

INTRODUCCIÓN

El durazno (*Prunus pérsica*), es una planta caducifolia (otoño-invierno), de las frutas de carozo muy alimenticias e importante, principalmente por su alto contenido de vitamina A, aminoácidos y minerales, que contribuyen a una adecuada alimentación humana.

El mayor productor de durazno a nivel mundial es China con una producción de 4.126.000 tn, para el periodo 2010-2011, donde el 20 % de la producción se destina a la industrialización: conserva de frutos en almíbar, zumos, elaboración de mermeladas y secado, el 70 % a consumo en fresco, y solo el 10 % se destina a la exportación.

La producción y consumo de frutas a nivel latinoamericano tiende a crecer a un ritmo acelerado de acuerdo con la demanda de los mercados donde se destacan Brasil, Argentina y Chile; de los cuales los dos últimos países son proveedores de frutas frescas a Bolivia.

En Bolivia la mayor producción de durazno se encuentra en el departamento de Cochabamba con 2542 Has, seguido por Chuquisaca con 1457 Has, la Paz con 904 has y Tarija que ocupa el cuarto lugar con 824 Has, con un promedio en nuestro país que no superan las 7 tn/Has.

Los problemas fitosanitarios que se presentan en la actualidad, tanto a nivel de huertos como en el manejo de los viveros han ocasionado graves daños en los valles de Bolivia y con mayor índice en el valle tarijeño que se manifiesta con la mínima multiplicación de plantines y disminución significativa de durazneros en producción provocando así cosechas de durazno de mal aspecto y calidad, conllevando así a un déficit de rentabilidad económica al productor del campo, ya que en la realidad este cultivo era un ingreso más en su actividad laboral.

En los últimos años la producción de durazno en los valles se ve afectada por la poca disponibilidad de portainjertos resistentes a riesgos fitosanitarios como la *Agrobacterium tumefaciens* que produce la agalla de corona que en los últimos años ha provocado un elevado índice en pérdidas de plantines y plantas de durazneros. Debido al estrangulamiento a nivel de cuello terrenal de la planta, provocando el amarillamiento y posteriormente la muerte de la misma.

1.1. Planteamiento del problema

La baja propagación de plantines de duraznero y la falta de porta injertos resistentes a problemas fitosanitarios que se presentan en la actualidad, han ocasionado una disminución significativa de multiplicación de plantines y el déficit de plantas en producción. Esto debido a la propagación sexual por (semilla), que la mayoría de los productores lo realizan en su totalidad, debido a que el mismo presenta grandes desventajas, porque se necesita mucho trabajo y generaciones para obtener un material estable y sin las características genética y peculiares de la planta madre.

Ante esta problemática, de disponibilidad de porta injertos, se plantea el presente trabajo, con la finalidad de evaluar tres bioestimulante enraizadores que ayuden a lograr mayor tasa de enraizamiento de plantones en menor tiempo, es así que se utilizó el porta injerto GxN (Gorfied – Nemarret) que es una de las alternativas que presenta características de resistencia en calidad sanitaria y pureza varietal, minimizando así los riesgos de infestación fitosanitarios y además de la alta compatibilidad con variedades tempranas de duraznero, así como con diversas especies y variedades de frutas de carozo, presentando un alto vigor y rápida entrada en producción, podríamos decir que más del 50% del éxito del futuro de un huerto está en función de la calidad y sanidad del material vegetal a establecerse.

1.2. Justificación

El presente trabajo de investigación se realizó con la finalidad de buscar un bioestimulante enraizador que ayude a lograr mayor multiplicación (asexual) de plantones en menor tiempo y de esta manera poder obtener porta injertos de duraznos que conlleve la genética de la planta madre y presenten característica de resistencia, calidad sanitaria y pureza varietal, minimizando los riesgos de infestación fitosanitarios, de esta manera asegurar propagaciones de plantas aptas para una producción temprana, esta investigación pretende establecer bases para dar solución a una necesidad urgente de la fruticultura de valle y que puede llegar ser una alternativa para la recuperación de la producción de durazno a nivel regional.

1.3. Hipótesis alterna (Ha)

Existen efectos significativos en la propagación de porta injertos con aplicación de bioestimulante enraizadores.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo general.

- Evaluar la respuesta del porta injerto G*N15 (Gorfied – Nemarret) mediante la acción de bioestimulante enraizadores para producción de plantines destinados a enjertación.

1.4.2. Objetivos específicos

- Determinar el porcentaje de prendimiento del porta injerto GxN15 tomando en cuenta cantidad y longitud de raíces desarrolladas por acción de los distintos enraizadores propuestos en el ensayo.
- Evaluar la relación brote – raíz, para cada uno de los tratamientos estudiados.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Origen y distribución geográfica del durazno

El durazno es un árbol originario de China, Afganistán e Irán. Fue traído a occidente por los romanos que lo tomaron como originario de Persia y así lo denominaron. Esta denominación, «*pérsica*» - usada en sus antiguas denominaciones genérica o específica, que en su actualidad lleva el nombre científico (*Prunus pérsica*) Ruiz, (2011) citado por (Lara 2013).

2.2. Importancia económica del durazno en el mundo

Es uno de los frutales más tecnificado y más difundido en todo el mundo. España es la segunda productora a nivel europeo con más de un millón de toneladas, donde la mayor producción se destina a la industrialización. El incremento masivo en los últimos años se debe fundamentalmente a la renovación de las plantaciones, incremento de la superficie en regadío y mejora de las técnicas de cultivo (Condori, 2008).

2.3. Importancia económica en el país

El cultivo de duraznero en nuestro país es importante por su alta rentabilidad por unidad de superficie, debido a que genera grandes ingresos económico a los productores que se dedican a la producción de durazno y se destina para conservas y jugos como también así al elevado consumo de esta exquisita fruta que forma parte de la dieta de miles de personas en nuestro país, es así que se caracteriza por generar mucho empleo de mano de obra, aspectos que constituyen las mejores posibilidades de solución a la lucha del nivel de pobreza en la que viven las familias de los productores de los valles de Bolivia (PROINPA, 2007).

2.4. Requerimiento Edafoclimático

2.4.1 Suelos

El suelo es un factor muy importante que hay que considerar, debiendo elegirse terrenos sueltos y profundos para asegurar un buen sistema radicular. Evitar suelos salinos o con problemas de drenaje.

Lo ideal son suelos sueltos, profundos, con cierto contenido de calcio y de fertilidad media, más bien secos que húmedos. Los suelos impermeables y húmedos deben descartarse. Se debe evitar suelos con alto contenido de sales. La salinidad en la zona radicular, que da lugar a una disminución del 10% en el rendimiento, es de 2.5 de CE* en mmhos/cm (Cadahia, 2008).

2.4.2 Clima

Evítese zonas con fuertes vientos, heladas prolongadas o temperaturas muy altas. El clima ideal es el templado o cálido sin heladas. Sin embargo se adapta bien a zonas templadas-frías con gran luminosidad (Soliz, 2007).

Las temperaturas muy bajas en la época de floración son perjudiciales, sobre todo si éstas descienden a -2°C. No se adapta bien a zonas con inviernos calurosos. Necesita calor y luminosidad durante la fructificación (Silez 2003 citado por la Universidad de Chile, 2009).

2.5. Descripción Botánica

De acuerdo a las características particulares del durazno se realiza la descripción botánica que se describe a continuación por (COTEVIZA 2015).

2.5.1 Clasificación Taxonómica

Reino: Plantae

División: Tracheophyta

Clase: Angiosperma

Subclase: Dicotiledonea

Orden: Rosales

Familia: Rosaceae

Género: *Prunus*.

Especie: *persica*

Nombre Científico: *Prunus persica*(L.)

2.5.2. Planta

El durazno es un pequeño árbol caducifolio que puede alcanzar 6 m de altura, aunque a veces no pasa de talla arbustiva, con la corteza lisa, cenicienta, que se desprende en láminas. Ramillas lisas, de color verde en el lado expuesto al sol.

2.5.3. Raíz

Presenta un sistema radicular muy ramificado y superficial, que no se mezcla con el otro pie cuando las plantaciones son densas (el antagonismo que se establece entre los sistemas radiculares de las plantas próximas están acentuado que induce a las raíces de cada planta a no invadir el terreno de la planta adyacente). La zona explorada por las raíces ocupa una superficie mayor que la zona de proyección de la copa: se considera que esta superficie es por lo menos el doble y en cualquier caso tanto mayor cuanto menor sea el contenido hídrico en el terreno.

2.5.4. Hojas

Simples, lanceoladas, de 7.5-15 cm de longitud y 2-3.5 cm de anchura, largamente acuminadas, con el margen finamente aserrado. Haz verde brillante,

lampiñas por ambas caras. Pecíolo de 1-1.5 cm de longitud, con 2-4 glándulas cerca del limbo.

2.5.5. Flores

Por lo general solitarias, a veces en parejas, casi sentadas, de color rosa a rojo y 2-3.5 cm de diámetro, el color de las hojas en otoño es un índice para la distinción de las variedades de pulpa amarilla de las de pulpa blanca: las hojas de las primeras se colorean de amarillo intenso o anaranjado claro, las de las segundas de amarillo claro.

2.5.6. Fruto

Drupa de gran tamaño con una epidermis delgada, un mesocarpo carnoso y un endocarpo de hueso que contiene la semilla. La aparición de huesos partidos es un carácter varietal. Existen dos grupos según el tipo de fruto:

- De carne blanda (de partir), con pulpa sin adherencia al endocarpo y destino en fresco.
- De carne dura (ulincate), con pulpa fuertemente adherida y destino fresco e industria.

2.5.7. Órganos fructíferos

Ramas mixtas, chifonas y ramilletes de mayo. El de mayor importancia es la rama mixta, los durazos se producen en la madera de un año de yemas florales formadas en el anterior periodo vegetativo. Típicamente se forma en cada nudo una yema foliar flanqueada por dos yemas florales.

2.5.8. Polinización

Especie auto compatible, quizás auto gama, no alternante. La fecundación tiene lugar normalmente 24-48 horas después de la polinización.

2.6. Plagas

Las plagas más frecuentes en el duraznero se describen a continuación según el (MIP 2012).

2.6.1. Arañuelas o Ácaros

Plagas que parasitan al duraznero, pertenecen a la familia Tetranychidae y los principales son los siguientes: La arañita bimaculata (*Tetranychusurticae* Koch), que atacan a las plantas en toda edad, en caso de ataque severos causa estragos en flores, hojas y frutos, reduciendo drásticamente la producción y calidad de los frutos. Otro ácaro de menor importancia es la arañita parda (*Bryobiapractiosa*), que en el Brasil, se constituye en una plaga de primer orden. Sin embargo, en nuestro medio no es de importancia significativa como lo es la arañita bimaculata.

2.6.2. Escamas de San José

La escama de San José (*Quadraspidio tusperniciosus*), es una de las plagas más serias de varias especies frutales, la hembra adulta está cubierta de un escudo de 1,5 mm de diámetro, de color gris oscuro, bajo el cual se protege el cuerpo amarillo. El daño lo causa al succionar savia en el tronco, ramas, ramillas y fruto. Bajo ataques severos, seca las ramas e incluso árboles completos. En el fruto produce una aureola rojiza y una deformación en los lugares en que están insertas las escamas.

2.6.3. Pulgones

En el caso del pulgón verde, es frecuente su presencia también en las flores, ubicándose en los estambres y otras estructuras. Posteriormente se trasladan al frutito recién cuajado, produciéndose deformaciones e incluso caídas de frutos, en las hojas de los brotes provocan un intenso encarrujamiento, lo cual les confiere protección. El pulgón verde inverna en el estado de huevo en las grietas de la corteza del duraznero, no obstante se desconoce si ello ocurre todos los inviernos. Posee además un gran número de huéspedes alternantes en las que se multiplica (Murray, M. 2013).

2.7. Enfermedades

Según las incidencias se describe las diferentes enfermedades que se presenta en el duraznero, las cuales se describen a continuación por (Coca M.,M 2011).

2.7.1. Tiro de Munición

En el duraznero, las yemas y ramillas son afectadas severamente en condiciones de alta humedad y temperatura comprendida entre 5 a 26 °C con una óptima de 15°C. Las lluvias de primavera inducen la infección del follaje y los frutos.

En las ramillas aparecen manchas circulares de color púrpura de 2 a 3 mm de diámetro, cuyo dentro luego se oscurece, apareciendo en su superficie ramilletes de esporas de color pardo oscuro. Si esta infección es intensa se produce destrucción de ramilla en primavera y comienzo de verano.

Las yemas afectadas adquieren un color castaño oscuro y aparecen cubiertas de goma. Frecuentemente en las lesiones presentes en ramillas, yemas y frutos se encuentra este exudado (gomosis).

En hojas se presentan manchas de color púrpura, a veces rodeadas por un halo angosto verde claro, luego el tejido enfermo se necrosa, separándose del sano que los rodea, dándole al follaje la apariencia típica de “tiro de munición”. La presencia del patógeno en ramillas, yemas o frutos, es importante para tener un adecuado diagnóstico, puesto que estos síntomas también pueden ser provocados por otros agentes o ser problema de nutrición de plantas.

2.7.2. Oidiosis

Las hojas y frutos, constituyen los principales órganos afectados, siendo las más susceptibles las hojas apicales (tiernas), que inicialmente manifiestan las dos partes del limbo plegadas y onduladas, posteriormente se abren y se observan áreas decoloradas que en el envés se recubren del característico polvillo blanco, luego las hojas quedan pequeñas y caen. Así mismo, sobre la corteza de las ramas se observan manchas y agrietamientos longitudinales y transversales; los frutos son atacados en cualquier época de su desarrollo, provocando la pudrición del mismo cuando el ataque es severo.

2.7.3. Torque del duraznero

El torque compromete primeramente hojas y brotes, pero también suele extenderse a flores y frutos. Su manifestación más temprana es la formación de áreas de color rojizo en las hojas. Estas áreas afectadas pueden ser pequeñas o comprometer la hoja entera. Las partes infectadas se vuelven gruesas y arrugadas, ondulando dorsalmente las hojas. A veces, solo unas pocas hojas en un árbol muestran síntomas, mientras que en otros casos, la infección puede ser tan severa como para comprometer prácticamente todo el follaje.

Posteriormente, el color del follaje vira en forma gradual a un gris amarillento y a medida que el patógeno comienza a producir esporas, la superficie superior de las

hojas se cubren de una capa polvorienta blanca grisácea, luego las hojas se vuelven pardas, marchitas y caen a principios de verano.

Las flores y los frutos infectados generalmente caen temprano en la estación, aunque también es posible encontrar fruta enferma al momento de la cosecha. Las lesiones en la fruta son áreas sobresalientes, de color rojo brillante, de tamaño y forma irregular, que algunas veces se parten y se vuelven corchosas

2.7.4. Agalla de Corona

Generalmente es un problema de vivero como también de huerto, es causada por la bacteria *Agrobacterium tumefaciens*, su difusión se va incrementando y es causa de la pérdida de considerables cantidades de plantas. Generalmente se presenta en suelos de reacción alcalina.

Como su nombre lo indica, principalmente los síntomas (tumorações) se observan en el cuello de la planta y en las raíces.

2.8. Principales problemas en el cultivo del durazno

- Falta de porta injertos definidos que sean resistentes o tolerantes a *agrobacteriumtum efasciems* que produce la agalla de corana y a nematodos, especialmente del genero *Meloydogine*.
- Falta identificación y difusión de variedades conserveras de duraznero.
- Inadecuado sistema de riego que utilizan los fruticultores, los mimos que no permiten obtener mejores rendimientos de fruta, al mismo tiempo afecta al medio ambiente provocando erosión de suelos.

- Falta de actualización en nuevos sistemas de conducción y plantación a altas densidades.
- Inadecuado manejo de huertos e inoportuna aplicación de prácticas culturales que tomen en cuenta la biodiversidad y sostenibilidad.
- Inadecuada utilización de fertilizantes, situación que provoca bajos rendimientos y degradación de suelos.
- Falta tecnología definida para cosecha y pos cosecha.
- Falta de Tecnología de almacenamiento y embalaje adecuado para transporte y comercialización de fruta.
- Falta generar tecnología para contrarrestar los efectos de los fenómenos naturales como heladas, granizo y sequía.
- Falta de una adecuada propagación de materiales mejorados (plantones) para su posterior distribución entre los agricultores.
- Falta de plantas injertadas de calidad en el mercado, debido a que hay pocos viveros donde se producen materiales de calidad y los demás los hacen rudimentariamente con bajo nivel tecnológico y sin enfoque de mercado, utilizando pie franco.
- Irracional manejo de plaguicidas, por tanto, falta establecer el manejo integrado de plagas MIP, de manera que se pueda proteger el medio ambiente y por tanto darle sostenibilidad, además de proteger la salud de los productores y consumidores.

- Falta de incentivos, programas, proyectos para la implementación de nuevos huertos de frutales.
- Problemas de orden fitosanitario

2.9. Prácticas Agronómicas para la multiplicación de portainjertos

2.9.1. Selección del lugar

Para producir portainjertos es muy necesario tomar en cuenta el lugar donde se va a realizar el trabajo ya sea en un invernadero o en un poli propagador que reúnan las características y las condiciones adecuada para así poder obtener una buena uniformidad de multiplicación (Méndez, 2008).

2.9.2. Camas de enraizamiento y desinfección

El substrato para el enraizamiento tiene que tener buena ventilación y drenaje, se recomienda usar arena fina cernida o cascarilla de arroz carbonizada, según la accesibilidad a éstos para elegir uno o algún otro que cumpla con estas características. Se deben llenar las camas hasta los 15 cm de altura, para una cama de 5 m de largo es necesario $3/4$ m³ de arena ó 1 m³ de cascarilla de arroz carbonizada (Lara, 2007). La arena es muy usada por su bajo costo y fácil obtención. Debe ser fina para retener algo de humedad alrededor del esqueje, pero también debe tener buena porosidad para drenar los excesos de agua con mucha facilidad (PROINPA, 2006 citado por Ruiz 2010).

2.9.3. Selección de plantas madre

El huerto madre (copa o portainjertos) debe estar sujeto a un buen manejo para asegurar la producción continua y prolongada de gran número de estacas con alta cantidad de reservas alimentarias, para establecer un huerto madre de portainjertos o variedades copa, se debe contar con las siguientes condiciones básicas del material vegetal:

- **Identidad genética**, atributo por el que un material vegetal corresponde a la denominación y descripción de la variedad requerida.
- **Pureza varietal**, por el que un lote de material vegetal no contenga mezclas con individuos atípicos al cultivar requerido.
- **Buena sanidad**, que el conjunto de material vegetal a utilizar esté libre de plagas y enfermedades además de portadores y patógenos capaces de provocarlos. (Soliz, 2006),

2.9.4. Colecta del material y selección

La obtención de ramas de la planta madre debe realizarse por la mañana (antes de las 11 am), por la tarde (después de las 16 pm) o en días nublados y frescos, cuando el material vegetal está turgente, esto con la finalidad de evitar la deshidratación durante las horas de mayor insolación. Se debe seguir el siguiente procedimiento de recolección:

- Elegir ramas vigorosas con buen estado fitosanitario y que contengan buen número de yemas.

- Colocar las ramas y/o varetas de la planta madre en un balde de 30 litros que contenga agua en el fondo
- Finalizada la colecta, trasladar inmediatamente al invernadero. (Navia, 2008),

2.9.5. Épocas de estaquillado

Las épocas del estaquillado es uno de los factores que se debe tomar muy en cuenta. Por la experiencia obtenida, las estacas semileñosas de “GxN” o “Maruba” 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. En este último, y para nuestras condiciones, si se tiene control de la temperatura y heladas existe una buena respuesta, arriba del 60% de enraizamiento. El mismo depende principalmente del material vegetal, condiciones de temperatura y alta humedad en el invernadero o poli propagador de enraizamiento (Maita, 2007).

2.9.6. Preparación de los esquejes para el estaquillado

El tamaño de los esquejes varía según la especie y el estado de la planta, para duraznero 10 a 15 cm y 8 a 10 cm para manzano. El corte apical debe hacerse en bisel, en sentido contrario a la última yema del esqueje para evitar la acumulación de gotas de agua, las cuales podrían provocar la pudrición del ápice. El corte basal debe hacerse perpendicularmente al eje central del tallo y justo debajo de una yema. También se debe realizar dos tajos laterales delgados equidistantes de aproximadamente 1 a 2 cm de longitud hasta que se observe el cambium de la corteza del esqueje, esto permite una mayor área de contacto con la solución del ácido indol butírico - AIB (auxina/ enraizador), lo cual facilitará un mejor enraizamiento. Las estacas, estaquillas o esquejes deben contar con al menos un par de hojas en la parte superior, para que contribuyan al enraizamiento (hormonas naturales de enraizamiento) y recortadas a la mitad para evitar una menor deshidratación. A

medida que son preparadas las estaquillas, se introducen en un balde o recipiente con agua para evitar su deshidratación Lara, (2003) citado por (Plata, 2008).

2.10. Métodos de Propagación del durazno

2.10.1. Propagación sexual (por semilla)

Los portainjertos francos son procedentes de semilla de la misma especie. Los portainjertos francos tienen problema de gran vigor y heterogeneidad (debido a su multiplicación por semilla). Por tal razón surge la necesidad de encontrar portainjertos que permitan reducir las copas de los árboles y aumentar las densidades de las plantaciones, como también así que presenten una mayor precocidad y adaptación a las condiciones de suelo y clima de la región (INTA, 2005).

2.10.1.1. Escarificación

La escarificación consiste en romper el hueso o envoltura de la semilla sin dañarlo para así poder obtener una mejor germinación y en menor tiempo. (Méndez, 2008),

2.10.1.2. Estratificación

Consiste en someter la semilla embebida en agua, a bajas temperaturas, para satisfacer sus requerimientos de frío. Lo común es mantenerla entre capas de arena húmeda y exponerla al frío invernal. Otra posibilidad es conservarla refrigerada, entre 2 y 7 °C de temperatura, para este proceso temperaturas inferiores al punto de congelamiento son menos efectivas que las señaladas. (Percy, 2008).

Durante la estratificación, se debe mantener especial atención en la humedad y aireación. Si falta humedad, se puede inducir a una situación de eco dormida, que no permite una buena germinación. La aireación, por su parte, es fundamental para que

el embrión respire y se desencadenen los procesos fisiológicos que inician la germinación (Navia, 2008).

Para lograr una buena estratificación en condiciones controladas, en vez de arena se puede usar vermiculita o aserrín libre de sustancias tóxicas (Ruiz, 2006).

Si se utilizan envoltorios de polietileno, hay un cierto intercambio gaseoso que puede ser suficiente para el metabolismo de los embriones, pero la aireación es más adecuada si el polietileno se perfora. (Ruiz 2006, citado por Méndez 2008).

Un buen tratamiento de estratificación, permite una germinación homogénea dentro el lote y el desarrollo de la radícula, como el del epicotíleo, será rápido y vigoroso. Si falta frío hay un bajo porcentaje de germinación y la plántula se observa de menor tamaño y a veces arrosada. El arrosamiento se puede neutralizar haciendo varias aplicaciones de ácido giberélico a la planta que recibió poco frío (Ayala, 2008).

2.10.2. Propagación Asexual – Técnica del Estaquillado

Se indica que la propagación asexual o vegetativa reproduce clones, lo cual implica la división auténtica de las plantas madres. Las plantas propagadas vegetativamente reproducen por medio de la réplica del ADN toda la información genética de la planta progenitora. En consecuencia, las características específicas de una determinada planta son perpetuadas en la propagación de un clon. El proceso de reproducción asexual tiene una importancia especial en el cultivo de los frutales, porque la composición genética (genotipo) de la mayoría de los cultivares de frutales es generalmente heterocigota y las características que distinguen a estos tipos se pierden de inmediato al propagarlos por semilla. (Navia, 2007).

2.10.2.1. Propagación por estacas de tallo

Esta propagación son las más usadas en fruticultura para la multiplicación de plantines, enraízan mejor que otros órganos porque tienen mayor cantidad de tejido

sin diferenciar, facilitando la formación de primordios radiculares. La presencia de hojas en las estacas o esquejes acelera la tasa de formación de raíces y el número de raíces es proporcional al área foliar. 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. (PROINPA, 2011).

2.10.2.2. Estacas de madera dura o leñosa

Constituye el método de propagación más fácil y menos costoso, son las más simples de preparar, son poco perecederas y no requieren equipo especial durante el enraizado. Se preparan 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. Para el caso de “Maruba”, este método funciona bien, siendo su desventaja que se lo obtiene en una sola época al año. En el caso de “GxN” no recomendamos hacerlo por esta vía (Mangiarua, 2008).

2.10.2.3. Estacas de madera semidura o semileñosa

Se recogen en el verano, justo después de haber transcurrido un periodo de crecimiento, con madera parcialmente madura, esta es madera del año. Se las 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 (Téllez, 1987).

2.10.2.4. 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 (PROINPA, 2011).

2.10.3. Ventajas de la propagación por estacas

La propagación por estacas presenta ventajas como:

- Facilidad en el procedimiento, se puede propagar abundante material utilizando un espacio limitado, partiendo de pocas plantas madres.
- Cada planta producida por este método es genéticamente idéntica a la planta de la cual procede.
- Se obtiene mayor uniformidad del huerto por reproducir los caracteres genéticos de la variedad copa injertada sobre este portainjerto.
- Tiene bajo costo de operación (económico), es rápido y simple (PROINPA, 2011).

2.11. Elección de portainjertos

La elección de un porta injerto está determinada por el manejo del huerto y por las condiciones climáticas, de suelo y ecológicas a las que se someterá la plantación. En todo el mundo, se buscan patrones que permitan el cultivo de esta especie en condiciones extremas de suelo, por ejemplo, con excesos de humedad o demasiado alcalinos. Además, es deseable que los porta injertos resistan o toleren los nematodos, enfermedades e insectos de suelo. También se buscan aquellos que tienen especial habilidad para extraer determinados nutrientes del suelo, bajo condiciones adversas. Los que puedan sobrellevar mejor los problemas de sequía en la temporada de crecimiento, o los que en invierno resistan temperaturas extremadamente bajas. También se trabaja en la búsqueda de un porta injerto que controle el vigor de la planta e induzca una alta productividad, sin que presente problemas de incompatibilidad a lo largo de la vida del huerto. Otro aspecto que se ha puesto de relieve es la búsqueda de un patrón que no presente problemas de

crecimiento en huertos de replante. Entre los porta injertos definidos más conocidos se tienen a: Nemaguard (tolerante a nematodos y agalla de corona), Nemared, Nemared x Garfield, sin embargo, la utilización de estos materiales en nuestro país es limitado, debido a que los mismos son producidos en Chile (Fundación Agro, 2005).

2.12. Propagación asexual más usada en el duraznero

El material que se viene propagando asexualmente para uso de portainjerto del duraznero es el “GarfixNemared”, conocido en nuestro medio como GxN y para manzano el “Marubakaido” conocido como Maruba, que gradualmente se están convirtiendo en los principales portainjertos para el duraznero y manzano en Bolivia. Esto por las características que presentan: buena adaptación a las condiciones de suelos de nuestros valles, buen vigor, rápida entrada en producción, y principalmente, por la facilidad de enraizamiento bajo invernadero en buena parte de los meses del año, lo cual los hace muy atractivos y a los cuales enfocaremos la atención, refiriéndonos a la técnica utilizada que es el estaquillado (Fundación PROINPA, 2007).

- Descripción del portainjerto GXN 15 (Garfi x Nemared)

También llamado “Garnem” fue obtenido en España por el Servicio de Investigación Agraria de la Diputación General de Aragón. Es un híbrido entre almendro y duraznero seleccionado entre las plantas originadas por el cruzamiento del cruzamiento Garfi x Nemared (Serie G x N). El árbol es de vigor grande. Porte erguido, poco ramificado, con ramas que emiten pocos anticipados. Las hojas son grandes, de aspecto intermedio entre las de almendro y duraznero. En primavera tiene un color rojo que durante el verano vira a verde bronceado. Flores: Grandes, de color

rosa pálido. Frutos: pequeños, redondeados, de color verde oscuro con tonalidades rojizas. Indehiscentes y con hueso libre (Solíz, 2008).

Los brotes del año son largos, rectos y erguido, con muy pocos anticipados, de color verde claro teñidos de rojo antociánico en la cara superior, que viran a rojo intenso durante la parada vegetativa. El brote en crecimiento tiene las hojas terminales con ese color rojo que van virando de color a medida que maduran (Lara, 2008).

El comportamiento agronómico observado hasta la fecha permite decir que es un patrón que con las buenas características que se exponen a continuación.

Es un patrón resistente a sequía. Resistente a nematodos *Meloidogyne*, así como a los problemas de replantación. Su nivel de resistencia a clorosis es muy cercano al de GF 677 (Coteviza, 2015).

2.13. Bioestimulantes enraizadores

De acuerdo a ensayos se iídica que el mejor bioestimulante en porta injertos de durazno son los productos que contengan como ingrediente activo fitoreguladores del grupo de las auxinas (inductores del enraizamiento). La aplicación más efectiva y económica, según nuestra experiencia, fue la utilización del ácido indol butírico (AIB) a una concentración de 2.500 ppm (PROINPA, 2011).

Los bioestimulante son reguladores de crecimiento y desarrollo radicular de las plantas que están compuestos a base de nutrientes ecológicos que mejoran la eficiencia del metabolismo desde la germinación hasta la madurez de las plantas.

Existen una variada gama de productos Bioestimulantes en el mercado actual para diferentes tipos de cultivos entre los más comunes se encuentran los siguientes: (AGRO-EMCODI, 2012).

2.13.1. Nafusaku

Este producto es un regulador de crecimiento de las plantas estimula y acelera la emisión de raíz es muy usado en las estacas de la vid por su gran resultado en la propagación de plantines, también es apta para otro cultivo de semilla y pepita.

- Composición

Alfa naftalen acetato de sodio.....0,3 gr

Diluyentes y coadyuvantes c.s.p.....100 gr

- Dosis

5-10 gr/l de agua

O introducir las estacas a una profundidad de 2 cm en el polvo Nafusaku durante 2 a 5 segundo, quitar el polvo sobrante y realizar el plantado de las estaca.

2.13.2. Afital Raíz

Es un bioestimulante formulado a base de aminoácidos y ácidos húmicos inductor del enraizamiento producto recomendado para facilitar la emisión de raíces y crecimiento radicular en estacas, esquejes, semilleros, trasplante. Disminuye el estrés de los plantones trasplantados, favorece la actividad de la flora microbiana con la cual aumenta la fijación y mineralización del nitrógeno y otros elementos nutricionales bloqueados en el sustrato y mejora su capacidad de intercambio iónico

- Composición

Aminoácidos libre 6,00 % (60 c.c/lit)

Acidos húmicos 20,00% (200 c.c/lit)

Nitrógeno total 13,00%

Potasio total 4,00 %

- Dosis

- Esquejes herbáceos 2-5 c.c /lit de agua

- Esquejes semileñoso 5-15c.c/lit de agua

- Esquejes leñosos 15-20c.c/lt de agua

2.13.3. Radip hormon

Es un producto regulador de crecimiento vegetal, usado para la propagación de plantines de gajos o estacas leñosas, formulado en polvo impregnable, que contiene ácido indol-3-butírico como ingrediente activo, siendo la auxina más eficaz en la promoción de la iniciación de la formación de raíces adventicias o laterales.

- Composición

Acido indol-3 butirico (4-(h-indol-3-yl)butyricacid)..... 0,15%
 Ingredientes inertes.....99,85%

- Dosis

Después de tener las estacas introducidas en un recipiente con agua a una profundidad de 5 cm y por un periodo de 2 minutos, aplique Radip hormon por impregnación, introduciendo en el polvo solamente el extremo del corte de la estaca.

En una investigación de tesis realizada en la ESPOCH en la evaluación de la eficacia de tres enraizadores: Radip hormon, Hormonagro y Afital Raíz en la propagación asexual de guayaba (*Psidiumguajava.*) en diferentes dosis se determinó que el mejor tratamiento fue T3 (10 cc/l de Afital Raíz) alcanzando mayor porcentaje de plantas enraizadas con un 56.33 %. (Vivanco,2009).

Tras la evaluación de la eficiencia de cuatro enraizadores en la propagación de naranjilla en Riobamba Ecuador se verifico que el mayor resultado se obtuvo en la aplicación del Afital Raíz con 5cc/lt se obtuvo el 100% en prendimiento de estacas siendo superior a los demás tratamientos (Mendoza, 2013).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

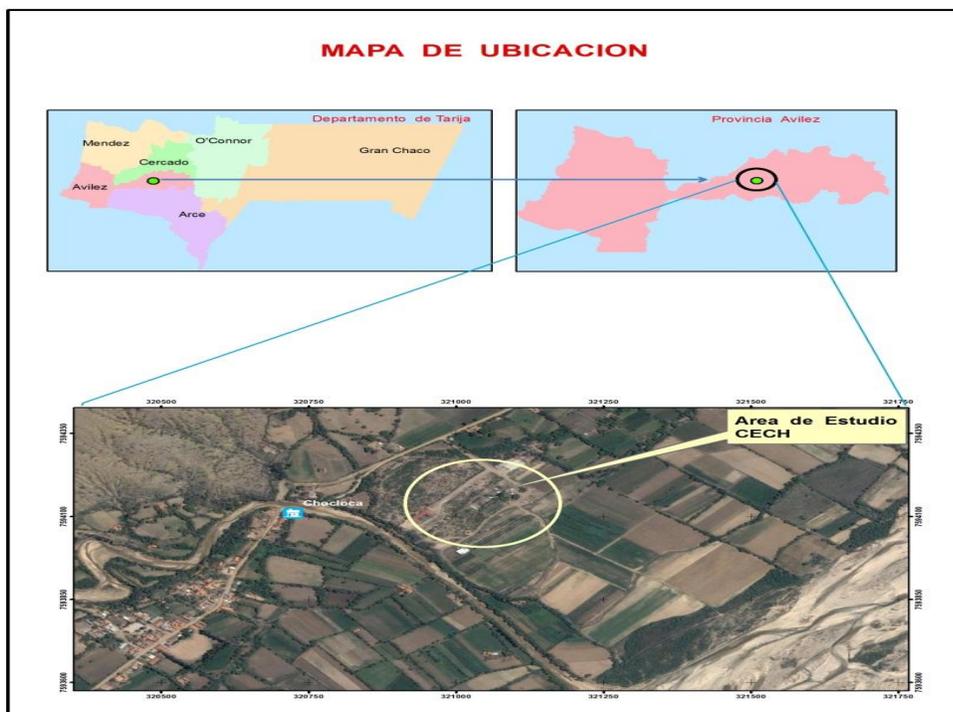
3.1. Localización

El presente trabajo de investigación se realizó en el Centro Experimental de Chocloca (CECH), primera Sección del Municipio de Oriundo perteneciente a la Provincia Avilés del Departamento de Tarija, se encuentra ubicada al Sur-Oeste de la capital.

3.2. Ubicación

La comunidad de Chocloca se encuentra ubicada sobre la carretera asfaltada a Chaguaya a una distancia de 36 km de la ciudad de Tarija, ubicada a una altitud de 1800 m.s.n.m., se encuentra entre las coordenadas 21°45' latitud Sur y 64°44' de longitud Oeste.

Figura 1. Mapa de ubicación



Fuente: CECH

3.3. Características Agroecológica

3.3.1. Clima

3.3.1.1. Temperatura

La comunidad de Chocloca presenta un clima templado, con una temperatura máxima media anual de 26.3 °C y una mínima media anual de 9.9 °C, con promedio anual de 18.1 °C y con un promedio de heladas de 25 días al año.

3.3.1.2. Precipitación

La comunidad de Chocloca cuenta con una precipitación de 600 mm al año, con incidencias de lluvias en los meses de enero, febrero, marzo y diciembre.

3.4. Suelos

Los suelos que presentan en la zona son de textura arcillosa, con bajo contenido de materia orgánica, observando bajos niveles de fertilidad natural, con un pH variable según su profundidad tornándose en alcalino.

3.5. Materiales

3.5.1. Material vegetal

El material vegetal utilizado fue la estaquillas semileñosas del híbrido G*N (Gorfied-Nemarret).

3.5.1.1. Característica del material vegetal utilizado

El híbrido G*N (Gorfied-Nemarret). Fue obtenido en España tras varias investigaciones, es un híbrido entre almendro y duraznero originadas por el cruzamiento del Garfi x Nemared(G x N).

El material más usado en la actualidad que se viene propagando asexualmente para uso de porta injerto del duraznero es el “Garfi x Nemared”, que generalmente se están convirtiendo en los principales porta injertos para el duraznero y manzano. En nuestro país ya es una alternativa debido a la multiplicación temprana de porta injertos ya que presenta buena características de adaptación a las condiciones de suelos de nuestros valles, buen vigor, sanidad, calidad y una adecuada producción.

3.6. Insumos agroquímicos

- Insecticida
- Abono foliar
- Fungicida

3.7. Material de campo

- Tijera de podar
- Mochila fumigadora
- Arena
- Poli propagador
- Pala
- Regueras
- Carretilla
- Madera

- Martillo
- Clavos

3.8. Material de escritorio

- Computadora
- Impresora
- Calculadora
- Planillas
- Bolígrafo

3.9. Metodología

3.9.1. Diseño estadístico

Para la ejecución del presente trabajo de tesis se utilizó el diseño totalmente aleatorio con cuatro tratamientos y tres repeticiones. El detalle del diseño es el siguiente:

T₁= tratamiento testigo

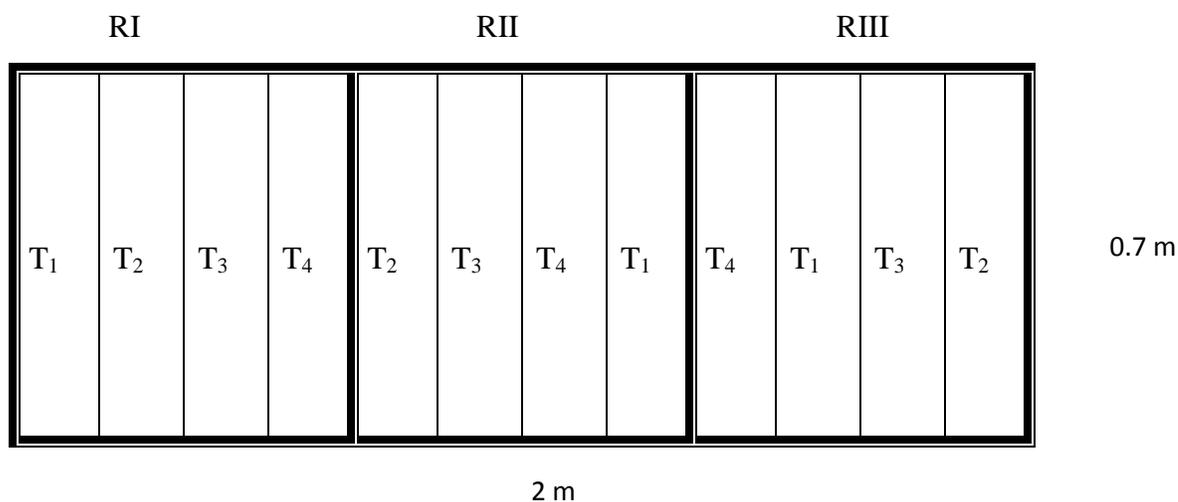
T₂= tratamiento con Nafusaku

T₃= tratamiento con AfitalRaiz

T₄= tratamiento con Radip hormon

Cada unidad experimental presento 75 estaquillas semileñosas del verano anterior del híbrido G*N15. Los bloques tuvo un área 2m x 0.7 m (1,4m²)

3.9.2 croquis de campo



3.10. Desarrollo del trabajo de investigación

3.10.1. Selección de estaquillas

Se procedió a la selección de estacas semileñosa de la planta madre (G*N), a una medida de 10 a 15 cm. El corte se realizó de forma apical en sentido contrario a la última yema del esqueje para evitar la acumulación de gotas de agua, las cuales podrían provocar la pudrición del ápice. El corte basal se hizo perpendicularmente al eje central del tallo y justo debajo de una yema. También se realizó dos tajos laterales delgados equidistantes de aproximadamente 1 a 2 cm de longitud hasta que se observe el cambium de la corteza del esqueje, esto con la finalidad de permitir una mayor área de contacto con la solución del bioestimulante.

3.10.2. Preparación de sustrato

Se utilizó como sustrato arena fina a una altura 45 cm en el poli propagador para un adecuado desarrollo radicular y por su buena oxigenación, drenaje y mayor facilidad de extraer los plantines.

3.10.3. Aplicación de bioestimulantes

Los bioestimulantes se aplicaron después de la preparación y selección de estaquillas, la dosificación se realizó de acuerdo a la dosis del producto por fábrica, y con relación a la cantidad de los esquejes a usar.

- **Nafusaku:** Se aplicó el producto a una dosis de 5 gr/litro de agua y se reposo las estacas a una profundidad de 5 cm en el recipiente con el producto aplicado por un tiempo de 12 horas para su posible plantación.
- **Afital raíz:** Se realizó a una dosis de 10 cc/litro de agua para los 75 esquejes que fueron sumergida a una profundidad de 5 cm y en un tiempo de 2 minutos para su posible plantación.
- **Radip hormon:** Se procedió al mojado de las estacas en agua por 10 minutos, luego se realizó la introducción de las estaca en el polvo del producto quedando empapado las puntas del extremo del esqueje a una altura de 2 cm, luego sacudir los esquejes para minimizar el producto para su adecuada plantación.

3.10.4. Plantado de estaquillas en los polis propagadores

Los 4 tratamientos fueron plantados en el poli propagador el 10 de agosto del 2016. Después de la aplicación de los bioestimulantes en los tres tratamientos se procedió a la plantación en la cama de enraizamiento previamente preparada y en capacidad de

campo plantándolos a una profundidad igual al $\frac{1}{3}$ ó $\frac{1}{2}$ de su tamaño en este caso de 3 a 4 cm, a una distancia de 2 cm entre surcos y 2 cm entre esquejes a un ángulo de 45°. En cuanto al testigo se procedió al mismo marco de plantación pero sin la aplicación de bioestimulante u otra sustancia.

3.10.5. Riego

Los riegos se realizaron cada dos días 3 veces por semana después de la plantación de las estacas para mantener el sustrato húmedo y en condiciones favorable.

3.11. Registro de datos

3.11.1. Porcentaje de Brotación

Se realizó el registro de porcentaje de brotación a los 15 días como indica la bibliografía del total de estacas brotadas de cada tratamiento. Este registro fue tomado sucesivamente después del primer dato cada 10 días hasta los 35 días haciendo un total de tres datos registrados.

3.11.2. Tamaño del brote (cm)

Se procedió a la medición de los brotes a los 15 días del total emergidos de las estacas evaluadas por tratamiento, la medición se realizó con una regla y se expresó en cm desde el punto de inserción con el tallo hasta el ápice de la yema, este dato se registró a los 15 días el primer dato, luego a los 45-75 y 95 días.

3.11.3. Número de brotes

Los números de brotes se registraron a los 15 días, a los 30 días y a los 45 días de la brotación del total de estacas evaluadas.

3.11.4. Longitud de raíz

La longitud del sistema radicular se realizó a los 95 días al momento del repicado del total de las estacas prendidas.

3.11.5. Porcentaje de prendimiento

Este dato fue el más importante, se registró a los 95 Días el 10 de diciembre se registró del total de plantas prendidas por cada tratamiento.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Porcentaje de Brotación a los 15 días

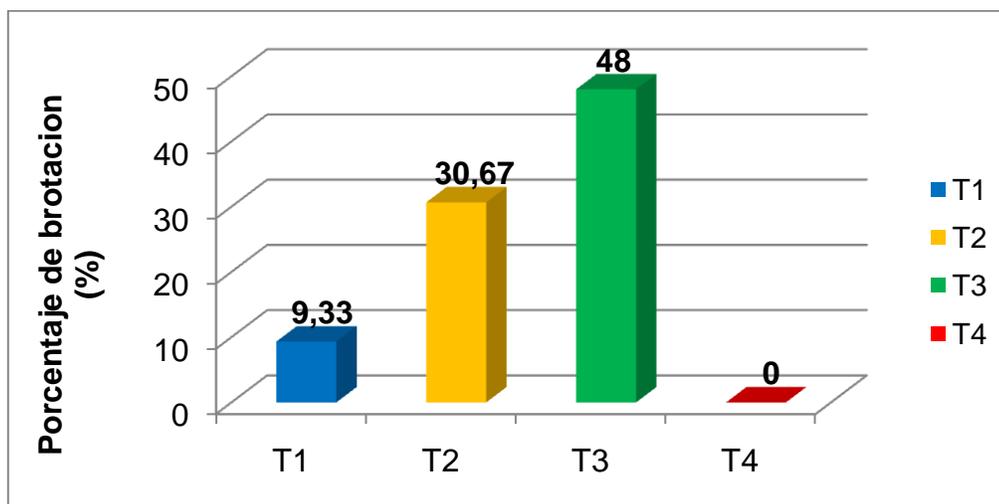
Cuadro N° 1. Porcentaje de Brotación a los 15 días

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	12,00	8,00	8,00	28,00	9,33
T2	24,00	36,00	32,00	92,00	30,67
T3	60,00	48,00	36,00	144,00	48,00
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	96,00	92,00	76,00	264,00	

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro 1 se aprecia que el mayor porcentaje de brotación a los 15 días de la evaluación se obtuvo en el tratamiento T3 de la réplica I con el 60% y el menor porcentaje se observó en el T4 (Radip Hormon) en la réplica I,II y III con el 0 %.

Gráfico N° 1. Porcentaje de Brotación a los 15 días



Fuente: Elaboración propia

En el gráfico 1 se observa que el mayor porcentaje de brotación de estacas se obtuvo a los 15 días en los tres tratamientos donde el T3 fue predominante con el 48%, seguida por el T2 que obtuvo el 30,67% y el T1 con el 9,33%, en cuanto al T4 no presento signo de Brotación.

Para la interpretación de los resultados obtenidos en la evaluación se realizó el cálculo de análisis de varianza.

Cuadro N°2. Cálculo del “ANOVA” para porcentaje de Brotación

Fuentes de v.	Gl	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
Total	11	4560,00				
Tratamientos	3	4186,67	1395,56	35,18**	4,76	9,78
Error	8	317,33	39,67			

Fuente: Elaboración propia **Cv = 17,64 %**

En el cuadro N°2 del análisis de varianza se observa que en los tratamientos si existe diferencia altamente significativa ya que la Fc 35,18 es mayor que nuestra Ft al 5 y 1%.

Cuadro N° 3. Prueba de Duncan para porcentaje de Brotación

Tratamientos y Medias		T3	T2	T1	T4
		48	30,67	9,33	0
T4	0	48*	30,67*	9,33ns	-
T1	9,33	38,67*	21,34*	-	
T2	30,67	17,33*	-		
T3	48	0			

Fuente: Elaboración propia

T3=	48 a
T2=	30,67 b
T1=	9,33 c
T4=	0 c

Las diferencias estadísticamente significativas, registradas entre los tratamientos bioestimulantes muestran que cada uno tiene una acción distinta cuando se aplica a varetas del portainjerto GxN correspondiente al año anterior. Para determinar o identificar las diferencias registradas entre los tratamientos estudiados. Se elaboró una comparación de medias (Duncan).

Al realizar la prueba de Duncan, el T3 (Afital Raíz) que presenta un % de brotación de 48% es significativamente diferente al T2 (Nafusaku), T1 (testigo) y T4 (Radip hormon).

Sin embargo el T1 (testigo) que presenta un porcentaje de brotación de 9,33% no es diferente con el T4 (Radip hormon) que tiene un % de brotación de 0%.

Para Maita, (2007) la brotación de las estacas con aplicación de bioestimulantes en su mayor porcentaje se produce a los 15 a 20 días siempre y cuando se lo realicen los riegos adecuados en el vivero.

Por otra parte Barrios, (2008), indica que la brotación de las estacas en su totalidad se realiza a los 20 a 25 días según el ambiente y el manejo del mismo.

Según PROINPA (2003), indica que para obtener un mayor porcentaje de brotación de estacas es en función a la colecta y selección de los esquejes para así poder tener mayor brotación en un rango de 15 a 25 días

COTEVIZA, (2010) menciona que en estudios evaluados en propagación de portainjertos con aplicación del Bioestimulantes enraizadores entre ellos el Afital Raíz en el (GXN), se obtuvo una considerable brotación en un periodo de 20 a 25 días, Por otra parte también indica que las estacas realizan su brotación en un lapso de 10 a 50 días según la forma de colecta del material si fue en verano yema despierta o en invierno yema dormida.

4.2. Porcentaje de Brotación a los 25 días

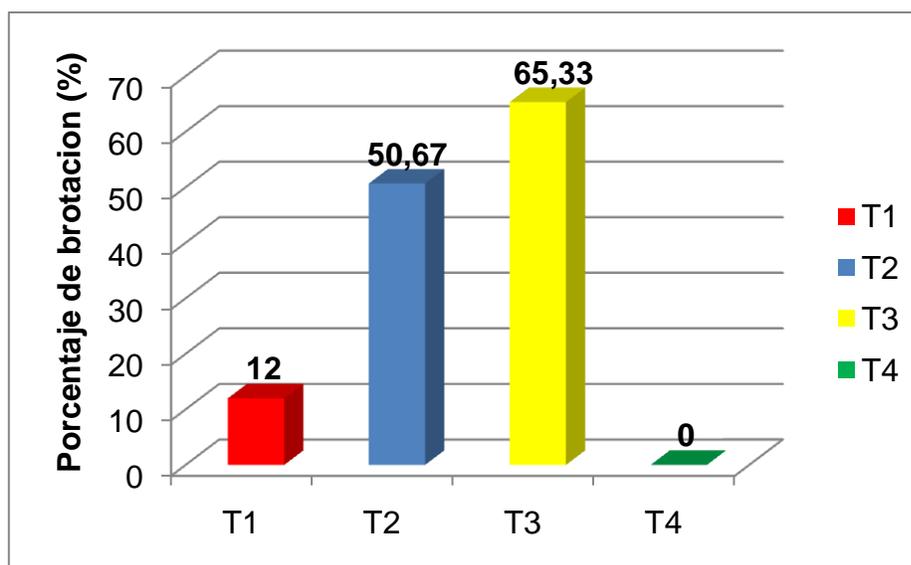
Cuadro N° 4. Porcentaje de Brotación a los 25 días

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	20,00	8,00	8,00	36,00	12,00
T2	40,00	60,00	52,00	152,00	50,67
T3	84,00	64,00	48,00	196,00	65,33
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	144,00	132,00	108,00	384,00	

Fuente: Elaboración propia

Como se puede observar en el cuadro 4 entre las réplicas el mayor porcentaje de brotación se obtuvo en la réplica I en el T3 (Afital raíz) con un 84% y el menor porcentaje de brotación en la réplica I, II, III T4 (Radip hormon) Con un 0%, Por lo tanto en promedio general el mayor porcentaje de brotación se obtuvo en el T3 (Afital raíz) con un 65,33% y el menor porcentaje de brotación en el T4 (Radip hormon) con un 0%.

Gráfico N° 2. Porcentaje de Brotación a los 25 días



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 2 se observa que el mayor porcentaje de brotación a los 25 días se presentó en el T3 (Afital Raíz) con 65.33% seguida por el T2 (Nafusaku) que obtuvo 50,67% y el T1 (Testigo) con el 12% y T4 (Radip Hormon). No presentó brotación. Sin embargo no se puede decir si existe o no diferencias significativas entre los tratamientos, para ello se recurrió al análisis de varianza (ANOVA).

Cuadro N° 5. Calculo del "ANOVA" para porcentaje de Brotación

Fv	Gl	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	9600,00				
TRATA	3	8650,67	2883,56	29,52**	4,76	9,78
ERROR	8	781,33	97,67			

Fuente: Elaboración propia Cv = 18,88%

En el cuadro N° 5 del análisis de varianza se observa en los tratamientos si existe diferencia altamente significativa ya que la F_C de 22,14 es mayor que nuestra F_T al 5% y 1%.

Por existir significancia entre los tratamientos se realizó la prueba de Duncan

Cuadro N° 6. Prueba de Duncan para porcentaje de brotación

Tratamientos y Medias		T3	T2	T1	T4
		65,33	50,67	12	0
T4	0	65,33*	50,67*	12,00ns	-
T1	12	53,33*	38,67*	-	
T2	50,67	14,66ns	-		
T3	65,33	-			

Fuente: Elaboración propia

$$\mathbf{T3 = 65,33a}$$

$$\mathbf{T2 = 50,67ab}$$

$$\mathbf{T1 = 12 c}$$

$$\mathbf{T4 = 0 c}$$

De acuerdo a la prueba de Duncan, el T3 (Afital Raíz) que tiene un porcentaje de 65,33 % es superior T1 (Testigo) y T4 (Radip hormon) y no existiendo diferencia entre el T2 (Nafusaku). El T2 (Nafusaku), con 50,67 % es significativamente diferente al T1 (Testigo) y T4 (Radip hormon). Sin embargo el T1 (Testigo) con 12% y el T4 (Radip hormon) con 0% no presentan diferencia significativas entre sí.

4.3. Porcentaje de Brotación a los 35 días

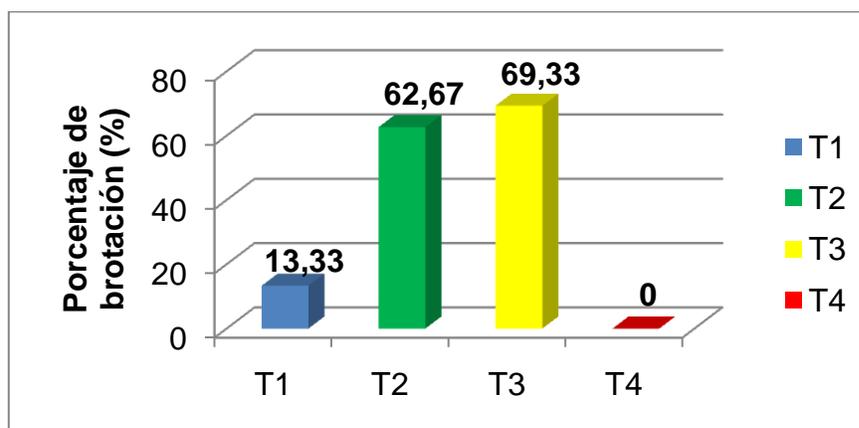
Cuadro N° 7. Porcentajea Brotación a los 35 días

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	20,00	12,00	8,00	40,00	13,33
T2	48,00	76,00	64,00	188,00	62,67
T3	84,00	68,00	56,00	208,00	69,33
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	152,00	156,00	128,00	436,00	

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro N° 7 entre las réplicas el mayor porcentaje de brotación se obtuvo en la réplica I en el T3 (Afital raíz) con un 84% y el menor porcentaje de brotación en la réplica I, II, III T4 (Radip hormon) Con un 0% ya que no presento brotación. Por lo tanto en promedio general el mayor porcentaje de brotación se obtuvo en el T3 (Afital raíz) con un 69,33% y el menor porcentaje de brotación en el T4 (Radip hormon) con un 0% ya que no presentó brotación alguna.

Gráfico N° 3. Porcentaje de Brotación a los 35 días



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 3 se verifica que el T3 (Afital Raíz) con 69,33 % es diferente al T2 (Nafusaku) con 62,67% seguido el T1 (Testigo) con 13,33% y el T4 (Radip Hormon) con el 0%.

Para obtener la interpretación de resultados se realizó el cálculo del “ANOVA”

Cuadro N° 8. Cálculo del “ANOVA” para porcentaje de Brotación

Fv	Gl	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	11758,67				
TRATA	3	10894,67	3631,56	38,77**	4,76	9,78
ERROR	8	749,33	93,67			

Fuente: Elaboración propia Cv = 20,64%

En el cuadro N° 8 En cuanto a los tratamientos se observa que existen diferencias significativas por que la $F_{c38,77}$ es altamente significativa a la F_t al 5 y 1%. Por existir significancia en los tratamientos se procedió a realizar la prueba de Duncan

Cuadro N° 9. Prueba de Duncan para porcentaje de brotación

Tratamientos y Medias		T3	T2	T1	T4
		69,33	62,67	13,33	0
T4	0	69,33*	62,67*	13,33ns	-
T2	13,33	56*	49,34*	-	
T1	62,67	6,66ns	-		
T3	69,33	-			

Fuente: Elaboración propia

T3 = 69,33 a
T2 = 62,67ab
T1 = 13,33 c
T4 = 0 c

De acuerdo a la prueba de Duncan el T3 (Afital Raíz) con 69,33% es superior T1 (testigo) y al T4 (Radip Hormon) y no existiendo diferencia entre el T2 (Nafusaku) con 62,67 %. El T2 (Nafusaku) con el 62,67 % es significativamente diferente al T1 (Testigo) y al T4 (Radip Hormon), sin embargo el T1 (Testigo) y el T4 (Radip Hormon) no presentan diferencias significativas entre sí.

4.4. Tamaño de brotación a los 15 días (cm).

Cuadro N° 10. Tamaño de brotes en (cm) a los 15 días

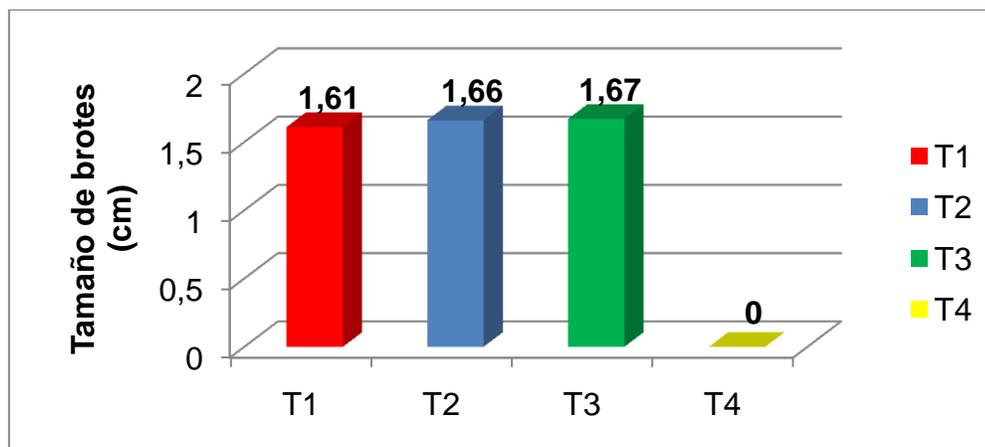
TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	1,73	1,50	1,60	4,83	1,61
T2	1,77	1,61	1,59	4,97	1,66
T3	1,61	1,71	1,69	5,01	1,67
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	5,11	4,82	4,88	14,81	

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro 10 entre las réplicas la mayor longitud de brote se obtuvo en la réplica I en el T2(Nafusaku) con 1,77cm y la menor longitud en las réplicas I,II,III T4(Radip hormon) con 0 de longitud.

En promedio general se puede apreciar que la mayor longitud de brote se obtuvo en el T3 (Afital raíz) con 5,01cm.seguido del T2 (Nafusaku) con 1,66cm y al T1 (Testigo) con 1,61cm. Pero si muy superior al T4 (Radip hormon) que presento 0en la evaluación.

Gráfico N° 4. Tamaños de brotes en (cm)a los 15 días



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 4 se puede verificar que el T3 (Afital Raíz) fue el que supero en longitud de brotes con 1,67 cm, no muy diferencialmente al T2 (Nafusaku) con 1,66 cm y al T1 (Testigo) con 1,61cm pero sí muy superior al T4 (Radip Hormon) que presento 0 en la evaluación. Para el efecto se calculó el “ANOVA”

Cuadro N° 11. Cálculo del “ANOVA” para tamaños de brotes

Fv	GI	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	6,15				
TRATA	3	6,10	2,03	407,08**	4,76	9,78
ERROR	8	0,04	0,00			

Fuente: Elaboración propia Cv= 0%

En el cuadro N° 11 se puede apreciar en cuanto a los tratamientos si existen diferencias altamente significativas por que la Fc 407,08 es superior a la Ft al 5 y al 1%.

Por existir significancia entre tratamientos se realizó la prueba de Duncan

Cuadro N° 12. Prueba de Duncan para tamaño de brotes

Tratamientos		T3	T2	T1	T4
y Medias		1,67	1,66	1,61	0
T4	0	1,67*	1,66*	1,61*	-
T1	1,61	0,06ns	0,05ns	-	
T2	1,66	0,01ns	-		
T3	1,67	-			

Fuente: Elaboración propia

T3= 1,67 a

T2= 1,66 ab

T1= 1,61 abc

T4= 0 d

De acuerdo a la prueba de Duncan no existen diferencias significativas entre los tratamientos T3 (Afital Raíz) 1,67cm, T2 (Nafusaku) 1,66cm y T1 (Testigo) 1,61cm pero sí existe diferencia significativa en el T4 (Radip hormon) ya que no presentó brotación.

4.5. Tamaño de brotes en (cm) a los 45 días

Cuadro N° 13. Tamaño de brotes en (cm) a los 45 días

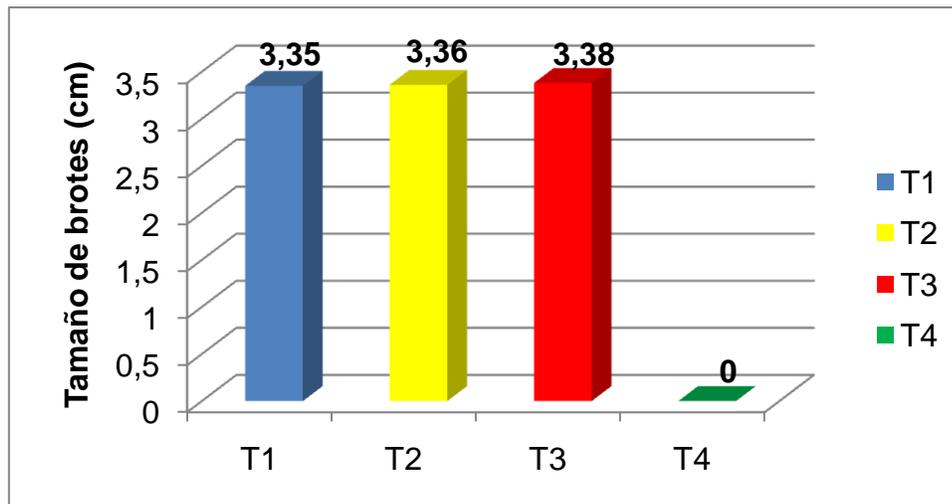
TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	3,32	3,34	3,38	10,04	3,35
T2	3,00	3,32	3,77	10,09	3,36
T3	3,29	3,46	3,39	10,14	3,38
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	9,61	10,12	10,54	30,27	

Fuente: Elaboración propia

Como se puede observar en el cuadro 13 entre las réplicas la mayor longitud de brote se obtuvo en la réplica III en el T2 (Nafusaku) con 3,77cm y la menor longitud en las réplicas I,II,III T4(Radip hormon) con 0 de longitud.

En promedio general se puede apreciar que la mayor longitud de brote se obtuvo en el T3 (Afital raíz) con 3,38 cm. seguido del T2 (Nafusaku) con 3,36 cm y al T1 (Testigo) con 3,35 cm. pero si muy diferencial al T4 (Radip Hormon) que presentó 0 en registro.

Grafico N° 5. Tamaños de brotes a los 45 días



Fuente: Elaboración propia

En el cuadro 13 y gráfica 5 se observa que el T3 (Afital Raíz) fue el que presentó mayor tamaño de brotes con 3,38 cm, no muy obstante al T2 (Nafusaku) con 3,36 cm y al T1 (Testigo) con 3,35 cm pero si muy diferencial al T4 (Radip hormon) que no presentó registro.

Para lo siguiente se procedió al cálculo del “ANOVA”

Cuadro N° 14. Cálculo del “ANOVA” para tamaño de brotes

Fv	GI	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	25,77				
TRATA	3	25,45	8,48	327,46**	4,76	9,78
ERROR	8	0,21	0,03			

Fuente: Elaboración propia Cv = 6,87%

En el cuadro N° 14 se puede verificaren cuanto a los tratamientos sí existen diferencias altamente significativas por que la Fc 327,46 es superior a la Ft al 5 y al 1%.

Por existir significancia entre tratamientos se realizó la prueba de Duncan

Cuadro N° 15. Prueba de Duncan para tamaño de brotes

Tratamientos y Medias		T3	T2	T1	T4
		3,38	3,36	3,35	0
T4	0	3,38*	3,36*	3,35*	-
T1	3,35	0,03ns	0,01ns	-	
T2	3,36	0,02ns	-		
T3	3,38	-			

Fuente: Elaboración propia

T3 = 3,38 a

T2 = 3,36a b

T1 = 3,35 a b c

T4 = 0 d

De acuerdo a la prueba de Duncan no existen diferencias significativas entre los tratamientos T3 (Afital Raíz) 3,38 cm, T2 (Nafusaku) 3,36 cm y T1 (Testigo) 3,35 cm pero si existe diferencia significativa en el T4 (Radip hormon) que presentó 0 en registro.

4.6. Tamaño de brotes (cm) a los 75 días

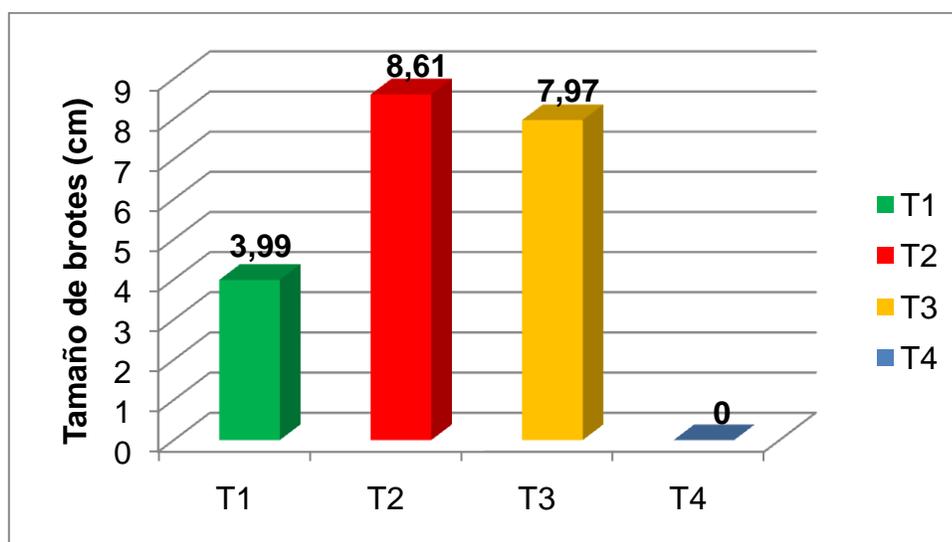
Cuadro N° 16. Tamaño de brotes (cm) a los 75 días

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	4,36	3,40	4,20	11,96	3,99
T2	8,28	8,80	8,76	25,84	8,61
T3	8,10	8,16	7,64	23,90	7,97
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	20,74	20,36	20,60	61,70	

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro 16 se observa que la mayor longitud de brote entre las réplicas se encuentra en la réplica II T2 (Nafusaku) con 8,80cm y la menor longitud en las I,II,III T4 (Radip Hormon) que registró 0 en brotación.

Grafico N° 6. Tamaño de brotes a los 75 días



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 6 se observa que el T2 (Nafusaku) con 8,61 cm es superior al T3 (Afital Raíz) con 7,97 cm y al T1 (Testigo) con 3,99 cm más aun al T4 (Radip hormon) que registró 0 en brotación.

Para efecto de interpretación se procedió al cálculo del “ANOVA”

Cuadro N° 17. Cálculo del “ANOVA” para tamaño de brotes

Fv	GI	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	144,27				
TRATA	3	143,41	47,80	455,31**	4,76	9,78
ERROR	8	0,84	0,10			

Fuente: Elaboración propia Cv = 6,15 %

En el cuadro N° 17 al realizar el ANOVA se puede verificar en cuanto a los tratamientos si existen diferencias altamente significativas por que la F_c 455,31 es superior a la F_t al 5 y al 1% de probabilidad.

Por existir significancia entre tratamientos se realizó la prueba de Duncan

Cuadro N° 18. Prueba de Duncan para tamaño de brotes

Tratamientos y Medias		T2	T3	T1	T4
		8,61	7,97	3,99	0
T4	0	8,61*	7,97*	3,99*	-
T1	3,99	4,62*	3,98*	-	
T3	7,97	0,64ns	-		
T2	8,61	-			

Fuente: Elaboración propia

T2 =8,61a

T3 =7,97ab

T1 =3,99c

T4 =0d

De acuerdo a la prueba de Duncan el T2 (Nafusaku) que tiene una longitud 8,61cm. es superior alT1 (Testigo) 3,99cm y T4 (Radip hormon), y no existiendo diferencia entre el T3(Afital raíz).

4.7. Tamaño de brotes en (cm) a los 95 días

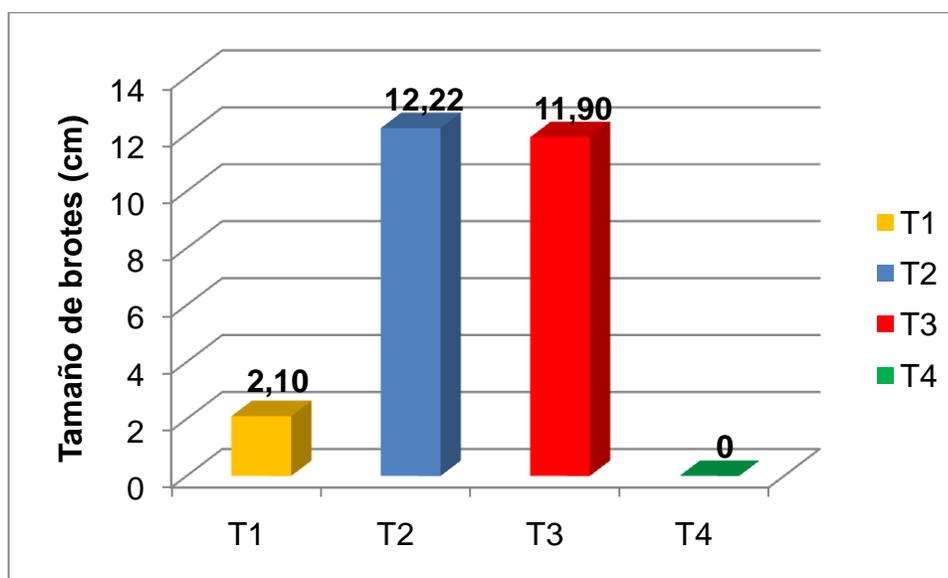
Cuadro N° 19. Tamaño de brotes en (cm) a los 95 días

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	0,00	6,30	0,00	6,30	2,10
T2	11,93	12,36	12,36	36,65	12,22
T3	11,94	12,09	11,68	35,71	11,90
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	23,87	30,75	24,04	78,66	

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro 19 muestra el tamaño de brote desde la brotación donde el T2 (Nafusaku) con una longitud de 12,22 cm fue superior a los demás tratamientos como el T3 (Afital Raíz) con 11,90 cm y el T1 (Testigo) con 2,10 cm, en cuanto al T4 (Radip hormon) no registraron dato algún.

Grafica N° 7. Tamaño de brotes a los 95 días



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 7 se observa el tamaño de brote desde la brotación donde el T2 (Nafusaku) con una longitud de 12,22 cm fue superior a los demás tratamientos como el T3 (Afital Raíz) con 11,90 cm y el T1 (Testigo) con 2,10 cm, en cuanto al T4 (Radip hormon) no registró dato algún.

Para la interpretación de resultados se realizó el cálculo del ANOVA.

Cuadro N° 20. Cálculo del “ANOVA” para tamaño de brotes

Fv	GI	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	397,09				
TRATA	3	370,42	123,47	52,07**	4,76	9,78
ERROR	8	18,97	2,37			

Fuente: Elaboración propia **Cv = 23,47%**

Al realizar el Análisis de varianza en función a los tratamientos si existen diferencias significativas por que la Fc 52,07 es mayor a la Ft al 5 y al 1% de probabilidad.

Por existir significancia se realizó la prueba de Duncan

Cuadro N° 21. Prueba de Duncan para tamaño de brotes

Tratamientos		T3	T2	T1	T4
y Medias		12,22	11,90	2,10	0
T4	0	12,22*	11,90*	2,10ns	-
T1	2,1	10,12*	9,80*	-	
T2	11,9	0,32ns	-		
T3	12,22	-			

Fuente: Elaboración propia

T3 = 12,22 a

T2 = 11,90 ab

T1 = 2,10 c

T4 = 0,00 c

De acuerdo a la prueba de Duncan el T3 (Afital Raíz) 12,22 cm no es diferente al tratamiento T2, (Nafusaku) 11,90 cm, pero si es diferente al T1 (Testigo) 2,1cm y al T4 (Radip Hormon) que no registró dato.

Sin embargo el T2 (Nafusaku) con 11,90 cm es significativamente diferente al T1 (Testigo), T4, (Radip Hormon) y al pero no existe diferencia entre el T1 y el T4.

PROINPA (2011), afirma que la longitud de los brotes en las estaca está en función a la temperatura del ambiente, por otra parte también menciona que estacas de 3 meses presentan una longitud del brote de 15 a 25 cm.

Para Maita (2010), menciona que el tamaño del brote en estacas del (GxN) depende de la radiación solar es así que en viveros o poli propagadores se colocan nylon de colores para obtener menor radiación solar y mayor crecimiento de brotes, también indica que en verano es donde se obtiene mayor desarrollo en crecimiento de las estacas.

Centellas (2006), indica que el tamaño de brotes a los tres meses apta para el trasplante a vivero la mayoría de las estacas presentan un tamaño de brote entre un promedio de 10 a 15 cm, por otra parte también afirma que a mediados de la brotación, se debe realizar aplicación de productos foliares a base de nitrógeno para obtener mayor longitud y desarrollo de los brotes.

4.8. Número de brotes a los 15 días

Cuadro N° 22. Número de brotes a los 15 días

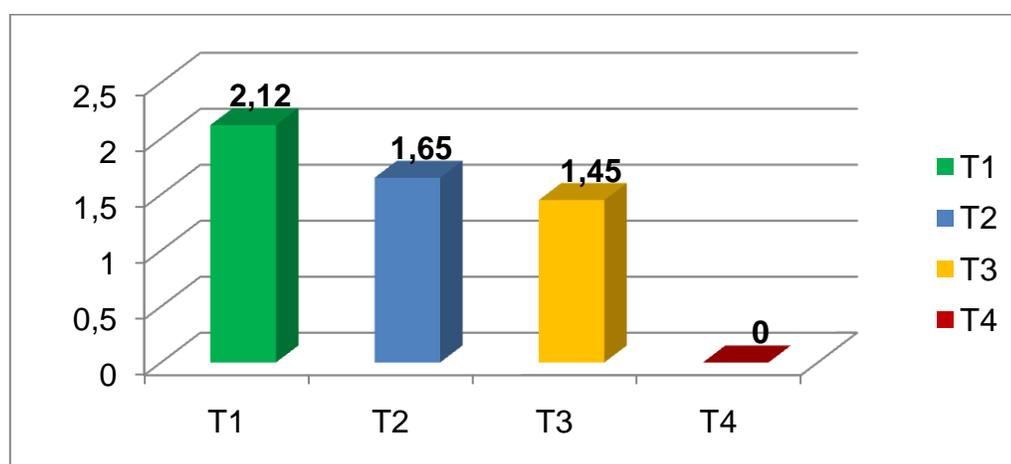
TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	2,37	2,00	2,00	6,37	2,12
T2	1,67	1,89	1,38	4,94	1,65
T3	1,20	1,58	1,56	4,34	1,45
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	5,24	5,47	4,94	15,65	

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo al cuadro 22 el mayor número de brotes se registró en la réplica I T1 (Testigo) y el menor número de brotes se registró en las réplicas I, II,III, del T4 (Radip hormon) con 0 en registro.

Por lo tanto en promedio general el mayor número de brotes se registró en el T1 (Testigo) seguido del T2 (Nafusaku) y el T3 (Afital raíz) y el T4 (Radip hormon) no presentó número de brotes.

Gráfico N° 8. Número de brotes a los 15 días



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 8 se puede apreciar que el T1 (Testigo) con 2,12 es mayor al T2 (Nafusaku) con 1,65 y al T3 (Afital Raíz) con 1,45 en función al T4 (Radip Hormon) no registro dato algún.

Tomando en cuenta los resultados se realizó la prueba de “ANOVA”

Cuadro N° 23. Cálculo del “ANOVA” para número de brotes

Fv	Gl	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	7,84				
TRATA	3	7,53	2,51	72,14**	4,76	9,78
ERROR	8	0,28	0,03			

Fuente: Elaboración propia Cv = 13,22%

En el cuadro 23 al realizar el Análisis de Varianza “ANOVA” se puede verificar en cuanto a los tratamientos si existen diferencias significativas por que la Fc 72,14 es superior a la Ft al 5 y al 1% de probabilidad.

Al existir significancia entre tratamientos se realizó la prueba de Duncan

Cuadro N° 24. Prueba de Duncan para número de brotes

Tratamientos y Medias		T1	T2	T3	T4
		2,12	1,65	1,45	0
T4	0	2,12*	1,65*	1,45*	-
T3	1,45	0,67*	0,20ns	-	
T2	1,65	0,47*	-		
T1	2,12	-			

Fuente: Elaboración propia

T1 = 2,12 a

T2 = 1,65 b

T3 = 1,45 bc

T4 = 0 d

De acuerdo a la prueba de Duncan el T1 (Testigo) es superior a los tratamientos T2 (Nafusaku), T3 (Afital Raíz) T4 (Radip hormon).

En cuanto al T2 (Nafusaku) es superior al T4 (Radip hormon) y no tiene diferencia significativa con el T3 (Afital raíz).

4.9. Número de brotes a los 25 días

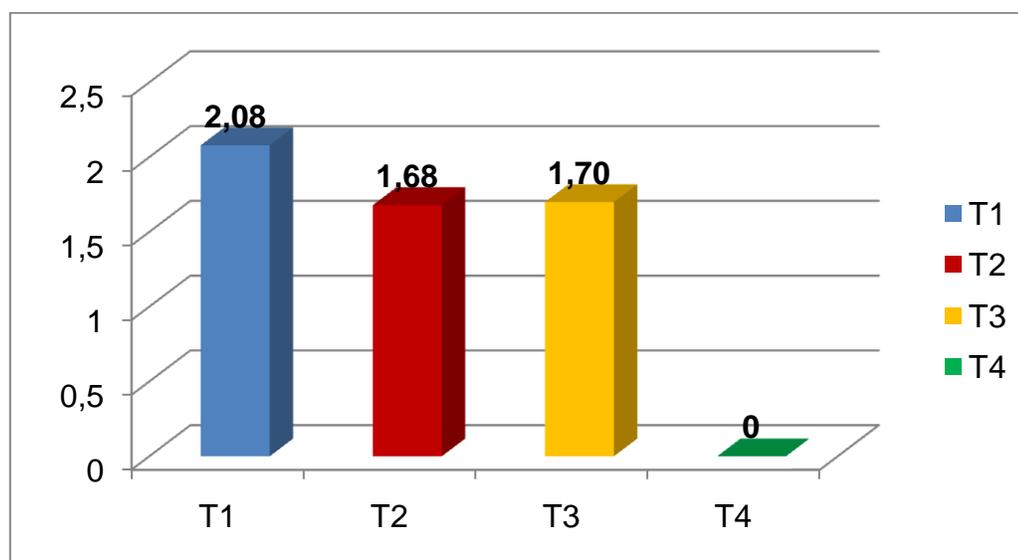
Cuadro N° 25. Número de brotes a los 25 días

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	2,25	2,00	2,00	6,25	2,08
T2	1,70	1,73	1,62	5,05	1,68
T3	1,78	1,75	1,58	5,11	1,70
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	5,73	5,48	5,20	16,41	

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo al cuadro 25 se observa q el mayor número de brotes se registró en la réplica I, T1 (Testigo) y el menor número de brotes se registró en las réplicas I, II, III, T4 (Radip hormon) que no presentó registro. Por lo tanto en promedio general el mayor número de brotes se registró en el T1 (Testigo) seguido del T3 (Afital raíz), T2 (Nafusaku) y el T4 (Radip hormon) no presentó número de brotes.

Grafico N° 9. Número de brotes a los 25 días



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 9 se verifica que el T1 (Testigo) con 2,08 es mayor al T3 (Afital Raíz) con 1,70 y al T2 (Nafusaku) con 1,68 en función al T4 (Radip hormon) no tuvo ningún registro. Para la interpretación de resultados se procedió al cálculo del “ANOVA”

Cuadro N° 26. Calculo del “ANOVA” para número de brotes

Fv	Gl	SC	CM	F _c	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	7,86				
TRATA	3	7,79	2,60	572,69**	4,76	9,78
ERROR	8	0,04	0,00			

Fuente: Elaboración propia **Cv = 0%**

Al realizar el ANOVA se puede observar en función a los tratamientos si existen diferencias altamente significativas porque la Fc572, 69 es superior a la Ft al 5 y al 1% de probabilidad. Al existir diferencias entre tratamientos evaluados se realizó la prueba de Duncan.

Cuadro N° 27. Prueba de Duncan para número de brotes

Tratamientos y		T1	T3	T2	T4
Medias		2,08	1,70	1,68	0
T4	0	2,08*	1,70*	1,68*	-
T2	1,68	0,40*	0,02ns	-	
T3	1,70	0,38*	-		
T1	2,08	-			

Fuente: Elaboración propia

T1 = 2,08a

T3 = 1,70b

T2 = 1,68bc

T4 = 0d

De acuerdo a la prueba de Duncan se observa que el T1 (Testigo) 2,08 es diferente al T2 (Nafusaku) al T3 (Afital Raíz) y al T4 (Radip hormon), también podemos verificar que no existen diferencias entre el T3 y el T2, sin embargo el T4 es diferente a los demás tratamientos.

4.10. Número de brotes a los 35 días

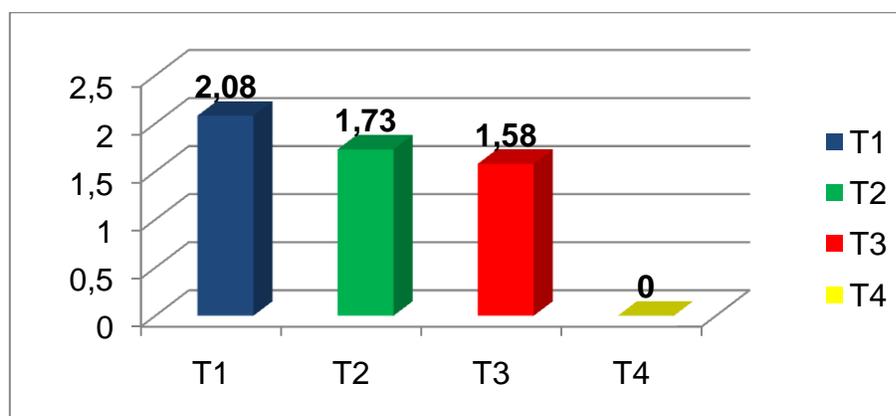
Cuadro N° 28. Numero de brotes a los 35 días

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	2,25	2,00	2,00	6,25	2,08
T2	1,75	1,74	1,69	5,18	1,73
T3	1,38	1,71	1,64	4,73	1,58
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	5,38	5,45	5,33	16,16	

Fuente: elaboración propia

Tomando en cuenta el cuadro 28 muestra los resultados de número de brotes desde los 35 días de la brotación donde el T1 (Testigo) con 2,08 es mayor al T2 (Nafusaku) con 1,73 y al T3 (Afital Raíz) con 1,58, en cuanto al T4 (Radip hormon) sin registro.

Grafico N° 10. Número de brotes a los 35 días



Fuente: Elaboración propia

Se puede apreciar en la gráfica 10 q el mayor número de brotes a los 35 días de la brotación donde el T1 (Testigo) con 2,08 es mayor al T2 (Nafusaku) con 1,73 y al T3 (Afital Raíz) con 1,58, en cuanto al T4 (Radip hormon) registro 0 en la evaluación.

Alvares, (2010) señala que para obtener mayor número de brotes se debe realizar una buena selección de varetas vigorosa para obtener buenos esquejes que presente entre tres a 4 yemas por estacas.

Méndez, (2007) indica que el número adecuado de brotes por estacas es de 2 o 3 brotes esto con la finalidad de verificar el mejor desarrollo y conducción del brote y asegurar al posible secado de algunos de los mismo y así poder elegir el mejor brote y obtener un buen porta injerto.

Para la interpretación de resultado se realizó la prueba de “ANOVA”

Cuadro N° 29. Calculo del “ANOVA” para número de brotes

Fv	GI	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	7,76				
TRATA	3	7,66	2,55	199,52	4,76	9,78
ERROR	8	0,10	0,01			

Fuente: Elaboración propia **Cv = 7,41%**

En el cuadro N° 26 se observa que en el número de brotes en cuanto a los tratamientos si existen diferencias altamente significativas por que la Fc 199,52 es muy superior a la Ft al 5 y al 1% de probabilidad. Por existir diferencias entre tratamientos se realizó la prueba de Duncan.

Cuadro N° 30. Prueba de Duncan para número de brotes

Tratamientos y Medias		T1	T2	T3	T4
		2,08	1,73	1,58	0
T4	0	2,08*	1,73*	1,58*	-
T3	1,58	0,50*	0,15ns	-	
T2	1,73	0,35*	-		
T1	2,08	-			

Fuente Elaboración propia

T1 = 2,08 a

T2 = 1,73 b

T3 = 1,58bc

T4 = 0 d

Según la prueba de Duncan se puede evidenciar que el T1 (Testigo) 2,08 es diferente al T2 (Nafusaku) con 1,73, T3 (Afital Raíz) 1,58 y T4 (Radip hormon).

Sin embargo no existe diferencia entre el T2 y el T3 pero sí existe diferencia entre el T4.

4.1.1. Longitud de la raíz a los 95 días (cm)

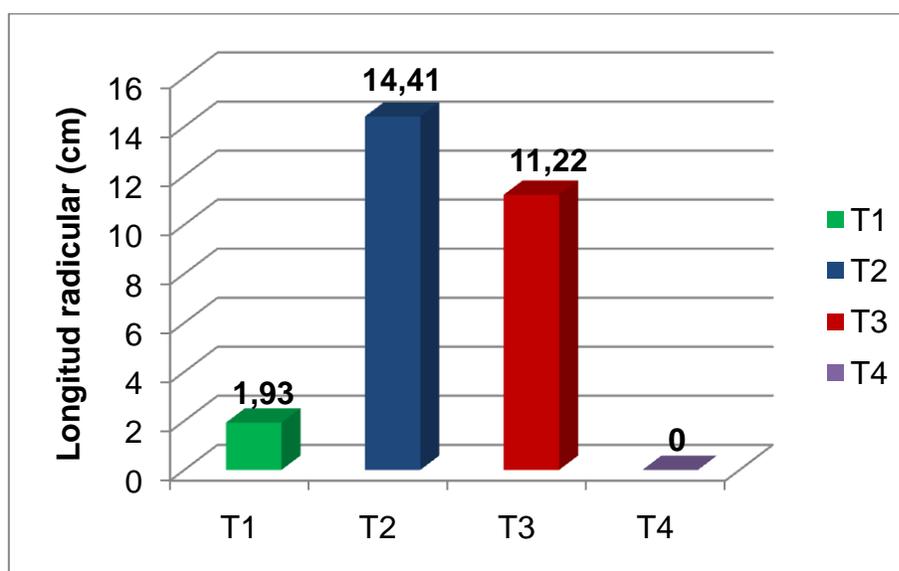
Cuadro N° 31. Longitud de la raíz(cm)

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	0,00	5,80	0,00	5,80	1,93
T2	16,17	13,45	13,62	43,24	14,41
T3	10,61	12,50	10,54	33,65	11,22
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
ΣBlog.	26,78	31,75	24,16	82,69	

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro 31 se observa que el mayor desarrollo radicular se encuentra en la réplica I del T2 (Nafusaku) con 16,17cm y el menor en las réplicas I, II, III en el T4 (Radip hormon). En promedio general el desarrollo radicular se presentó en el T2 (Nafusaku) con 14,41 cm siendo superior al T3 (Afital raíz) con 11,22 cm seguido por el T1 (Testigo) 1,93cm en cuanto al T4 (Radip hormon) no presentó longitud de raíz por motivo q no broto ninguna estaca del tratamiento.

Grafico N° 11. Longitud de la raíz



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 11 se observa que el mayor promedio en desarrollo y longitud radicular se presentó en el T2 (Nafusaku) con 14, 41cm, siendo superior al T3 (Afital Raíz) con 11,22 cm y posteriormente el T1 (Testigo) con 1,93 cm, en cuanto al T4 (Radip Hormon) no presento longitud de raíz por motivo que no broto ninguna estaca del tratamiento.

Para verificar si existen diferencias significativas entre tratamiento se procedió a realizar el cálculo de Análisis de Varianza.

Cuadro N° 32. Cálculo del “ANOVA” para longitud de la raíz.

Fv	Gl	SC	CM	F_C	F_T 5%	F_T 1%
TOTAL	11	471,63				
TRATA	3	442,08	147,36	53,32**	4,76	9,78
ERROR	8	22,11	2,76			

Fuente: Elaboración propia **Cv = 17,30 %**

En el cuadro 32 del cálculo de “ANOVA” se puede observar en cuanto a los tratamientos si existen diferencias significativas ya que la F_c de 53,32 es mayor que la F_t al 5 y 1 %, al existir significancia entre tratamientos se realizó la prueba de “Duncan”.

Cuadro N° 33. Prueba de Duncan para longitud de raíz

Tratamientos y		T2	T3	T1	T4
Medias		14,41	11,22	1,73	0
T4	0	14,41*	11,22*	1,73ns	0
T1	1,73	12,68*	9,49*	-	
T3	11,22	3,19ns	-		
T2	14,41	-			

Fuente: Elaboración propia

T2= 14,41 a

T3= 11,22 ab

T1= 1,73 c

T4= 0 c

De acuerdo a la prueba de Duncan el T2 (Nafusaku) presentó una mayor longitud radicular de 14,41 cm siendo diferente al T1 (Testigo) con 1,73 y al T4 (Radip Hormon) y no existiendo diferencia en el T3 (Afital raíz) con 11,22 cm. El T3 (Afital raíz) es superior al T1 (Testigo), que presentó una longitud radicular de 1,73 cm y al T4 (Radip hormon), y no existe diferencia entre el T1 (Testigo) y el T4 (Radip Hormon) que no obtuvo valor siendo 0.

Para Navia (2010) Las estacas, estaquillas o esquejes al momento de la plantación deben contar con al menos un par de hojas en la parte superior, para que contribuyan al enraizamiento (hormonas naturales de enraizamiento) esto con la finalidad de asegurar prendimientos de estacas.

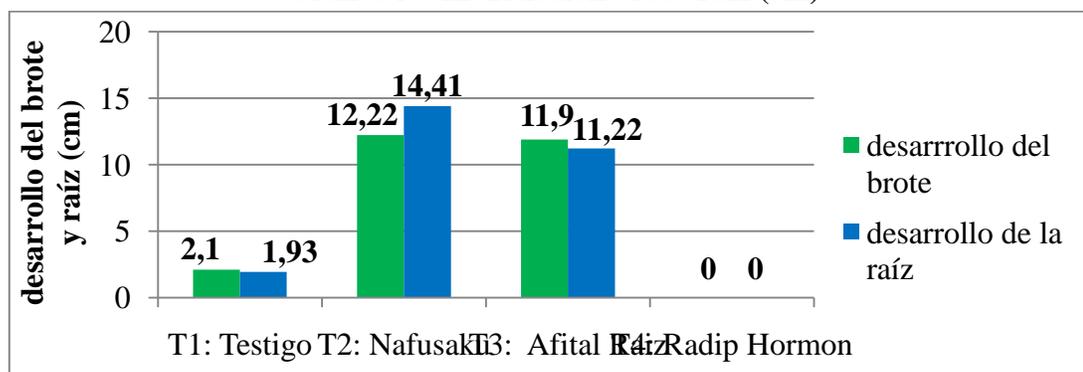
PROINPA (2010), El enraizamiento de los esquejes se inicia después de 2 semanas con la formación de callos y la diferenciación de éstos en las primeras raíces. A partir de este instante comienza su desarrollo y aumento del volumen radicular.

Según Maita, (2007), el mayor desarrollo radicular de estacas en vivero o en los poli propagadores se produce a los 2 a 3 meses en exactitud, también indica que para obtener una mayor facilidad de trasplante en los poli propagadores se debe utilizar como camas o platabandas cascarilla de arroz carbonizado o arena por presentar buen drenaje, oxigenación y mayor facilidad de retiro de las estacas para no dañar la raíz.

Jenik y Barton (2005), indican que el crecimiento y formación de raíces en propagación de estacas con bioestimulantes están en función a los componentes fitoreguladores que contengan los productos si contienen mayor porcentaje de auxinas influyen tanto la división, como el crecimiento y diferenciación celular por que las auxinas se caracterizan por el efecto en el desarrollo del crecimiento radicular.

4.12. Relación brote-raíz a los 95 días

Gráfica N° 12. Relación brote-raíz (cm)



Fuente: Elaboración propia

En la gráfica 12 se puede verificar la relación que existe en longitud de brote y raíz a los 95 días, donde en los tratamientos T1 (Testigo), T2 (Nafusaku) y T3 (Afital Raíz) la relación brote y raíz es aproximadamente 1:1, esto nos indica que el desarrollo del porta injerto fue equilibrado.

Para PROINPA, (2011) la relación de longitud de brote y raíz en el porta injerto de durazno no es variable, porque en la mayoría de los ensayos la relación siempre fue 1:1, esto debido a que los esquejes están sometidos a desarrollo de crecimiento es así que en primer instancia esta la brotación seguido por el enraizamiento, porque la brotación o el área del índice foliar esta en relación con el desarrollo radicular.

Para Navia, (2011) la relación de brote y raíz depende de las varetas recolectada para los esquejes si es del verano o invierno o si son del mismo año o del año anterior. Las estacas o esquejes presentan una gran diferenciación si son recolectadas en ciertas estaciones porque existen esquejes que se recolectan antes de la brotación de las plantas madres, como también se recolectan en periodo de brotación, hay esquejes que al momento de la plantación cuenta con al menos un par de hojas que dejan los colectadores en la parte superior para que contribuyan al enraizamiento, como también existen esquejes plantados solo con yemas, es así que la relación en longitud de brote y raíz presentan cierta variación.

4. 12. Porcentaje de prendimiento de estacas

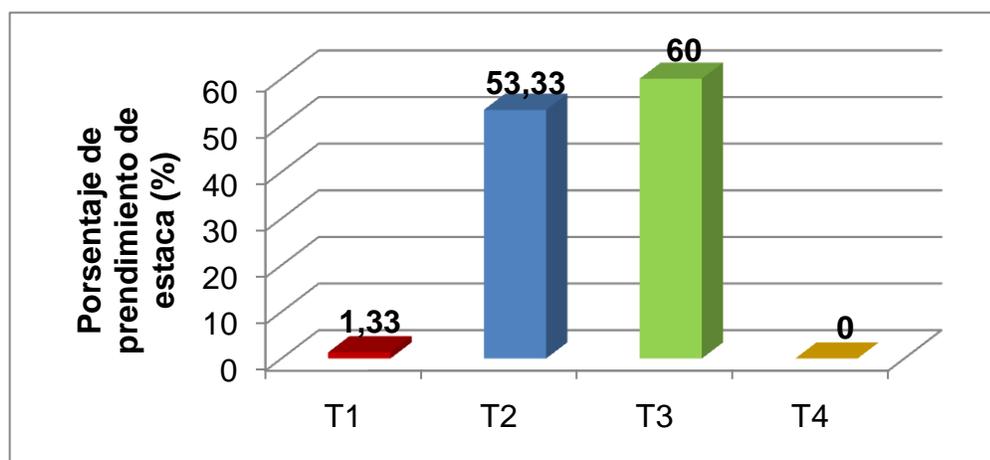
Cuadro N°34. Porcentaje de prendimiento de estacas

TRATAM./REP	I	II	III	Σ	X
T1	0,00	4,00	0,00	4,00	1,33
T2	48,00	60,00	52,00	160,00	53,33
T3	68,00	64,00	48,00	180,00	60,00
T4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Σ Blog.	116,00	128,00	100,00	344,00	

Fuente: elaboración propia

En el cuadro 34 se puede verificar que el mayor porcentaje de estacas prendidas se dio en el T3 (Afital Raíz) de la réplica I con el 68 % siendo superior a las demás.

Gráfico N° 13. Porcentaje de prendimiento de estacas



Fuente: Elaboración propia

En el gráfico 12 de cálculo de promedios se observa que el mayor porcentaje de prendimiento de estaca se presentó en el T3 (Afital Raíz) con el 60 % seguido por el T2 (Nafusaku) con 53,33 %, el T1 (Testigo) con 1,33 % y por último el T4 (Radip hormon) que no presentó brotación.

Para la interpretación de resultados se procedió al cálculo del “ANOVA”.

Cuadro N° 35. Cálculo del “ANOVA” para Porcentaje de prendimiento de estacas

Fv	Gl	SC	CM	F _C	F _T 5%	F _T 1%
TOTAL	11	9786,67				
TRATA	3	9477,33	3159,11	119,97**	4,76	9,78
ERROR	8	210,67	26,33			

Fuente: elaboración propia $C_v = 17,90\%$

En el cuadro 35 del Análisis de Varianza en función a los tratamientos si existen diferencias significativas por que la Fc 119,97 es mayor a la Ft al 1 y al 5 %.

Por existir significancia entre tratamientos se realizó la prueba de Duncan.

Cuadro N° 36. Prueba de Duncan para porcentaje de prendimiento de estaca

Tratamientos y Medias		T3	T2	T1	T4
		60	53,33	1,33	0
T4	0	60*	53,33*	1,33ns	-
T1	1,33	58,67*	52,00*	-	
T2	53,33	6,67ns	-		
T3	60	-			

Fuente: elaboración propia

T3 =60 a

T2 =53,33 ab

T1 = 1,33 c

T4 = 0 c

De acuerdo a la prueba de Duncan el T3 (Afital Raíz), es superior a los tratamientos T1 (Testigo), T4 (Radip hormon) y no existiendo diferencia entre el T2 (Nafusaku) En cuanto al T1 (Testigo) que presentó un porcentaje de prendimiento de 1,33 % no es diferente con el T4 (Radip hormon) que presenta un porcentaje en prendimiento de 0 %.

Para Percy (2008), indica que con la aplicación de bioestimulantes como el Afital Raíz que es usado en mayoría de la multiplicación de portainjertos en estacas del (GxN) se debe obtener como mínimo el 50 % de estacas prendidas, debido que a comparación de la mayoría de los ensayos evaluados siempre obtuvo un rango de 60 al 90 % de esquejes prendidos.

Según PROINPA (2010), afirma que en ensayos realizados se obtuvo mayor porcentaje de prendimiento de estacas con esquejes que se recogen en el verano, justo después de haber transcurrido un periodo de crecimiento, con madera parcialmente

madura y del año cuando las varetas estén en pleno desarrollo de crecimiento en las plantas madres.

Para Jordán y Casaretto (2006), indican que a base de los componentes de reguladores de crecimiento que contengan cada bioestimulantes evaluados en un ensayo siempre existirá un predominante en porcentaje de propagación debido a su composición y interacción de cada producto en los esquejes.

5. CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos planteados y los resultados obtenidos en el presente trabajo se llega a las siguientes conclusiones:

- Según las variables evaluada se obtiene que los mejores resultados en porcentaje de brotación se obtuvo en el T3 (Afital Raíz) con 69,33%, seguido por el T2 (Nafusaku) con 62,67% y el T1(Testigo) con el 13,33% en cuanto al T4 (Radip hormon) no presentó ninguna estacas brotadas.
- En cuanto a longitud de brotes se observó que el tratamiento que presentó mayor desarrollo en brotes registrado corresponde al T2 (Nafusaku) con un promedio de 12, 22 cm, no muy diferencialmente del T3 (Afital Raíz) con 11,90 cm y muy superior al T1 (Testigo) con 2,10 cm.
- En número de brotes de estacas se obtuvo que el tratamiento que más brotación presentó fue el T1 (Testigo) con un promedio de 2 yemas brotadas por estacas siendo mayor al T2 (Nafusaku) y al T3 (Afital Raíz) que solo presentaron un promedio de una yema brotada por estacas.
- Se verificó que el tratamiento que presentó mayor desarrollo y longitud radicular corresponde al T2 (Nafusaku) con un promedio de 14,41 cm, Seguido por el T3 (Afital Raíz) con 11,22 cm e inferiormente el T1 (Testigo) con 1,93 cm
- El mejor tratamiento que obtuvo mayor porcentaje de estacas prendidas fue el T3 (Afital Raíz) con el 60%, no obstante seguido por el T2 (Nafusaku) con 53,33% y superior al T1 (Testigo) con 1,33 % y al T4 (Radip hormon) que no presentó estacas prendidas.

- En relación Brote-Raíz obtenida en el T3 con la aplicación Afital Raíz y Nafusaku en el T2 se obtuvo una relación aproximada de 1:1

RECOMENDACIONES

En base a los resultados obtenidos en conclusiones, se formula las siguientes recomendaciones:

- ✓ Para obtener nuevos datos con respecto al comportamiento para verificar si existen variación fisiológicas de las estacas como registro de brotación, número de brotes, longitud radicular y porcentaje de estacas prendidas se recomienda realizar ensayos de propagación de porta injertos con estacas extraídas del verano con varetas del mismo año.
- ✓ Para realizar propagaciones de Portainjertos en durazno a menor tiempo se recomienda el uso del bioestimulante enraizadores como primordial el “Afital Raíz” como también así el “Nafusaku”
- ✓ Para obtener mayor resultado de desarrollo en los portainjertos, se recomienda realizar trabajos de investigación en distintas dosis de aplicación de Bioestimulantes con los productos Afital Raíz y Nafusaku.
- ✓ Se recomienda coordinar o contar con apoyo con instituciones que conformen un programa para realizar multiplicación de portainjertos con aplicación de Bioestimulantes enraizadores.