de "GxN" no se recomienda hacerlo por esta vía.

- **Estacas de madera semidura o semileñosa**

Se recoge en el verano, después de haber transcurrido un periodo de crecimiento, con madera parcialmente madura, esta es madera del año. Se la recoge con una longitud de 10 a 15 cm, dejando hojas en su extremo apical. Es necesario plantarlas inmediatamente para evitar su deshidratación bajo nebulización y con uso de auxinas.

- **Estacas de madera blanda o herbácea**

Las estacas se extraen en primavera de los extremos de las ramas nuevas que crecen a plena luz y de desarrollo mediano.

La longitud varía de 10 a 15 cm, dejando un par de medias hojas en la porción terminal. A pesar que el enraizamiento es más rápido y fácil, se requiere más atención y debe ser necesariamente bajo nebulización. Los brotes muy tiernos no son deseables porque tienen una tendencia mayor a deshidratarse antes que ocurra el enraizamiento.

2.2.5. Épocas de estaquillado

Por la experiencia obtenida PROINPA (2007), señala que las épocas del estaquillado es uno de los factores que se debe tomar muy en cuenta. Las estacas semileñosa de "GxN" tomadas durante la primavera, el verano o principios de otoño (septiembre a abril), usualmente enraízan con mayor facilidad que las estacas de madera dura obtenidas en el invierno. El enraizamiento depende principalmente del material vegetal, condiciones de temperatura y alta humedad en el invernadero de enraizamiento.

2.3. Fisiología de la propagación por estacas

2.3.1. Formación del callo

El callo es una masa irregular de células meristemáticas en varios estados de lignificación (Salvarrey, 2008). Así mismo Flores (2006), mencionado en Moeller (2016), señala que el callo es un tejido parenquimático cicatricial, que se desarrolla para proteger una herida ante patógenos presentes en el ambiente, en el callo crecen células no diferenciadas que pueden formar brotes y raíces.

Al estar las estacas colocadas en condiciones favorables, se forma un callo en su extremo basal, como una masa irregular de células parenquimatosas en diversos estados de lignificación que se originan de células de la región del cambium vascular y el floema adyacente. Con frecuencia, las primeras raíces aparecen a través del callo, lo que hace suponer que la formación de callo es esencial para el enraizado, sin embargo, son independientes. El hecho de que con frecuencia ocurra de manera

simultánea se debe a su dependencia de condiciones internas y ambientales análogas (Hartmann y Kester, 1998 citado en Salvarrey, 2008).

2.3.2. Formación de raíces adventicias

Goitia (2000), al referirse al proceso de enraizamiento, señala que en el lugar en que se ha seccionado la estaca, se produce una exudación de sustancias grasas, las cuales en contacto con el aire se oxidan formando una capa impermeable a patógenos seguido por un proceso de suberización, a partir del cambium en base a los nutrimentos contenidos se inicia una proliferación de células en forma de anillo, la cual por diferenciación del anillo o callus forman raíces iniciándose después el rotamiento del anillo.

Hartmann y Kester (1989) citado en Sánchez (2015); y Pina (2008), señalan que el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca y fuera del núcleo central del tejido vascular. Al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos de la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo que originan las raíces (y brotes) adventicias se originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, fuera del cambium.

Para Hartmann y Kester (1998), las raíces adventicias son de dos tipos: las raíces preformadas y las raíces de lesiones:

- a) Raíces preformadas, 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.
- b) Las raíces de lesión, 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.

2.3.2.1. Cambio anatómico en la iniciación de las raíces de las estacas

Hartman y Kester (1998), menciona al proceso de enraizamiento en los siguientes pasos:

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

2.3.3. Condiciones que influyen el enraizamiento

Calderón (1987), señala que, considerándose una especie y variedad particulares, con sus propias características respecto a facilidad y logro de enraizamiento, éste puede ser influenciado por numerosos factores, tanto del medio como del estado fisiológico de las partes puestas a estacar, y del tratamiento que reciban.

Centellas *et al.* (2011), indica que el enraizamiento de las estacas se inicia después de 2 semanas con la formación de callos y la diferenciación de éstos en las primeras raíces. A partir de este instante comienza su desarrollo y aumento del volumen radicular. El primer mes es el más crítico y de mayor cuidado.

Por esta razón Hartmann y Kester (1999), mencionan que, para tener éxito en lograr el enraizamiento de estacas, las condiciones ambientales requeridas son temperaturas adecuadas, una atmósfera conducente a bajas pérdidas de agua, luz amplia pero no excesiva y un medio de enraizamiento limpio, húmedo, aireado y bien drenado

Se recomienda que la humedad relativa del ambiente sea superior al 80%, para lo cual se aplica 15 segundos de nebulización con intervalos de 15 minutos entre nebulizaciones, y cuando las temperaturas son superiores en horas pico (11:30 a 14:30), se debe abrir ventanas y/o puertas para bajar la temperatura y para reducir la intensidad lumínica y evitar quemaduras en las hojas, se recomienda el colocado de malla semisombra (Centellas *et al.* 2011).

Gallego (2001), menciona que cuando se corta una estaca y se lo pone a enraizar, la estaca sufre un shock terrible, esto debido a que se le corta el suministro de agua y de alimentos provenientes de las raíces. Además, las células del tallo deben cambiar completamente su función; ahora, deben brotar raíces.

2.4. Fitohormonas y reguladores de crecimiento vegetal

No todas las plantas tienen la capacidad de enraizar por lo que a veces es necesario aplicar sustancias hormonales que provoquen la formación de raíces a esto Hartmann y Kester (1998), hacen referencia que las fitohormonas son compuestos orgánicos, distintos de los nutrientes, producidos en la planta, los cuales en concentraciones bajas regulan el proceso fisiológico vegetal, que se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción. Martínez (2007), menciona que las dos clases de hormonas más importantes son las auxinas y las citocininas las cuales controlan la formación de la raíz, del tallo y el callo.

Sin embargo, las sustancias reguladoras de crecimiento en vegetales son compuestos sintéticos que modifican proceso fisiológico de las plantas; regulan el crecimiento imitando a las hormonas vegetales, influyen en la síntesis, destrucción, translocación

o (posiblemente) modificando los sitios de acción de las hormonas esto es apoyado por Martínez (2007), que define a los reguladores de crecimiento como materiales químicos sintéticos que se han encontrado más dignos de confianza para estimular la producción de raíces adventicias de las estacas, estos son los ácidos indolbutírico y naftalenacético, aunque hay otros que puedan usarse. A esto Sánchez (2015), hace mención sobre el ácido indolbutírico, con cualidades como: no es tóxico en una amplia gama de concentraciones y es eficaz para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas.

El objetivo de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es incrementar el prendimiento, es decir el porcentaje de estacas que crecen vigorosamente en el vivero o el campo.

Los efectos favorables de estos tratamientos son:

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

2.5. Sustrato

Francisco (2008); Calderón (2007), mencionan que el término “sustrato”, que se aplica en la producción en vivero, se refiere a todo material sólido diferente del suelo que puede ser natural o sintético, mineral u orgánico y que colocado en contenedor, de forma pura o mezclado, cuya función principal es servir como medio de crecimiento y desarrollo a las plantas, permitiendo su anclaje y soporte a través del sistema radical, favoreciendo el suministro de agua, nutrientes y oxígeno, según Fauba (2006), denomina sustrato a un medio sólido inerte que cumple dos funciones esenciales:

anclar, aferrar las raíces protegiéndolas de la luz y permitiéndoles respirar, contener el agua y los nutrientes que las plantas necesitan.

Vozmediano (1997) citado por Darquea (2015), indica que el sustrato es un medio de soporte que proporciona condiciones ideales tales como calor, humedad y drenaje, que son indispensables para un buen enraizamiento.

2.5.1. Clasificación de Sustratos

Aguilar y Baixauli (2002), clasifican los distintos sustratos utilizados en los sistemas de cultivo en:

a) Sustratos orgánicos, que al mismo tiempo se subdividen en:

- De origen natural, entre los que se encuentran las turbas.
- Subproductos de la actividad agrícola: la fibra de coco, virutas de madera, paja de cereales, residuos de la industria del corcho, etc.

b) Sustratos inorgánicos, subdivididos en:

- De origen natural, que no requieren de un proceso de manufacturación, entre los que se encuentran: la arena, las gravas y las tierras de origen volcánico.
- Aquellos que pasan por un proceso de manufacturación, como son: la lana de roca, la fibra de vidrio, perlita, vermiculita, arcilla expandida, arlita, ladrillo troceado, etc.

2.5.2. Elección del sustrato

Aguilar y Baixauli (2002), indican que, para la elección de un determinado material, depende: de la prioridad, disponibilidad del mismo, condiciones climáticas, finalidad de la producción, propiedades de la especie cultivada, del costo, de la experiencia de

manejo, homogeneidad, de la dedicación al sistema y de las posibilidades de instalación.

Hartmann y Kester (1997), mencionado por Tito (2011), describen que hay diversos medios y mezclas que se usan para hacer germinar, enraizar y aclimatar plantas.

Para tener buenos resultados se requieren las siguientes características:

- El medio debe ser lo suficientemente firme y denso para mantener las plantas en su sitio de enraizamiento, su volumen no debe variar mucho, ya sea seco o mojado; resulta inconveniente que tenga un encogimiento excesivo al secarse.
- Debe retener la suficiente humedad para que no sea necesario regarlo con mucha frecuencia.
- Debe ser lo suficientemente poroso, de modo que escurra el exceso de agua y permita la aireación adecuada.
- Debe estar libre de malezas, nemátodos y otros organismos patógenos nocivos.
- No debe tener un excesivo nivel de salinidad.
- Debe poder esterilizarse con vapor sin que sufra efectos nocivos.
- Debe poder retener una suficiente provisión de nutrientes.

Rodríguez (2010), las principales funciones que tiene el sustrato para la planta son: el agua, está debe ser retenida por el sustrato hasta el momento de ser usada por la plántula; el aire, la energía que la raíz requiere para realizar sus actividades fisiológicas es generada por respiración aeróbica, lo que requiere un constante abasto de oxígeno; la nutrición mineral, con la excepción de carbono, hidrógeno y oxígeno las plantas

tienen que obtener otros trece nutrientes minerales esenciales del sustrato; y el soporte físico, la función final del sustrato es soportar a la planta en posición vertical, este soporte está en función de la densidad y rigidez del mismo.

Hartmann y Kester (1983) citado por Flores (2010), afirman que las relaciones de agua, luz y medio de enraizamiento constituyen factores importantes, siendo imprescindible un medio de enraizamiento que proporcione porosidad. Según Rodríguez (2010), menciona que para que la humedad esté disponible para las plantas dentro de un contenedor, se requiere que el sustrato tenga buena porosidad, de tal modo que las raíces puedan proveerse de oxígeno y llevar a cabo la respiración.

2.5.3. Desinfección de los sustratos

La desinfección del suelo es una práctica que se emplea en fruticultura, especialmente en viveros, que consiste en prevenir los efectos negativos que ocasionan los parásitos del suelo (insectos, nematodos, hongos, malas hierbas y bacterias), que generalmente ponen en riesgo la viabilidad de las especies frutícolas, para lo cual hay diferentes técnicas (físicas y químicas) que combaten la acción de los mismos (PROINPA, 2007).

2.6. Propiedades físicas de los sustratos

La condición física determina la rigidez, la fuerza de sostenimiento, la facilidad para la penetración de las raíces, la aireación, la capacidad de drenaje y de almacenamiento de agua, la plasticidad, y la retención de nutrientes (Ávila, 2003).

2.6.1. Textura

Dugo *et al.* (2003), la textura representa el porcentaje en que se encuentran los elementos que constituyen el suelo; arena gruesa, arena media, arena fina, limo, arcilla. Se dice que un sustrato tiene una buena textura cuando la proporción de los

elementos que lo constituyen le dan la posibilidad de ser un soporte capaz de favorecer la fijación del sistema radicular de las plantas y su nutrición.

La capacidad de retener agua es escasa en las fracciones gruesas, arena y grava, y debido a los grandes espacios entre sus partículas separadas, el paso del agua gravitacional es rápido. Facilita así el drenaje y el eficaz movimiento del aire (Dugo *et al.* 2003).

Las partículas de limo tienden a ser irregulares, distintas en forma y raras veces lisas o pulidas. Son en su mayoría partículas microscópicas, siendo el cuarzo el mineral dominante. La fracción limo posee alguna plasticidad, cohesión y adsorción debido a una película de arcilla que recubre las partículas de la fracción, pero desde luego, en mucho menor grado que la propia fracción de arcilla (Hoyos, 2004).

2.6.2. Densidad Aparente

Miranda (2004), la define como el peso del suelo por unidad de volumen total, este volumen incluye las partículas sólidas del suelo y el espacio poroso permite conocer sobre: La compactación del sustrato, permite inferir las dificultades para la germinación, enraizamiento y circulación de aire, agua, se halla relacionado con la textura del suelo y se usa para determinar el peso del suelo en el campo. Según Badaya (2006), menciona que la densidad aparente de un sustrato debe ser baja, ya que de esta manera las raíces tienen facilidad para penetrar a través del mismo.

La densidad aparente afecta al crecimiento de las plantas debido al efecto que tienen la resistencia y la porosidad del suelo sobre las raíces. Con un incremento de la densidad aparente, la resistencia mecánica tiende a aumentar y la porosidad del suelo tiende a disminuir, con estos cambios limitan el crecimiento de las raíces a valores críticos. Los valores críticos de la densidad aparente para el crecimiento de las raíces, varían según la textura que presenta el suelo y de la especie de que se trate (PNTTAP, 2002).

2.7. Propiedades químicas de los sustratos

Badaya (2006), indica que las propiedades químicas de un sustrato son importantes, ya que de ellas dependerán en gran parte la disponibilidad de nutrientes. Según sea el pH del sustrato estarán disponibles en mayor o menor medida los iones de unos u otros minerales. Así, por ejemplo, con un pH bajo están poco disponibles los iones de Calcio, Azufre y Potasio, mientras que a pH alto son poco asimilables los iones de Fósforo, Hierro, Manganeso, Zinc, etc. Por estos motivos el pH de un sustrato debe estar alrededor de 6.5, ya que este es al parecer el punto de máxima disponibilidad de nutrientes.

El mismo autor señala también que el sustrato ideal debe tener nutrientes en forma asimilable para la planta (nitrógeno, potasio, fósforo, azufre, calcio, magnesio y hierro entre los macroelementos y cobre, zinc, sodio, manganeso, boro, cloro y molibdeno entre los microelementos).

2.8. Arena:

Son partículas minerales sólidas de tamaño comprendido entre 2 mm y 0.02 mm. La arena es la fracción más grande del suelo, compuesta principalmente por granos de cuarzo más o menos meteorizados. La arena no tiene capacidad de agregación, de modo que sus partículas no se unen entre sí y aparecen de manera individualizada. Debido a que una gran proporción de arena en el suelo origina poros numerosos y relativamente grandes. Los principales minerales que constituyen la arena son el cuarzo, los feldespatos, las micas, etc. Son visibles y se pueden observar individualmente. Su principal función es la composición de la matriz del suelo (Jordán, 2006).

El mismo autor refiere desde un punto de vista agronómico, la textura del suelo es extremadamente importante por sus consecuencias sobre los cultivos, por ello califica a la arena como un sustrato de una buena fertilidad física y una mala fertilidad química.

i. Los suelos arenosos son inertes desde el punto de vista químico, carecen de propiedades coloidales y sus reservas de nutrientes son pobres.

ii. Por otra parte, en cuanto a sus propiedades físicas, el grado de desarrollo de la estructura es muy bajo, poseen un grado de aireación muy alto, muy alta permeabilidad y muy escasa retención de agua (baja capacidad de campo), lo que limita el desarrollo de la vegetación bajo climas secos. La aireación y la poca capacidad de retención de agua permiten un rápido calentamiento del suelo. La plasticidad de los suelos arenosos es muy baja.

Infoagro (2005), menciona que las arenas que proporcionan los mejores resultados son las arenas de río. En cuanto a su granulometría oscila entre 0,5 y 2 mm de diámetro. Su capacidad de retención del agua es media (20 % del peso y más del 35% del volumen); su capacidad de aireación disminuye con el tiempo a causa de la compactación. Su pH varía entre 4 y 8. Su durabilidad es elevada.

Vozmediano citado por Darquea (2015), expresa que la arena tiene poca capacidad de retención de humedad, buena aireación, escasos nutrientes y exige riegos con mucha frecuencia y poca intensidad.

PROINPA (2007), acerca del uso de la arena refiere que es muy usada por su bajo costo y fácil obtención. Debe ser fina para retener algo de humedad alrededor de la estaca, pero también debe tener buena porosidad para drenar los excesos de agua con mucha facilidad. La arena se recolecta a orillas de los ríos.

2.9. Limo:

Son partículas que van de 0.002 a 0.02 mm. Al igual que la arena no llegan a formar coloides sin embargo debido a su pequeño diámetro las partículas son revestidas con películas de arcilla que le otorgan características coloidales. Mayor permeabilidad, se secan lentamente y no es pegajoso (Martínez, 1995).

Jordán (2006), el limo es una clase de partículas minerales de tamaño comprendido entre 0.02 y 0.002 mm. El limo está constituido por partículas de tamaño medio fino, como el talco. Su composición química es semejante a la de la arena. Al igual que esta, el limo no tiene capacidad de agregación. Sus partículas no forman estructura. No sufren expansión ni contracción y su relación superficie/volumen es baja ($300 - 3000\text{m}^{-1}$). Su capacidad de intercambio catiónico es baja.

El mismo autor manifiesta que los suelos limosos no son frecuentes, limitándose a zonas de acumulación aluvial.

i. Si la proporción de materia orgánica en el suelo es baja, la capacidad de intercambio catiónico del suelo y las reservas de nutrientes son poco importantes.

ii. El grado de desarrollo de la estructura es muy bajo, ya que los limos carecen de capacidad de agregación.

iii. El limo posee una cierta capacidad de retención de agua, superior a la de las arenas, pero de escasa importancia. Además, al ser partículas relativamente finas, pueden ser arrastradas por el agua y depositarse relleno los poros, de forma que se disminuye la aireación y la permeabilidad.

2.10. Vivero forestal

PROINPA (2007), menciona que es el lugar destinado a la propagación de plantas frutales a partir de semilla o un tejido vegetal (sexual y asexual), donde se efectúan todas las labores necesarias para germinarlas o enraizarlas, desarrollarlas, injertarlas y cuidarlas hasta el momento en que los plantines estén listos para su establecimiento definitivo en campo.

3. LOCALIZACION

3.1. Ubicación geográfica

La ciudad de El Alto está localizada en la Meseta correspondiente al Altiplano Norte, al Noreste de Bolivia. A una altura de 3800 a 4050 m.s.n.m., entre las cordilleras Oriental y Occidental. Limita al norte con el cantón Zongo del municipio de la Provincia Murillo del Departamento de La Paz, al sur con el municipio de Viacha de la provincia Ingavi, al este con la Ciudad de La Paz, al sureste con el Municipio de Achocalla provincia Murillo y al oeste con el Municipio de Laja provincia Los Andes.

El presente estudio se realizó en la ciudad de El Alto, ubicado en el distrito 3, urbanización Loza situada a 16°31'56.42" Latitud Sur y 68°11'49.00" Longitud oeste desde la línea del Ecuador, con una elevación de 4019 m.



Figura 1. Ubicación geográfica de la ciudad de El Alto
Fuente: Plan de Desarrollo Departamental, 2012, GADLP.

El Alto



Figura 2. Mapa de localización del Área de Estudio.
Fuente: (Google Earth, 2019)

3.2. Características climáticas

3.2.1. Temperatura

SENAMHI (2012), la temperatura máxima promedio que se registra en esta zona son de:

- 14,3 °C en primavera; 13°C en verano; 12.7°C en otoño; 11.3°C en invierno

La temperatura mínima promedio de la zona es:

- 3°C en primavera; 1°C en verano; 0.5°C en otoño; -4.7°C en invierno

3.2.2. Precipitación

La precipitación alcanza de 500mm/año, y una humedad relativa de 54,1%, la estación lluviosa dura aproximadamente cuatro meses, de diciembre a marzo, donde se distribuye el 70% de las precipitaciones anuales. Teniendo una incidencia mayor durante los meses de diciembre a febrero, con el 20% de lluvia anualmente (Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología, SENAMHI, 2012).

4. MATERIALES Y METODOS

4.1. Materiales

4.1.1. Material biológico

En el estudio se utilizó 896 estacas de la variedad GxN de 10 a 15 cm de longitud recolectadas del Municipio de Luribay, de plantas madre de 1 a 2 años de edad.

4.1.2. Material químico

Para realizar la propagación del GxN, se necesitó del siguiente material:

- Ácido indolbutírico (IBA); preparado en concentración de 2500 ppm. El disolvente fue alcohol metílico (96%) utilizando 50% para la disolución de la auxina y completando con otro 50% de agua destilada.

4.1.3. Sustrato

El sustrato utilizado para la investigación fue:

- 1m³ de arena fina lavada, que fue desinfectada con formol al 37% de concentración, esta actividad se lo realizo una semana antes del estaquillado.
- También se utilizó 1m³ de limo.

4.1.4. Material de campo

- Termo higrómetro
- Probeta
- Nylon color negro

- Tablones
- Cinta métrica y reglas
- Marbetes
- Carretilla
- Flexómetro
- Tijeras de podar
- Calibrador vernier
- Mochila fumigadora
- Termómetro de máximo y mínimo.
- Vernier
- Manguera

4.1.5. Material de gabinete

- Cámara fotográfica
- Computadora
- Bolígrafo, lápiz
- Hojas

4.2. Método

El presente estudio se lo realizó en un ambiente controlado. La parte metodológica implica todas las actividades que se realizó durante el trabajo de investigación, tales actividades se desglosan en los siguientes puntos:

4.2.1. Recopilación de información

4.2.1.1. Información primaria

Se accedió a fuentes de información como tesis, libros, revistas, artículos científicos, sitios web y otras.

4.2.1.2. Manejo de datos

Los datos que se obtuvieron a través de la toma de datos fueron procesados con el empleo de paquetes informáticos como Office Excel y Word, al igual de paquetes estadísticos como InfoStat versión 2008. Para la ubicación de lugar de la investigación se usó el Programa de computación Google Heart.

4.2.2. Procedimiento Experimental

4.2.2.1. Preparación y desinfección del sustrato

El sustrato utilizado estuvo compuesto por arena fina y limo. En la desinfección de la arena se utilizó formol a una concentración del 8.3 %, ($\frac{1}{2}$ litro de formol en 6 litros de agua), se aplicó con una regadera sobre la arena con la protección adecuada (botas y guantes). Posteriormente se cubrió con plástico por tres días con el objeto de provocar transpiración, luego se dejó ventilar por cuatro días hasta que quede sin olor.

4.2.2.2. Delimitación de unidades experimentales

Se delimito las unidades experimentales con los tres tratamientos (T1: Limo; T2: Arena y T3: Limo + Arena), cada unidad experimental tenía 17 cm de ancho, 50 cm de largo y una altura de 30 cm.

4.2.2.3. Recolección de material biológico y Pre tratamiento antes de su multiplicación

1. Recolección

El material biológico se recolectó del cantón Porvenir Municipio de Luribay, las estacas fueron seleccionados de plantas madre de entre 1 a 2 años. Se recolectó por la mañana cuidando de no dañar las yemas, por la importancia en el enraizamiento fue envuelto en hojas sabana totalmente mojadas para evitar la deshidratación durante el traslado a La Paz.

2. Pre tratamiento

a. Lesionado

En el lugar de investigación se realizó el lesionado con una tijera desinfectada para inducir el enraizamiento con cortes en bisel de 1 a 2 cm y colocados en agua para evitar la deshidratación (PROINPA, 2007).



Figura 3. Lesionado de estacas GxN Garnem. Ramirez, 2016.

b. Tratamiento contra ataque de hongos

Terminado el lesionado se procedió al tratamiento contra el ataque de hongos, sumergiendo las estacas en un recipiente con el fungicida Maxim (10 ml en medio litro de agua), por un lapso de 10 segundos.



Figura 4. Tratamiento con fungicida. Ramirez, 2016.

c. Tratamiento con reguladores de crecimiento

Las estacas GxN fueron sumergidas en la solución enraizadora (ácido indolbutírico) con una leve inclinación por un lapso de 10 segundos.



Figura 5. Inmersión de las estacas GxN Garnem en AIB. Ramirez, 2016.

4.2.2.4. Estaquillado

Previamente al estaquillado se realizó un riego general, la apertura de hoyos se realizó con un lápiz a una distancia de 3 cm x 3 cm y las estacas fueron trasplantadas.



Figura 6. Apertura de hoyos en el sustrato. Ramirez, 2016.

4.2.2.5. Marbeteado

Para el marbeteado de las unidades experimentales se tomaron 5 muestras al azar por unidad experimental con un total de 896 estacas.



Figura 7. Marbeteado de las estacas GxN Garnem. Ramirez, 2016.

4.2.2.6. Riego

El riego se realizó dos veces por día con una mochila aspersora cuidando de no mover las estacas en las primeras semanas, con una manguera se humedeció el ambiente.

4.2.2.7. Registro de datos

Para días a la brotación se realizó el conteo diario hasta llegar al 65% de estacas brotadas.

La longitud de brote, diámetro de brote, número de nudos, número de hojas se realizó cada 7 días, para evitar el estrés de las estacas.

La longitud y volumen de raíz se midieron solo al final de la investigación, para ello se usó una cinta métrica y vaso precipitado.

4.2.2.8. Repicado

El repicado inició a los 140 días después trasplante de las estacas al sustrato.



Figura 8. GxN Garnem. Ramirez, 2016.

4.3. Diseño experimental

El trabajo se realizó bajo un Diseño Completamente al Azar (DCA), con cuatro repeticiones donde el factor de estudio fue el sustrato. Cada unidad experimental estuvo formada por 56 estacas, se designaron aleatoriamente cinco muestras de cada unidad experimental para su respectiva evaluación.

Modelo aditivo estadístico Ochoa (2016):

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = una observación cualquiera

μ = media poblacional

τ_i = efecto de la i-esimo tratamiento

ε_{ij} = error experimental

4.3.1. Factores de estudio

- T1 = A1 (limo)
- T2 = A2 (arena)
- T3 = A3 (limo + arena)

4.3.2. Características del campo experimental

La descripción del campo experimental se muestra en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Dimensiones del área experimental

Ítem	Cantidad	Unidad
Número de tratamientos	3	Unidades
Número de repeticiones	4	Unidades
Número de unidades experimentales	12	Unidades
Largo de unidad experimental	50	cm
Ancho de unidad experimental	17	cm
Área unidad experimental	850	cm ²
Distancia entre repeticiones	6	cm
Distancia entre plantas	3	cm
N° de plantas por unidad experimental	56	Unidades
N° de muestras por unidad experimental	5	Unidades

4.3.3. Croquis experimental

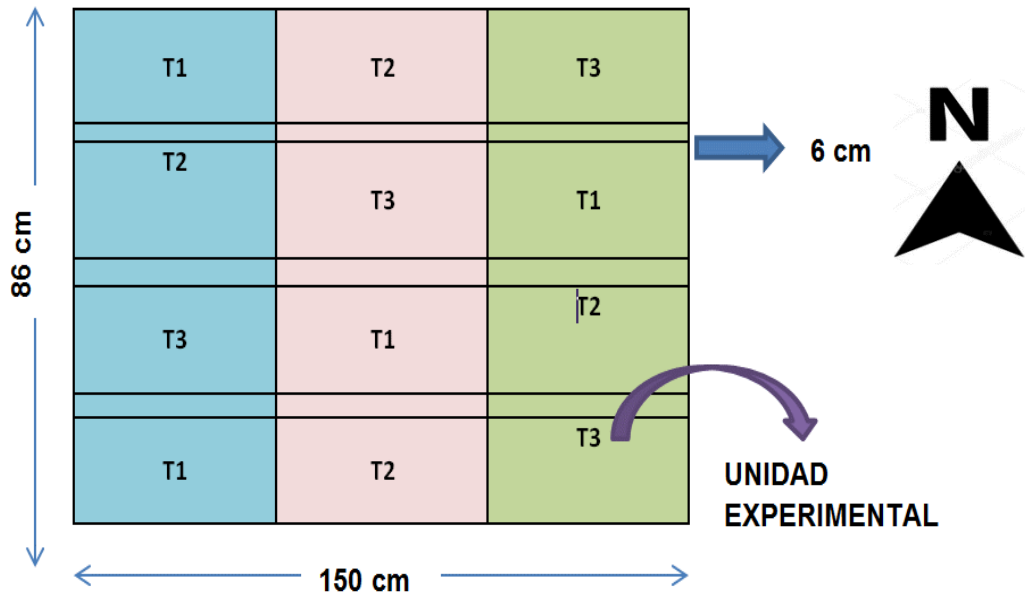


Figura 9. Croquis de las unidades experimentales

La distribución de las unidades experimentales se presenta en la Figura 9, y el detalle de la ubicación de las estacas en la unidad experimental se detalla en la Figura 10.

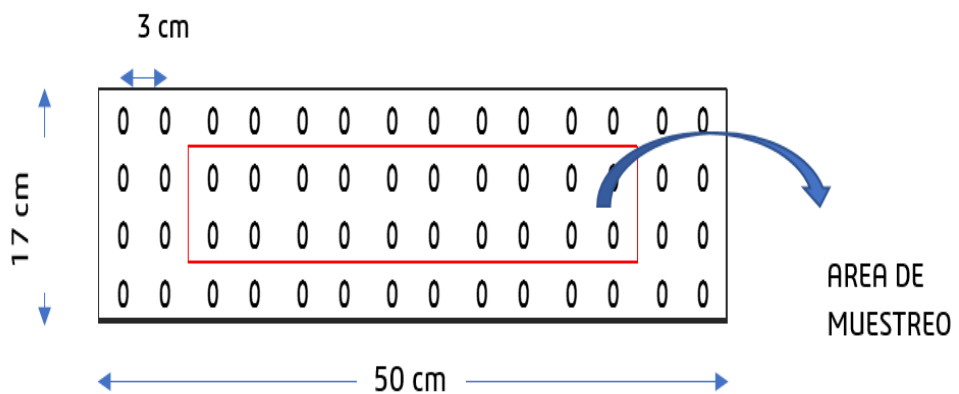


Figura 10. Ubicación de las estacas en la unidad experimental

4.4. Variables de Respuesta.

Para la evaluación de las variables de respuesta, se evaluaron a partir de los 7 días y después cada 7 días durante el desarrollo del ensayo hasta el trasplante, para responder los objetivos planteados las variables a tomar en cuenta fueron: porcentaje de enraizamiento, diámetro de estacas, días a la brotación, longitud de brote principal, diámetro del brote principal, número de nudos del brote principal, número de hojas del brote principal, longitud de raíz, volumen de raíz, porcentaje de sobrevivencia y análisis económico.

4.4.1. Porcentaje de enraizamiento de estacas (%):

A un inicio se tomó muestras aleatorias cada 15 días esto hasta observar el callo en la estaca, posteriormente se registró al finalizar la investigación, el número de estacas que presentaron un desarrollo de raíces.

4.4.2. Diámetro de estacas (mm):

Este dato se obtuvo realizando la medición de la estaca de cada una de las muestras, con la ayuda de un vernier.

4.4.3. Días a la brotación (# de días):

La obtención de los datos de esta variable se determinó por simple conteo, observando la existencia de estacas brotadas en toda la unidad experimental, en cada una de los tratamientos en estudio. Tomando como días a la brotación el 50% de las estacas brotadas por unidad experimental.

$$\% \text{ de brotación} = \frac{\text{número de estacas brotadas}}{\text{número total de estacas plantadas}} * 100$$

4.4.4. Longitud del brote principal (cm):

Se procedió a la medición de esta variable cada 7 días a partir de la emisión del brote principal, con el uso del vernier y reglas. Ver Anexo 1.

4.4.5. Diámetro del brote principal (mm):

Los datos de esta variable se evaluaron cada 7 días desde el momento de la visualización de la primera hoja. La medida del diámetro de brote se realizó en la base del brote con un vernier.

4.4.6. Número de nudos del brote principal (# de nudos):

Para el número de nudos se procedió al conteo de nudos del brote principal. Ver Anexo 1.

4.4.7. Número de hojas del brote principal (# de hojas):

La obtención de los datos de esta variable se determinó por el simple conteo de la cantidad de hojas existente en el brote principal en cada una de las muestras, en cada una de los tratamientos en estudio. Ver Anexo 1

4.4.8. Longitud de raíz (cm):

La medición de esta variable longitud de las raíces, se realizó al final de la evaluación descartando las estacas que no emergieron raíces, se lo realizo con cuidado de no lastimar a las raíces, con ayuda de una cinta métrica. Ver Anexo 3.

4.4.9. Volumen radicular (cm³):

Para el volumen de raíz se lo evaluó al finalizar la investigación, al momento de trasplante, se determinó con la ayuda de un vaso precipitado de la siguiente forma:

En un vaso precipitado se colocó una cantidad de agua, luego se sumergió la raíz de la estaca realizando una resta para conocer el volumen de la estaca.

4.4.10. Porcentaje de sobrevivencia (%):

Una vez terminado el repique se esperó un tiempo de dos meses en el área de aclimatación, para observar la mortandad y con la siguiente ecuación se determinó el porcentaje de sobrevivencia:

$$\% \text{ de sobrevivencia} = \frac{\text{número de plantines vivos}}{\text{número de plantines prendidos}} * 100$$

4.4.11. Análisis de Beneficio - Costo (B/C):

El análisis se realizó parcialmente sin contar con la infraestructura, por ser un análisis parcial, el cual está relacionado con los ingresos (beneficios) con respecto a la venta de las estacas enraizadas de GxN Garnem, a los cuales se les resta los gastos incurridos para la obtención del producto (costo de producción) (CIMMYT, 1988).

$$\frac{B}{C} = \frac{\text{Beneficio bruto}}{\text{Costo de producción}}$$

Ferrato y Herrera (1994), la relación Beneficio/Costo es una razón que indica el retorno de dinero por cada unidad monetaria invertida. Cuando el resultado de la relación es igual a 1 el productor no obtiene ganancias y no pierde, mayores a 1 significa ganancias, cuando son menores a 1 representa pérdidas.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Temperatura promedio mensual (°C)

En la Figura 11, se detalla las temperaturas mensuales registradas durante el ensayo entre el mes de noviembre del 2016 hasta marzo del 2017.

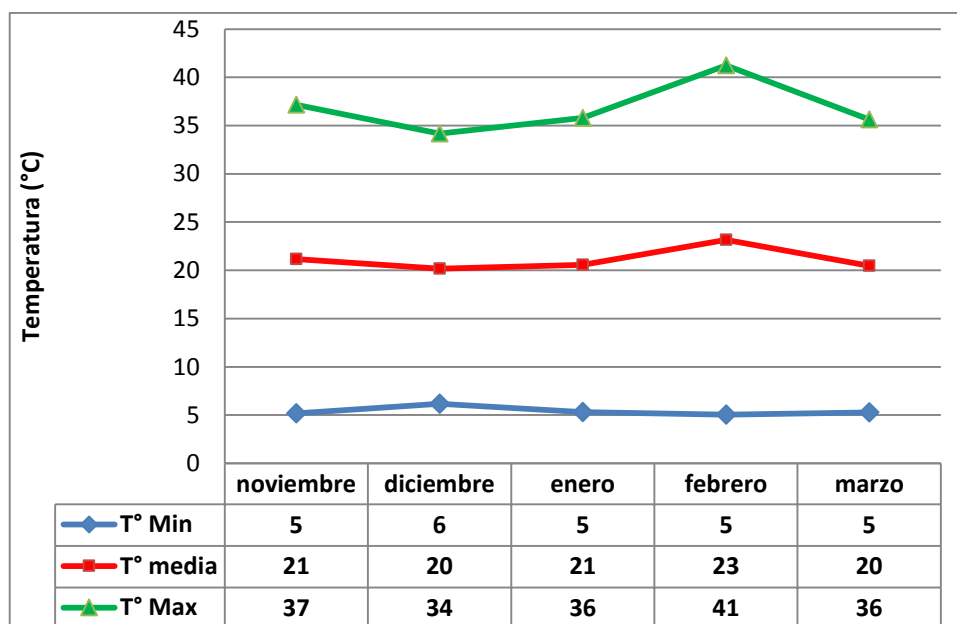


Figura 11. Temperaturas registradas del ambiente durante la evaluación

Las mayores temperaturas se presentaron en el mes de febrero alcanzando 41°C, la Temperatura mínima se mantuvo en 5°C, entre los meses de noviembre a marzo.

5.2. Enraizamiento de estacas GxN Garnem (%)

Haciendo un análisis de varianza del enraizamiento de estacas de GxN Garnem, Cuadro 2, presenta un coeficiente de variación dentro de los rangos permitidos, lo que indica que la variabilidad del experimento se debe al efecto de los sustratos.

Cuadro 2. Análisis de varianza para el enraizamiento de estacas de durazno GxN Garnem (%) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	774,5	2	387,25	23,3	0,0003	**
Error	149,5	9	16,61			
Total	924	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
GL = grados libertad CM = cuadrados medios
CV=7,84%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

Como se observa en el Cuadro 2, existe diferencias altamente significativas (**) en los tratamientos y por ello se procedió a la prueba de Medias de Duncan al 5%.

Cuadro 3. Prueba de Duncan al 5% para el enraizamiento de estacas de durazno GxN Garnem (%)

Tratamiento	Medias (%)	Prueba de Duncan 5%
T3	59,0	a
T1	56,2	a
T2	40,7	b

El T3 (limo + arena) y el T1 (limo), presentan mayor porcentaje de enraizamiento con 59,0 % y 56,2% respectivamente, en relación al T2 (arena) con 40,7%, como se observa en el Cuadro 3.

En cuanto al menor porcentaje de enraizamiento puede ser atribuido a la baja capacidad de retención de agua de la arena, debido a los grandes espacios entre sus partículas, al respecto Jordán (2006), menciona que los suelos arenosos poseen un grado de aireación alto, alta permeabilidad y escasa retención de agua. A esto Tucupa (2012), en su estudio de propagación de estacas de GxN, encontró que el tratamiento a1 (arena) solo obtuvo 19 estacas enraizadas.

Darquea (2015), refiere que el sustrato con mayor porcentaje de enraizamiento para estacas de durazno (*Prunus persica*) es el sustrato s1 (Arena) con un valor de 71,96 %, este resultado se debe al uso de nebulizadores automáticos como forma de riego, la arena tiene buen drenaje, por su velocidad de infiltración evita el exceso de humedad del sustrato dando así una buena aireación para la rizogénesis.

5.3. Diámetro de estacas GxN Garnem (mm)

Para el diámetro de estacas (Cuadro 4) de acuerdo al análisis de varianza no se observa diferencias estadísticas, el coeficiente de variabilidad se encuentra dentro del del rango recomendado.

Cuadro 4. Análisis de varianza para el diámetro de estacas de durazno GxN Garnem (mm) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	Nivel de significancia
tratamiento	0,1	2	0,07	0,7	0,534	
Error	1	9	0,11			
Total	1,1	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
 GL = grados libertad CM = cuadrados medios
 CV=25,06%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

De acuerdo a la no significancia (Cuadro 4) los sustratos no influyeron en el diámetro de estaca, Díaz (1991) citado en Darquea, (2015), indica que las estacas al carecer de raíces al inicio dependen de la retención de humedad y turgencia de la estaca.

Los sustratos en estudio al inicio se comportaron como medio de anclaje de la estaca, ya que posteriormente como soporte del sistema radical, tanto el limo como la arena y la mezcla de ambos, por sus características carecen de nutrientes (Darquea, 2015).

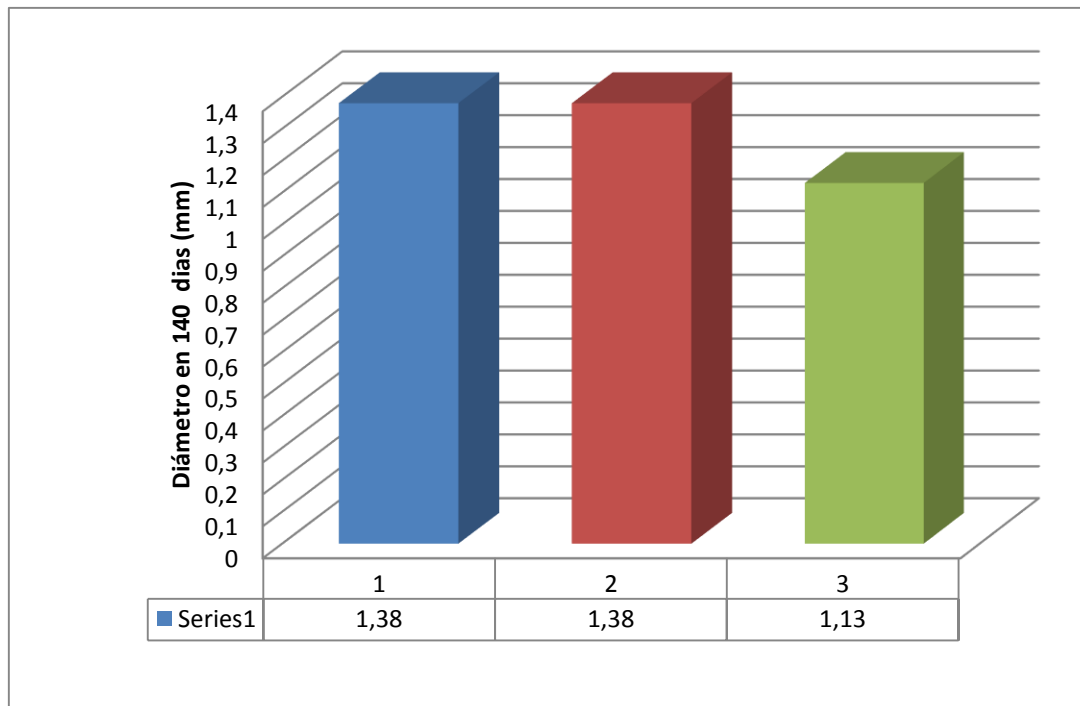


Figura 12. Diámetro de estacas GxN Garnem

De acuerdo a la Figura 12, el T1 (limo) obtuvo 1,38 mm de diámetro, el T2 (arena) obtuvo 1,38 mm y el T3 (limo + arena) con 1,13 mm.

Haciendo la comparación con la investigación realizada en la propagación de Álamo por Céspedes (2014), que obtuvo un incremento de 0,50 mm de diámetro en carpa solar, usando como sustrato 66,67 % de turba y 33,33% de arena.

Como conclusión se tiene, el incremento de diámetro de brote de estacas de GxN Garnem no fue influenciado por los tratamientos de la investigación.

5.4. Porcentaje de sobrevivencia

El análisis de varianza (Cuadro 5) referente al porcentaje de sobrevivencia, muestra un coeficiente de variación de 7,92%, esto nos permite saber que los datos estadísticos son confiables tal como lo señala Ochoa (2009).

Cuadro 5. Análisis de varianza para el porcentaje de sobrevivencia de estacas de durazno GxN Garnem (%) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	245,17	2	122,58	23,1	0,0003	**
Error	47,75	9	5,31			
Total	292,92	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
 GL = grados libertad CM = cuadrados medios
 CV=7,92%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

De acuerdo al análisis de varianza (Cuadro 5) existe significancia altamente significativa, por lo que los sustratos influyeron en el porcentaje de sobrevivencia. Por ello se procedió a la prueba de Medias de Duncan al 5%.

Cuadro 6. Comparación de medias según Duncan para la sobrevivencia de estacas de durazno GxN Garnem (%)

tratamiento	Medias (%)	Prueba de Duncan 5%
T3	33	a
T1	32	a
T2	23	b

Según el Cuadro 6, el mayor porcentaje de sobrevivencia tuvo el tratamiento T3 (limo + arena) con 33 estacas vivas es decir el 59,0%, seguido del T1 (limo) con 32 estacas vivas que son el 56,2% y finalmente el tratamiento T2 (arena) con 23 estacas que representa el 40,7%. Esto puede ser atribuible a las características de la arena por su baja capacidad de retención de humedad, escasos de nutrientes y que requiere por ello riegos frecuentes.

Comparado con el estudio realizado por Tucupa (2012), en su estudio para la propagación de estacas GxN, alcanzo un 67% de sobrevivencia con el sustrato arena al 100%. Las diferencias pueden ser atribuible al riego, ya que las estacas

de GxN durante el primer mes necesita un riego constante para que la estaca no se deshidrate.

5.5. Días a la brotación de estacas

El análisis de varianza (Cuadro 7) respecto a los días a la brotación presenta un coeficiente de variación (CV) de 18,69% este valor asume que los datos son confiables por encontrarse dentro del rango establecido.

Cuadro 7. Análisis de varianza para días a la brotación de estacas de durazno GxN Garnem (días) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
tratamiento	1472,67	2	736,33	29,82	0,0001	**
Error	222,25	9	24,69			
Total	1694,92	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
 GL = grados libertad CM = cuadrados medios
 CV=18,69%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

El p-valor para días a la brotación (Cuadro 7) señala diferencia altamente significativa ($p < 0,05$) entre los tratamientos de sustrato, en este sentido existe influencia del sustrato en los días a la brotación de estacas.

Para la comparación de medias para la variable días a la brotación, se realizó la prueba de Duncan al 5% (cuadro 8), donde el tratamiento T1 (limo) y T3 (limo + arena) alcanzaron una brotación del 65% a los 19 días, y el tratamiento T2 (arena) a los 42 días.

Cuadro 8. Comparación de medias según Duncan para días a la brotación de estacas de durazno GxN Garnem

Tratamiento	Medias (días)	Prueba de Duncan 5%
T2	42	a
T1	19	b
T3	19	b

Los días a la brotación de estacas GxN Garnem (Fig. 13), es de 19 días entre los tratamientos T1 y T3 alcanzando un 65%, el T2 alcanzó el 65% a los 42 días.

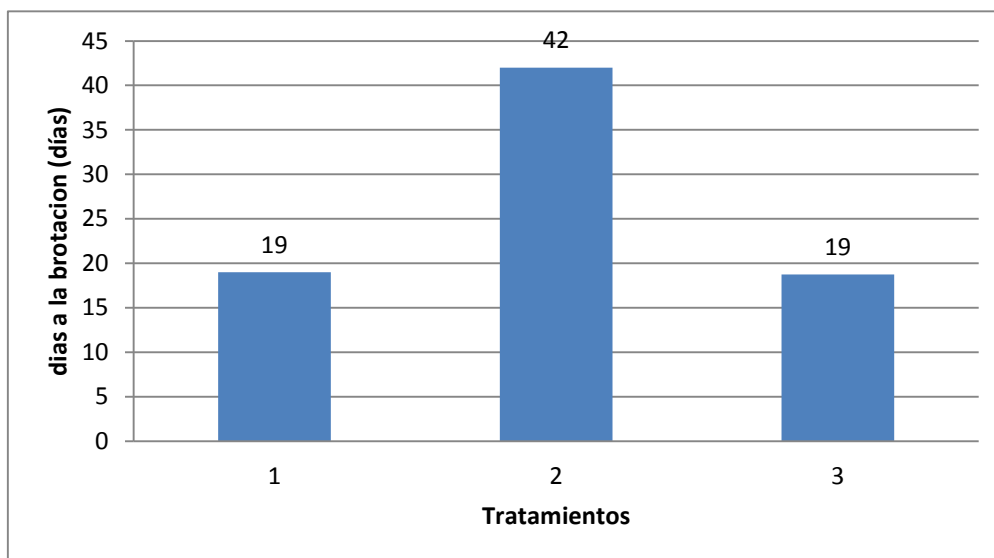


Figura 13. Días a la brotación de estacas Garnem bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

Darquea (2015), en su trabajo de enraizamiento de estacas de durazno (*Prunus persica*), el sustrato que mejor dio resultados fue el sustrato s1 (Arena) con valores de 71,63 % de brotación a los 120 días. La eficacia del sustrato 1 (arena) contribuyó a una mejor brotación de las estacas debido a que este sustrato por sus características físicas como drenaje y capacidad de campo regularon el exceso de agua, evitando así que la estaca sufra estrés por hipoxia.

A medida que la planta va desarrollando la evapotranspiración aumenta, es por ello que el sustrato proporcione un suministro continuo de agua, aireación suficiente y disponibilidad de elementos nutritivos. Al respecto Rodríguez (2010), la humedad debe ser disponible para las plantas dentro de un contenedor, se requiere que el sustrato tenga buena porosidad, de tal modo que las raíces puedan proveerse de oxígeno y llevar a cabo la respiración.

5.6. Longitud de brote principal

El análisis de varianza para la variable longitud de brote principal se muestra en el Cuadro 9, donde se observa que no hubo significancia, presenta un coeficiente de variación (CV) de 19,65 % valor que se encuentra dentro del grado de confiabilidad.

Cuadro 9. Análisis de varianza para longitud de brote de estaca GxN Garnem (cm) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	278,27	2	139,14	4,61	0,0419	*
Error	271,74	9	30,19			
Total	550,01	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
GL = grados libertad CM = cuadrados medios
CV=19,65%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

De acuerdo al análisis de varianza (Cuadro 10) existe diferencia significativa para la longitud del brote principal, por lo que existió efecto de los sustratos en la longitud de brote. Por ello se procedió a la prueba de Medias de Duncan al 5%.

Cuadro 10. Comparación de medias según Duncan para longitud de brote de estacas de durazno GxN Garnem

Tratamiento	Medias (cm)	Prueba de Duncan 5%
T2	34,5	a
T1	26,7	a b
T3	22,9	b

La longitud de brote (Cuadro 10) en el tratamiento T3 (limo + arena) se destaca con 34,5 cm, seguido del T1 (limo) con 26,7 cm y el T2 (arena) con 22,9 cm. Tucupa (2012), obtuvo un crecimiento de 12,5 cm con un tratamiento a2 (1Arena + 1Tierra Negra).

Según Ardaya (2012), en el enraizamiento de estacas del porta injerto GxN Garmen, observó que el crecimiento de los brotes probablemente se debió a la condición de la planta madre y la calidad de las estacas y no así por el efecto del sustrato.

5.7. Diámetro de brote principal

El análisis de varianza para el diámetro de brote principal (Cuadro 11), presenta un coeficiente de variación (CV) de 8,32%, por lo tanto, se asume un manejo adecuado de las unidades experimentales por encontrarse dentro del rango establecido.

Cuadro 11. Análisis de varianza del diámetro de brote principal de estacas GxN Garnem (mm) bajo diferentes tipos de sustrato en condiciones controladas

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	0,71	2	0,36	3,2	0,0894	NS
Error	1,01	9	0,11			
Total	1,72	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
 GL = grados libertad CM = cuadrados medios
 CV=8,32%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

El análisis de varianza (Cuadro 11) estableció que no existe diferencia significativa por lo que el desarrollo del diámetro de brote no tuvo un efecto significativo en respuesta a los sustratos.

Cuadro 12. Comparación de medias según Duncan para el diámetro de brote de estacas de durazno GxN Garnem (mm)

Tratamiento	Medias (mm)
T3	4,19
T1	4,19
T2	3,67

De acuerdo al cuadro 12, la comparación de medias expresa que el tratamiento T3 y T1 obtuvieron un diámetro de brote de 4,19 mm, y el T2 3,67 mm. Lo que quiere decir que para esta variable las estacas de los tres tratamientos se comportaron similarmente, dependiendo de ellas mismas no así del sustrato.

5.8. Número de nudos de brote principal

El número de nudos (Cuadro 13), de acuerdo al análisis de varianza el p-valor señala que hay diferencia significativa ($p < 0,05$) entre los tratamientos (sustratos), lo que demuestra que el número de nudos del brote principal de estacas GxN Garnem, fue influenciado por los diferentes sustratos.

Cuadro 13. Análisis de varianza para el número de nudos de brote principal de estacas GxN Garnem (N°)

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	50,00	2	25,00	6,25	0,0199	*
Error	36,00	9	4			
Total	86,00	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
 GL = grados libertad CM = cuadrados medios
 CV=20,00%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

Cuadro 14. Comparación de medias según Duncan para el número de nudos (N°) de brote principal de estacas de durazno GxN Garnem

Tratamiento	Medias (N°)	Prueba de Duncan 5%
T3	12,5	a
T1	10,0	a b
T2	7,5	b

De acuerdo a la prueba de Duncan al 5% (cuadro 14), se observan dos grupos de significación, destacando al tratamiento 3 (limo + arena) con 12,5 nudos, en el segundo grupo se encuentran los tratamientos T1 (limo) y tratamiento T2 (arena) con 10,00 nudos y 7,5 nudos respectivamente.

Cazas (2017), en su evaluación del prendimiento de estacas de romero (*Rosmarinus officinalis*), manifiesta que no hubo variación significativa entre los sustratos (1Arena fina y 1turba) con 11,82 nudos, y el sustrato (1 Arena fina y 2turba) con 11,40 nudos, del sustrato 3 (1tierra del lugar y 2turba) 5,86 nudos, debido a las características físicas del sustrato, por su textura franco arcillosa se comportó como un sustrato plástico y pegajoso, el sustrato tendió a retardar el movimiento del agua y aire, asfixió la estaca hasta ocasionar el marchitamiento permanente.

5.9. Número de hojas de brote principal

El análisis de varianza (Cuadro 15) para el número de hojas de brote principal presento un coeficiente de variación dentro del rango requerido.

Cuadro 15. Análisis de varianza número de hojas (No) de brote principal de estacas GxN Garnem

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	65,38	2	32,69	3,80	0,0635	NS
Error	77,32	9	8,59			
Total	142,70	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
 GL = grados libertad CM = cuadrados medios
 CV=19,78%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

El análisis de varianza (Cuadro 15) para el número de hojas de brote principal señala que no existe diferencia significativa entre los tratamientos, por lo que se puede señalar que los tratamientos tuvieron un comportamiento similar.

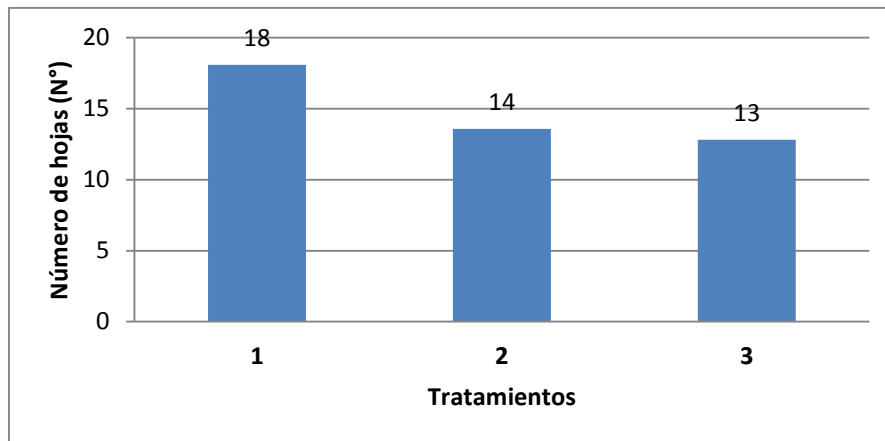


Figura 14. Número de hojas del brote principal de estacas GxN Garnem

En la Figura 14, se observa que no hay diferencia significativa entre los tratamientos en el número de hojas de estacas GxN Garnem. El T3 obtuvo 18 hojas seguido de los tratamientos T2 y T1 con 14 y 13 hojas respectivamente.

Quispe (2013), para el número de hojas concluyó que los sustratos S2 (turba2 + arena2) y S1 (turba2 + cascarilla de arroz1 + arena1) tuvo un promedio de 8,39 y 8,31 hojas respectivamente.

5.10. Longitud de raíz

En el Cuadro 16, el análisis de varianza indica que no existen diferencias significativas entre tratamientos, presenta un coeficiente de variación (CV) de 14,84%.

Cuadro 16. Análisis de varianza para la longitud de raíz de estacas GxN Garnem (cm) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	35,14	2	17,57	2,03	0,1875	NS
Error	77,98	9	8,66			
Total	113,13	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados
 GL = grados libertad CM = cuadrados medios
 CV=14,84%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

El Cuadro 16, muestra que los sustratos no influyeron en la longitud de raíz, ya que el análisis de varianza entre los tratamientos resulto no significativo.

Cuadro 17. Comparación de medias según Duncan para la longitud de raíz de estacas de durazno GxN Garnem (cm)

Tratamiento	Medias (cm)
T2	21,0
T3	21,0
T1	17,4

La comparación de medias (Cuadro 17), ratifica que no existen diferencias entre tratamientos (sustratos), el T2 obtuvo 21,0 cm de longitud seguido del tratamiento T3 con 21,0 cm y finalmente el tratamiento T1 con 17,4 cm. Según Laura (2014), obtuvo una longitud de raíz de esquejes de sauco de 9,4 cm con el sustrato compuesto de limo. Asimismo, Tito (2011), en enraizamiento de esquejes de Verónica purpurea (*Hebe sp.*) obtuvo una longitud de 3.81 cm en arena lavada.

5.11. Volumen de raíz

El análisis de varianza para el volumen de raíz se presenta en el Cuadro 18, donde el p-valor ($p > 0,05$) señala que los sustratos, no produjeron un efecto significativo en el volumen radicular, por consiguiente, no existen diferencias significativas.

Cuadro 18. Análisis de varianza volumen de raíz de estacas GxN Garnem (cm³) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

F.V.	SC	GL	CM	F	p-valor	Nivel de sig. Al 5%
Tratamiento	0,46	2	0,23	2,56	0,1317	NS
Error	0,81	9	0,09			
Total	1,27	11				

Descripción: FV = Fuente de variación SC = suma de cuadrados GL = grados libertad CM = cuadrados medios CV=19,04%, (*) significativo, (**) altamente significativo, (NS) no significativo.

En la Figura 15, se observa el volumen de raíz de estacas GxN Garnem, donde el tratamiento 2 obtuvo mayor volumen de raíz a esto Hartman y Kester (1988) señalan que las estacas de algunas especies, cuando enraízan en arena producen un sistema radical largo, no ramificado y quebradizo, en contraste con el sistema radical fibroso y ramificado que se desarrolla en otros medios.

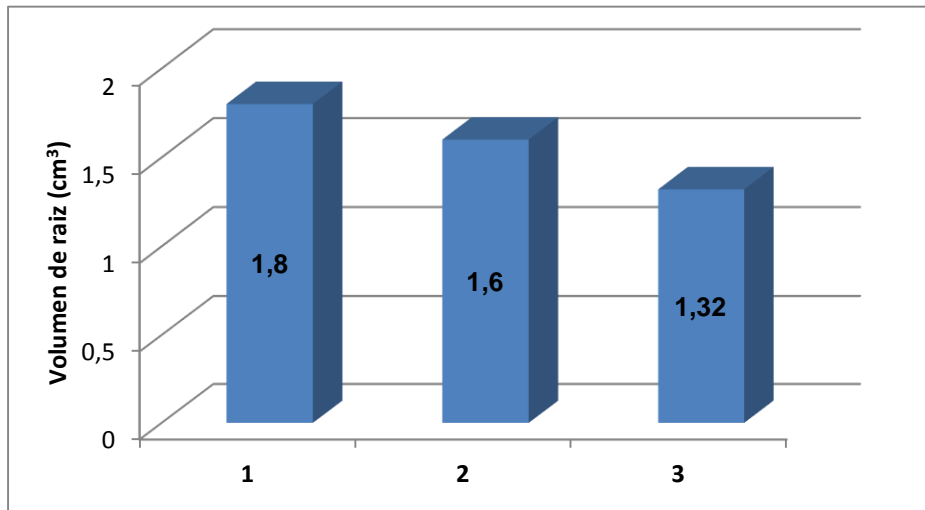


Figura 15. Volumen de raíz en el enraizamiento de estacas GxN Garnem (cm³) bajo diferentes tipos de sustratos en condiciones controladas

Darquea (2015), obtuvo un volumen de raíz de 3,82 cc en sustrato de arena, seguido de 2,76 cc en sustrato de pomina. Esto posiblemente se debe al tamaño de las partículas que influye en el desarrollo de las raíces.

5.12. Análisis económico

El Cuadro 19 muestra el análisis económico del trabajo de investigación con un monto que asciende a 1.712,5 Bs, monto que se desglosa por cada tratamiento.

Cuadro 19. Costos de producción de estacas GxN Garnem bajo diferentes tipos de sustrato en condiciones controladas

Descripción	unidad	Cant.	C.U. (Bs)	costo total	costo total tratamientos (Bs)		
					T1 LIMO	T2 ARENA	T3 LIMO+ARENA
A. INFRAESTRUCTURA							
alquiler de vivero	mes	5	50	250	83,33	83,33	83,33
B. INSUMOS							
Estacas	pieza	672	1,5	1008	336	336	336
C. COSTOS DE SUSTRATO							
Limo	cubo	0,5	100	50	25	0	25
Arena	cubo	0,5	130	65	0	32,5	32,5
turba vegetal	cubo	0,15	130	19,5	6,5	6,5	6,5
Formol	l	0,5	50	25	0	12,5	12,5
D. COSTOS DE INSUMOS							
Fungicida	l	0,15	100	15	5	5	5
E. HERRAMIENTAS							
Pala	pieza	1	30	30	10,00	10,00	10,00
Picota	Pieza	1	50	50	16,67	16,67	16,67
tijera de podar	Pieza	1	100	100	33,33	33,33	33,33
Carretilla	Pieza	1	100	100	33,33	33,33	33,33
TOTAL				1712,5	549,17	569,17	594,17

Cuadro 20. Beneficio/costo en la propagación de estacas de GxN

	<i>TRATAMIENTO 1 (LIMO)</i>	<i>TRATAMIENTO 2 (ARENA)</i>	<i>TRATAMIENTO 3 (LIMO + ARENA)</i>
<i>BENEFICIO</i>	640	460	660
<i>COSTO TOTAL</i>	549,17	569,17	594,17
<i>BENEFICIO/COSTO</i>	1,17	0,81	1,11

De acuerdo al Cuadro 20, se observa la relación beneficio/costo, donde se puede apreciar que el tratamiento 3 y 1, alcanzaron la relación de 1,11 y 1,17 bs respectivamente este resultado nos indica que de un boliviano invertido se recupera el boliviano invertido y se gana 0,11 y 0,17 centavos de boliviano más respectivamente.

6. CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos planteados y los resultados obtenidos se llegó a las siguientes conclusiones:

En la brotación de estacas GxN, el tratamiento T1 (limo) a los 39 días alcanza 92%, seguido del tratamiento T3 (limo + arena) con un 91% también en 39 días, finalmente el tratamiento T2 (arena) con un 64% a los 48 días.

La longitud de brote principal GxN se destaca en el tratamiento T3 (limo + arena) con 34,45 cm, seguido del tratamiento T1 (limo) con 26,65 cm y finalmente el tratamiento T2 (arena) con 22,93 cm.

El número de nudos de estacas GxN es mayor en el tratamiento T3 (limo + arena) con 12,5 nudos, seguido del tratamiento T1 (limo) y tratamiento T2 (arena) con 10,0 y 7,5 respectivamente.

La longitud y el volumen de raíz de estacas GxN no presentan diferencia significativa, por lo tanto, los sustratos no tienen influencia en estas variables.

El porcentaje de enraizamiento de estacas GxN Garnem, el tratamiento T3 (limo + arena) alcanza 59%, seguido del tratamiento T1 (limo) con 56%, finalmente el tratamiento T2 (arena) con 40,75%.

El mayor porcentaje de sobrevivencia de estacas GxN Garnem se logra con el tratamiento T3 (limo + arena) con 33 estacas, seguido del tratamiento T1 (limo) con 32 estacas, finalmente el tratamiento T2 (arena) con 23 estacas.

El beneficio/costo es mayor en el tratamiento T1 (limo) con una relación de 1.17, seguido del tratamiento T3 (limo + arena) con una relación 1.11, y el tratamiento T2 (arena) con una relación de 0.81.

7. RECOMENDACIONES

Sobre la base de los resultados obtenidos y de acuerdo a las conclusiones del presente estudio, se realiza las siguientes recomendaciones:

Para realizar un mejor estudio del efecto de los sustratos en el enraizamiento de estacas, se debe considerar un riego automatizado para una mejor distribución de agua.

Practicar heridas basales que son benéficas para el enraizado de estacas. Evidentemente en estos casos se estimula a los tejidos heridos para que entren en división celular y producir primordios radicales.

Debe ensayarse otros tipos de sustratos como: diferentes turbas, cascarilla de arroz, etc. los cuales pueden asegurar porosidad y buen drenaje.

BIBLIOGRAFIA

- AGUILAR, J., BAIXAULI, C. 2002. Cultivo sin Suelo de Hortalizas. Aspectos Prácticos y Experiencias. Generalitat valenciana. Valencia. 110p.
- ARDAYA, J. 2009. Curso “Manejo práctico del híbrido GxN”. Cochabamba – Bolivia.
- ARDAYA, P. G. C. 2012. Enraizamiento de estacas de hoja del porta injerto para duraznero GxN Garnem (*Prunus amygdalus* x *Prunus persica*). Tesis de grado. UMSS. Facultad de agronomía, departamento de Fitotecnia. Cochabamba Bolivia. 111 p.
- ÁVILA, R., DÁVILA, R., MELGOZA, M., MAZA, R., NAVARRO, A., VERA, O. 2011. Romero (*Rosmarinus officinalis* L.): una revisión de sus usos no culinarios. Puebla, México. Ciencia y Mar. pp. 23 – 36.
- BADAYA. 2006, Sustratos. Consultado 31 de octubre de 2016. Disponible: <http://www.cuadrilladeanana.es/santacatalina/glosario.php>
- BALZARINI M.G., GONZALEZ L., TABLADA M., CASANOVES F., DI RIENZO J.A., ROBLEDO C.W. 2008. Infostat. Manual del Usuario, Editorial Brujas, Córdoba, Argentina.
- BERNABE, M. 2006. Patrones de melocotonero. Dirección General de Producción, Innovación e Industrias Agroalimentarias. Departamento de Agricultura, Ganadería y Pesca de la Generalitat de Catalunya. Barcelona.
- BOGNETTEAU, E. 1997. Propagación de plantas para el desarrollo forestal comunal en los andes bolivianos. Proyecto FAO/Holanda/Prefectura. Desarrollo Forestal Comunal en el altiplano boliviano. Potosi, Bolivia. 66-83 pp.
- CALDERÓN, A. E. 1987. Manual del Fruticultor Moderno V1. Primera Edición. México.
- CAÑAVIRI, E. 2007. “Reproducción mediante estacas de tres especies de alamo (*populus spp.*) con tres tipos de fitohormonas en Araca – provincia Loayza”, Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.
- CAZAS, V. 2017. “Evaluación del prendimiento de estacas de romero (*Rosmarinus officinalis*) bajo tres sustratos y dos fitoreguladores en la estación experimental de Cota Cota – La Paz”. Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.
- CENTELLAS, A., ÁLVAREZ, V, ACUÑA, E., ROCHA, E., MAITA, E. 2011. Manual de propagación de plantines de duraznero y manzano bajo invernadero. Fundación PROINPA. Pag 24. Cochabamba.

- CESPEDEZ, M. 2014. "Propagación de estacas de tres diferentes longitudes de álamo piramidal (*Populus nigra*) en dos ambientes de crecimiento en Cota Cota – La Paz", Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.
- CIMMYT. 1988. La formulación de recomendaciones a partir de datos agronómicos. Programa de economía. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT). México. 79 p.
- COTEVISA. 2004. El Primer Laboratorio de cultivo in-vitro dedicado a la multiplicación de árboles frutales de España. Comercial Técnica y Viveros, S.L. Consultado 8 de agosto. 2017. disponible en <http://www.Portainjertos-cotevisa.mht>
- DARQUEA, A. 2015. "Efectos de diferentes sustratos y dosis hormonales en el enraizamiento de estacas herbáceas de Durazno (*Prunus persica*) Var. Guaytambo", Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Cevallos-Ecuador.
- DUGO, M.; INGARAMO, O.; PAZ, A. 2003. Evaluación de la densidad aparente en diferentes sistemas de laboreos de suelo, en el NO de la Península Ibérica. Universidad nacional del nordeste. España. 4p.
- ESPADA, J., ROMERO, J., CAMUÑAS, F. y ALONZO, J. 2013. Nuevos patrones para melocotonero: mejora de la eficiencia y calidad del fruto. Aragon-España.
- FACHINELO y MATTEL. 2000. Post grado en tecnología de semillas, producción de plantines de frutales PNS. Bolivia- UFD. Brasil. Pp. 45-68.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). 2009. Guía para la descripción de suelos. Roma-Italia.
- FAUBA. 2006. La huerta urbana. Sustrato para macetas. Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía. Consultada el 24 de febrero de 2006. Disponible en: [http:// www.huerta urbana.org](http://www.huerta urbana.org)
- FDTA – Valles (Fundación para el desarrollo Tecnológico Agropecuario de los Valles). 2007. Durazno. Manual de cultivo. Cochabamba – Bolivia. 104 p.
- FELIPE AJ. 2009. 'Felinem', 'Garnem', and 'Monegro' almond × peach hybrid rootstocks. HortScience 44: 196-197.
- FELIPE, AJ., GÓMEZ APARISI, J., SOCIAS I COMPANY, R., CARRERA, M. 1997. The almond x peach hybrid rootstocks breeding program at Zaragoza (Spain). Acta Horticulturae, 451 (1): 259-262.
- FERRATO, A., HERRERA, O. 1994. Análisis económico del cultivo de plantas ornamentales en macetas bajo invernadero. 2da ed. Editorial Horticultura Argentina. Buenos Aires – Argentina, p. 9-15.

- FRANCISCO, J., 2008. Propagación in vitro y establecimiento en invernadero de las orquídeas *Trichocentrum carthagenense* (Jacq.) Sw. y *Laelia eyermaniana* Rchb. f., para su conservación y potencial aprovechamiento sustentable. Instituto Politécnico Nacional. Centro de Desarrollo de Productos Bióticos. México. pp. 40-54.
- GOITIA, A. L. 2000. Dasonomía y silvicultura. (Texto preliminar). Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. Pp 104.
- GÓMEZ, J., CARRERA, M., FELIPE, A. J., SOCIAS I COMPANY, R. 2001. Garnem, Monegro y Felinem: Nuevos patrones híbridos almendro x melocotonero, resistentes a nematodos y de hoja roja para frutales de hueso. Inf. Téc. Econ. Agraria.
- GUEVARA L., ARANCIBIA G.A., SALA, S., AGUILAR A., TIRADO F., GÓMEZ, R. 2016. Establecimiento in vitro del portainjertos híbrido 'Garfi x Nemared' para durazno. 1Laboratorio de Biotecnología Agroforestal, Asociación Bolivian Cactus. Cantón Pulquina Abajo, Carretera Vieja a Cochabamba km 256. Comarapa. Departamento Santa Cruz. Bolivia.
- HARTMANN, H y KESTER D. 1999. Propagación de Plantas. Principios y prácticas. Compañía editorial Continental S. A. México.
- HARTMANN, H. T., KESTER, D. E. 1998. Propagación de plantas; principios y prácticas. 6ª reimp. México, Continental. 785 p.
- HENRIQUEZ, E. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en estacas de morera (*Morus alba*). Tesis universidad de Chile. Santiago – Chile.
- HERNÁNDEZ, J. 1983. Fitotecnia de Plantaciones Forestales. Habana, Cuba. Editorial Pueblo y educación.
- Hoyos, R. 2004. Determinación de sustratos y efecto de cuatro niveles de ácido naftalenacetico (ANA) sobre el enraizamiento de esquejes (*Polylepistarapacana*) queñua, UTO, Oruro-Bolivia. 84p.
- Infoagro 2005, Sustratos arena. Consultado 3 de octubre 2016. Disponible: http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos2.htm
- INTA, Instituto Nacional De Tecnología Agropecuaria CL. 2013. Apuntes técnicos para el vivero familiar: con enfoque agroecológico.
- IPIZIA, 2011. Consideraciones generales para la propagación de especies forestales, Perú. Jordan, A., 2006. Manual de edafología. Universidad de Sevilla.
- LAIME, L. 2015. "Efecto del ácido indolbutirico (iba) en el pie de injerto GXN 15 (garnem) bajo diferentes dosis de aplicación y tiempos de empape en el municipio de Sapahaqui", Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.

- LUCERO, D. 2013. "Enraizamiento de esquejes para la producción de plantas de café variedad robusta *Coffea canephora*. Tesis para optar el título de ingeniero agrónomo universidad técnica de Ambato.
- MARTÍNEZ, A., 2007. Estudio de inducción de embriogénesis somática y organogénesis en embriones cigóticos de Xate. (*Chamaedorea elegans* Mart). (Tesis de Licenciatura). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Universidad de San Carlos de Guatemala. pp. 40-65.
- MARTINEZ, X., 1995. Horticultura: Revista de frutas, hortalizas, flores, plantas ornamentales y de viveros. Universidad Politécnica de Cataluña. Barcelona, España.
- MIRANDA, R., 2004. Edafología. Introducción a la Geología Agrícola. Propiedades Físicas de los Suelos. La Paz Bolivia. pp. 21-25.
- MOELLER, A., 2016. Propagación vegetativa de *Eucryphia cordifolia* (Ulmo), *Gevuina avellana* (Avellano) y *Embothrium coccineum* (Notro), mediante acodo aéreo. Universidad Austral de Chile. Chile.
- OCHOA, R. 2016. Diseños Experimentales. Segunda Edición. Editorial Ochoa ediciones. La Paz-Bolivia. 378 p.
- PARADA, DP., VILLEGAS, AM. 2009. Propagación in vitro del híbrido almendro x durazno H1. *Rev Fitotec Mex* 32 (2): 103 – 109
- PINA, J. A. 2008. Propagación de Plantas. Departamento de Producción Vegetal. EscuelaTécnica Superior del Medio Rural y Enología. Universidad Politécnica de Valencia. Editorial UPV. Valencia. España. 413p.
- PNTTAP (PROGRAMA NACIONAL DE TRANSFERENCIA DE TECNOLOGÍA AGROPECUARIA PRONATTA). 2002. Proyecto de Desarrollo Tecnológico. El suelo propiedades Físicas y Químicas. FUNACH-ASCAPAM UNIÓN TEMPORAL. Mocoa. 16p.
- PROINPA. 2007. Manual de propagación de plantines de manzana y duraznero bajo invernadero. Concejo Departamental de competitividad de Cochabamba 50 p.
- RODRIGUEZ R. 2010. Manual de prácticas de viveros forestales. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Primera Edición.
- RODRIGUEZ, D. A.; CHANG LA ROSA M.; HOYOS R.M.; FALCON G.F. 2000. Manual práctico de Hidroponía. Universidad Nacional Agraria La Molina. Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral. Lima – Perú. 43p.
- ROMERO A, 2010. "Efecto de la estratificación con arena en la reproducción de tres tipos de estaca de satureja boliviana b. bajo ambiente protegido. Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.

- ROMERO, MA., M. I. URRUTIA, A. M. VIVIERS. 2004. Acta Horticulturae p 661-665.
- RUCKS, L., GARCIA, F., KAPLAN, A., PONCE DE LEON, J., HILL, M. 2004. Propiedades físicas del suelo. Montevideo, Uruguay.
- SAAVEDRA, R. 1994. Técnicas del duraznero en Bolivia. Cochabamba Bolivia. Editado UMSS. p. 21 – 56.
- SALVARREY, M. 2008. Evaluación de diferentes técnicas de propagación vegetativa en “guayabo del país” (*Acca sellowiana* (Berg.) Burret.). Tesis universidad de la república facultad de agronomía. Montevideo-Uruguay.
- SANCHEZ, E. 2015. “Evaluación de dos fitorreguladores en cuatro sustratos para el enraizamiento del porta injerto en (*Rosa manetti*) en el centro experimental de Cota Cota”, Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.
- SENAMHI. 2011, informe climático / Ciudad de El Alto.
- SOTOMAYOR, C; CASTRO, J. 2005. Nuevos Portainjertos para Chile. Agronomía y Forestal n°12. Universidad Católica de Chile. 45p.
- TITO, E. 2011. “Evaluación del enraizamiento de esquejes de *Veronica purpurea* (*Hebe* sp.) bajo la aplicación de diferentes tipos de sustratos en el vivero municipal de Aranjuez de la ciudad de La Paz”, Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.
- TUCUPA, W. 2012. “Efecto de la aplicación de tres tipos de hormonas enraizantes en tres sustratos, para la propagación de estacas GxN como pie de injerto para el duraznero, en el municipio de Luribay, provincia Loayza – La Paz”. Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia. UMSA – Facultad de Agronomía.

ANEXOS

Anexo 1. Evaluación de brotes de estacas de GxN Garnem



Figura 16. Medición de longitud de brote de estacas GxN Garnem



Figura 17. conteo de número de hojas y número de nudos

Anexo 2. Evaluación de la parte radicular de estacas de GxN Garnem



Figura 18. Presencia de callo en estacas de GxN Garnem

Anexo 3. (continuación)



Figura 19. Medición de volumen y longitud de raíz de estacas de GxN Garnem al momento de trasplante

Anexo 4. Trasplante de estacas de GxN Garnem



Figura 20. Trasplante de estacas GxN Garnem