

UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZÁN

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



**EFFECTO DE SUSTRATOS EN EL DESARROLLO VEGETATIVO DE
PORTAINJERTO DE PALTO (*Persea americana* Mill) VARIEDAD
DUKE 07, EN CONDICIONES DEL CENTRO POBLADO “CORAZÓN
DE JESUS” – YANAG – HUANUCO - 2017.**

TESIS PARA OBTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

TESISTA:

ORIHUELA CORREA, Meil Jacklyn

ASESOR:

JARA CLAUDIO, Fleli Ricardo

HUÁNUCO – PERÚ

2019

DEDICATORIA

A Dios todo poderoso quien guía mi camino, a mi querida madre Zosima Correa Morales, padre Javier Orihuela Rojas y mis hermanos por apoyarme y ser motivo de mi superación.

A mis amigos y compañeros de aula, por compartir el día a día, a mis docentes por su labor en transmitirme sus conocimientos, porque gracias a ellos la vida es más sencilla.

AGRADECIMIENTO

Me complace de sobre manera a través de este trabajo exteriorizar mi sincero agradecimiento a la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional Hermilio Valdizán – Huánuco, en ella a los distinguidos docentes quienes con su profesionalismo y ética puesto de manifiesto en las aulas enrumban a cada uno de los que acudimos con sus conocimientos que nos servirán para ser útiles a la sociedad.

A mi Asesor, el Mg. Fleli Jara Claudio, quien con su experiencia como docente ha sido el guía idóneo, durante el proceso que ha llevado el realizar esta tesis, me ha brindado el tiempo necesario, como la información para que este anhelo llegue a ser felizmente culminado.

EFFECTO DE SUSTRATOS EN EL DESARROLLO VEGETATIVO DE PORTAINJERTO DE PALTO (*Persea americana* Mill) VARIEDAD DUKE 07, EN CONDICIONES DEL CENTRO POBLADO “CORAZÓN DE JESUS” – YANAG – HUANUCO - 2017.

RESUMEN

Con el objetivo de evaluar el efecto de un tipo ideal de sustrato para la obtención de los mejores portainjertos de la variedad Duke 7. El presente trabajo se realizó en las condiciones del centro poblado “corazón de Jesús”, Yanac – Huánuco. El diseño experimental fue de diseño completamente al azar (DCA), constituido de 5 tratamientos con 4 repeticiones, la muestra fue de 20 plantas por tratamiento y 100 plantas en toda el área experimental. El trabajo se realizó en el vivero del centro poblado. Los tratamientos fueron: T0 (Suelo 75 % + Cascarilla 25 %), T1 (Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + Compost 20 %), T2 (Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + Compost 20 %), T3 (Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + Compost 20 %), T4 (Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + Compost 20 %). Se evaluó la altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas, volumen radicular. Las evaluaciones se hicieron a los 30,60,90,120 y 150 días después del trasplante (DDT). Para determinar la altura de planta se midió con una wincha desde la base del tallo hasta la yema terminal; para el diámetro de tallo se midió con un vernier en el tercio medio del portainjerto; para número de hojas se midió en unidad a los 150 (DDT); y para el volumen radicular se midió en cm³ en una probeta después de los 150 (DDT). El sustrato más eficiente fue del T2 con la proporción (Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + Compost 20 %) en el cual destaco el mayor promedio en altura de planta y el mayor número de hojas evaluado hasta los 150 (DDT); y el T3 con la proporción (Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + Compost 20 %) genero el mayor diámetro de tallo, así como el mayor volumen radicular evaluado hasta los 150 (DDT); por otro lado se demostró que existe una relación significativa entre el número de hojas y volumen radicular.

Este experimento revela que el T3 (Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + Compost 20 %) tiene un buen potencial agronómico para una injertación óptima, por obtener mayor diámetro de tallo y volumen radicular, que es necesario para una buena producción a gran escala.

Palabras clave: sustrato, tallo, diámetro, altura, trasplante, volumen radicular, hoja, compost, arena, cascarilla de arroz, suelo agrícola.

EFFECT OF SUBSTRATES ON THE VEGETATIVE DEVELOPMENT OF PORTOINJERTO THE AVOCADO (*Persea americana* Mill) VARIETY DUKE 07, UNDER THE CONDITIONS OF THE "CORAZÓN DE JESUS" POPULATED CENTER - YANAG - HUANUCO – 2017

ABSTRACT

With the objective of evaluating the effect of an ideal type of substrate to obtain the best rootstocks of the Duke 7 variety. This work was carried out in the conditions of the "heart of Jesus" town center, Yanac - Huánuco. The experimental design was completely randomized design (DCA), consisting of 5 treatments with 4 repetitions, the sample was 20 plants per treatment and 100 plants throughout the experimental area. The work was carried out in the nursery of the populated center. Los tratamientos fueron: T0 (Suelo 75 % + Cascarilla 25 %), The treatments were: T0 (75% soil + 25% husk), T1 (60% sand + 10% rice husk + 10% soil + 20% Compost), T2 (40% sand + 20% rice husk + 20 soil % + Compost 20%), T3 (Sand 50% + Rice husk 10% + soil 20% + Compost 20%), T4 (Sand 50% + Rice husk 20% + soil 10% + Compost 20%). Plant height, stem diameter, number of leaves, root volume were evaluated. The evaluations were made at 30,60,90,120 and 150 days after the transplant (DDT). To determine the plant height, it was measured with a wincha from the base of the stem to the terminal bud; for the stem diameter it was measured with a vernier in the middle third of the rootstock; for number of sheets it was measured in unit at 150 (DDT); and for root volume it was measured in cm³ in a test tube after 150 (DDT). The most efficient substrate was T2 with the proportion (Sand 40% + Rice husk 20% + soil 20% + Compost 20%) in which I highlight the highest average in plant height and the highest number of leaves evaluated until 150 (DDT); and the T3 with the proportion (Sand 50% + Rice husk 10% + soil 20% + Compost 20%) generated the largest stem diameter, as well as the highest root volume evaluated up to 150 (DDT); on the other hand it was shown that there is a significant relationship between the number of leaves and root volume.

This experiment reveals that T3 (Sand 50% + Rice husk 10% + soil 20% + Compost 20%) has a good agronomic potential for optimal grafting, because of obtaining greater stem diameter and root volume, which is necessary for good large scale production.

Keywords: substrate, stem, diameter, height, transplant, root volume, leaf, compost, sand, rice husk, agricultural soil.

INDICE

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO.....	ii
RESUMEN.....	iii
I. INTRODUCCION.....	1
1.1. OBJETIVOS.....	2
II. MARCO TEÓRICO.....	3
2.1. FUNDAMENTACION TEORICA	3
2.1.1. El palto.....	3
2.1.1.1. Origen del Palto	3
2.1.1.2. Taxonomía	4
2.1.1.3. Descripción morfológica.....	4
2.1.1.3.1. Raíz.....	4
2.1.1.3.2. Tallo	5
2.1.1.3.3. Hojas.....	5
2.1.1.3.4. Flor.....	5
2.1.1.3.5. Fruto.....	5
2.1.1.4. Raza mexicana	6
2.1.1.5. Selección de Portainjertos	7
2.1.1.6. Selección de Duke 7	8
2.1.1.7. Duke 7.....	9
2.1.2. Sustrato.....	10
2.1.2.1. Sustrato ideal	11
2.1.2.2. Tipos de sustrato.....	13
2.1.2.2.1. Arena	13
2.1.2.2.2. Suelo agrícola	14
2.1.2.2.3. Materia orgánica (compost).....	16
2.1.2.2.4. Cascarilla de arroz	17
2.1.2.3. Propiedades químicas de los sustratos.....	19

2.1.2.3.1. Salinidad	20
2.1.2.3.2. PH del sustrato.....	20
2.1.2.3.3. Propiedades químicas.....	21
2.1.2.4. Propiedades físicas de los sustratos.....	22
2.1.2.4.1. Porosidad.....	23
2.1.2.4.2. Aireación	24
2.1.2.4.3. Compactación	25
2.1.3. Desarrollo vegetativo	25
2.1.3.1. Parámetro de follaje	25
2.1.3.1.1. Altura de planta	25
2.1.3.1.2. Grosor de la planta.....	26
2.1.3.2. Parámetro radicular.....	26
2.1.3.2.1. Volumen radicular	26
2.1.4. Obtención de semillas.....	26
2.1.4.1. Almacenaje y tratamiento de semilla.....	28
2.1.5. Almacigos	30
2.1.5.1. Siembra del almacigo.....	31
2.1.6. Riego de plántones en vivero.....	32
2.1.6.1. Calidad del agua	32
2.1.7. Condiciones de vivero.....	33
2.1.7.1. Temperatura	33
2.1.7.2. Humedad	35
2.2. ANTECEDENTES	35
2.3. HIPÓTESIS	46
Hipótesis general.....	46
Hipótesis específicas.....	46
2.4. VARIABLES.....	47
III. MATERIALES Y METODOS	48
3.1. LUGAR DE EJECUCION	48
3.2. TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACION	49
3.3. POBLACION, MUESTRA, Y TIPO DE MUESTREO.	49

3.4. FACTORES Y TRATAMIENTOS EN ESTUDIO.....	50
3.5. PRUEBA DE HIPÓTESIS	51
3.5.1. Diseño de investigación	51
3.5.2. Descripción del campo experimental	52
3.5.3. Datos a registrar	55
3.5.4. Técnicas e instrumento de recolección de información.....	56
3.6. MATERIALES Y EQUIPOS.....	57
3.7. CONDUCCION DE LA INVESTIGACION	58
3.7.1. Etapa de pre campo.....	58
3.7.2. Etapa de campo	58
3.7.2.1. Limpieza y nivelado del vivero	58
3.7.2.2. Selección y obtención de semilla	59
3.7.2.3. Tratamiento de semilla.....	59
3.7.2.4. Desinfección del sustrato para pregerminativo	59
3.7.2.5. Semillero	59
3.7.2.6. Tratamiento de sustratos	60
3.7.2.7. Mezcla y Embolsado del sustrato	60
3.7.2.8. Trasplante	60
3.7.2.9. Manejo de plántulas de portainjerto	61
3.7.3. Etapa de laboratorio.....	62
IV. RESULTADOS	63
4.1. VARIABLE PARÁMETRO DE FOLLAJE.....	64
4.1.1. Altura de planta.....	64
4.1.1.1. Altura de plantas a los 30 DDT	64
4.1.1.2. Altura de plantas a los 60 DDT	66
4.1.1.3. Altura de plantas a los 90 DDT	68
4.1.1.4. Altura de plantas a los 120 DDT	70
4.1.1.5. Altura de plantas a los 150 DDT	72
4.1.2. Diámetro de planta.....	75
4.1.2.1. Diámetro de plantas a los 30 DDT	75
4.1.2.2. Diámetro de plantas a los 60 DDT	77

4.1.2.3. Diámetro de plantas a los 90 DDT	79
4.1.2.4. Diámetro de plantas a los 120 DDT	81
4.1.2.5. Diámetro de plantas a los 150 DDT	83
4.1.3. Número de hojas por planta a los 150 DDT	86
4.2. VARIABLE PARÁMETRO RADICULAR	88
4.2.1. Volumen radicular por planta a los 150 DDT	88
4.3. RELACION ENTRE NUMERO DE HOJAS Y VOLUMEN RADICULAR	90
V. DISCUSIONES	92
5.1. ALTURA DE PLANTA	92
5.2. DIÁMETRO DE PLANTA	93
5.3. NUMERO DE HOJAS POR PLANTA.....	94
5.4. VOLUMEN RADICULAR.....	95
VI. CONCLUSIONES.....	96
VII. RECOMENDACIONES.....	97
VIII. LITERATURA CITADA.....	98

I. INTRODUCCION

El palto (*Persea americana* Mill.) es un frutal, originario de México y Centroamérica; tanto como el árbol como el fruto de esta especie poseen características excepcionales. El árbol, es precoz y al mismo tiempo es longevo, que con las condiciones ambientales propicias y manejo adecuado puede iniciar la producción a partir del tercer año y continuar hasta 50 años. El fruto, tiene un elevado valor energético, alta proporción de ácidos grasos monoinsaturados, cero colesterol, bajo contenido de sodio y azúcar, alta riqueza en minerales y vitaminas, y alto contenido de fibra (Razeto, 2000).

Trademap (2018) los países con los más altos volúmenes de importación de aguacate son estados unidos, países bajos, Francia, reino unido, España, Canadá, y Japón. Estados unidos es el principal importador de aguacate del mundo y su proveedor es Latinoamérica con la siguiente participación en el año 2017; México 88%, Perú 7%, Chile 4% y república dominicana 1%.

Perú es el segundo exportador de aguacate a nivel mundial detrás del café y la uva, el aguacate o palto es el tercer producto de agroexportación más importante de Perú. Perú es el segundo exportador más importante de aguacate o palta a nivel mundial, donde la superficie destinada a la producción de aguacate en Perú es de aproximadamente 37 mil hectáreas (DGESEP-MINAGRE). El departamento más importante que producen aguacate o palta en el Perú es la libertad, seguido de lima, Ica, Junín y Áncash; en conjunto atribuyen con más del 75 % de la producción nacional. Las variedades de aguacate más cultivadas son: Hass, fuerte y zutano. La época de alta producción va de abril a septiembre, donde se concentra casi el 60 % de la cosecha total. Perú es el proveedor más importante de aguacate Hass en los mercados europeos (33%), donde tan solo en el año 2017 envió más de 150 mil toneladas (AMAP) (Intagri 2018)

En el Perú, la propagación comercial de plantones es exclusivamente por semilla botánica, lo que trae consigo problemas en plantaciones comerciales instaladas sobre este tipo de portainjertos (Loayza, 2012).

Asimismo, en Huánuco, se propaga el palto mediante el uso de portainjertos provenientes de variedades resistentes a enfermedades (González, 2011).

En la región Huánuco, la cadena productiva de palto data desde la década de los 50 asentándose en la actualidad a lo largo del valle de Huánuco, a provincia de Huánuco en el 2016 produjo 2833 toneladas equivalente a 12.3% de la producción regional (compendio estadístico Perú - Agrario, 2017). Esta baja producción se debe a problemas considerables en el manejo del cultivo desde la etapa de vivero hasta la fase de campo definitivo.

En Huánuco se observa que no existe producción a gran escala, solo pequeños productores y consumidores, no para comercialización, por problemas entre ellos de no obtener una planta de porta injerto para una buena producción. Por esta razón es necesario implementar patrones de porta injerto que garantice un buen desarrollo, en factores bióticos y abióticos.

En base a los antecedentes revisados, se evidencia que existen diferencias en la proporción requerida para obtener un buen sustrato ideal; es por ello que las combinaciones de suelo agrícola, compost, arena, cascarilla de arroz, se pretende obtener proporciones de porcentajes adecuadas, para un buen desarrollo vegetativo, y así lograr una buena injertación, con costos bajos y adquiribles.

1.1. Objetivos

Objetivo general

Evaluar el efecto de los sustratos en el desarrollo vegetativo de portainjerto de palto (*Persea americana* Mill) Variedad Duke 07, en Condiciones de Vivero del Centro Poblado "Corazón de Jesús"-Yanag-Huánuco.

Objetivo específico

- a) Evaluar el efecto de tipos de sustratos en parámetro de follaje
- b) Evaluar el efecto de tipos de sustratos en parámetro radicular
- c) Evaluar la relación que existe entre número de hojas y volumen radicular.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. FUNDAMENTACION TEORICA

2.1.1. El palto

2.1.1.1. Origen del Palto

Intagri (2018) el aguacate o palto (*Persea americana* Mill), la producción de aguacate proviene de materiales criollos o nativos y de cultivares selectos que se reproducen asexualmente para mantener sus características. Por evidencias taxonómicas, se considera que los ancestros silvestres de los aguacates que hoy día se cultivan deben de haber tenido su origen en el centro sur de México y Centroamérica. De la planta de aguacate, el fruto es lo más apreciado por el hombre por sus cualidades nutraceuticas extraordinarias.

Bernal y Díaz (2008) el aguacate tiene como su centro de origen a América; se considera que la especie que dio origen al aguacatero proviene de la zona montañosa situada al occidente de México y Guatemala. Su distribución natural va desde México hasta Perú, pasando por Centro América, Colombia, Venezuela y Ecuador.

A partir de pruebas arqueológicas encontradas en Tehuacán (Puebla, México), con una antigüedad de 12,000 años, se ha determinado esta región como su centro de origen. Estudios más recientes en Perú, han encontrado restos de aguacates de 4,000 años de antigüedad.

2.1.1.2. Taxonomía

Bernal y Díaz (2008) manifiestan que la clasificación taxonómica es la siguiente:

Reino	: Plantae
Subreino	: Tracheobionta
División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Subclase	: Dipétala
Orden	: Laurales
Familia	: Lauraceae
Género	: Persea
Especie	: <i>Persea americana</i> Mill (Variedad Duke 7)

2.1.1.3. Descripción morfológica

2.1.1.3.1. Raíz

Sus raíces son superficiales, dependiendo de la variedad, del suelo y otras condiciones de producción. Alcanza una profundidad de 1 a 1,5 metros, estas pueden variar aún más en suelos sueltos. Posee escaso pelo absorbente. Las raicillas son las encargadas de absorber los nutrientes y el agua; siendo muy susceptibles a los excesos de humedad, a la asfixia y al ataque de hongos (Quispe 2010).

La raíz es pivotante, muy ramificada, de distribución radial; las raíces secundarias y terciarias se distribuyen superficialmente, en los primeros 60 cm, aunque la raíz principal puede superar 1,0 m de profundidad. El aguacate no forma pelos radiculares visibles, quizá se encuentren micorrizas. Entre el 80 y 90% de las raíces se encuentran entre los primeros 60 cm del suelo. (Bernal y Díaz, 2008)

2.1.1.3.2.Tallo

El tallo es un tronco cilíndrico, erecto, leñoso, ramificado, con una corteza áspera y a veces surcada longitudinalmente. La copa, de ramas extendidas, es de forma globosa y acampanada. (Bernal y Díaz, 2008)

2.1.1.3.3.Hojas

Son simples y enteras, de forma elíptica y alargada, con nervaduras pinnada (en forma de pluma); la inserción en el tallo es peciolada. Cuando las hojas son jóvenes, presentan un color rojizo y epidermis pubescente; al llegar a la madurez, se tornan lisas y coriáceas, tomando un color verde intenso oscuro (Quispe 2010).

2.1.1.3.4.Flor

Las flores son hermafroditas, actinomorfas (simétricas) y de color amarillo cremoso; la inflorescencia es una panícula (racimo de racimo) que puede ser axilar o terminal. Se estima unas 200 flores por panícula. (Quispe 2010).

Cada árbol puede llegar a producir hasta un millón de flores y solo entre el 0,01% y el 1% se transforma en fruto, por la abscisión de numerosas flores y frutos pequeños en desarrollo. A mayor floración menor porcentaje de cuajado (Bernal y Díaz, 2008).

2.1.1.3.5.Fruto

El fruto es una baya con epicarpio delgado, grueso o quebradizo; un mesocarpio pulposo, con un porcentaje en grasa que varía entre 5 a 30 %; y el endocarpio membranoso que cubre el hueso, que viene a constituir la semilla. La forma del fruto varía de acuerdo a la variedad, pudiendo ser ovoidal, esférica o periforme. También el color varía de verde a violáceo oscuro; el peso de los frutos oscila entre 50 gramos a 2.5 kilogramos, dependiendo de la variedad. (Quispe 2010)

2.1.1.4. Raza mexicana

Bernal y Diaz (2008) *Persea americana* Mill var. *drymifolia*, conocida como raza mexicana, se adapta a climas muy fríos, soportando temperaturas de hasta 2,2 °C, teniendo como temperaturas óptimas, de 5 a 17°C. Se adapta a alturas superiores a los 1,700 m.s.n.m.; sus hojas son más pequeñas que las de las otras razas, son alargadas y con glándulas que contienen aceites esenciales, que al presionarlas desprenden un fuerte olor a anís. Presenta flores pubescentes. Los frutos son pequeños, de un peso entre 80 a 250 gramos. Tarda en madurar en el árbol entre seis a ocho meses. Entre las tres razas, es la que mayor contenido de grasa posee, hasta un 30% y la de menor contenido de azúcar, 2 %. La cáscara es delgada y la superficie lisa. Corrientemente es de tonalidades verde claro, pero algunas variedades presentan coloraciones rojas, moradas o casi negras. La pulpa es de muy baja cantidad de fibra, con un sabor muy característico a nuez.

Cuadro N°1. Características de algunas variedades de aguacate de la raza mexicana

Cultivar	Tipo de flor	Peso del Fruto (g)	Contenido de grasa (%)
1607	Desconocido	250	–
Benedict	Desconocido	80 a 200	15
Duke	A	250 a 350	21
Ganter	B	150	18
Gottfried	A	390	9 a 13
Mexicola	A	85 a 140	–
Notrhrop	B	100 a 150	26
Perfecto	A	600 a 850	–
Puebla	A	200 a 280	–
San Sebastian	B	350 a 450	–
Susan	Desconocido	250 a 300	12,7 a 17
Topa Topa	A	170 a 280	15,5
Zutano	B	200 a 400	16

Fuente: Bernal y Diaz (2008)

2.1.1.5. Selección de Portainjertos

La selección de portainjertos con características deseables para cierta región permitiría la posibilidad de que se exprese su potencial productivo, superior a los utilizados de semilla que presentan variabilidad genética y productiva. (Barrientos *et al* 2006)

Salazar y Barrientos (2017) los portainjertos son una parte esencial de la unidad productiva y se les ha denominado “la mitad escondida”, y esta aseveración es derivada de la poca importancia que se les da a las raíces, a pesar de ser un componente fundamental del sistema planta.

Según Lu y Menge (2004) se requieren que los portainjertos presenten las siguientes cualidades:

- a) Que produzcan fruta de alta calidad
- b) Fácilmente injertables
- c) Que desarrollen árboles sanos y productivos
- d) Tolerante a Phytophthora y a otros organismos
- e) Libre del Sun-blotch
- f) Tolerante a salinidad
- g) Enanizante o semi-enanizante
- h) Tolerante a clorosis
- i) Genéticamente uniforme
- j) Tolerante a sequía
- k) Resistente y vigoroso, fácilmente propagable
- l) Tolerante a otras condiciones adversas de suelo

Bernal y Díaz (2008) el uso del patrón o portainjerto persigue varios objetivos: aislar la variedad del suelo para evitar el ataque de las plagas y enfermedades que se encuentran en él, aprovechar el grado de resistencia del patrón a diferentes factores bióticos y abióticos limitantes del cultivo, usar el sistema radicular del patrón y su capacidad de adaptación a diferentes climas y suelos, para inducir mejor desarrollo y mayor producción y finalmente uniformizar las condiciones de producción y calidad de una plantación al conservar la variedad original.

De nada serviría haber seguido las normas exigidas para una rigurosa selección de semillas de alta calidad, proveniente de clones de alto rendimiento; seguir las mejores técnicas para la injertación de los patrones producidos, si ese fuera el caso; o disponer de la mejor infraestructura de vivero y sistemas de riego, si no se cuenta con una adecuada selección del sustrato, para la específica especie frutal que se pretende propagar en esta fase de la producción. (Hidalgo *et al.* 2009)

2.1.1.6. Selección de Duke 7

Salazar y Barrientos (2017) proviene de un patrón de semilla mexicana, fue seleccionado en los años 50 por Dr. G. Zentmyer, pero no se comercializó hasta mediados de los 70. Fue el primer patrón disponible para luchar contra la podredumbre.

Zentmyer (1978) '**Duke 7**', selección realizada en los 60 segundos de prueba, en la Universidad de California Riverside por el Dr. George A. Zentmyer, a partir de la variedad Duke de la raza mexicana. Fue 10 el portainjerto clonal estándar a nivel mundial por varios años y en la actualidad es el número dos. Tiene mediana resistencia a *Phytophthora cinnamomi* y las variedades injertadas sobre el dan buenos rendimientos, relativamente fácil de propagar por el método de etiolación.

The Avocado (2012) duke 7 no tolera el anegamiento y solo debe usarse en suelos profundos y bien drenados. Ninguno de los dos casos parece adecuado para situaciones de replanteo en California. Hay evidencia acumulada de que duke 7 es un rizoma productivo para Hass. Sin embargo, la experiencia en Sudáfrica y Australia ha demostrado que el Duke 7 todavía era el portainjerto recomendado para los huertos sudafricanos de Hass; sin embargo, para 2009 - 2010, constituyó solo el 22 % de las ventas de viveros

2.1.1.7. Duke 7

frutos elongados o piriformes, de peso entre 250 a 350 gramos con un contenido de grasa del 21 %, de cascara delgada y lisa, de color verde brillante. Se le considera de calidad excelente. El árbol es grande, de copa simétrica, resistente al viento y al frío. Presenta raíces tolerantes a la pudrición por *Phytophthora*, por lo que es uno de los portainjertos más utilizados, de cascara delgada y lisa, de color verde brillante. Se le considera de calidad excelente. El árbol es grande, de copa simétrica, resistente al viento y al frío (Morton, 1987). Presenta raíces tolerantes a la pudrición por *Phytophthora*, por lo cual algunas accesiones de este se utilizan como portainjertos o patrón clonal (Bernal y Díaz, 2008)



Figura 01: Fruto De Portainjerto Duke 7

Fuente : Bernal y Díaz (2008)

2.1.2. Sustrato

Napier (1985) el sustrato en que se cultivan las plántulas es comúnmente una mezcla de dos o más materiales, pero puede ser solamente uno. Los sustratos basados en tierra y arena son los más comunes; se prefiere una tierra franco arenoso. La adición de arena a una tierra pesada mejora el drenaje y la aireación, pero a la vez reduce las propiedades cohesivas. Por otra parte, un aumento en el contenido de materia orgánica mejora la capacidad de retener agua y nutrientes y la vuelve más liviana. Cabe destacar que el aspecto de textura es mucho más importante que la fertilización porque se puede modificar este último fácilmente con la aplicación de fertilizantes.

Por sustrato debemos entender todo material o combinación de diferentes componentes que, no siendo tóxico, provea sostén, adecuada capacidad de intercambio catiónico, así como una adecuada retención de humedad para la planta que en éste crecerá, pero con una porosidad que garantice una correcta aireación para un óptimo desarrollo radical.

Componente de sustrato, por otro lado, es cualquier material individual, mezclado en proporciones volumétricas con otros componentes, para alcanzar un nivel adecuado de aireación, retención de agua y nutrientes para el crecimiento de plantas. (Fonteno *et al* 2000)

Evans y Fonteno (1999) señalan que la operación de mezclado y posterior manejo de la mezcla a emplear como sustrato definitivo tiene un impacto significativo sobre las propiedades físicas y químicas del mismo. Así, la porosidad total, el espacio ocupado por el aire, el drenaje y la capacidad de retención de humedad pueden variar significativamente entre los envases o bolsas cuando estos son llenados con un sustrato mal mezclado.

Abad *et al* (2004) señalan que sustrato es todo material sólido distinto del suelo in situ, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que, colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular, desempeñando, por tanto, un papel de soporte para la planta y que este puede intervenir o no en la nutrición vegetal.

Suquilanda (1996) indica que una alternativa razonable para trabajar con los sustratos, es realizar mezclas en diferentes proporciones. La arena, la escoria o piedra pomes, son excelentes mezcladores para garantizar la distribución de la humedad, pero sus proporciones y elementos dependen del análisis de las características de cada componente en particular.

2.1.2.1. Sustrato ideal

Napier (1985) indica que un sustrato debe reunir un conjunto de características que lo hagan apto para el cultivo; no siempre un sustrato reúne todas las características deseables, por ello a veces se recurre a mezclar diversos materiales buscando que unos aporten a otros.

Un sustrato ideal tendría las siguientes características

- a) Ser liviano en peso
- b) Sea homogéneo, barato y fácilmente disponible
- c) Tener una alta capacidad de intercambio de cationes
- d) Tener un pH de 4,5 a 6
- e) Estar relativamente libre de insectos, enfermedades y semillas de malezas
- f) Retener suficiente humedad no necesitar riegos muy frecuentes, pero drenar con facilidad permitiendo así una buena aireación
- g) Tener la cohesión necesaria para formar un pilón que no se deshaga al quitar el envase

La escogencia de uno u otro componente de sustrato está sujeta mayormente a su disponibilidad, facilidad de mezcla y costo en la región en donde se encuentre el vivero, además de la experiencia del viverista en su uso. Cuando se prepara la mezcla para plantas frutales pueden emplearse dos o más materiales, de manera de garantizar que el sustrato final posea los valores apropiados de espacio poroso, retención de humedad y nutrientes y densidad aparente.

Según Ros y Calcina (1996) en la elección de un sustrato ideal, un primer criterio podría ser el costo económico del producto, pero, sin duda, existen otros factores físico-químicos, más difíciles de evaluar a priori, que deben tenerse muy en cuenta para el éxito del nuevo sistema de cultivo. Una primera regla básica sería elegir un sustrato en función a las características del sistema de fertirrigación disponible. Prácticamente, ningún sustrato es malo si se es capaz de adaptar a sus características de manejo, pero parece más razonable escoger el sustrato de acuerdo a las posibilidades reales de cada explotación. También es importante la capacidad del sustrato de actuar con la solución nutritiva, así sustratos inertes (lana de roca, perlita, etc.), permiten un mejor control de la nutrición, pero, a la vez, exigen instalaciones de riego y fertilización más precisas. En cambio, sustratos más orgánicos poseen una mayor capacidad de intercambio catiónico modificando la solución aportada, pero también representan una mayor capacidad tampón ante posibles errores o cambios imprevistos. No se debe de olvidar los residuos que suponen algunos medios de cultivo después de su utilización y que van en contra de esta mentalidad cada vez más ecológica.

Bartollini y Petruccelli (1992) definieron las características de un sustrato ideal y que son:

- a) Una elevada capacidad de retención para el agua y los elementos minerales
- b) Bajo contenido de sales
- c) Buen drenaje
- d) Óptimo pH para el desarrollo de diversas especies
- e) Estabilidad biológica y química después de la esterilización
- f) Facilidad de adquisición
- g) Poca densidad

2.1.2.2. Tipos de sustrato

Manual Agropecuario (2002) menciona que la elección de un material u otro vendrá determinada por varios factores: la disponibilidad del mismo, la finalidad de la producción, su costo las propiedades físicas – químicas y las experiencias previas a su utilización. Los sustratos se pueden clasificarse en orgánicos (de origen natural, de síntesis, de subproductos o de residuos agrícolas, industriales y urbanos) e inorgánicos o minerales (de origen natural, transformados o tratados, y residuos o subproductos industriales).

2.1.2.2.1. Arena

Hartmann *et al* (1990) definen la arena como pequeños trozos de roca, de 0,05 a 2,0 mm de diámetro, formados como resultado de la intemperización de diversas rocas, dependiendo su composición mineral de aquella de la roca. La arena proporciona condiciones para un mejor crecimiento radicular, debe ser de río, lavada, colada y tamizada.

Se ha determinado arena fina a aquella que posee un diámetro entre 0,05 y 0,5 mm y como gruesa a la que posee hasta un 10 - 15 % de partículas mayores de 2 mm. (Cid Ballarin 1993)

Al igual que otros productos inorgánicos, se utiliza frecuentemente junto a la turba y otros materiales orgánicos con la función de elevar su densidad, reducir la contracción del sustrato al secarse y facilitar la posterior absorción de agua. Aunque la retención de humedad es baja y su permeabilidad muy alta, su efecto en las mezclas depende de la granulometría, la proporción usada y de las propiedades físicas de los otros componentes. (Bartollini y Petruccelli 1992)

Morales (1995) este material suele considerarse inactivo desde el punto de vista químico. Su pH es próximo a la neutralidad y su capacidad de intercambio catiónica nula. Tampoco aporta nutrientes.

No obstante, es necesario determinar pH y contenido en carbonatos para evitar posibles problemas. Igualmente conviene comprobar que no se

incluya demasiada arcilla y debe ser fumigada antes de ser utilizada, ya que puede contener semillas de malezas y organismos patógenos. (Hartmann, Kester y Dayves 1990)

Cuadro N°2. Características de algunas arenas y gravas

	Gravas	Arenas (mm Ø)			
		<2	<1	0,5-1	0,2-0,5
Densidad aparente (gr/cm ³)	1,53	1,63	1,65	1,57	1,52
Porosidad total (% volumen)	42,20	38,30	39,00	41,80	43,70
Aire (% volumen)	35,80	6,60	0,30	18,80	0,20
A.F.D. + A.R. (% volumen)	2,50	27,10	19,40	21,10	38,90

Fuente: Hartmann, Kester y Dayves 1990

2.1.2.2.2. Suelo agrícola

El suelo agrícola es un sistema auto organizado y heterogéneo que posee una gran complejidad estructural y funcional, debido a la gran diversidad de sus componentes (abióticos y bióticos), y a los procesos que tienen lugar en su seno. Como todo sistema, evoluciona en el tiempo condicionado por factores ambientales que están presentes en un escenario concreto y en general, en los suelos de cultivo, mantiene una dinámica determinada por un sistema de uso impuesto por condicionantes socioeconómico y cultural. (Labrador 2008)

Acosta (2006) un suelo ideal contiene cuatro componentes en proporciones bien definidas: material mineral (45 %), materia orgánica (5 %), aire (25 %) y agua (25 %). El suelo está constituido en su mayoría por materiales minerales, producto de la descomposición de la roca madre de la corteza del globo terráqueo por la acción de diferentes meteoros del clima, como son la lluvia, la nieve y el viento, los cuales son fuertemente impactados por los cambios de temperatura del día y de la noche. Otro agente constituyente del suelo es el factor biótico, es decir, las plantas, los animales y en general la materia orgánica que cae en la superficie y entra en contacto con seres microscópicos (hongos y bacterias) que también se encarga de

desintegrar la materia orgánica y revolverla con las partículas minerales. De esta forma, y en complicidad con el tiempo (mucho tiempo), es como se forma el suelo que todos conocemos.

Las partículas minerales que se identifican en un suelo son principalmente las arenas, los limos las arcillas, los cuales reciben ese nombre por el tamaño que tiene cada partícula. Las arenas miden de 0,2 a 2,0 mm de diámetro, las partículas de limo miden 0,002 a 0,2 mm y las arcillas miden menos de 0,002 mm de diámetro. Cada una de estas partículas proporciona ciertas características al suelo que en determinado momento se vuelven propiedades del mismo. Las partículas más pequeñas reciben el nombre de coloides y tienen capacidad de cargarse eléctricamente, lo que es sumamente importante para la fertilidad del suelo. Otras partículas que componen el suelo son las provenientes de la descomposición de los seres vivos o de sus secreciones.

Las propiedades del suelo mismos. Se dividen en físicas, químicas y biológicas.

Propiedades físicas son la textura y la estructura. La primera se define como las proporciones de partículas (arena, limo y arcilla) que se encuentran en el suelo y la segunda es la forma en que están acomodadas esas partículas en agregados del suelo.

Propiedades químicas son el potencial hidrógeno (pH) y la capacidad de intercambio catiónico. El potencial hidrógeno define la cantidad de iones H libres en la solución del suelo. Éste es el criterio más usado para determinar si un suelo es ácido o es alcalino. El pH se mide con una escala que va del 1 al 14 y donde el valor neutro es el 7.

La capacidad de intercambio catiónico se refiere a la capacidad que tiene un suelo de mantener una carga eléctrica. Cuantas más partículas pequeñas (0,002 mm) tenga un suelo, mayor capacidad de carga tiene. A mayor carga, mayor retención de partículas químicas para nutrir a las plantas. El mecanismo se da de la siguiente forma: las partículas químicas que tienen

carga (iones) se adhieren a las partículas del suelo que también tienen carga (coloides), éstas últimas forman uniones que al disminuir la cantidad de agua en el suelo permiten que no se pierdan todos los nutrientes.

2.1.2.2.3. Materia orgánica (compost)

Proyecto Vifinex (2002) la materia orgánica mejora las características físicas y químicas del medio. Pero, si su descomposición es rápida produce una disminución en el volumen de sustrato, su encogimiento, y reduce su capacidad de intercambio de gases al transformarse en partículas muy finas y compactadas. La paja, broza de café y aserrín se descomponen rápidamente y por tanto no son deseables. La granza de arroz, fibra de coco, cascarilla de café, y materiales compostados se descomponen lentamente, favoreciendo las características del sustrato. Teniendo una relación de C: N de 30 a 1.

Compost: Proceso biológico controlado de transformación de la materia orgánica a humus a través de la descomposición aeróbica. Al producto resultante del proceso de compostaje. Co-compostaje: proceso de compostaje de lodos urbanos junto con otros residuos orgánicos sólidos. (Meléndez y Soto 2003)

El proceso de compostaje es una descomposición predominantemente aeróbica, que se puede dividir en tres fases. Fase inicial de descomposición de los materiales más lábiles, tales como azúcares, proteínas, almidones y hemicelulosas, son descompuestos más rápidamente. Luego una segunda fase de temperaturas más altas, donde se degradan los materiales más recalcitrantes como celulosa y la lignina, para pasar finalmente la fase de síntesis, donde se forman sustancias húmicas. (Meléndez y Soto 2003)

2.1.2.2.4. Cascarilla de arroz

Monsalve (2016) es un sustrato orgánico, obtenido a partir de la producción de granos de arroz (*Oryza sativa* L.), los cuales se encuentran dentro de una cascarilla formada por las glumillas adheridas al grano. Cuando el grano se descascará se obtiene como subproducto la CA, que es de baja tasa de descomposición por su alto contenido de sílice, su pH es circunneutral (6,3) y su conductividad eléctrica y capacidad de intercambio catiónico son bajas (0,3 dS cm⁻¹ y 21 cmol Kg⁻¹, respectivamente).

Schmitz *et al* (2002), quien caracterizó las propiedades físicas y químicas de la cascarilla de arroz en comparación con otros materiales, encontró que el pH de la CA se encuentra por encima del óptimo reportado para sustratos de origen orgánico, el cual debe estar dentro del rango 5,2 - 5,5.

Calderón (2002) la cascarilla de arroz entre sus principales propiedades físico-químicas tenemos que es un sustrato orgánico de baja tasa de descomposición, es liviano, de buen drenaje, buena aireación y su principal costo es el transporte. La cascarilla de arroz es el sustrato más empleado para los cultivos hidropónicos en Colombia bien sea cruda o parcialmente carbonizada. El principal inconveniente que presenta la cascarilla de arroz es su baja capacidad de retención de humedad y lo difícil que es lograr el reparto homogéneo de la misma (humectabilidad) cuando se usa como sustrato único en camas o bancadas.

Al hablar de Retención de humedad de un sustrato como la cascarilla de arroz, nos tropezamos con el problema de que no existen normas ni metodologías que especifiquen como se debe determinar su capacidad de retención de humedad. Es sabido que la capacidad de retención de humedad depende de la forma como se realiza tal determinación. Factores tales como tiempo de humectación, relación Cascarilla/Agua, método de contacto, etc., pueden afectar el resultado final. Los métodos usuales para la determinación de la tensión de humedad entre 0 y 100 cm³ de cabeza de H₂O no son satisfactorios para la cascarilla de arroz, ya que la escala de tensiones en las

cuales el agua es aprovechable en este sustrato (entre 0 y 2 cm³). Por otro lado, la mala capilaridad de la cascarilla de arroz hace que zonas muy húmedas (baja tensión de humedad) coexistan al lado de zonas muy secas (alta tensión de humedad) por largo tiempo (varias semanas) sin que el agua se mueva de un lado hacia el otro y en este caso la determinación de la tensión de humedad arroja considerable error.

Mora (1999) es utilizado para mezcla fundamentalmente con gravas, es liviano, de baja capacidad, retención de humedad, de los sustratos orgánicos una de las más lentas en descomponerse. La principal función de este en la mezcla es favorecer la oxigenación del sustrato. Cuando se utiliza cascarilla de arroz debe de mantenerse un proceso de desinfección química anaeróbico, con el proceso de eliminar partículas pequeñas, así como hongos o larvas de insectos.

Calderón (2002) se han realizado investigaciones como: la Prueba de Retención de Humedad. El volumen del líquido drenado fue de 820 ml en la Cascarilla Cruda y de 800 ml en la cascarilla quemada. La respectiva retención de humedad fue del 9 % en el primer caso y del 10 % v/v en el segundo.

La Capilaridad Ascensional en 24 horas es muy baja tanto en la Cascarilla de arroz Cruda como en la Cascarilla de arroz Quemada. A medida que se aumenta el grado de quemado, la capilaridad ascensional aumenta, pudiendo llegar en cascarilla 100 % quemada hasta 4,5 cm en 24 horas.

Proyecto Vifinex (2002) el tamaño de la partícula es ligeramente mayor a la de aserrín. La cascarilla es incorporada con facilidad en un medio para mejorar el drenaje. Está disponible a un costo bajo en ciertas áreas y puede ser utilizado en sustitución o junto con turba. La cascarilla de arroz es de peso ligero, uniforme en grado y calidad, más resistente a la descomposición que el olote y posee menor efecto en la reducción del nitrógeno por los microbios del suelo. No introduce plagas, pero es recomendada la pasteurización del sustrato, porque contiene muchas semillas de malezas.

2.1.2.3. Propiedades químicas de los sustratos

Monsalve (2016) las propiedades químicas del sustrato ideal propuesto por Abad *et al.*, (2001) corresponden a: pH = 5,2 – 6,3; conductividad eléctrica: 0,75 – 3,49 dS m⁻¹; materia orgánica: > 80%; nitrato: 100 – 199 mg L⁻¹; potasio: 150 – 249 mg L⁻¹; sodio: =< 115 mg L⁻¹; cloro: =< 180 mg L⁻¹ y sulfato: =< 960 mg L⁻¹.

Warnecke y Krauskopf (1983) recuérdese, sin embargo, que los niveles deseables de pH, sales solubles y nutrientes varían con respecto a la especie de planta ornamental, prácticas culturales y su manejo específico. Por ejemplo, se sabe bien que en general plantas ornamentales leñosas son más sensibles a salinidad que plantas herbáceas.

Normas de interpretación general para propiedades químicas de sustratos analizados por el método de Extracto de Sustrato Saturado.

Cuadro N°3. Método de análisis químico de sustrato

Análisis	Bajo	Adecuado	Alto
Sales solubles (CE en ds·m ⁻¹)	0 – 1.0	1.0 – 2.0	3.0+
pH	3 - 4	5 - 6	7+
NO ₃ ⁻ N µg·g ⁻¹	0 - 50	50 - 200	200+
Fósforo µg·g ⁻¹	0 - 3	5 - 10	10+
Potasio µg·g ⁻¹	0 - 100	100 - 200	250+

^z Las siguientes unidades de CE son equivalentes: ds·m⁻¹ = ms·cm⁻¹ = mmhos·cm⁻¹

Fuente: Warnecke y Krauskopf (1983)

Cuadro N°4. Método de análisis químico de sustrato

Sales solubles ds·m ⁻¹	0.6 – 2.0
Nitrógeno µg·g ⁻¹	75 – 100
Fósforo µg·g ⁻¹	10 – 15
Potasio µg·g ⁻¹	30 – 50
Calcio µg·g ⁻¹	10 – 15
Magnesio µg·g ⁻¹	10 – 15

Estos niveles han sido establecidos únicamente para cultivos ornamentales leñosos que son crecidos en sustratos basados en corteza de pino.

Fuente: Warnecke y Krauskopf (1983)

2.1.2.3.1. Salinidad

La cantidad excesiva de sales en la mezcla de propagación o cultivo o en el agua de riego (más de 0,75 mmhos/cm) puede reducir el crecimiento de las plantas, quemar el follaje o hasta matar las plantas. Los programas de fertilización también contribuyen a la acumulación de sales. La sobre fertilización produce rápidamente síntomas de salinidad, empezando con el marchitamiento del follaje y de las puntas, así como quemaduras de los márgenes de las hojas. Para impedir la acumulación de sales, periódicamente se deben lixiviar con agua los contenedores. (Hartmann, Kester y Dayves 1990)

Cruz *et al* (2012) esta se refiere a la concentración de sales solubles en la solución del sustrato, la cual suele ser elevada en sustratos orgánicos. Además de que existen sustratos, principalmente los de tipo orgánico, con alguna concentración natural de sales como es el caso de la fibra de coco. Por tanto, en el cultivo en sustrato es mayor la probabilidad de acumulación de sales en comparación al suelo.

2.1.2.3.2. PH del sustrato

La reacción del suelo o pH, es una medida de la concentración de iones hidrógeno en el mismo. Aunque no influye directamente en el crecimiento de las plantas, tiene varios efectos indirectos, como sobre la disponibilidad de ciertos nutrientes y la actividad de la flora microbiana benéfica. Una gama de pH de 5,5 a 7,0 es la mejor para el desarrollo de la mayoría de las plantas. Para reducir el pH, es posible agregar como fertilizante sulfato de amonio y para elevarlo usar nitrato de calcio. (Hartmann, Kester y Dayves 1990)

A medida de la concentración de acidez presente en la solución del sustrato que controla la disponibilidad de todos los nutrientes. Ph 7 es neutro, menor de 7 es ácido, y mayor de 7 es alcalino o básico.

El pH de la solución del sustrato depende de la especie a cultivar y es importante porque determina la disponibilidad de nutrientes para la planta.

Los cultivos de invernadero caen en dos categorías. La mayoría crece mejor en un pH ligeramente ácido entre 6,2 a 6,8 en un medio con tierra y 4,5 a 6,0 en un medio sin tierra. Un número pequeño de cultivos son llamados acidófilos pues crecen mejor en un pH muy ácido de 4,5 a 5,8. (Vifinex 2002)

2.1.2.3.3. Propiedades químicas

Elementos menores (Hierro, manganeso, Boro, Cobre, Zinc, Molibdeno entre otros): Son las vitaminas de la planta, son indispensables en todos los procesos; desde el crecimiento hasta la producción, sin estos la utilización de los demás nutrientes no es tan eficiente, el árbol los necesita en pocas cantidades y en caso de que no existan es más notable su ausencia.

Materia Orgánica: Ayuda a unir todos los componentes del suelo, mejora la aireación, aumenta la reserva y la disponibilidad de nutrientes; además del suministro de elementos menores. Facilita el crecimiento de organismos que mantienen vivo el suelo, tiene la capacidad de retener agua, por esta razón en aguacate no se deben hacer grandes aplicaciones ya que la raíz del árbol puede verse afectada por su pudrición. Además, la gallinaza u otra fuente de materia orgánica que se vaya aplicar en el cultivo de aguacate debe ser muy bien compostada.

Mejía (2009) los nutrientes necesarios en los sustratos para el desarrollo del aguacate, son:

Nitrógeno (N): El Nitrógeno ayuda a dar color verde a las hojas, aumenta el crecimiento y el desarrollo de las plantas

Fósforo (P): El fósforo ayuda al crecimiento de las raíces, al crecimiento de la planta, hace parte del sistema de transporte de energía en la planta, influye en la floración, fructificación, desarrollo de semillas y maduración de las cosechas

Potasio (K): El potasio ayuda a acelerar los procesos en las plantas y regula la cantidad de agua, favorece la utilización de la luz en el

tiempo frío y nublado, aumenta la resistencia a la sequía y a las enfermedades.

Calcio (Ca): Hace parte de la corteza o la piel de las plantas; además, que es el encargado de conformar el esqueleto de los árboles.

Magnesio (Mg): Hace parte principal de la clorofila o color verde de la planta es importante en la fotosíntesis (proceso en el cual la planta absorbe los nutrientes del suelo y activa todos los procesos vitales) ayuda a la formación y movimiento de azúcares y energía en la planta.

2.1.2.4. Propiedades físicas de los sustratos

Bowman (1983) un medio de cultivo bueno deberá de tener buenas propiedades físicas como son: aireación y drenaje, retención de agua y bajo peso húmedo por volumen. Cabe mencionar que la determinación de valores de las propiedades físicas indicadas es establecida en sustratos que después de haber sido regados a saturación se han dejado drenar hasta alcanzar un equilibrio, condición conocida como capacidad de maceta o de contenedor (CC).

Cuadro N°5. Porcentaje de propiedades físicas de sustratos

Sustrato	Porosidad total	Capacidad de retención de agua	Porosidad de aire	Agua disponible para la planta	Peso húmedo
	(% , con base en el volumen total del sustrato)				kg·litro ⁻¹
"Sustrato Ideal"	70-85 ^z	55-70	10-20	≥30	1.0 – 1.5

Fuente: Bowman (1983)

2.1.2.4.1. Porosidad

El porcentaje de la porosidad ocupado por aire se denomina porosidad de aire, y es uno de los parámetros más importantes para valorar la calidad de un sustrato. (Ansonera 1994)

Aun cuando las causas de la reducción del crecimiento radicular de las plantas desarrolladas en contenedores no están claras, es evidente que la porosidad expresada por la densidad aparente es un factor importante en el crecimiento y desarrollo de la raíz. (Nicolosi y Fertz, 1980)

Buckman y Brady (1970) en cuanto a la porosidad total ideal que debiera presentar un sustrato, no existe hasta el momento un gran acuerdo. Así, Ansonera (1994) afirma que la porosidad ideal sería de un 85 %. En cambio, Jenkins y Jarrell (1989) aseveran que el rango óptimo de valores para la porosidad total es entre 60 y 70 %. No obstante, la literatura coincide en que, para otorgar la condición óptima para el crecimiento vegetal, la porosidad total debe corresponder a un 50 %, y estar repartida igualmente entre agua y aire.

El total de espacio poroso para un sustrato determinado se calcula por la siguiente fórmula.

$$EPT = (1 - (DA/DR)) * 100$$

Siendo: EPT = Espacio poroso total en %; DA = Densidad aparente en gr/cm³; DR = Densidad real en gr/cm³.

2.1.2.4.2. Aireación

Hartmann, Kester y Dayves (1990) definen como aireación al intercambio de gases producidos en el suelo, principalmente dióxido de carbono y oxígeno.

Gavande (1972) señala que los factores que determinan la aireación de un sustrato son fundamentalmente: densidad aparente, distribución del tamaño de poros, estabilidad de los agregados y la distribución relativa del tamaño de partículas que componen el sustrato.

Observaron que, en general, las concentraciones de nitrógeno, fósforo y potasio aumentan al tener un alza desde 4 % al 20 %. Además, se determinó que la absorción de fósforo fue 7 a 20 veces menores en condiciones de baja aireación.

indica que los requerimientos de oxígeno por parte de los suelos para un óptimo crecimiento de la raíz, son dependientes del grado de porosidad y de humedad que éstos presenten. Los requerimientos mayores se encuentran en los suelos compactados, debido al gasto superior de energía para el desarrollo de raíces.

Ansorena (1994) para un manejo adecuado del riego, resulta esencial conocer las propiedades de retención de agua y de aireación del sustrato. En la mayoría de los sustratos, que retienen varios gramos de agua por cada gramo de fase sólida, la cantidad de agua disponible suele ser suficiente para el cultivo de plantas en contenedor.

Además, como las raíces necesitan aire para respirar es necesario que una cierta proporción de los poros se encuentre ocupada por aire, ya que de lo contrario se corre el riesgo de asfixia radicular.

Letey *et al* (1966) afirman que el abastecimiento de oxígeno, es uno de los factores más importantes que puede afectar el crecimiento radicular, de tal forma que a bajas concentraciones produce un cese del crecimiento de las raíces.

2.1.2.4.3. Compactación

La compactación de suelo incrementa la firmeza y densidad de éste y disminuye la porosidad, crecimiento de la raíz, la eficiencia del uso del agua y nutrientes, la producción y la calidad del producto. (Smittle y Williamson 1977)

Conover y Poole (1981) consideran que, al no aplicar presión alguna sobre las mezclas de sustratos, se desarrolla en mayor cantidad la penetración de raíces en el medio, en comparación a los sustratos que sufren alguna presión. Estos últimos autores afirman que la reducción del crecimiento radicular y por ende el de la planta se debe a la falta de aireación.

Calderón (1985) afirma que la muerte de raíces provocada por la falta de aireación, se debe a la dificultad de éstas para respirar. El adecuado desarrollo de las plantas depende de la expansión del sistema radicular en busca de nutrientes y agua. Cualquier barrera o restricción al máximo crecimiento radicular puede afectar en forma negativa el rango de crecimiento de la planta.

2.1.3. Desarrollo vegetativo

2.1.3.1. Parámetro de follaje

2.1.3.1.1. Altura de planta

Hartman *et al* (1964) el autor indica que el injerto se realiza cuando el tallo de la planta patrón mide 20 cm. de altura (aproximadamente 6 meses después de la siembra) desde el momento de la emergencia, entendiéndolo también como una velocidad de crecimiento, si es que se compara con un periodo de tiempo determinado.

Messerer (1998) el autor indica que como parámetro se determinó una vez que las plantas alcanzaron 20 cm de altura y se midió a los 15 cm desde la semilla. Estos puntos de medición se deben a que la altura de injertación es entre 15 a 20 cm.

2.1.3.1.2. Grosor de la planta

Campos (2015) los diámetros basales del patrón se tomaron a 5 cm del cuello de la raíz, mediante la utilización de un calibrador. El dato se lo registró a los a los 90 días después de realizado el injerto.

Hartman *et al* (1964) el autor indica que el injerto se realiza cuando el tallo de la planta patrón tiene 1 cm de diámetro (aproximadamente 6 meses después de la siembra)

2.1.3.2. Parámetro radicular

2.1.3.2.1. Volumen radicular

Sánchez (2003) permite un anclaje del sistema radicular de la planta, desempeñando, por tanto, un papel de soporte para la planta. El sustrato puede intervenir o no en el complejo proceso de la nutrición mineral de la planta.

Cerda Flores (2005) por otro lado, esta condición de la masa radicular no permitía tomar muestras desde zonas de avance de lesiones por pudrición, por lo que se decidió tomar las muestras al azar desde plantas que presentaban síntomas de algún problema de índole radicular, pero en un estado no tan avanzado. En una gran masa radicular del palto se concentra en los primeros 60 cm de profundidad del suelo. El agua que sobre pasa esa profundidad puede considerarse prácticamente perdida, y ello es más cierto cuanto mayor es la naturaleza arenosa del suelo donde la capilaridad es mínima.

2.1.4. Obtención de semillas

Las semillas deben provenir de árboles vigorosos, libres de enfermedades y de frutos que no hayan caído al suelo donde puede infectarse con hongos como *Phytophthora cinnamomi* y, que hayan alcanzado su madurez fisiológica. (Gardiazabal Y Rosenberg, 1993)

Ministerio de agricultura y ganadería del convenio costarricense alemán de la Dirección general de sanidad vegetal, departamento fitosanitario para el

programa nacional de viveros (1999) las semillas se deben de obtener de frutas sanas y sazonas, o sea que no es imprescindible que el fruto este completamente maduro. Este estado de madurez se determina cuando la cubierta seminal empieza a tomar una coloración café.

En caso de que las frutas o las semillas hayan estado en contacto con el suelo o que no se conozca su procedencia, se deben tratar con agua tibia a 50 grados centígrados durante media hora. Para evitar problemas de perdida de germinación, una vez aplicado el tratamiento térmico, las semillas se deben colocar de inmediato en agua a temperatura ambiente o mejor aún en una solución de captan con benlate, seguidamente las semillas se deben secar a la sombra.

Si se desea almacenar por algún tiempo, se pueden estratificar en cajas con arena ligeramente húmeda y curada. Posteriormente se almacenan en cámara fría a una temperatura de 4 a 6 grados centígrados.

Antes de decidir por el tipo de patrón a utilizar, es recomendable conocer los siguientes aspectos: Los patrones mexicanos son los más resistentes al frío y a las enfermedades causadas por *Phytophthora cinnamomi*, pero son sensibles a la salinidad. Los patrones mexicanos como Duke 7 y Topa-Topa muestran gran uniformidad de plantas y son muy vigorosos; en lugares donde no hay problemas de sales, es recomendable su uso; los patrones de raza guatemalteca son muy sensibles a los suelos calcáreos y a enfermedades como *Dothiorella spp.* Y *Verticillium spp.*, siendo poco utilizados. (Gardiazabal Y Rosenberg, 1993)

Quispe (2010) para la recolección de las semillas, se deben seleccionar las plantas madre semilleras con buenas características como: un solo tronco y recto, ni muy joven ni muy viejo (10-12 años), con una copa simétrica (globosa), y libre de plagas y enfermedades.

Es importante que los frutos recolectados para la obtención de las semillas presenten la madurez fisiológica y en plena época de cosecha, debiéndose eliminar frutos deformes con semillas vanas (infértiles),

deterioradas y frutos enfermos. No deben recolectarse frutos que hayan caído al suelo.

Antes de la recolección de semillas, se deben conocer algunas características importantes como: la época de floración y fructificación, la variedad del cual se pretende recolectar, y el método de almacenamiento de semillas. La finalidad es no desperdiciar el material acopiado.

2.1.4.1. Almacenaje y tratamiento de semilla

Quispe (2010) el objetivo del almacenamiento es conservar las semillas el mayor tiempo posible para mantener la viabilidad. La viabilidad de las semillas es el periodo durante el cual se conservan su capacidad germinativa.

Una vez limpias y secas, deben ser colocadas en bolsas, costales o en recipientes herméticos y llevadas a un lugar fresco, de preferencia a un ambiente oscuro, con temperatura baja y por un tiempo máximo de 30 días.

El ambiente debe ser seco y frío para proteger las semillas contra el ataque de insectos y roedores, siendo necesario utilizar fungicidas e insecticidas en polvo como vitavax.

Una vez recolectados los frutos para la obtención de las semillas, estas deben tener las siguientes características:

- Semillas homogéneas por el color, tamaño y peso (30 a 40 gramos).
- Ser de un mismo origen, huerto o árbol semillero.
- Árbol madre o semillero libre de plagas y enfermedades.
- Semilla libre de parásitos.
- Que contengan todas sus partes y no presenten daños físicos y mecánicos.
- En el caso de frutos carnosos, sus semillas deben ser limpiadas, de manera que no quede ninguna porción de pulpa pegada a ellas, ya que es posible la pérdida del poder germinativo.

Mejía (2009) previo a la siembra se recomienda desinfectar la semilla, se sugieren dos métodos para este proceso.

Químico: mediante la aplicación de un fungicida para el control de hongos, el cual se debe aplicar de acuerdo con lo indicado en la etiqueta del producto. Se debe tener la precaución de utilizar protección en el momento de utilizar este tipo de productos para evitar una intoxicación de la persona que está realizando la labor.

Físico: consiste en la inmersión de la semilla en agua caliente a 50 grados centígrados durante 30 minutos, siendo cuidadosos con el aumento exagerado de la temperatura ya que si esto sucede se pierde posibilidad de germinación. Después del tratamiento con agua caliente las semillas deben ser colocadas inmediatamente en agua fría y limpia para bajar su temperatura; se dejan secar y luego se procede a sembrar.

Quispe (2010) pasos a seguir para el tratamiento de las semillas

- Separación de la pulpa a mano.
- Lavado de las semillas con abundante agua.
- En un recipiente con agua, colocar las semillas. Las que floten deben ser eliminadas porque son semillas que no van a germinar.
- Posteriormente, secar las semillas. Estas no deben exponerse directamente al sol si no con 80 % de sombra.

Finalmente, seleccionar las semillas por su forma, color y tamaño para su almacenamiento.

Las semillas se pueden almacenar en un lugar fresco y seco durante dos a tres semanas después de sacadas del fruto o también pueden ser almacenadas a temperatura de 4,5 a 7° C en un medio húmedo (aserrín, arena, etc.)

Estos mismos autores recomiendan para obtener un buen porcentaje de germinación (98 %), realizar una remoción de la testa y corte del ápice y base de los cotiledones (2 cm de ápice y 0,5 cm de base)

Señalan que un tratamiento que debiera realizarse es la desinfección de la semilla contra *Phytophthora*, para esto en Chile sólo se utilizan productos químicos con el fin de prevenir los ataques de hongos del complejo Dumping-off. Algunos de estos productos son: Captan, Bayer 5072, Dithane M45, Benlate y mezclas de ellos. (Gardiazabal y Rosenberg 1993)

Según Gardiazabal y Rosenberg (1993) es una práctica muy importante que debe ser realizada obligatoria, ya que elimina malezas y agentes patógenos, obteniendo una óptima propagación. Para esto se puede realizar desinfecciones con:

- Vaporización: durante 1 hora a 80 - 100 °C, pudiendo sembrar 1 a 2 horas después de frío.

- Bromuro de Metilo: se utiliza en dosis de 0,2 kg/123m³ durante 24 a 48 horas cuidando que el suelo quede muy bien tapado. Para plantar se debe esperar 24 a 48 horas después del tratamiento (ventilación)

2.1.5. Almácigos

Ataucusi (2014) se recomienda la esterilización del suelo mediante solarización o con calor de caldera artesanal a 180 °C durante dos horas para eliminar nematodos, fusarium sp y otros tipos de enfermedades.

La preparación del sustrato para realizar el embolsado y siembra de la semilla debe tener la siguiente proporción:

- 50 % de tierra agrícola descansada y que no tenga como cultivo anterior el de palto o papa.
- 25 % de arena de río lavada, para facilitar la percolación del agua de riego.
- 25 % de materia orgánica bien descompuesta.

De acuerdo a la distancia del vivero a la parcela para la instalación de palto y según la vía carrozable, se elegirá el tamaño de las bolsas. Normalmente, es recomendable la bolsa negra de material virgen de una dimensión de 14" x 7"x 0,02". En el caso de Tapay, donde solamente existen

caminos de herraduras con pendientes pronunciadas, el traslado es muy dificultoso para llevar a campo definitivo. Por ello, se recomiendan las bolsas negras de 12" x 8" x 0,02".

2.1.5.1. Siembra del almacigo

Abraham *et al* (1999) los tipos de semilleros después de tratamientos de germinación aplicados a la semilla, se procede a hacer los semilleros, para lo cual hay dos métodos.

El primero consiste en colocar la semilla en cajas o camas de germinación que tengan de 15 a 20 cm de alto las cuales se llenan con arena o aserrín. Luego las semillas se colocan una seguida de la otra, y cuando empiezan a brotar se pasan a bolsas de 12 cm x 20 cm. O bien a la bolsa definitiva, cuyo tamaño será de 30 cm de ancho por un mínimo de 40 cm de alto y de 3 a 4 milésimas de pulgada de grosor.

El trasplante se realiza con los cuidados de las plántulas, ya listas para ser trasplantados, cuando emerge el epicótilo (tallo principal), se realiza el trasplante a la bolsa, al trasplantar estos patrones se debe tener cuidado de no dañar las raíces, pues son muy frágiles. La selección de patrones, se descarta los que se vean muy débiles o que presenten malformaciones, plantar las plántulas al mismo nivel que se encontraban en el semillero o germinador (ni muy profundo, ni muy superficial). Regar inmediatamente después del trasplante, no provocar estrés, manteniendo la humedad óptima, no en exceso, mantener las plantas en crecimiento activo.

En zonas con mucha irradiación, a pesar de que el vivero puede hacerse a pleno sol, los arbolitos crecen y se injertan mejor bajo una sombra natural o artificial de un 30 %.

Ataucusi (2014) para proceder a la siembra en las bolsas con sustrato se debe desinfectar la semilla con un fungicida a base de Benomil a razón de 3gr/litro de agua. Después, se deja orear por espacio de dos horas para que esté lista para la siembra.

La semilla se debe colocar en el centro y quedar cubierta debajo de 3 cm del ras del embolsado. Después de esto, se debe dar riegos ligeros durante todo el proceso.

Mejía (2009) después de haber sido desinfectado el sustrato se procede a su embolsado. La semilla se siembra de tal forma que el despunte del ápice, la semilla debe quedar en la parte superior y al ras con el sustrato sin que la tierra la cubra totalmente. Para disponer las bolsas dentro del vivero se debe hacer sobre camas construidas en madera levantadas del suelo que permitan la evacuación del exceso de humedad y de esta manera la aparición de hongos que produzcan la pudrición radicular. Se debe cubrir el almacigo con plástico a manera de invernadero para poder controlar la cantidad de agua que se le va a suministrar a las semillas, la cual en estas condiciones se debe aplicar cada 2 a 3 días sin encharcar.

2.1.6. Riego de plantones en vivero

Quispe (2010) El agua es un factor muy importante para el mantenimiento de las plantas en el vivero, siendo el que más limita la calidad y la cantidad de plantas a producir.

2.1.6.1. Calidad del agua

Quispe (2010) Poca salina, no contaminadas, libres de pesticidas, semillas de malas hierbas y de hongos patógenos. Las mejores suelen ser de pozo, si no son demasiadas frías. Se pueden temperar haciéndolas pasar por un canalillo para que se oxigenen o dejándola en depósitos abiertos.

- El vivero debe tener fuente de agua permanente
- El agua no puede faltar en tiempo de sequía; en lo posible, construir un reservorio.
- Una vez realizada la siembra, se debe regar según la capacidad de campo de sustrato para que la semilla germine
- Evitar encharcamientos para prevenir pudrición de raíces
- El estado es vegetativo en la planta.
- Debe tener capacidad de almacenamiento de agua en el suelo.

- Debe ser acompañada de condiciones climáticas buenas
- Con buena disponibilidad de agua en el campo.
- Control de malezas

Quispe (2010) Es conveniente mantener el suelo libre de malezas en el almacigo y en las plantas embolsadas con la finalidad de evitar la competencia de nutrientes entre estas y la plántula. Esta labor se puede hacer manualmente y de preferencia a tiempo.

2.1.7. Condiciones de vivero

2.1.7.1. Temperatura

Tenorio (2007) el palto es muy sensible a las bajas temperaturas en especial el cultivar Hass, que sufre daño con temperaturas menores a $-1\text{ }^{\circ}\text{C}$. También es importante que al momento de la floración las temperaturas sean óptimas. Se ha visto que con temperaturas de 20° a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante el día y $100\text{ }^{\circ}\text{C}$ en la noche, se presenta una exitosa fecundación y un buen cuajado.

Cuadro N°6. Tolerancia a las heladas de algunos cultivares de palto

Cultivares	Raza	Temperatura crítica
Hass	Guatemalteca x Mexicana	-1,1
Fuerte	Mexicana x Guatemalteca	-2,7
Edranol	Guatemalteca	-3,3
Zutano	Mexicana	-3,3
Bacon	Mexicana	-4,4
Negra de la Cruz	Mexicana	-4,4

Fuente: Tenorio (2007)

La temperatura influye en la producción del palto, según la raza y calidad del patrón dependerá la resistencia al frío extremo.

Proporcionar sombra al vivero frutal, no es una necesidad generalizada para todas las plantas, habrá situaciones como, por ejemplo: el níspero cuando la planta esta pequeña, el marañón en plantas recién injertadas, se demanda en algunas especies, como el café.

Rodríguez *et al* (2003) la variación de temperatura dentro del invernadero es proporcional al intercambio de calor por la ventilación (primer término), intercambio debido a las tuberías del sistema de calefacción (segundo término), al intercambio a través de la cubierta y de las paredes (tercer término), al intercambio de calor con el suelo profundo (cuarto término), a la entrada de calor por radiación (quinto término), a la pérdida de calor por evaporación debido a la transpiración (sexto término) así como al intercambio debido a condensación en el techo del invernadero (último término).

FAO (2017) la temperatura afecta directamente las funciones de fotosíntesis, respiración, permeabilidad de la membrana celular, absorción de agua y nutrientes, transpiración, actividades enzimáticas, etc.

Las reacciones biológicas de importancia no pueden desarrollarse si la temperatura del invernadero está por debajo de 0°C, o por encima de 50°C. El límite inferior corresponde al punto de congelación del agua y el superior a la desnaturalización de las proteínas. La temperatura óptima varía según las especies, pero casi siempre está comprendida entre 10°C y 25°C. Las plantas pueden tolerar temperaturas más bajas durante períodos cortos de tiempo, pero debe evitarse el acercarse a este valor letal.

En cuanto a las bajas temperaturas, los cultivos tienen un valor umbral más elevado que el punto de congelación del agua, umbral que determina para cada especie la temperatura mínima por debajo de la cual las plantas cesan de crecer normalmente (ya sea cualitativa o cuantitativamente). No existe un acuerdo común entre los distintos autores sobre la manera de determinar el valor umbral entre las distintas plantas cultivadas, pero no es este un tema a tratar aquí. Como mera indicación las fresas tienen su umbral alrededor de 7 °C y los tomates alrededor de 12 °C.

2.1.7.2. Humedad

Rodríguez *et al* (2003) cambio de humedad dentro del invernadero es proporcional al aumento de humedad por transpiración (primer término), al intercambio de humedad por respiración (segundo término) así como a la pérdida de humedad por condensación en el techo del invernadero (tercer término).

FAO (2017) durante la noche la evapotranspiración tiene poca importancia debido a que la transpiración queda reducida por causa del cierre de estomas y la evaporación del suelo es insignificante porque el déficit de presión de vapor es pequeño. Conforme la temperatura decrece en el invernadero y puesto que la humedad relativa varía inversamente con la temperatura para un contenido absoluto de vapor de agua constante en el aire, la aumenta y puede alcanzar valores próximos a la saturación.

La humedad relativa se define como el cociente de la presión de vapor actual y la que habría si el espacio estuviese ocupado por vapor en condiciones de saturación. El concepto de humedad relativa es el más utilizado en relación con la humedad del aire, porque es fácil de medir, pero no tiene significado si no se expresa al mismo tiempo la temperatura ambiental.

2.2. ANTECEDENTES

Nivel nacional

Campos (2015) en influencia de los sustratos orgánicos en el mejoramiento de la germinación de las semillas y crecimiento inicial de las plántulas del palto (*Persea americana*) variedad mexicana, bajo las condiciones de los campos agrícolas de la Universidad Nacional De Educación Enrique Guzmán y valle año 2013. Cuando concluyó que, al efectuarse el análisis de la varianza del experimento, aplicándose las pruebas estadísticas y límites de significación correspondientes, se encontró que hay variabilidad entre los promedios de las muestras.

Está comprobado que la mezcla adecuada de sustratos orgánicos influye significativamente en la germinación y desarrollo de las plántulas de palto, siendo la mezcla que mejor sea comportado en la germinación de la semilla y desarrollo de las plántulas T3 "guano de ovino y tierra agrícola"; y como segundo lugar el T2, la mezcla de guano de cuy con tierra agrícola.

En promedio las características fenológicas que presentaron las plántulas durante el desarrollo de la investigación son de regular a buena y con una excelente germinación, a diferencia el testigo tuvo cierto retraso

Cuadro N°7. Promedio a días a la evaluación

TRATAMIENTO	ALTURA (cm) 105 días	DIAMETRO (mm) 105 días	NUMERO DE HOJAS(UND) 105 días
T3	38	8	18
T2	32	7,5	13
T1	31	7	11
T4	25	6,5	9

Fuente: Campos (2015)

La mezcla de sustrato compuesta del T3 del 50 % de guano de ovino y 50 % de tierra agrícola, se identificaron mejores resultados significativos en el desarrollo fenológico de las plántulas.

Incacutipa (2015) efecto del tamaño de corte apical y basal en los cotiledones de la semilla y sustratos en la propagación del porta injerto palto topa topa (*Persea americana* Mill) bajo las condiciones de los campos agrícolas de la comunidad campesina de Higuera políticamente pertenece al distrito de Ilabaya, provincia Jorge Basadre departamento Tacna. Latitud sur 17° 21' 34" a una longitud oeste de 70° 33' 18" a una altitud de 2422 m.s.n.m. de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohman-Tacna. Cuando concluyó que, a lo que respecta al factor sustrato mayor porcentaje de germinación el sustrato de mayor efecto fue con el S3 Humus de lombriz + Perlita con 79,77 %, seguido de la S2 Arena + Piedra pómez + Compost con 70,88 % respectivamente. En el siguiente cuadro.

Cuadro N°8. Promedio a días a la evaluación

TRATAMIENTO	ALTURA (cm) 49 días	NUMERO DE HOJAS(UND) 49 días
S2	11,98	5,6
S3	11,94	5,5
S1	10,14	5,4

Fuente: Incacutipa (2015)

Yataco (2011) Efecto de aplicación de diferentes dosis de trichoderma harzianum sobre el crecimiento de palto (*Persea americana* mill) var. topa topa en vivero bajo condiciones de Lunahuaná. De la Universidad José Faustino Sánchez Carrión, concluyo que.

La aplicación de 50 gr de Trichoderma harzianum por planta, ha permitido alcanzar una mayor altura de planta, diámetro de tallo, numero de hojas y peso fresco y seco de la parte foliar, habiéndose logrado superiores valores estadísticamente a los demás tratamientos.

La aplicación de 40gr de Trichoderma harzianum por planta, ha permitido obtener una mayor área radicular, longitud de raíces, peso fresco y seco de raíces y peso fresco y seco totales; cuyos resultados manifestados fueron estadísticamente mayores a los demás tratamientos.

Cuadro N°9. Promedio a días a la evaluación

TRATAMIENTO	ALTURA (cm) 105 días	DIAMETRO (mm) 105 días	NUMERO DE HOJAS(UND) 105 días
T.H. 50 gr	46,25	7,75	21,35
T.H. 40 gr	44,93	7,55	20,95
T.H. 30 gr	43,08	7,48	20,45
T.H. 20 gr	39,78	7,45	20,3
testigo	32,35	6,43	17

Fuente: Yataco (2011)

Nivel internacional

Messerer Messerer (1998) en “sustratos alternativos en la propagación de palto (*persea americana*)” Universidad Católica de Valparaíso. Taller de licenciatura-Chile, concluye que. Se caracteriza física y químicamente diferentes materiales alternativos como pomasa de manzana, arena, aserrín tratado y tierra de algas. Considerando las combinaciones de estos materiales se logró obtener 3 sustratos con una porosidad muy cercana al 50 %.

Cuadro N°10. Promedio a días a la evaluación

TRATAMIENTO	ALTURA (cm) 120 días	DIAMETRO (mm) 120 días		
T1	42,52	6,5		
T4	32,79	4,9		
T2	30,03	4,8		
T3	28,89	5,0		
Materiales %				
Sustratos seleccionados	ARENA	ALGAS	ASERRIN	POMASA DE MANSANA
T4	30	20	20	30
T2	40	30	30	0
T3	30	25	25	20
T1	Tierra de hoja 38 %, arena 24 %, suelo 38 %			

Fuente: Messerer Messerer (1998)

También se caracterizó física (porosidad) y químicamente (pH, Ce, materia orgánica, nitrógeno disponible, relación C/N) estos sustratos, sumando el tratamiento control, que es el utilizado normalmente en el vivero para la propagación de plantas de palto.

No se obtuvo un sustrato que tuviera los mismos resultados que el tratamiento control en cuanto a la nutrición de las plantas, pero si se obtuvieron sustratos con condiciones químicas y físicas mucho más cercanas a los óptimos para el adecuado crecimiento de plantas de palto

De acuerdo a las restricciones observadas, es de prioritaria necesidad realizar una investigación de la fertilización más adecuada que debiera realizarse para alcanzar los niveles óptimos y obtener un desarrollo normal de las plantas propagadas en esos sustratos.

Viera (2017) menciona a en su trabajo de investigación de Germoplasma local de aguacate (*Persea americana* Mill.) tipo 'criollo' para la producción de portainjertos en el Ecuador. En el V Congreso Latinoamericano del Aguacate. 04 - 07 de septiembre 2017. Ciudad Guzmán, Jalisco, México. Del lugar de colección, características fenotípicas de los frutos aguacate tipo "Criollo" colectados en las Provincias de Pichincha e Imbabura de la localidad de Perucho. Concluyó que utilizando sustratos de tierra negra y pomina en una proporción de 2:1. La raza criolla AP 12, alcanzo una altura de 61,54 cm y de diámetro 6,07 mm. En los 145 días después de la germinación, como se muestra en el siguiente cuadro.

Cuadro N°10. Promedio a días a la evaluación

Aguacate	Germinación (%)	Altura (cm)	Calibre (mm)	Peso seco parte aérea (g)	Peso seco raíz (g)
AP1	86.25 i	53.73 abc	5.67 abc	20.43 ab	9.13 ab
AP2	98.75 bc	60.37 ab	5.88 abc	23.20 a	10.17 ab
AP3	100.00 a	57.51 ab	5.65 abc	9.83 b	2.73 b
AP4	86.24 i	54.66 abc	5.53 abcd	19.27 ab	9.17 ab
AP5	98.75 bc	55.79 abc	5.78 abc	19.33 ab	8.70 ab
AP6	97.50 d	43.14 c	4.93 cd	12.13 ab	4.80 ab
AP7	98.00 cd	67.60 a	5.92 ab	23.20 ab	12.17 a
AP8	94.20 f	57.70 ab	5.76 abc	13.73 ab	6.10 ab
AP9	95.00 e	49.92 bc	5.39 abcd	15.33 ab	8.03 ab
AP10	82.50 j	45.08 bc	4.63 d	12.87 ab	6.37 ab
AP11	92.50 g	50.21 abc	5.8 abc	16.83 ab	7.40 ab
AP12	91.25 h	61.54 ab	6.07 a	16.53 ab	6.07 ab
AP13	73.75 k	37.34 c	5.06 bcd	12.93 ab	5.83 ab
AP14	95.00 e	44.18 bc	5.31 abcd	14.13 ab	4.77 ab
AU15	94.00 f	51.74 abc	6.07 a	15.20 ab	5.90 ab
AU16	99.00 b	50.00 bc	5.41 abcd	10.10 b	3.77 b

Fuente: Viera (2017)

Rivera (2011) utilización de cepas eficientes de hongos micorrizicos arbusculares en el desarrollo de portainjertos de aguacate en un sustrato suelo-cachaza, con el objetivo de evaluar el efecto de dos cepas eficientes de hongos micorrizicos arbusculares sobre indicadores de crecimiento y desarrollo en portainjertos de aguacate, con el tipo de sustrato de suelo agrícola 75 % + cachaza en una relación 25 %. Las variables de crecimiento y desarrollo estudiadas fueron: altura del portainjerto, diámetro del tallo, número de hojas.

Los tratamientos estudiados se conformaron de la siguiente forma:

T1: Semillas inoculadas con la cepa *Glomus hoi-like* (INCAM II)

T2: Semillas inoculadas con la cepa *Glomus mosseae* (INCAM IV)

T3: Testigo semillas sin inocular.

Los resultados obtenidos son:

Cuadro N°11. Promedio a días a la evaluación

TRATAMIENTO	ALTURA (cm) 200 días	DIAMETRO (mm) 200 días	NUMERO DE HOJAS(UND) 200 días
T1	62	1,55	16
T2	55	1,1	15,6
T0	48	0,9	13,4

Fuente: Rivera (2011)

Aburto Guerrero (2007) en "Evaluación de sustratos obtenidos a partir de la mezcla de un residuo orgánico bioprocesado con materiales comunes para la propagación de Palto." Universidad de Chile de la Facultad de Ciencias Agronómicas. Se tiene los siguientes tipos de sustratos.

Cuadro N°12. Materiales que componen cada tratamiento o mezcla

Tratamiento	Material					
	Turba	Arena	Compost	F. de Coco	Mat. Suelo	Residuos Ind. Pino
1	---	✓	✓	---	---	---
2	✓ ¹	✓	✓	---	---	---
3	✓	✓	✓	✓	---	---
4	✓	---	✓	✓	---	---
5	---	✓	✓	✓	---	---
6 (Testigo)	---	✓	---	---	✓	✓

Fuente: Aburto Guerrero (2007)

Concluyó que es posible caracterizar física, química y biológicamente mezclas de materiales utilizadas como sustrato y determinar cambios en estas características una vez finalizado el periodo de propagación.

Resultados de análisis del contenido de MO, relación C/N y contenido de nitrógeno total, nitratos y amonio.

Cuadro N°13. Porcentaje de análisis químicos del sustrato

Tratamientos	Materia	Carbono	Nitrógeno	Relación	Amonio	Nitrato	$\text{NH}_4^+/\text{NO}_3^-$
	Orgánica	Orgánico	(N Total)		C/N	(NH_4^+)	
	%				mg/kg		
1-inicial	13,50	7,50	0,84	8,93	189	42	4,5
1-final	20,50	11,40	1,03	11,07	129	50	2,6
2-inicial	15,50	8,60	0,49	17,55	30	17	1,8
2-final	14,50	8,10	0,53	15,28	73	25	2,9
3-inicial	10,5	5,8	0,47	12,3	37	19	1,9
3-final	11,0	6,1	0,39	15,6	43	35	1,2
4-inicial	70,0	38,9	1,43	27,2	57	37	1,5
4-final	70,0	38,9	1,65	23,6	38	27	1,4
5-inicial	10,0	5,6	0,81	6,9	8	32	0,2
5-final	9,0	5,0	0,51	9,8	24	20	1,2
Testigo-inicial	8,0	4,4	0,17	25,9	52	38	1,4
Testigo-final	9,0	5,0	0,24	20,8	46	37	1,2

Fuente: Aburto Guerrero (2007)

Se encontró que todos los sustratos modifican sus características físicas y químicas durante el periodo de propagación, pudiendo estos cambios afectar el crecimiento de las plantas. Conjuntamente, en todos los tratamientos, se presentó una modificación de la densidad aparente, pH y CE a diferentes profundidades del contenedor.

La mayoría de los sustratos presentes son factibles de utilizar en propagación de palto, para lo cual es necesario adaptar el manejo en el vivero, para cada tipo de sustrato. Sin embargo, los tratamientos 3 y 4 poseen características físicas recomendables para su uso.

El tratamiento 3 logra el mayor valor, en cinco de las ocho variables de crecimiento (altura de planta, diámetro de patrón, materia seca de planta, materia seca de patrón y materia seca de injerto). Por su parte el tratamiento 2 posee el mayor diámetro de injerto, el tratamiento 4 la mayor altura de injerto y el testigo logra el mayor valor de materia seca radical.

El sistema radicular en el palto, la absorción de agua y minerales se supone a menudo que ocurre exclusivamente por la parte más joven del sistema radicular; es decir, ápices y pelos radiculares (Roncagliolo, 2001). Sin embargo, Silva y Rodríguez (1995) comentan que la absorción por las raíces blancas y leñosas es similar considerando la superficie, pero más alta si solo

se considera el volumen en raíces blancas. Tomando en cuenta lo anterior, resulta difícil discriminar en base a masa seca, ya que las raíces activas son muy finas y no lignificadas, por lo que su aporte en masa es mucho menor al aporte que estas podrían tener en base a volumen. En la observación de los sistemas radicales se pudo establecer diferencias morfológicas donde las raíces que crecían en ciertos sustratos se mostraban mucho más ramificadas que en otros.

El palto es una especie muy sensible tanto al déficit como al exceso de agua (Carrasco,1996) además el patrón utilizado es muy susceptible a pudrición de la raíz (Newett *et al.*,2002). Por lo que resultan deseables para un sustrato una adecuada capacidad de almacenamiento de agua (CAA), junto a una cantidad aceptable de oxígeno. Esto no se presentaría en el sustrato testigo lo que explicaría su bajo crecimiento. Por su parte el tratamiento 1, posee una baja capacidad de aire y alta CAA, por lo que se podría haber generado una condición de anoxia durante ciertos periodos, que afectaría el desarrollo radicular y el de la planta, esto unido a la gran cantidad de raíces podridas, habrían generado una reducción en el crecimiento de este tratamiento, ya que se ha encontrado que estos factores se potenciarían en la reducción de la producción de biomasa en el palto.

Cerda Flores (2005) en “Problemas de asfixia en plantas de vivero de palto (*Persea americana Mill.*), y ensayo de diferentes sustratos.” Universidad de Quillota-Chile de la Facultad de Ciencias Agronómicas. Se tiene los siguientes tipos de sustratos.

Cuadro N°13. Tipos de sustratos y el análisis de materia orgánica, pH y C.E de los distintos tratamientos.

Fuente	pH ¹	C.E. ¹ mmhos/ cm	M.O. ²
T1 (50% tierra de hoja, 25% arena rubias y 25% suelo vegetal)	7,45	1,16	11,41
T2 (50% acícula de pino, 25% arena rubia y 25% suelo vegetal)	6,77	3,02	13,25
T3 (30% acícula de pino, 30% tierra de hoja, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal)	6,93	1,47	3,91
T4 (30% acícula de pino, 30% corteza de quillay, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal)	6,97	1,36	7,88
Óptimo	6,0-6,5	< 2	>8
Rango aceptable	5,8-7,5	< 2	>8

Fuente: Cerda Flores (2005)

Concluyó que, de acuerdo a los resultados obtenidos mediante el seguimiento efectuado a plantas de palto provenientes de vivero, con síntomas de decaimiento, es posible concluir que el problema de las plantas se debería a una asfixia radicular, produciéndose la muerte de algunas de ellas por una probable susceptibilidad de las mismas a la asfixia, y/o a los patógenos que aprovecharían el estrés y muerte de raicillas para parasitar a la planta. Este problema se asoció a plantas cuya semilla del portainjerto de la variedad Mexícola se sembraron inicialmente en tubetes, lo que se tradujo en un problema de “efecto macetero”.

Garbanzo *et al* (2014) señala en su trabajo de investigación (determinaciones fisicoquímicas de diez mezclas de sustrato para la producción de almácigos). Los experimentos fueron llevados en la universidad de costa rica. Carlos Monge Alfaro.

Las mezclas se elaboraron de acuerdo a las proporciones establecidas; para bocashi, compost y lombricomposta se usó una proporción del 50 %, luego estos se mezclaron en una proporción de 25 % con arena, suelo, fibra de coco y granza de arroz.

Cuadro N°14. Tratamientos experimentales evaluados.

Mezclas	Asignatura	Tratamientos	Proporción
1	50BLG	50% B + 25% L + 25% G.	2:1:1
2	50BCF	50% B + 25% C + 25% F.	2:1:1
3	50BAS	50% B + 25% A + 25% S.	2:1:1
4	50LBG	50% L + 25% B + 25% G.	2:1:1
5	50LCF	50% L + 25% C + 25% F.	2:1:1
6	50LAS	50% L + 25% A + 25% S.	2:1:1
7	50CLG	50% C + 25% L + 25% G.	2:1:1
8	50CBF	50% C + 25% B + 25% F.	2:1:1
9	50CAS	50% C + 25% A + 25% S.	2:1:1
10	100PM	100% P M. (Testigo)	1

A: Arena; B: Bocashi; C: Compost; F: Fibra de Coco; G: Granza; L: Lombricompost; PM: Peat Moss; S: Suelo Solarizado.

Fuente: garbanzo et al (2014)

Concluyo que, de acuerdo a los resultados se muestran los porcentajes granulométricos obtenidos en las 10 mezclas de sustratos.

La mezcla que presentó mayor porcentaje en el diámetro de 2,0 a 8,0 mm, fue la mezcla 50% Compost + Lombricompost + Granza (50CLG), con un 41% más partículas que el testigo (100%Peat Moss); mientras que los tratamientos con el menor porcentaje de diámetro fueron: 50% Bocashi + Arena + Suelo (50BAS); 50% Lombricompost + Arena + Suelo (50LAS); 50% Compost + Arena + Suelo (50CAS) y 100%Peat Moss (100PM), mostrando diferencias estadísticamente representativas.

En cuanto a la porosidad total, densidad de masa y capacidad de retención de humedad en mezcla de sustratos.

Cuadro N°15. Análisis físico en 10 mezclas de sustratos

Mezclas de sustratos	Porosidad (%)	Capacidad ret. Agua (%)	Densidad de masa (g.ml ⁻¹)
100PM	91,2 a*	55,8 b	0,10 i
50LCF	76,6 b	64,1 a	0,27 h
50CLG	74,7 b	55,6 b	0,41 fg
50LBG	73,5 b	59,5 ab	0,37 g
50BCF	68,1 bc	60,1 ab	0,47 e
50BLG	67,6 bc	56,7 b	0,54 d
50CBF	66,6 bc	54,7 b	0,44 ef
50CAS	59,9 c	46,5 c	0,89 b
50LAS	55,4 cd	40,3 c	0,69 c
50BAS	47,7 d	45,1 c	0,97 a

Fuente: garbanzo et al (2014)

Cuadro N°16. Análisis químico en 10 mezclas de sustratos

Mezclas	pH	N-NH4+	N-NO3-	Ca	Mg	K	mg.l ⁻¹						S	CE
							P	Fe	Zn	Cu	Mn	Na		
Óptimos	5,3-6,5	0-20	80 -200	>100	>50	100 - 300	5,0 - 20	0,3- 3,0	0,3- 3,0	0,01- 5,0	0,02- 3,0	-	-	1,2 – 3,5
50BLG	6,3	212,7	2,8	613	180	2746	61,7	19,7	1,3	1,4	5,3	245	564	10,8
50BCF	6,5	211,1	2,1	146	111	1423	7,1	5,4	0,6	0,8	2,6	242	290	7,2
50BAS	6,5	370,1	2,6	264	139	1308	5,6	13,5	4,3	0,9	4,7	241	328	7,8
50LBG	7,2	130,5	0,9	77	30	1382	24,7	4,2	1,9	1,5	0,1	78	154	5,2
50LCF	6,9	1,4	363,9	82	44	1348	1,6	0,6	2,2	0,2	0,1	92	83	5,7
50LAS	7,5	ND	621,1	158	54	1382	0,1	0,3	7,7	0,1	0,0	39	31	5,8
50CLG	6,9	25,3	177,8	97	65	786	0,2	0,2	1,7	0,2	1,0	31	123	4,0
50CBF	6,8	135,0	0,1	144	122	1019	1,0	0,8	0,8	0,4	5,3	202	224	6,1
50CAS	6,5	23,7	359,8	157	98	256	ND	ND	0,5	0,1	3,3	40	81	3,1
100PM	6,0	1,5	1,1	86	96	64	0,7	2,0	0,8	0,2	0,8	29	175	1,3

Fuente: garbanzo et al (2014)

En conclusión, tenemos:

La granulometría presentó una relación proporcional con la porosidad en las mezclas. Las partículas entre 2,0 mm – 8,0 mm fueron responsables del mayor crecimiento de la raíz y mostró mayor integridad del adobe.

Las mezclas con materiales orgánicos presentaron una relación proporcional con la porosidad y la capacidad de retención de agua, sin embargo, en las mezclas con suelo-arena se presentó una relación inversa.

Las mezclas con fibra de coco y granza, brindaron la mayor porosidad en los sustratos.

Por el contrario, las mezclas con arena-suelo proporcionaron la menor porosidad y mayor densidad de masa. Además, los sustratos con mayor densidad de masa presentaron el menor crecimiento de raíz y una menor consistencia del adobe. Mezclas con Bocashi y Lombricomposta presentaron rangos muy altos de CE, siendo las mezclas con Bocashi las que presentaron las concentraciones más altas de N-NH4+. Por otro lado, las mezclas de Lombricomposta presentaron el pH más alto. Además, se encontró que el Peat Moss presentó las concentraciones más bajas de nutrientes en comparación al resto de las mezclas.

2.3. HIPÓTESIS

Hipótesis general

Si aplicamos los sustratos en el portainjerto de palto (*Persea americana* Mill) Variedad Duke 7, entonces se tendrá efecto significativo en la mejora del desarrollo vegetativo, en Condiciones de Vivero del Centro Poblado "Corazón de Jesús"-Yanag-Huanuco.

Hipótesis específicas

1. Si aplicamos tipos de sustratos (Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + materia orgánica 20 %, Arena 40 % + Cascarilla de arroz 2 % + suelo 20 % + materia orgánica 20 %, Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + materia orgánica 20 %, Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + materia orgánica 20 %) entonces se tendrá efecto significativo en parámetro de follaje.

2. Si aplicamos tipos de sustratos (Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + materia orgánica 20 %, Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + materia orgánica 20 %, Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + materia orgánica 20 %, Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + materia orgánica 20 %), entonces se tendrá efecto significativo en parámetro radicular.

3. Si aplicamos tipos de sustratos (Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + materia orgánica 20 %, Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + materia orgánica 20 %, Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + materia orgánica 20 %, Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + materia orgánica 20 %), entonces se tendrá una relación significativa entre número de hojas y volumen radicular.

2.4. VARIABLES

2.4.1. Operalización de Variables

Cuadro N°17. Variables e indicadores

VARIABLES		DIMENSION	INDICADORES
Independiente	Sustratos	Tipos de sustratos	<p>T0= suelo 75 % + cascarilla de arroz 25 %</p> <p>T1= Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %</p> <p>T2= Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %</p> <p>T3= Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + materia compost 20 %</p> <p>T4= Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + materia compost 20 %</p>
Dependiente	Desarrollo vegetativo	2,0 Parámetro de follaje	<p>Altura de la planta (cm)</p> <p>Diámetro de la planta (cm)</p> <p>Número de hojas por planta(und)</p>
		2,1 Parámetro radicular	Volumen radicular (escala volumétrica: probeta)
Interviniente	Condiciones de vivero	Temperatura	
		Humedad	

Fuente: Elaboración propia

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCION

Se realizó en el vivero del Centro Poblado “Corazón de Jesús”-Yanag-Huánuco, situado al margen derecho del río Huallaga, a 7 kilómetros de la ciudad de Huánuco, carretera: Huánuco - Lima.

Ubicación Política

Región : Huánuco
Provincia : Huánuco
Distrito : Pillco Marca
Lugar : Vivero del Centro Poblado “Corazón de Jesús”-Yanag-Huánuco.

Ubicación Geográfica

Altitud : 1 940 msnm
Latitud sur : 09° 59' 28,2”
Longitud oeste : 76° 14' 39,37”

Según, el Instituto de Recursos naturales (INRENA), el área donde se realizó el experimento se encuentra en la zona de vida: Estepa espinoso Pre Montano Tropical (ee-PMT), provincia de humedad-semiárida.

El clima de la zona es: Zona templada cálida; presenta una temperatura promedio de 22 °C, una mínima de 18 °C y una máxima de 25 °C. La precipitación media anual es: De 281,80 mm, la humedad relativa de 64,32 % y una evapotranspiración de: 2 a 4 mm.

El suelo es de origen aluvial reciente y el paisaje fisiográfico es llanura aluvial, la pendiente es moderada, tiene una capa arable que va hasta 1 m de profundidad, siendo esta característica determinante para clasificarlo como un terreno muy bueno para la explotación agrícola

Para determinar las características físicas y químicas del sustrato para la investigación, se realizó el análisis de la muestra representativa del mismo, en el Laboratorio de Análisis de Suelos de la UNHEVAL – Huánuco.

3.2. TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACION

El tipo de investigación

Aplicada porque se empleó los conocimientos científicos de sustratos, para generar tecnología en el desarrollo vegetativo del portainjerto Duke 7, para solucionar los problemas de los fruticultores en el Vivero Centro Poblado “Corazón de Jesús”-Yanag-Huánuco.

El nivel de investigación

Experimental porque se manipuló la variable independiente (sustratos) y se midió la variable dependiente (desarrollo vegetativo) y se comparó con el testigo (suelo 75 % + cascarilla de arroz 25 %) del IIFO-Unheval.

3.3. POBLACION, MUESTRA, Y TIPO DE MUESTREO.

Población:

Estaba conformado por 200 plántones por experimento y 10 por tratamiento de portainjerto Duke 7.

Muestra:

La muestra fue de 5 plantas por tratamiento con 4 repeticiones, haciendo un total de 20 plantas evaluadas por cada tratamiento y 100 plantas en toda el área experimental.

Tipo de muestreo:

Elección de las unidades experimentales, fue sistemático, con la misma probabilidad de ser evaluadas.

3.4. FACTORES Y TRATAMIENTOS EN ESTUDIO

Cuadro N°18. Factores y tratamiento en estudio

FACTOR	CLAVE	DESCRIPCION
Sustratos	T0	Suelo 75 % + Cascarilla 25 %
	T1	Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + Compost 20 %
	T2	Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + Compost 20 %
	T3	Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + Compost 20 %
	T4	Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + Compost 20 %

Fuente: Elaboración propia

a) Tipos de Materiales

Arena : Arena fina del rio Huallaga (tratada)

Cascarilla : Arroz

Materia orgánica: Compost

Suelo : Franco limoso

3.5. PRUEBA DE HIPÓTESIS

3.5.1. Diseño de investigación

El diseño fue experimental en su forma de Diseño Completamente al Azar (DCA); constituido de 5 tratamientos distribuidos en 4 repeticiones haciendo un total de 20 unidades experimentales.

Modelo aditivo lineal

Se usará la siguiente ecuación lineal

$$Y_{ij} = \mu + t_i + E_{ij} \quad \begin{array}{l} i = 1, 2, \dots, t \\ j = 1, 2, \dots, r \end{array}$$

Donde:

Y_{ij} = variable de respuesta de la ij -ésima unidad experimental

μ = media general de la variable de respuesta

t_i = efecto del i - ésimo tratamiento (nivel del factor) en la variable dependiente.

t_{ij} = error experimental asociado a la ij -ésima unidad experimental, para la prueba de hipótesis se utilizará ANDEVA o prueba de F, al nivel de significación de 5 % y 1 % entre tratamientos y repeticiones.

Cuadro 19. Fuentes de variación y grados de libertad de ANDEVA

Fuentes de variación (F.V)	Grados de libertad (GL.)	CME
Tratamientos	$t - 1 = 4$	SCtra/GLtra
Error experimental	$t (r - 1) = 15$	SCee/GLee
Total	$tr - 1 = 19$	

Fuente: elaboración propia

3.5.2. Descripción del campo experimental

Campo experimental

Largo de campo	: 4,80 m
Ancho de campo	: 2,40 m
Área total del campo experimental	: 11,52 m ²
Área experimental (2,4 m) (1,2 m)	: 2,88 m ²
Área de caminos (0.5 m x 2,4 m) (2) + 4,8 m ²	: 7,2 m ²
Área neta experimental total de campo (5,8 m) (3,4 m)	: 19,72 m ²

Tratamientos

Número de tratamientos	: 5
Largo del tratamiento	: 2,4 m
Ancho del tratamiento	: 1,2 m
Área experimental por tratamiento (1,2 m) (0,4)	: 0,48 m ²

Repeticiones

Número repeticiones	: 4
Número repeticiones totales	: 20

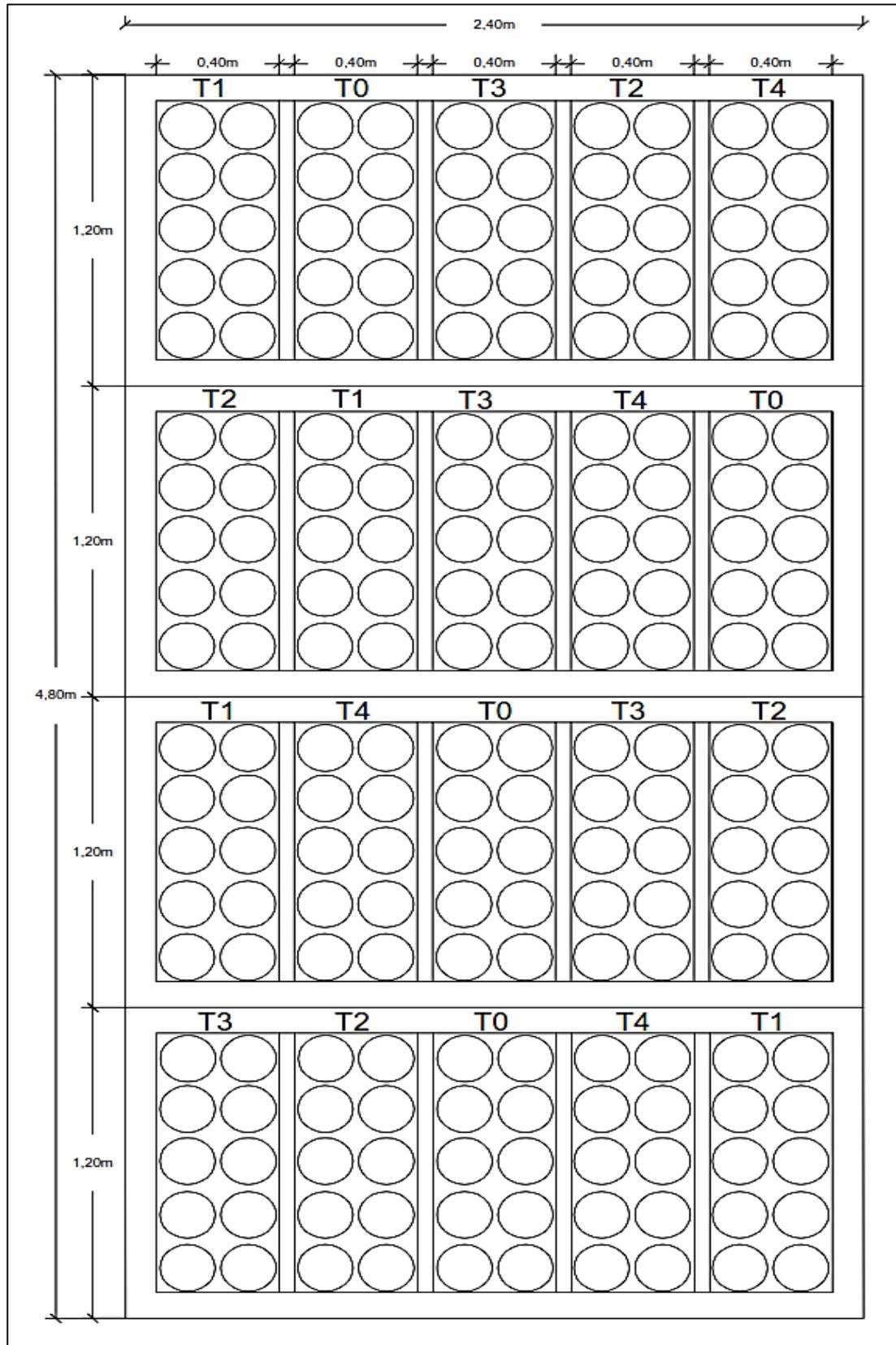


Figura N°2. Croquis del vivero experimental

Fuente: Elaboración Propia

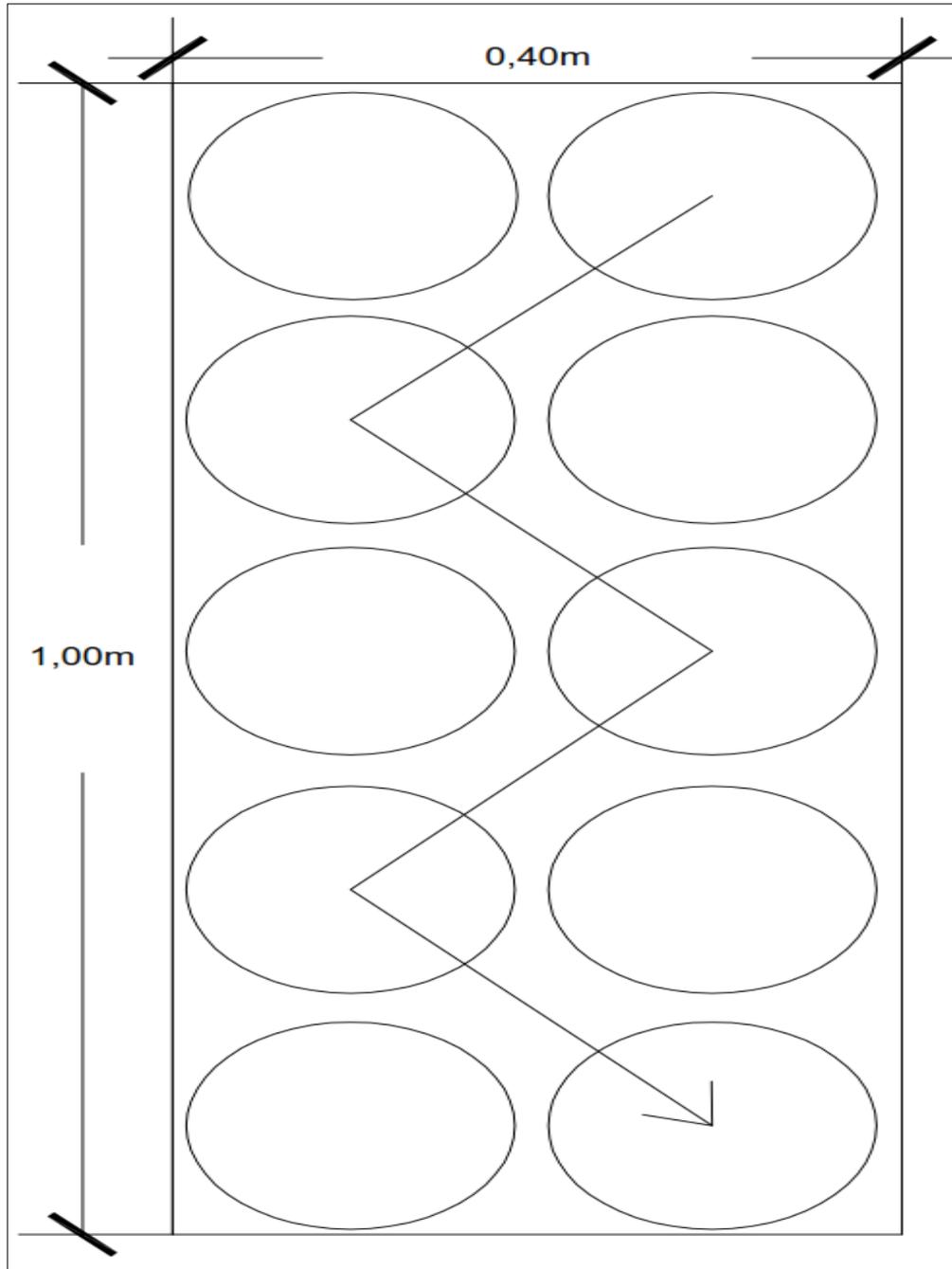


Figura N°3. Croquis del área experimental

Fuente: Elaboración Propia

3.5.3. Datos a registrar

a) Parámetro de follaje

Altura de la planta (AP)

Siguiendo la propuesta de messerer (1998), este parámetro se evaluó a los 30, 60,90,120 y 150 días después del repicado, con ayuda de una regla de 60 cm. La medición se realizó desde el cuello de la planta hasta el ápice del tallo, para el efecto se consideraron 5 plantas del área neta experimental, para luego hallar el promedio, el cual se expresó en cm.

Diámetro de la planta

este parámetro se evaluó a los 30, 60,90,120 y 150 días después del repicado, con ayuda de una regla Barnier. La medición se realizó en el tercio medio del tallo, para el efecto se consideraron 5 plantas del área neta experimental, para luego hallar el promedio, el cual se expresó en mm.

Número de hojas por planta

Siguiendo la propuesta de Rivera *et al* (2011), este parámetro se evaluó a los 150 días después del repicado, mediante el conteo total de las hojas. La medición se realizó de forma visual, para el efecto se consideraron 5 plantas del área neta experimental, para luego hallar el promedio, el cual se expresó en unidades.

b) Parámetro radicular

Volumen radicular

este parámetro se evaluó a los 150 días después del repicado, mediante el uso de la probeta volumétrica. La medición se realizó cuando la planta se encontró óptimo para el injerto en forma de un lápiz, para el efecto se consideraron 5 plantas del área neta experimental, para luego hallar el promedio, el cual se expresó en cm³.

Para esta evaluación se utilizaron el siguiente paso:

La manera que determinamos el volumen de la raíz, consistió en tomar una probeta que sea adaptable al volumen radicular, se tomó una probeta graduada de 2 litros, y se llenó el agua hasta la marca de 1600 ml, a continuación, se deposita la raíz dentro del agua. Una vez que la raíz se haya sumergido completamente el nivel del agua habrá ascendido, desde los 1600 ml iniciales a cada volumen requerido.

La diferencia de nivel con el cual determinamos el volumen de la raíz, como ejemplo 60 ml o 60 cm³ (centímetros cúbicos) de esta manera se determinó la cantidad de masa radicular.

3.5.4. Técnicas e instrumento de recolección de información

Técnicas de investigación documental o bibliográfica:

- **Fichaje:** Se utilizó para construir el marco teórico y la bibliografía de dicha tesis.

Técnicas de campo:

- **Observación:** Permitió observar los cambios en el crecimiento de la planta.
- **Fichas de evaluación:** Permitió recolectar los datos directamente del campo.

Fichas de investigación o documentación

- Comentario
- Resumen

Fichas de registro o localización

- Bibliográficas
- Hemerográficas
- Internet

Instrumento de recolección de información en laboratorio

- Libreta de apuntes (laboratorio)

Procesamiento y presentación de los resultados

Los datos obtenidos fueron ordenados y procesados por una computadora utilizando el programa, SPS y Excel de acuerdo al diseño de investigación propuesto.

3.6. MATERIALES Y EQUIPOS

Material genético: semillas de palto variedad Duke 7.

Materiales para el acondicionamiento del sustrato

- Cascarilla de arroz
- Compost
- Arena
- Suelo agrícola
- Recipiente medidor(balde)
- Bolsas 12 X 8 pulgadas
- Lejía
- Probeta

Herramientas

- Wincha
- Mallas
- Paletas
- Carretilla
- Pala
- Manguera
- Cal
- Plástico
- Cordel
- Papel bond A4
- Cuaderno de apunte
- Lápiz
- Croquis
- Letreros
- Equipos de protección personal (EPP).

Equipos & Instrumento adicionales

- Bomba de mochila
- Lápiz
- Regla Barnier
- Regla métrica
- Papel bond
- Equipo de laboratorio
- Fichas de registro
- Cámara fotográfica
- Balanza analítica
- Memoria USB
- Laptop

3.7. CONDUCCION DE LA INVESTIGACION

3.7.1. Etapa de pre campo

En esta etapa inicial de investigación, se realizaron dos actividades importantes que fueron:

- A.** Se realizó el cálculo de volumen para determinar los porcentajes de sustratos a utilizar por cada tratamiento, teniendo lo siguiente:

$$1 \text{ m}^3 = 1000\text{L}$$

$$1\text{L} = 0,01 \text{ m}^3$$

$$1 \text{ balde de } 20 \text{ litros} = 0,02 \text{ m}^3$$

$$5 \text{ bolsas de sustrato (12''X 8'')} = \text{equivalente a un balde de } 20 \text{ litros}$$

$$\begin{array}{r} 0,02 \text{ m}^3 \text{ ————— } 5 \text{ bolsas} \\ \times \text{ ————— } 200 \text{ bolsas} \\ \hline x = 0,8 \text{ m}^3 \end{array}$$

Los 0,8 m³ de sustrato es para las 200 bolsas, entonces factorizamos por los 5 tratamientos de 40 bolsas, tocándole a cada tratamiento 0,16 m³, como se muestra en el anexo 2.

$$\begin{array}{r} 0,02 \text{ m}^3 \text{ ————— } 5 \text{ bolsas} \\ \times \text{ ————— } 40 \text{ bolsas} \\ \hline x = 0,16 \text{ m}^3 \end{array}$$

- B.** Se realizó la compra de materiales a usar, para la implementación del proyecto.

3.7.2. Etapa de campo

3.7.2.1. Limpieza y nivelado del vivero

Se realizó la limpieza de hierbas, escombros, otros materiales, y el nivelado de las camas.

3.7.2.2. Selección y obtención de semilla

Las semillas se recogieron de patrones establecidos del banco de germoplasma del IIFO, arboles vigorosos, libres de enfermedades y frutos que no hayan caído al suelo, como señala (Bernal y Diaz 2008)

3.7.2.3. Tratamiento de semilla

Una vez despulpado el mesocarpio y el endocarpio de la semilla, se trató con ácido giberelico (RIVAL) de 10 ml por litro de agua en los 10 kg de semilla, durante 24 horas, seguidamente se cortaron el ápice de la testa de la semilla a 2 cm para mejorar la germinación, se trataron con un fungicida agrícola VITAVAX-300, con la dosis de 30 gramos, por los 10 kg del material genético. Se realizó la selección de la semilla de acuerdo al tamaño homogéneo para la puesta en el pregerminativo, como señala (Quispe 2010)

3.7.2.4. Desinfección del sustrato para pregerminativo

La desinfección del sustrato se realizó con hipoclorito de sodio al 4 % por ciento (40 ml de lejía o blanqueador en 1 litro de agua) por 24 horas. Enjuagamos con agua por 24 horas (4-5 enjuagadas).

3.7.2.5. Semillero

Se realizó la siembra de semillas de porta injerto Duke 7, en contenedores de plásticos con sustrato inerte (arena) y las semillas fueron puestas al doble de su tamaño, luego tapadas con una capa de arena.

3.7.2.6. Tratamiento de sustratos

Para los sustratos utilizados solo se realizó el protocolo de desinfección para la arena y el suelo agrícola.

Cuadro N°20. Tratamiento de sustrato.

Sustratos	Protocolo
Arena	La arena se ha cernido en una malla para separar de las piedras que venía del río. Luego se desinfecto con hipoclorito de sodio al 4 % por ciento (40 ml de lejía o blanqueador en 1 litro de agua) por 24 horas. Enjuagamos con agua por 24 horas (4-5 enjuagues).
Suelo agrícola	El suelo agrícola se ha cernido con una malla de 2 mm para separar de los terrones gruesos y otros residuos. Luego se desinfecto por tratamiento físico (sol), cubriéndole con plástico azul, en forma de pila por el periodo de un mes y medio.

Fuente: elaboración propia

3.7.2.7. Mezcla y Embolsado del sustrato

La mezcla se realizó con los porcentajes establecidos de cada tratamiento, con la ayuda de un balde y la bolsa del sustrato, se realizó la dosificación y se homogenizaron formando una pila por cada tratamiento. Seguidamente para el embolsado se trabajó con paletas para el llenado del sustrato, llenando hasta la mitad de la bolsa, dejando la otra parte para la puesta de las plántulas.

3.7.2.8. Trasplante

Al mes y medio del pregerminado se realizó el trasplante de la siguiente manera.

Se realizó la selección de forma homogénea cada uno de las plántulas, se retiró con cuidado para no dañar las raíces, las plántulas para que no se deshidratan se mantuvo en agua, la puesta de la plántula en la bolsa es en forma continua con el sustrato para que no haya daños.

3.7.2.9. Manejo de plántulas de portainjerto

a) Riego

El riego se realizó desde el primer momento de la puesta de la semilla en el contenedor del pregerminativo, manteniendo en humedad hasta la germinación, seguidamente realizado el trasplante en las bolsas y en las camas, el riego se realizó 3 veces por semana para mantener en capacidad de campo.

b) Control de malezas

Se realizó la limpieza de cada bolsa cada tres semanas eliminándose malezas como: verdolaga y coquito, algunas especies de amarantáceas y solanáceas.

c) Aplicación de bioestimulante

cuadro N°21. Dosificación de bioestimulante e acidificante

bioestimulante	Dosificación y aplicación
MABATEC POWER	Promueve un buen desarrollo radicular, se utilizó 50 ml por 20 litros, se aplicó en la primera etapa del desarrollo vegetativo en forma de DRENCH.
MABATEC HUMIC	Nitrógeno foliar aminoácidos algas, se utilizó 50 ml por 20 litros se aplicó en 2 etapas durante la etapa del desarrollo vegetativo.
ACIDIFICANTE PARA EL AGUA	
MABATEC ACID	Acidificante de agua, para regular el potencial de hidrogeniones, se utilizó 10 ml por 20 litros de agua, para regular la alcalinidad del agua

Fuente: elaboración propia

d) Aplicación para el control de plagas y enfermedades

Figura N°22. Insecticidas para el control de plagas y enfermedades

Insecticida	Dosificación y aplicación
IMIDACLOPRID	Se utilizó para el control de pulgones se utilizó 15 ml por 20 litros de agua.
CIPERMETRINA	Se utilizó para el control de mosca blanca 15 ml por 20 litros de agua.
CALDO BORDALES	Se utilizó para el control preventivo de pudrición del cuello de la planta ½ litro de compuesto por las 200 plantas.
FOSETIL ALUMINIO	Se utilizó para el control de enfermedades de <i>Fusarium</i> y <i>Phytophthora cinamomi</i> 20 cc por 5 litros de agua. En forma de <u>DRENCH</u> .
COADYUVANTE	
BREAK THRU	Se utilizó como coadyuvante para los insecticidas 5 ml por 20 litros

Fuente: elaboración propia

3.7.3. Etapa de laboratorio

- Análisis del sustrato (Anexo N°4), realizado por la Universidad Nacional Agraria la selva.

IV. RESULTADOS

Los resultados muestran 3 indicadores para las variables de parámetro de follaje; 1 indicador para la variable de parámetro radicular.

Los promedios obtenidos en las evaluaciones se presentan en los cuadros del anexo; los datos obtenidos fueron sometidos al análisis de variancia (ANVA) y otros para determinar los efectos de los factores e interacciones, indicando como (*) significativo, (**) altamente significativo y (ns) no significativo.

Para la comparación de promedios se aplicó la prueba de significación estadística Duncan; donde se indica que los tratamientos unidos por una misma letra no existen diferencias estadísticas significativas, mientras que los tratamientos que no están unidos por una misma letra denotan diferencias a los niveles de 5 y 1 % de probabilidad.

4.1. VARIABLE PARÁMETRO DE FOLLAJE

4.1.1. Altura de planta

4.1.1.1. Altura de plantas a los 30 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°60, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°23. Análisis de varianza para la altura de plantas a los 30 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	100,072	4	25,018	2,523	,114 ns	
Error	1239,668	95	13,049			
Total	1339,740	99				

Cuadro N°24. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	14	26,27	3,67	3,6	22,2	13,53	0,368

Según el análisis de variancia (cuadro N°23) para altura de planta a los treinta días del trasplante, existe significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos es diferente.

El promedio de los tratamientos fue 14 cm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 26,27 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°25. Prueba de Duncan para altura de planta a los 30 días.

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIOS (cm)	SIGNIFICACIÓN	
			5%	1%
T 4	20	15,35	a	a
T 0	20	14,64	a	b
T 3	20	14,11	a	b
T 1	20	13,52	a	b
T 2	20	12,41		b

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron dos subconjuntos, siendo los mejores estadísticamente los tratamientos T4 y T0 con 15,35 cm y 14,64 cm respectivamente y como último lugar él T2 con 12,41 cm; y al nivel de 1 % todos los tratamientos estadísticamente son iguales. Tal como se observa en la figura 04 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

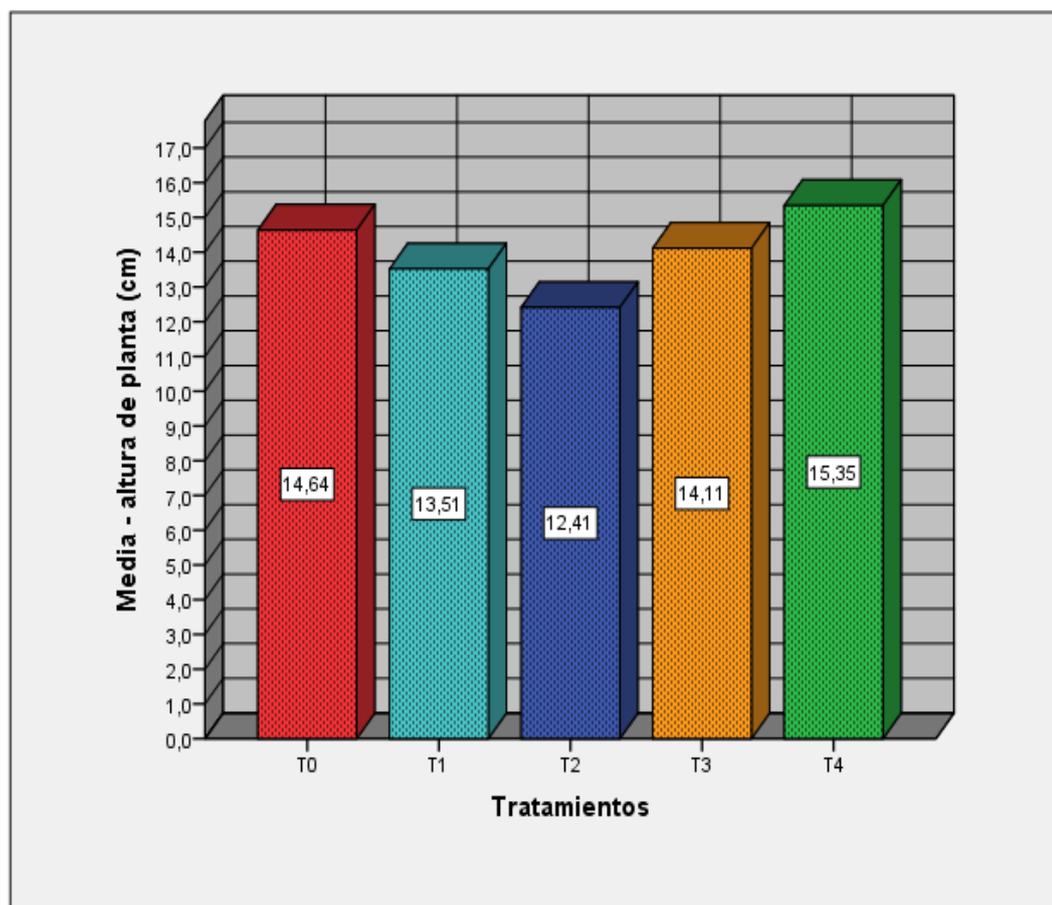


Figura N°04. Representación gráfica de la variable altura de planta a los 30 DDT.

4.1.1.2. Altura de plantas a los 60 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°60, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°26. Análisis de varianza para la altura de plantas a los 60 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	93,465	4	23,366	1,546	,195 ns	
Error	1435,475	95	15,110			
Total	1528,940	99				

Cuadro N°27. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	17,18	22,87	3,93	7,2	28,0	15,44	0.392

Según el análisis de varianza (cuadro N°26) para altura de planta a los sesenta días del trasplante, no existe significación estadística, lo que indica que no hay diferencias entre sus promedios.

El promedio de los tratamientos fue 17,18 cm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 22,87 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°28. Prueba de Duncan para altura de planta a los 60 días.

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIOS (cm)	SIGNIFICACIÓN	
			5 %	1 %
T 4	20	18,49	a	a
T 3	20	18,22	a	a
T 1	20	16,57	a	a
T 2	20	16,39	a	a
T 0	20	16,24	a	a

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % y 1 % los tratamientos T4, T3, T1, T2, T0, estadísticamente son iguales. El T4 presenta la mayor media con 18,49 cm en altura del tallo y T0 con 16,24 cm con el promedio más bajo. Tal como se observa en la figura 05 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

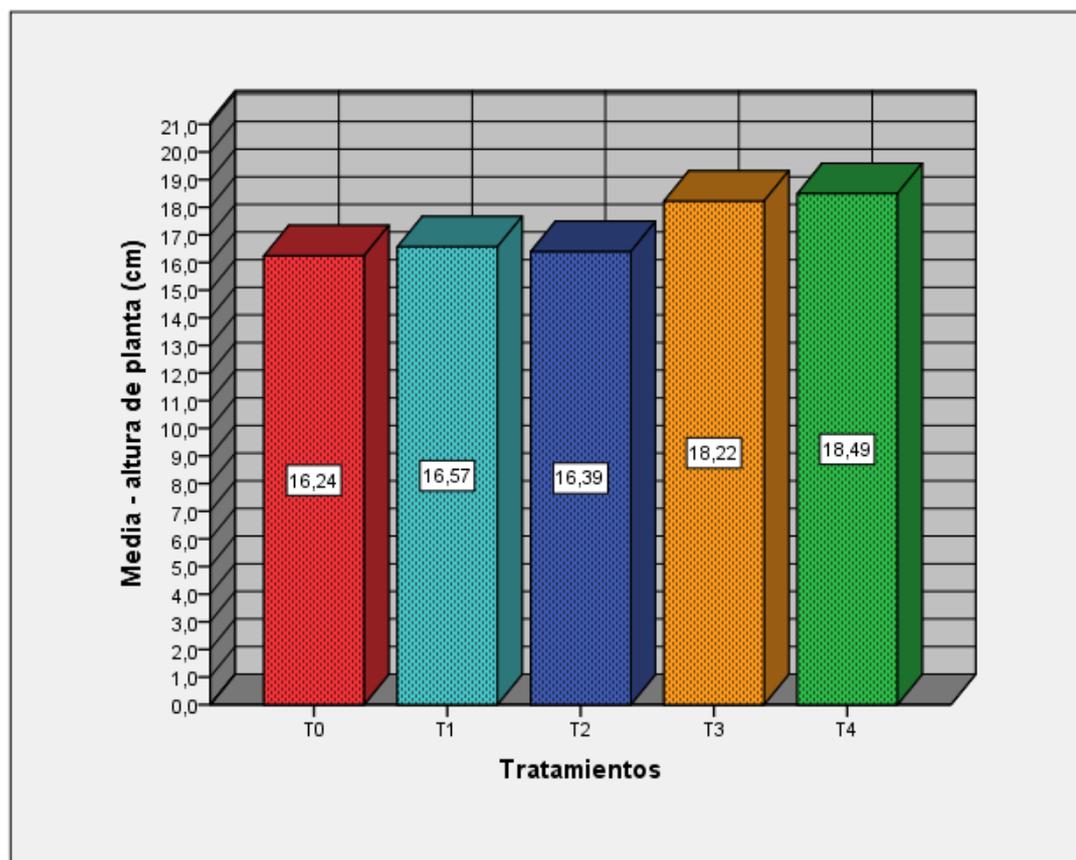


Figura N°05. Representación gráfica de la variable altura de planta a los 60 DDT

4.1.1.3. Altura de plantas a los 90 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°61, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°29. Análisis de varianza para la altura de plantas a los 90 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	446,566	4	111,641	4,565	,002**	
Error	2323,090	95	24,454			
Total	2769,656	99				

Cuadro N°30. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	21,36	24,76	5,29	8,4	40,8	27,97	0,528

Como se observa en el Cuadro N°29 del ANVA para altura de planta a los 90 días, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 21,36 cm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 24,76 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°31. Prueba de Duncan para altura de planta a los 90 días.

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIO (cm)	SIGNIFICACIÓN	
			5 %	1 %
T 3	20	24,23	a	a
T 4	20	22,28	a b	a
T 2	20	21,80	a b	a b
T 1	20	20,69	b c	a b
T 0	20	17,81	c	b

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron tres subconjuntos, siendo los mejores los tratamientos T3, T4 y T2 con 24,23 cm, 22,28 cm y 21,80 cm respectivamente; mientras que al margen de error del 1 % se formaron dos subgrupos, diferenciándose estadísticamente T3 y T4 de T0. Tal como se observa en la figura 06 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

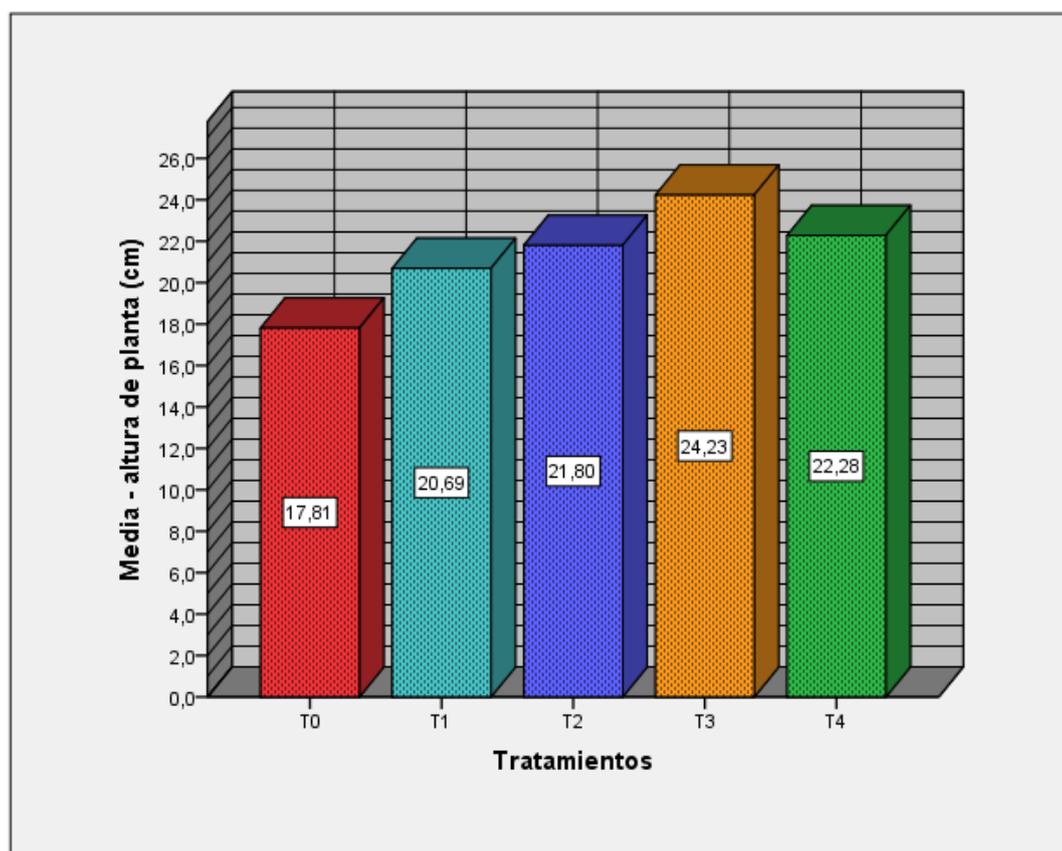


Figura N°06. Representación gráfica de la variable altura de planta a los 90 DDT

4.1.1.4. Altura de plantas a los 120 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°61, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°32. Análisis de varianza para la altura de plantas a los 120 días

F. V	S.C	G.L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	2095,749	4	523,937	14,548	,000**	
Error	3421,369	95	36,014			
Total	5517,118	99				

Cuadro N°33. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	28,27	26,41	7,47	16,80	52,80	55,73	0,746

Como se observa en el Cuadro N°32 del ANVA para altura de planta a los 120 días, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 28,27 cm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 26,41 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°34. Prueba de Duncan para altura de planta a los 120 días.

CLAVES (sustrato)	N	TRATAMIENTOS (cm)	SIGNIFICACIÓN	
			5%	1%
T 3	20	33,77	a	a
T 2	20	32,31	a	a b
T 4	20	28,47	b	b c
T 1	20	25,71	b	c d
T 0	20	21,09	c	d

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron tres subconjuntos, siendo los mejores los tratamientos T3 y T2 con 33,77 cm y 32,31 cm respectivamente; mientras que al margen de error de 1 %, se forman 4 subconjuntos, siendo los mejores el T3, T2 y T4. Tal como se observa en la figura 07 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

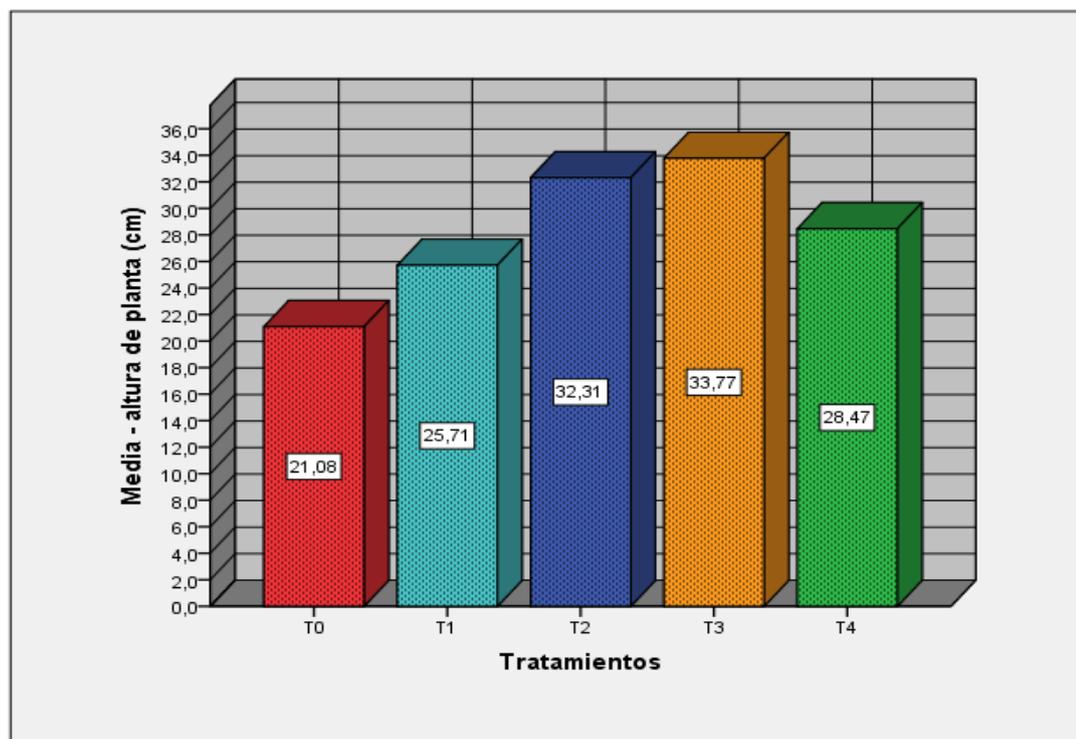


Figura N°07. Representación gráfica de la variable altura de planta a los 120 DDT

4.1.1.5. Altura de plantas a los 150 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°62, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°35. Análisis de varianza para la altura de plantas a los 150 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	4099,144	4	1024,786	19,689	,000**	
Error	4944,619	95	52,049			
Total	9043,762	99				

Cuadro N°36. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	36,16	26,43	9,56	16,80	64,20	91,35	0,955

Como se observa en el Cuadro N°35 del ANVA para altura de planta a los 150 días, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 36,16 cm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 26,43 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°37. Prueba de Duncan para altura de planta a los 150 días

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIO (cm)	SIGNIFICACION	
			5%	1%
T 2	20	43,41	a	a
T 3	20	42,54	a	a
T 4	20	36,27	b	b
T 1	20	32,27	b	b c
T 0	20	26,34	c	c

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron tres subconjuntos, siendo los mejores los tratamientos T2 y T3 con 43,41 cm y 42,54 cm respectivamente; mientras que al 1 % destacan T2, T3 y T4. Tal como se observa en la figura 08 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

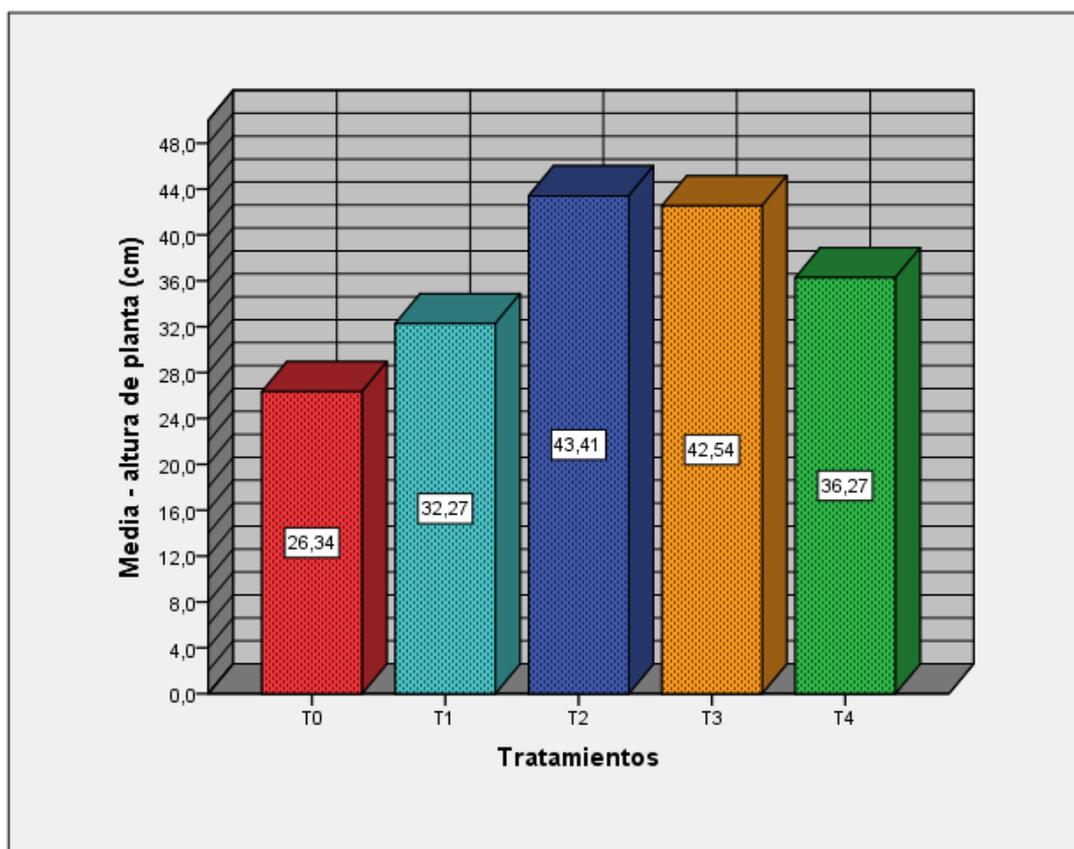


Figura N°08. Representación gráfica de la variable altura de planta a los 150 DDT

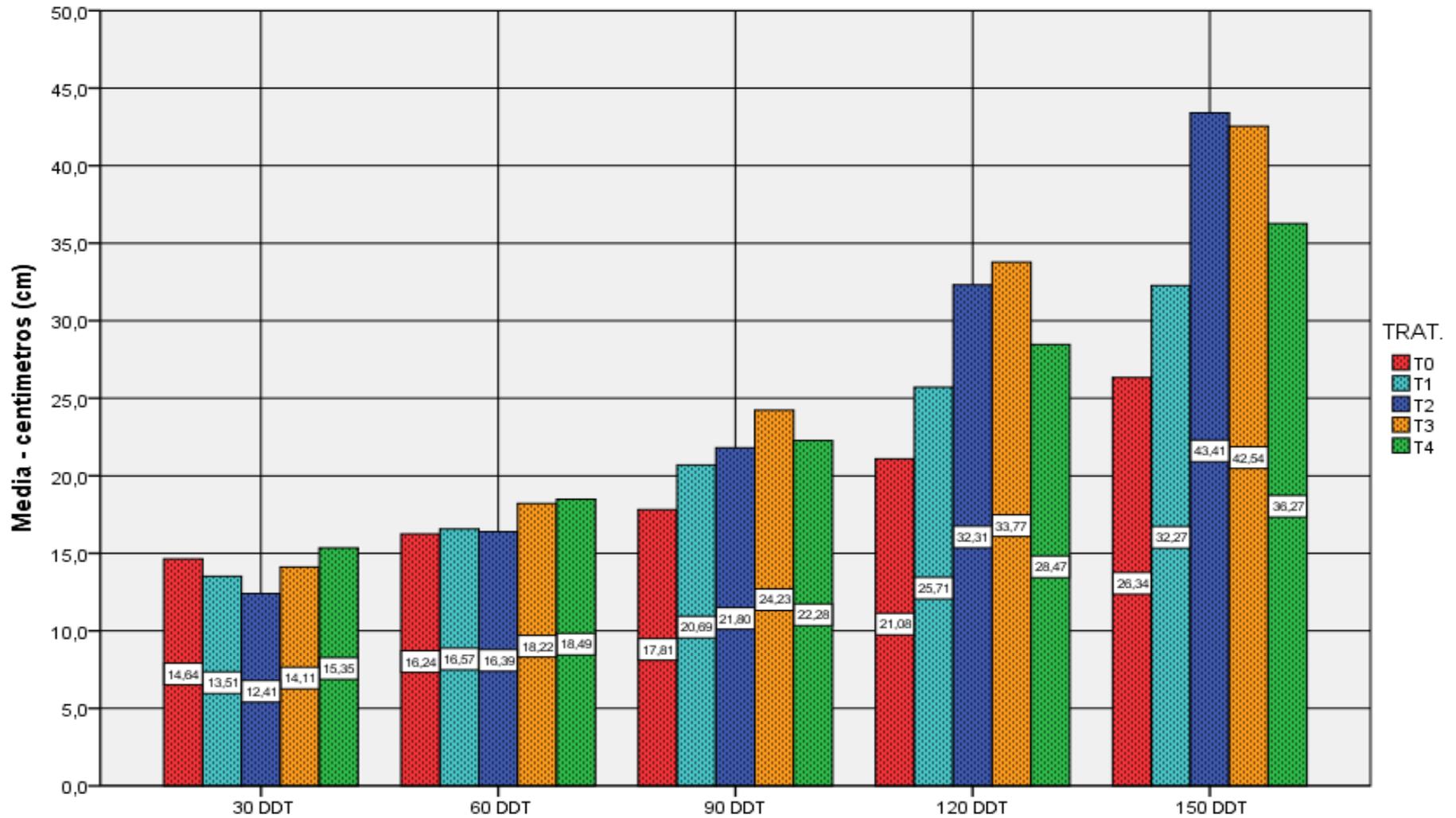


Figura N°09. Representación gráfica resumen de altura de planta a los 30, 60, 90, 120 y 150 DDT

4.1.2. Diámetro de planta

4.1.2.1. Diámetro de plantas a los 30 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°63, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°38. Análisis de varianza para diámetro de planta a los 30 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	1,314	4	,329	1,182	,324 ns	
Error	26,404	95	,278			
Total	27,718	99				

Cuadro N°39. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	3,12	16,96	0,53	1,60	4,62	0,28	0,05

Como se observa en el Cuadro N°38 del ANVA para diámetro de plantas a los 150 días, no existe significancia estadística, lo que indica que no hay diferencias entre sus promedios.

El promedio de los tratamientos fue 3,12 mm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 16,96 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°40. Prueba de Duncan para diámetro de planta a los 30 días

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIO (mm)	SIGNIFICACIÓN	
			5 %	1 %
T 3	20	3,31	a	a
T 1	20	3,14	a	a
T 4	20	3,12	a	a
T 0	20	3,08	a	a
T 2	20	2,95	a	a

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 y 1 %, estadísticamente todos los tratamientos son iguales, destacando con el mayor promedio T3 con 3,31 mm, a diferencia de T2 que presento el valor más bajo con 2,95 mm. Tal como se observa en la figura 10 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

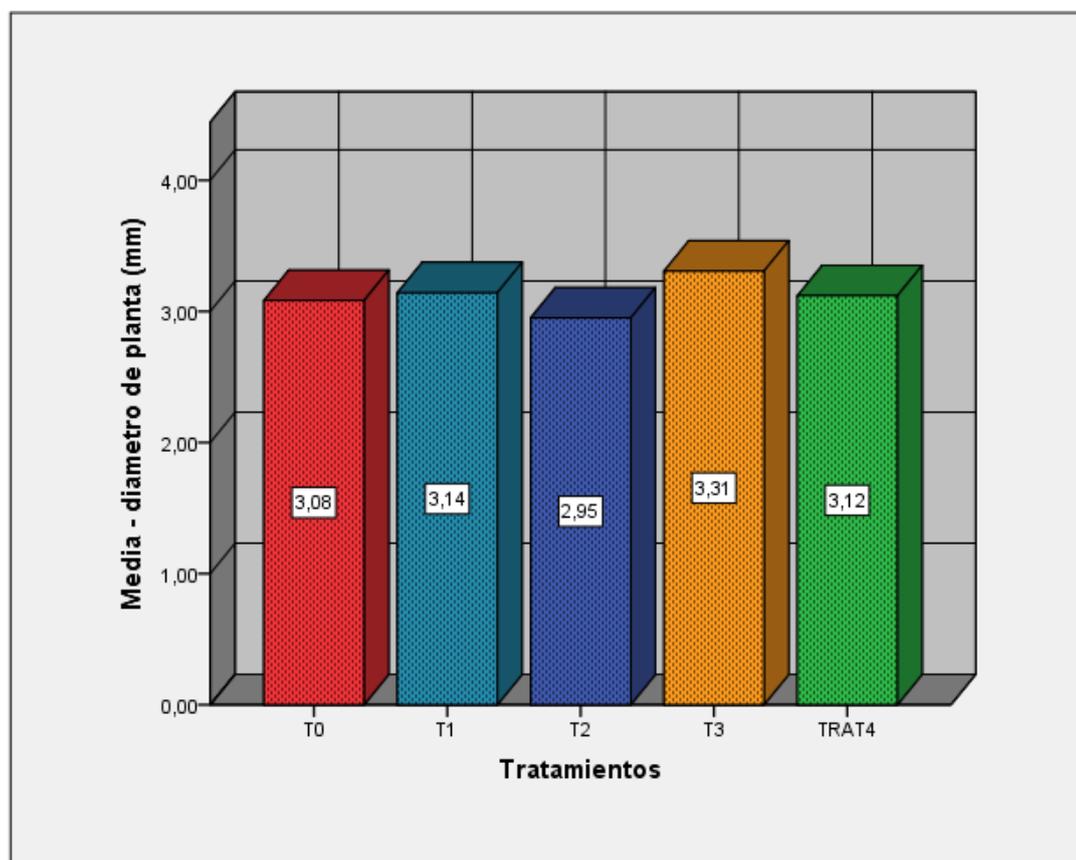


Figura N°10. Representación gráfica de diámetro de planta a los 30 DDT

4.1.2.2. Diámetro de plantas a los 60 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°63, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°41. Análisis de varianza para diámetro de planta a los 60 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	2,993	4	,748	2,202	,075 ns	
Error	32,272	95	,340			
Total	35,265	99				

Cuadro N°42. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	3,60	16,59	0,60	1,90	5,10	0,36	0,059

Como se observa en el Cuadro N°41 del ANVA para diámetro de plantas a los 60 días, no existe significación estadística, lo que indica que no hay diferencias entre sus promedios.

El promedio de los tratamientos fue 3,60 mm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 16,59 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°43. Prueba de Duncan para diámetro de planta a los 60 días

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIOS (mm)	SIGNIFICACION	
			5 %	1 %
T 3	20	3,91	a	a
T 4	20	3,62	a b	a
T 2	20	3,55	a b	a
T 1	20	3,52	a b	a
T 0	20	3,39	b	a

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron dos subconjuntos, siendo el mejor tratamiento T3 con 3,91 mm; mientras que al 1 % de nivel de error estadísticamente todos los tratamientos son iguales. Tal como se observa en la figura 11 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

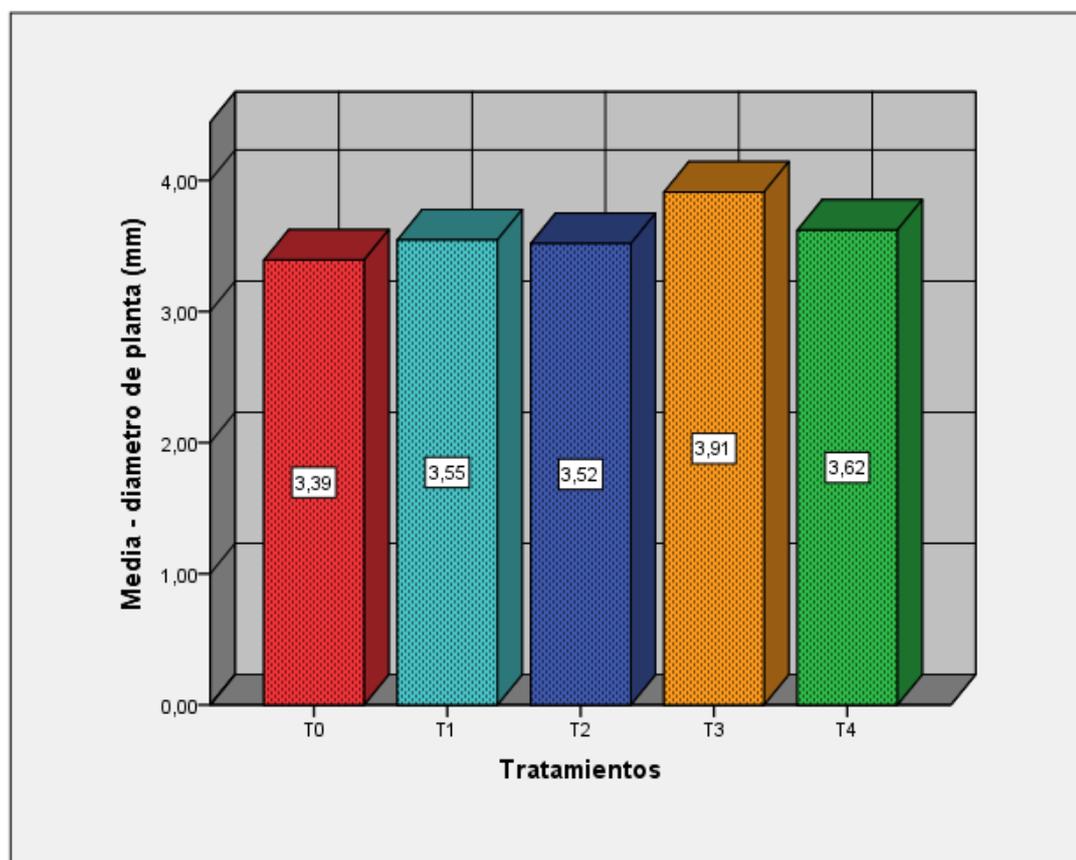


Figura N°11. Representación gráfica de diámetro de planta a los 60 DDT

4.1.2.3. Diámetro de plantas a los 90 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°64, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°44. Análisis de varianza para diámetro de planta a los 90 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	14,703	4	3,676	8,087	,000 **	
Error	43,181	95	,455			
Total	57,884	99				

Cuadro N°45. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	4,12	18,57	0,76	2	5,80	0,58	0,076

Como se observa en el Cuadro N°44 del ANVA para diámetro de plantas a los 90 días, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 4,12 mm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 18,57 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°46. Prueba de Duncan para diámetro de planta a los 90 días

CLAVES (sustrato)	N	TRATAMIENTO (mm)	SIGNIFICACION	
			5 %	1 %
T 3	20	4,84	a	a
T 1	20	4,03	b	b
T 4	20	4,02	b	b
T 2	20	4,01	b	b
T 0	20	3,69	b	b

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 y 1 % se formaron dos subconjuntos, destacando estadísticamente como el mejor tratamiento T3 con 4,84 mm. Tal como se observa en la figura 12 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

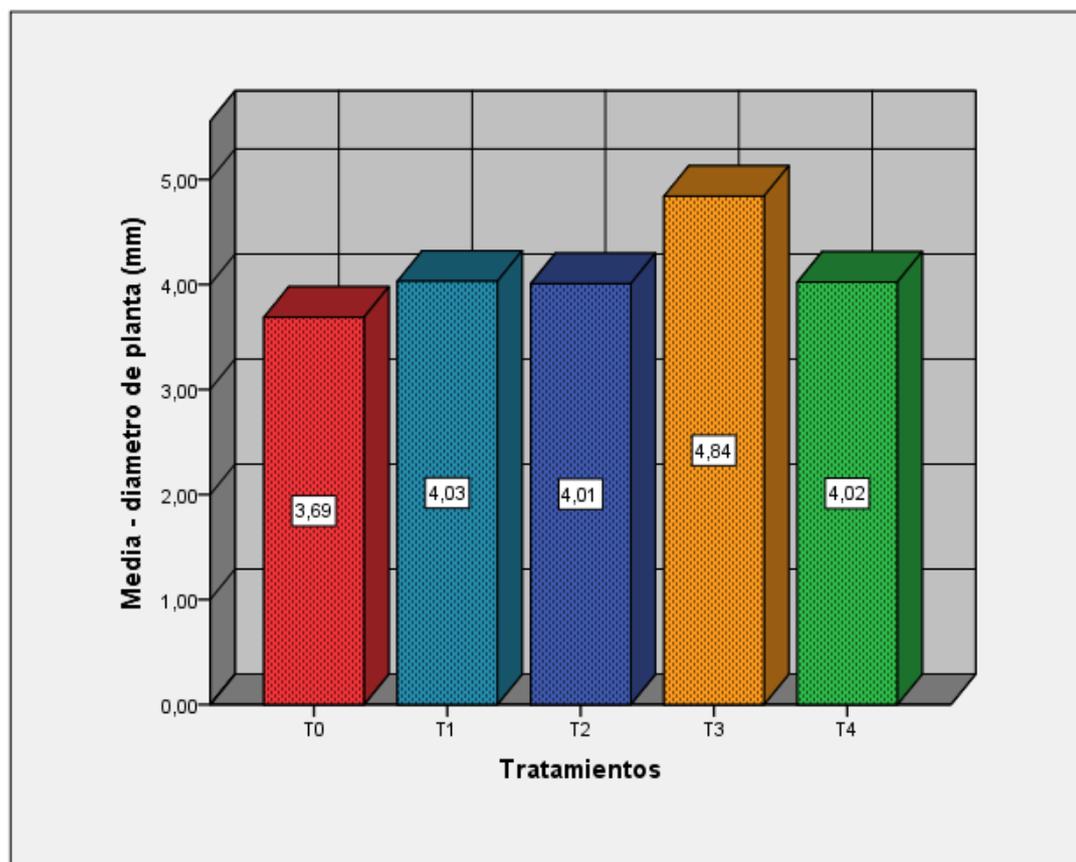


Figura N°12. Representación gráfica de diámetro de planta a los 90 DDT

4.1.2.4. Diámetro de plantas a los 120 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°64, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°47. Análisis de varianza para diámetro de planta a los 120 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	22,760	4	5,690	11,346	,000 **	
Error	47,641	95	,501			
Total	70,401	99				

Cuadro N°48. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	4,69	17,97	0,84	3,10	6,82	0,71	0,084

Como se observa en el Cuadro N°47 del ANVA para diámetro de plantas a los 120 días, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 4,69 mm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 17,97 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°49. Prueba de Duncan para diámetro de planta a los 120 días

CLAVES (sustrato)	N	TRATAMIENTO (mm)	SIGNIFICACION	
			5%	1%
T 3	20	5,38	a	a
T 2	20	4,88	b	a b
T 4	20	4,73	b	b
T 1	20	4,55	b	b
T 0	20	3,92	c	c

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron tres subconjuntos, destacando con los más altos valores el tratamiento T3 con 5,38 mm; mientras que al 1 % destacaron T3 y T2. Tal como se observa en la figura 13 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

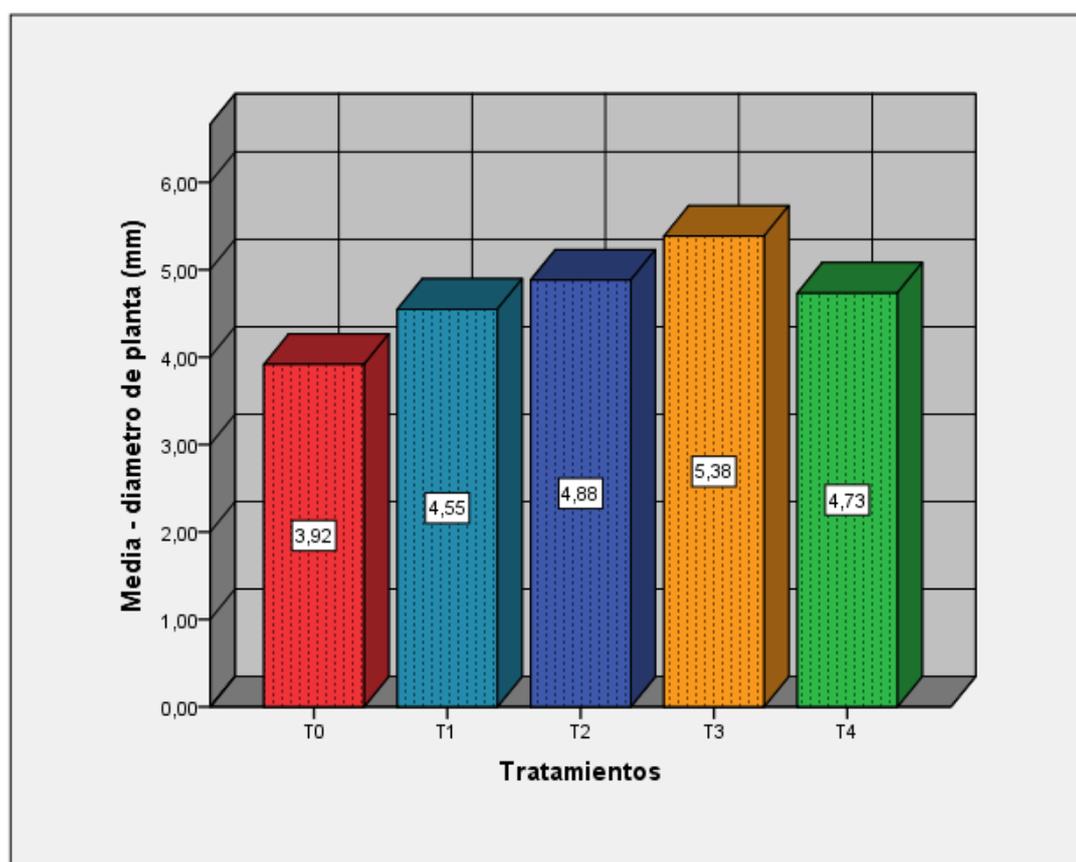


Figura N°13. Representación gráfica de diámetro de planta a los 120 DDT

4.1.2.5. Diámetro de plantas a los 150 DDT

Los resultados se indican en los en el anexo 01 del cuadro N°65, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°50. Análisis de varianza para diámetro de planta a los 150 días

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	51,651	4	12,913	19,399	,000 **	
Error	63,235	95	,666			
Total	114,886	99				

Cuadro N°51. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	5,55	19,40	1,08	3,40	7,80	1,20	0,1

Como se observa en el Cuadro N°50 del ANVA para diámetro de plantas a los 150 días, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 5,55 mm; mientras que el coeficiente de variabilidad es 19,40 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°52. Prueba de Duncan para diámetro de planta a los 150 días

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIO (mm)	SIGNIFICACION	
			5%	1%
T 3	20	6,64	a	a
T 2	20	5,79	a b	a b
T 1	20	5,52	b	b
T 4	20	5,43	b	b
T 0	20	4,40	c	c

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron tres subconjuntos, siendo los mejores los tratamientos T3 y T2 con 6,64 mm y 5,79 mm respectivamente; mientras que al 1 %, estadísticamente el tratamiento T0 presento los menores promedios. Tal como se observa en la figura 14 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

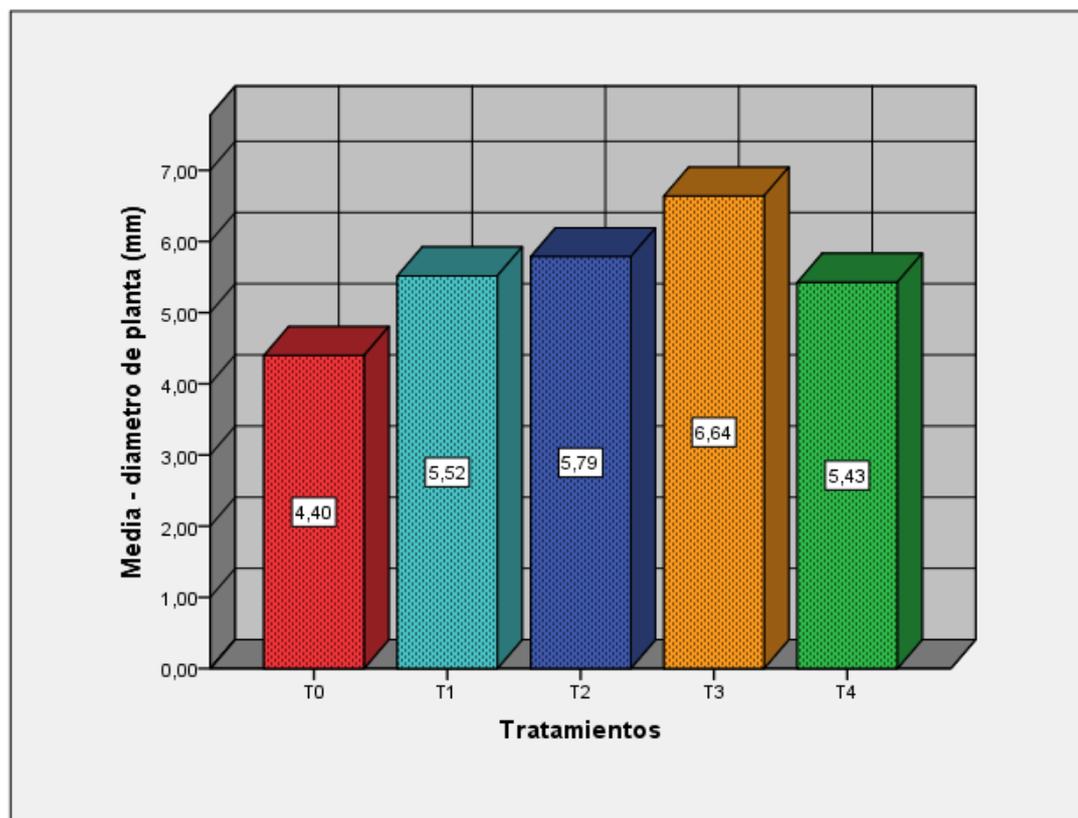


Figura N°14. Representación gráfica de diámetro de planta a los 150 DDT

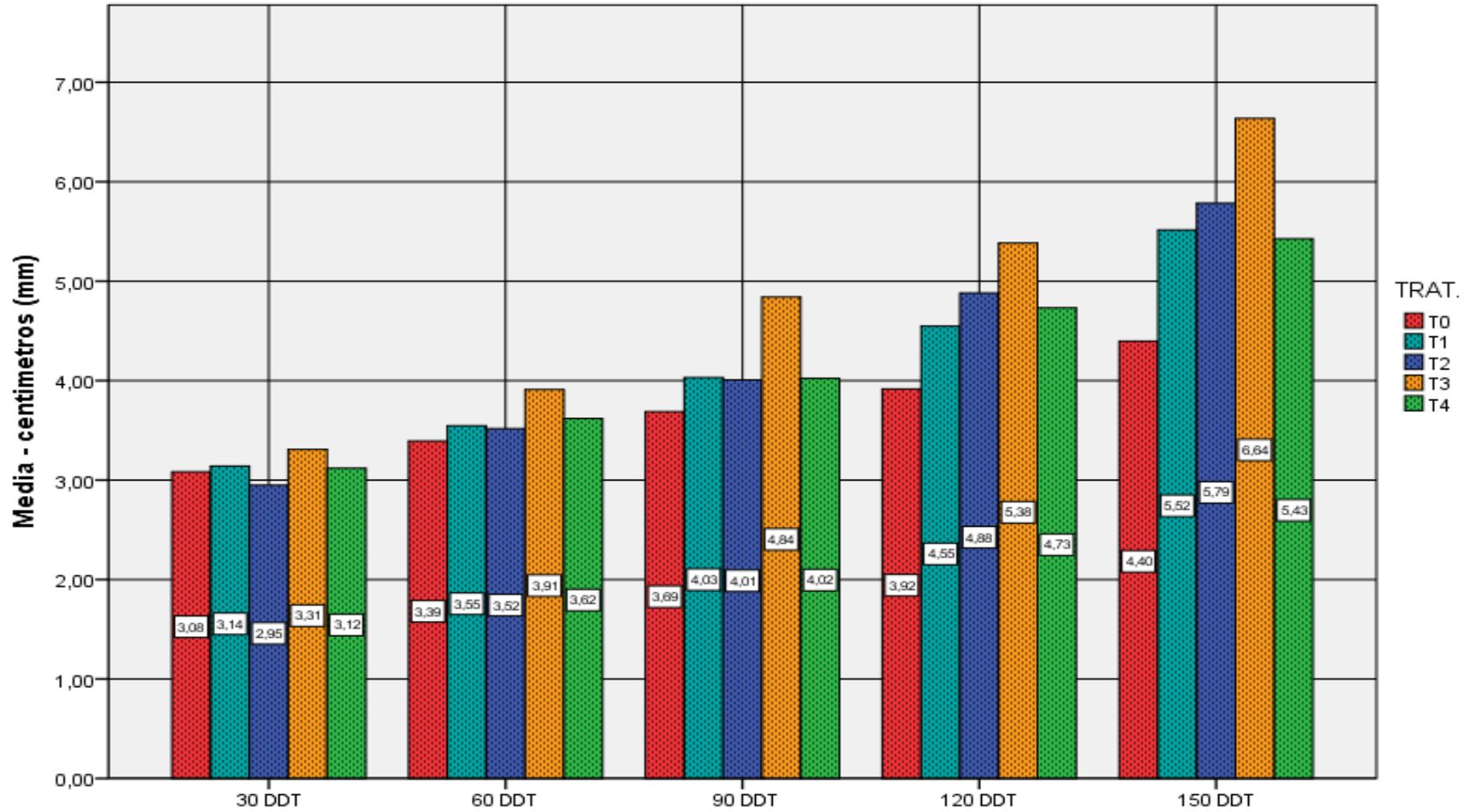


Figura N°15. Representación gráfica resumen de diámetro de planta a los 30, 60, 90, 120 y 150 DDT

4.1.3. Número de hojas por planta a los 150 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°66, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro 53. Análisis de varianza para la variable número de hojas por planta (unidad)

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	1239,700	4	309,925	16,095	,000 **	
Error	1829,300	95	19,256			
Total	3069,000	99				

Cuadro N°54. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	20,70	26,90	5,57	10	38	31	0,55

Como se observa en el Cuadro N°53 del ANVA para número de hojas por planta, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 20,70 unidades; mientras que el coeficiente de variabilidad es 26,90 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°55. Prueba de Duncan número de hojas por planta a los 150 días

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIO (unidades)	SIGNIFICACIÓN			
			5%		1%	
T 2	20	23,50	a		a	
T 3	20	23,10	a		a	
T 1	20	21,75	a		a	
T 4	20	21,30	a		a	
T 0	20	13,85		b		b

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % y 1 % se formaron dos subconjuntos, siendo los mejores los tratamientos T2, T3, T1 y T4 con 23,50 unid. 23,10 unid. 21,75 unid. y 21,30 unid. respectivamente. Tal como se observa en la figura 16 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

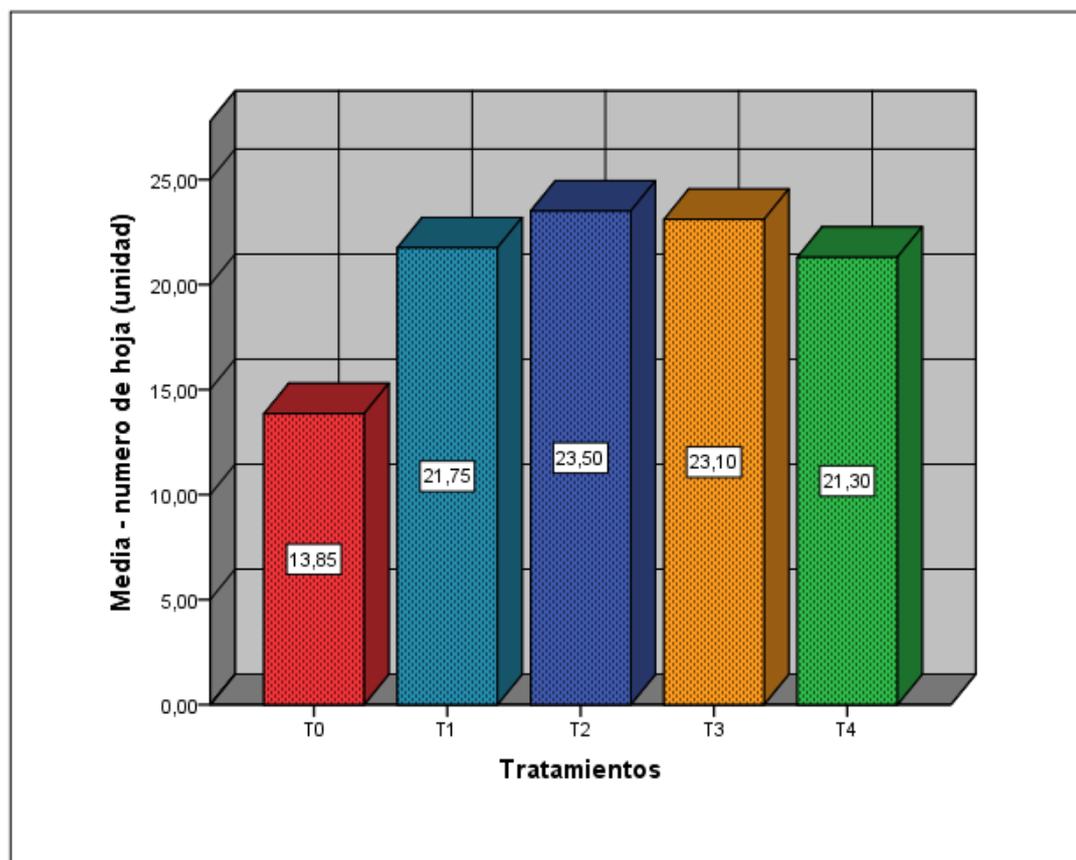


Figura N°16. Representación gráfica número de hojas de planta a los 150 DDT

4.2. VARIABLE PARÁMETRO RADICULAR

4.2.1. Volumen radicular por planta a los 150 DDT

Los resultados se indican en el anexo 01 del cuadro N°67, donde se presentan los promedios obtenidos. A continuación, el ANVA y la prueba de comparación de Duncan.

Cuadro N°56. Análisis de varianza para volumen radicular

F. V	S.C	G. L	C.M	Fc	Ft-Sig.	
					5 %	1 %
Tratamientos	9042,5	4	2260,625	54,294	,000 **	
Error	3955,5	95	41,637			
Total	12998,0	99				

Cuadro N°57. Comparativo de medias estadísticas

N	Media	CV	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Varianza	Error estándar
100	38,40	29,82	14,25	20	70	131,29	1,14

Como se observa en el Cuadro N°56 del ANVA para volumen radicular, existe una alta significación estadística, lo que indica que hay diferencias entre sus promedios, esto expresa que al menos uno de los tratamientos se diferencia.

El promedio de los tratamientos fue 38,40 cm³; mientras que el coeficiente de variabilidad es 29,82 %, valor ligeramente alto pero permisible para este tipo de trabajos.

Cuadro N°58. Prueba de Duncan para volumen radicular por planta

CLAVES (sustrato)	N	PROMEDIO (cm ³)	SIGNIFICACIÓN	
			5%	1%
T 3	20	53,90	a	a
T 2	20	40,50	b	b
T 1	20	36,85	b	b
T 4	20	36,55	b	b
T 0	20	24,20	c	c

La prueba de Duncan indica que a nivel de 5 % se formaron tres subconjuntos, siendo el mejor el tratamiento T3 con 53,90 cm³ respectivamente, mientras el T2, T1, T4 son iguales; mientras que al 1 %, estadísticamente el tratamiento T3 es el mejor con 53,90 cm³, y el T0 con 24,20 cm³ con el promedio más bajo. Tal como se observa en la figura 17 los resultados de la media, en la gráfica de este variable.

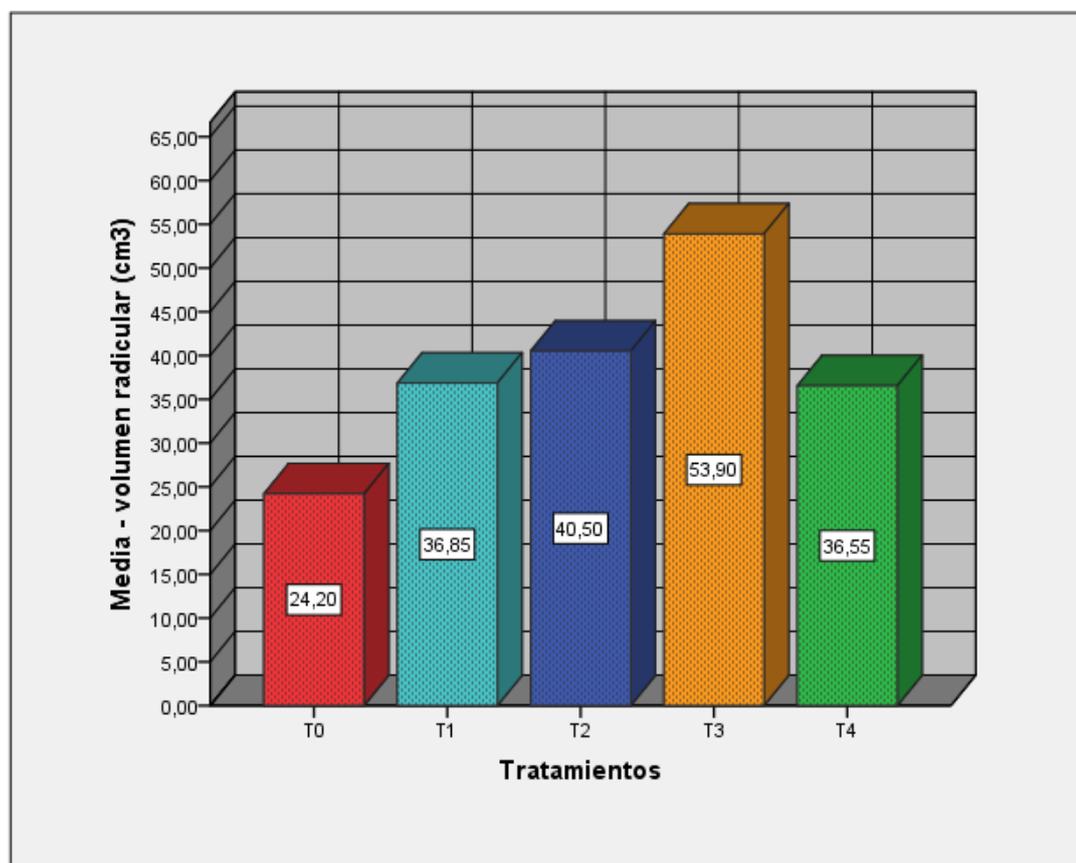


Figura N°17. Representación gráfica de volumen radicular a los 150 DDT

4.3. RELACION ENTRE NUMERO DE HOJAS Y VOLUMEN RADICULAR

Con los promedios de los tratamientos tanto para la variable de parámetro radicular (volumen radicular) y parámetro de follaje (número de hojas) a los 150 DDT, se realizaron los análisis de regresión y correlación.

El resultado del análisis de regresión, visualizado en la Figura 18 obtuvo un coeficiente de determinación de 0,30 lo que indica que el 30 % de la variación de la ganancia de volumen radicular (cm^3) esta explicado por el parámetro de follaje (número de hojas). La pendiente indica que, por cada unidad de hoja en la planta de portainjerto, se estima un incremento en el volumen radicular de 1,13 cm^3 .

El análisis de correlación revela que existe una relación positiva entre número de hojas y volumen radicular, ya que obtuvo una correlación significativa positiva de 55 %; lo que quiere decir que las dos características tienden a variar en el mismo sentido, esto es, si se incrementa el valor de una característica se incrementa el valor de la otra, es decir que si mayor es el número de hojas mayor será el volumen radicular.

Cuadro N°59. Prueba de regresión y correlación

Modelo	R	R cuadrado	R cuadrado ajustado	Error estándar de la estimación
1	0,550a	0,302	0,295	9,6216
a. Predictores: (Constante), NUMERO DE HOJAS POR PLANTAS(UNIDAD)				

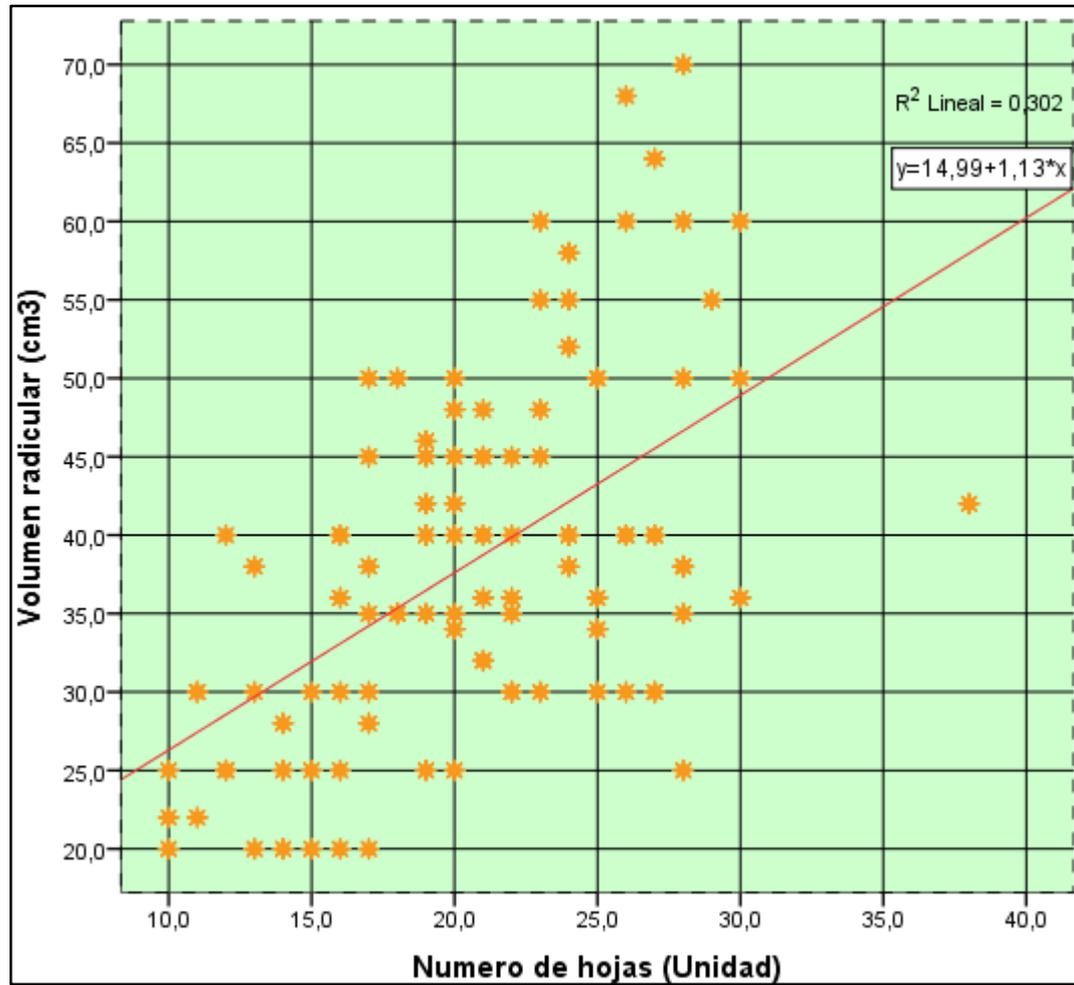


Figura 18. Representación gráfica del Análisis de regresión y correlación de las variables número de hojas y volumen radicular.

V. DISCUSIONES

5.1. Altura de planta

La evaluación de altura de planta a los 30 días después del trasplante, varió de 15,35 a 12,41 cm, presentando el tratamiento T4 el más alto valor seguido por T0, T3 y T1 con 14,64, 14,11 y 13,52 cm respectivamente. A los 60 días de evaluación de altura de planta, los promedios variaron de 18,49 a 16,24 cm, manteniendo el valor más alto T4, seguido por T3 con 18,22 cm; mientras que a los 90 y 120 días el tratamiento T3 se ubicó en el primer lugar con 24,23 y 33,77 cm respectivamente; a diferencia de la evaluación de altura de planta a los 150 días en la que T2 alcanzó los promedios más altos con 43,41 cm, seguido por T3 y T4 con 42,54 y 36,27 cm respectivamente. Estos resultados son mayores a los obtenidos por Incacutipa (2015), el que identificó medidas de 11,98 cm a los 49 días después de siembra en la variedad topa topa, con una mezcla de arena, piedra pómez y compost a una proporción de 1:1:1; sin embargo, los resultados obtenidos son inferiores a los encontrados por Messerer (1998), el que a los 120 días obtuvo promedios de 42,52 cm en plántulas de palto, en el que utilizó un sustrato compuesto por 38 % de tierra de hoja, 38 % de arena y 24 % de tierra de cultivo; así mismo, Campos (2015) registró valores superiores a los 105 días, midiendo longitudes de 38 cm en la variedad Duke 7, en el que empleó mezclas de guano de ovino y tierra agrícola en una proporción de 50 % para ambos; lo mismo que Viera *et al.* (2017), que alcanzó promedios de 61.54 cm a los 145 días en variedades criollas de Ecuador, utilizando sustratos de tierra negra y pomina en una proporción de 2:1.

En general se conoce que la altura está influenciada por el tipo de sustrato empleado entre los materiales más comunes están la arena, cascarilla de arroz, compost, suelo agrícola. El T2 preparado con la proporción de arena 40 %, cascarilla de arroz 20 %, suelo 20 %, compost 20 %, proporciona una óptima porosidad, lo que se traduce en una buena aireación y retención de agua, lo que influye en la mayor velocidad de crecimiento, lo que concuerda señalado por Napier (1985), Garbanzo y Vargas (2014).

5.2. Diámetro de planta

La evaluación de diámetro de planta a los 30 días, varió de 3,31 a 2,95 mm, presentando el tratamiento T3 el más alto valor seguido por T1 y T4 con 3,14 y 3,12 mm respectivamente; así mismo a los 60, 90, 120 y 150 días el tratamiento T3 mantuvo los más altos promedios, alcanzando en la última evaluación valores de 6,64 mm seguido por T2, T1, T4 y T0 con 5,79, 5,52, 5,43, y 4,40 mm respectivamente. Estos resultados son inferiores a los obtenidos por Messerer (1998), el que a los 120 días obtuvo promedios de 6,5 mm en plántulas de palto, en el que utilizó un sustrato compuesto por 38 % de tierra de hoja, 38 % de arena y 24 % de tierra de cultivo; así mismo, Campos (2015) registró valores superiores a los 105 días, midiendo longitudes de 8 mm en la variedad Duke 7, en el que empleó mezclas de guano de ovino y tierra agrícola en una proporción de 50 % para ambos; los resultados son superiores a los obtenidos por Viera *et al.* (2017), que alcanzó promedios de 6,07 mm a los 145 días en variedades criollas de Ecuador, utilizando sustratos de tierra negra y pomina en una proporción de 2:1.

En general se conoce que el diámetro está influenciado por el tipo de sustrato empleado entre los materiales más comunes están la arena, cascarilla de arroz, compost, suelo agrícola. El T3 preparado con la proporción de arena 50 %, cascarilla de arroz 10 %, suelo 20 %, compost 20 %, la disponibilidad de nutrientes según el análisis de sustrato realizado, proporciono un buen vigor vegetativo, lo que se expresa en un óptimo diámetro de planta.

5.3. Numero de hojas por planta

La evaluación de número de hojas por planta varió de 23,50 a 13,85 unidades, presentando el tratamiento T2 el más alto promedio seguido por T3, T1 y T4 con 23,10, 21,75 y 21,30 unidades respectivamente, mostrando el tratamiento T0 el valor más bajo con 13,85 unidades. Estos resultados son similares a los obtenidos por Yataco (2011), que a los 120 días contabilizó 21,35 hojas en plántulas de palto de la variedad "Topa topa", en el que aplicó *Trichoderma Harzianum* a dosis de 50 gramos por planta con un sustrato compuesto por 40 % de arena, 30 % de tierra agrícola, 20 % de terraforte y 10% de Compost; los resultados son bajos, obtenidos por Rivera *et al.* (2011) a los 200 días de germinado registró 16 hojas en variedades criollas de Cuba, empleando cepas de HMA de *Glomus hoi-like* con sustrato de 75 % de suelo agrícola y 25 % cachaza (residuos de clarificación de los jugos); lo mismo que Campos (2015), el que a los 105 días registró unidades de 14 hojas en la variedad Duke 07, en el que empleó mezclas de guano de ovino y tierra agrícola en una proporción de 50 % para ambos.

En general se conoce que el número de hojas está influenciado por el tipo de sustrato empleado entre los materiales más comunes están la arena, cascarilla de arroz, compost, suelo agrícola. El T2 preparado con la proporción de arena 40 %, cascarilla de arroz 20 %, suelo 20 %, compost 20 %, proporciona una óptima porosidad, lo que se traduce en una buena aireación y retención de agua, lo que influye en la mayor velocidad de crecimiento, lo que concuerda señalado por Napier (1985), Garbanzo y Vargas (2014). La mayor longitud del tallo es directamente proporcional a una mayor cantidad de nudos, los que generan mayor número de hojas, lo que concuerda lo mencionado por Rivera *et al* (2011).

5.4. Volumen radicular

La evaluación de volumen radicular, varió de 53,90 cm³ a 24,20 cm³, presentando el tratamiento T3 el mayor promedio, seguido por T2, T1 y T4 con 40,50, 36,85 y 36,55 cm³ respectivamente, ubicándose en último lugar T0 con 24,20 cm³.

En general se conoce que el volumen radicular está influenciado por el tipo de sustrato empleado entre los materiales más comunes están la arena, cascarilla de arroz, compost, suelo agrícola. El T3 preparado con la mezcla de arena 50 %, cascarilla de arroz 10 %, suelo 20 %, compost 20 %, proporciono una óptima disponibilidad de nutrientes según el análisis de sustrato realizado, lo que influyo en un buen volumen radicular.

VI. CONCLUSIONES

El sustrato del tratamiento T2 preparado con la proporción (arena 40 %, cascarilla de arroz 20 %, suelo 20 %, compost 20 %) alcanzo los mayores promedios de crecimiento y el mayor número de hojas en plántulas de porta injerto Duke 7

El sustrato del tratamiento T3 preparado con la proporción (arena 50 %, cascarilla de arroz 10 %, suelo 20 %, compost 20 %) genero el mayor diámetro del tallo, así como el mayor volumen radicular en plántulas de porta injerto Duke 7

EL T3 Y T2 alcanzaron los niveles más óptimos en los parámetros de crecimiento vegetativo y radicular

Existe una relación significativa entre número de hojas y volumen radicular.

Según el análisis químico el sustrato del tratamiento T3 preparado con la proporción (arena 50 %, cascarilla de arroz 10 %, suelo 20 %, compost 20 %) presento los mejores niveles de nutrientes disponibles, como se muestra el anexo 4.

La medición de diámetro es de suma importancia, ya que determina el momento óptimo para una buena injertación.

El sustrato del tratamiento T3 preparado con la proporción (arena 50 %, cascarilla de arroz 10 %, suelo 20 %, compost 20 %) es el más óptimo para su manejo en los viveros de producción de plantones de palto, variedad Duke 7.

VII.RECOMENDACIONES

Se recomienda utilizar el T3 preparado con la proporción (arena 50 %, cascarilla de arroz 10 %, suelo 20 %, compost 20 %), para la obtención de un buen portainjerto.

Se recomienda realizar investigaciones con el T3, por presentar mejores niveles de nutrientes disponibles

Se recomienda realizar más investigaciones acerca de la interacción entre el volumen radicular y diámetro de planta.

Se recomienda más mezclas de sustratos que sean óptimos, para la propagación de la variedad Duke 7

Se recomienda hacer los análisis físicos de los sustratos, para determinar mejor sus propiedades.

Se recomienda injertar y prolongar las evaluaciones, hasta el establecimiento en campo definitivo.

Repetir el desarrollo vegetativo empleando otras variedades portainjertos de palto, como topa – topa y mexicano enano.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abad, M., Noguera, P. y Carrión, C. 2004. Los sustratos en los cultivos sin suelo. En: Urreztarazu, M. (Ed.). Tratado de cultivo sin suelo. Ediciones Mundi- prensa. Madrid. 113 - 158 pp.
- Abraham Solís, M. *et al.* 1999. Guía para Vivero de Aguacate. Ministerio de Agricultura y Ganadería, convenio costarricense alemán, dirección general de sanidad vegetal, departamento fitosanitario de exportación del programa nacional de viveros. Boletín divulgativo número 3. Departamentos agrícolas MAG. Costa Rica. 31 p.
- Aburto Guerrero, A. 2007. Evaluación de sustratos obtenidos a partir de la mezcla de un residuo orgánico bioprocesado con materiales comunes para la propagación de Palto.” Universidad de Chile de la Facultad de Ciencias Agronómicas. Tesis Ing. Agr. Santiago, Chile. 39 p.
- Acosta, C. 2006. Narraciones de la ciencia. El suelo agrícola un ser vivo. México. Limusa. pp. 55. Consultado 20 de Setiembre. Disponible en: <https://www.ucm.es/data/cont/media/www/pag79266/El%20suelo%20vivo.pdf>
- Ansorena, J. 1994. Propiedades y Caracterización de los Sustratos. Madrid. Mundi-Prensa. 172p.
- Ataucusi, S. 2014. Manejo técnico del cultivo de aguacate. Editorial Caritas del Perú. Primera edición. Arequipa, Perú. 41 p.
- Bernal E. Díaz D. C.A. 2008. (Compiladores). Tecnología Para el Cultivo del Aguacate. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, CORPOICA, Centro de Investigación la Selva, Rionegro, Antioquia, Colombia. Manual Técnico 5. 241 p. (En línea). (Consultado en noviembre de 2017). Disponible en: https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/13459/43103_50479.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

- Bartollini, F. y Petruccelli, R. 1992. Materiales para la preparación de sustratos. Hortofruticultura pp: 1 - 8.
- Barrientos Priego, A. Muñoz Pérez, M. Martínez Damián, T. 2006. Taxonomía, cultivares y portainjertos. In: Téliz, D, y A. Mora (Eds.). El Aguacate y su Manejo Integrado. 3ª edición. Biblioteca Básica de Agricultura, Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. pp. 30-62.
- Buckman, H. Brady, N. 1969. The nature and properties of soil. New York, Macmillan. 653 p.
- Bowman, D.C.; PAUL, J.L. 1983. Understanding of container media vital knowledge for growing successful plants. Pacific Coast Nurseryman and Garden Supply Dealer. March Issue.
- Calderón, F. 2002. La Cascarilla de Arroz "Caolinizada"; una Alternativa para Mejorar la Retención de Humedad como Sustrato para cultivos Hidropónicos. Bogotá. Colombia. 14 de noviembre. p. 01. Consultado 20 de octubre del 2017. Disponible en: http://www.drcalderonlabs.com/Investigaciones/Cascarilla_Caolinizada/La_Cascarilla_Caolinizada.htm
- Calderón, E. 1985. Fruticultura general. 3a ed. México, Limusa. 530 p.
- Campos Campos, H. 2015. Influencia de los sustratos orgánicos en el mejoramiento de la germinación de las semillas y crecimiento inicial de las plántulas del palto (*Persea americana*) variedad mexicana, bajo las condiciones de los campos agrícolas de la universidad nacional de educación Enrique Guzmán y Valle. Tesis Ing. Agr. Lima, Perú. 105 p.
- Cerda Flores, A. 2005. Problemas de Asfixia en Plantas de Vivero de Palto (*Persea americana Mill.*), y Ensayo de Diferentes Sustratos." Universidad de Quillota-Chile de la Facultad de Ciencias Agronómicas. Tesis Ing. Agr. Quillota, Chile. 48 P.

Cid Bailarín, M. 1993. Materiales Utilizados en la Elaboración de Sustratos.

Agrícola Vergel pp: 492 - 501.

Conover, C. Poole, R. 1981. Effect of soil compactio on physical properties of potting media and growth of *Pilea pubescens* Liebm. J. Amer. Soc. Hort. Sci pp: 604-607.

Compendio estadístico peru.2017. Agrario. Del instituto nacional de estadística e informática (INEI). 951 p. Consultado el 3 de noviembre del 2019. Disponible en: https://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/publicaciones_digitales/Est/Lib1483/cap13/cap13.pdf

Cruz, E. Can, A. Sandoval, M. Bugarín, R. Robles, A. Juárez, P. 2012. Sustratos en la horticultura. Xalisco, Nayarit, México 30 p.

Evans, M. Fonteno W. 1999. Get a handle on our growing media. Greenhouse Management and Production pp: 61-64.

Fonteno, W. Harden. C. Brewster J. 2000. Procedures for determining physical properties of horticultural substrates using the NCSU porometer. Horticultural Substrate Laboratory. North Carolina State University 26 p.

Gavande, S. 1972. Física de Suelo; Principio y Aplicación. México, Limusa Wiley. 351 p.

Gardiazabal, F. y Rosenberg, G. 1993. Cultivo del palto. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso. 112 p.

Garbanzo G. Vargas M. 2014. Determinación fisicoquímicos de diez mezclas de sustratos para producción de almácigos. Revistas de las sedes regionales (INTERSEDES). Universidad de costa Rica. Carlos Monge Alfaro. Volumen XV. número 30. Guanacaste. Costa Rica. 151-168 pp.

- González, F. 2011. Valoración económica del banco de germoplasma de paltos (*Persea americana* Miller) de la Universidad Nacional Hermilio Valdizán de Huánuco. Informe de investigación. Perú. 71 p.
- Hidalgo Loggiodice, P. Sindoni Vielma, M. Méndez Natera, JR. 2009. Importancia de la Selección y Manejo adecuado de Sustratos en la producción de plantas Frutales en vivero. INIA (Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, VE). Revista UDO Agrícola pp: 282-288.
- Hartman, H.T. Kester, D.E. 1964. Propagación de plantas. Principios y Técnicas. Editorial Cecsa. México. pp. 29-51.
- Hartmann, H. Kester, D. Dayves, F. 1990. Plant propagation, principles and practices. New Jersey, Prentice Hall. 647p.
- Incacutipa, K. 2015. Efecto del tamaño de corte apical y basal en los cotiledones de la semilla y sustratos en la propagación del porta injerto palto topa topa (*Persea americana* Mill). Consultado el 20 de julio del 2019. Disponible en: <http://repositorio.unjbg.edu.pe/handle/UNJBG/1800>
- Instituto Para La Investigación Tecnológica en la Agricultura (Intagri) 2018. Razas del cultivo de Aguacate. Serie Frutales. Núm. 32. Artículos de INTAGRI. México. 4 p.
- Labrador J. 2008. Manual Técnico Manejo del Suelo en los Sistemas de Producción Ecológica. 2 edición p. 47. Disponible en: <https://www.agroecologia.net/recursos/publicaciones/manualestecnicos/manual-suelos-jlabrador.pdf>
- Letey, J. Morgan, W. Richard, J. Valoras, N. 1966. Physical soil amendments, soil compaction, irrigation and wettingagents in turfgrass management III. Effects on oxygen diffusion rate and root growth. Agronomy Journal pp: 531-535.
- Lu, M. Menge, J. 2004. Mejoramiento de la productividad del palto. Mejoramiento de plantas: Selección y evaluación de variedades y portainjertos mejorados. 2º Seminario Internacional de Paltos. 29

septiembre al 1 de octubre, 2004. Sociedad Gardiazabal y Magdahl Ltda. Quillota, Chile p.14

Mejía Meneses, WV. 2010. Evaluación de los Injertos de Púa Terminal y Lateral de aguacate fuerte en patrones de Aguacate Nacional en Macetas, con cuatro sustratos en el Vivero de san Vicente de Pusir Carchi. Tesis Ing. Agr. Ibarra, Ecuador. 71 p.

Messerer Messerer, DA. 1998. Sustratos Alternativos en la Propagación de Palto (*Persea americana*). Taller de Licenciatura. Chile, Universidad Católica De Valparaíso. 65 p.

Manual Agropecuario. (2002). Tecnologías Orgánicas de la granja Integral. Auto Suficiente. Editorial Lexus. Bogotá, Colombia pp: 300-301

Meléndez, G. Soto, G. 2003. Taller de abonos orgánicos. El proyecto NOS del CATIE/GTZ (Centro de Investigaciones Agronómicas de la Universidad de Costa Rica y la Cámara de Insumos Agropecuarios No Sintéticos) p.155. Disponible en: <http://www.cia.ucr.ac.cr/pdf/Memorias/Memoria%20Taller%20Abonos%20Org%C3%A1nicos.pdf>

Monsalve Camacho O. 2016. Caracterización química de mezclas de materiales orgánicos y minerales con potencial de uso en cultivos sin suelo. De la Universidad Nacional de Colombia. Tesis de investigación para optar al título de magister en ciencias agrarias. Suelos y aguas. Bogotá. Colombia. 167 p.

Morales, C. 1995. Elaboración de sustratos para su utilización en la propagación de plantas frutales a partir de materiales no tradicionales. Quillota. Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía. 89p.

Melo Hernández, Y. 2011. Respuesta de la Inoculación de Micorrizas en Plántulas de Aguacate (*Persea americana Mill*) Variedad Hass en Diferentes Sustratos." Universidad Nacional de Colombia Facultad de Ciencias Agropecuarias. Tesis Ing. Agr. Colombia, Palmira. 136 p.

Mejía A. 2009. Manual técnico cultivo de aguacate. Asociación de productores de aguacate del retito (APROARE). Instituto colombiano agropecuario (ICA). 31 p.

Ministerio de Agricultura y Ganadería del Convenio Costarricense Alemán de la Dirección General de Sanidad Vegetal, Departamento Fitosanitario para el Programa Nacional de Viveros. 1999. Guía para el vivero de aguacate. Costa Rica, Depto. Publicaciones agrícolas MAG. pp. 31. Consultado 8 de enero del 2017. Disponible en: <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/F01-0970.pdf>

Mora, L. 1999. Sustratos Para Cultivos Sin Suelo o Hidroponía. Conferencia 73 del III Congreso nacional de suelos. San José. Costa Rica. p. 06. Consultado 20 de octubre del 2017. Disponible en: http://www.mag.go.cr/congreso_agronomico_xi/a50-6907-III_095.pdf

Napier, I. 1985. Técnicas de Viveros con Referencia en Centro América. Editores Graficentro. Honduras pp: 120-130

Nicolosi, R. Fertz, T. 1980. Evaluation of rootgrowth in varying medium densities and through dissimilar soil surface. Hort Science 644 p.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). 2017. Manual preparado por el Grupo de Cultivos Hortícolas de la Dirección de Producción y Protección Vegetal. El cultivo Protegido en Clima Mediterráneo. Roma p. 27. Consultado 14 de setiembre. 2017. Disponible en: <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/005/s8630S/s8630S00.pdf>

Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación no Tradicional, VIFINEX. 2002. Producción de sustratos para viveros (en línea). Costa Rica. Consultado 6 de setiembre del 2017. Disponible en: <http://www.cropprotection.es/documentos/Compostaje/Sustratos-para-Viveros.pdf>

- Quispe P. 2010. TECNOLOGÍA PRODUCTIVA DEL PALTO. Programa modular para el manejo técnico del cultivo de palto. Primera edición. 160 p.
- Razeto, B. 2000. El palto: un árbol magnífico, pero de discreta producción. En Aconex. 5 – 8 pp.
- Rivera, R. *et al.* Utilización de cepas eficientes de hongos micorrizicos arbusculares en el desarrollo de portainjertos de aguacate en un sustrato suelo-cachaza. Consultado el 28 de octubre del 2019. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/pdf/ctr/v32n2/ctr07211.pdf>
- Ros y Calcina, M. 1996. Cultivo sin sustrato: elección de sustrato. Horticultura 19 p.
- Rodríguez, F. 2003. Polinización y uso de variedades polinizantes en palto. INIA La Cruz.
- Salazar García, S. Barrientos Priego A. 2017. V Congreso latinoamericano del aguacate del 4 al 7 de setiembre. Organizado por la asociación de productores exportadores de aguacate de jalisco A.C. (APEAJAL). Ciudad de Guzmán. Jalisco. México. 513 p. Consultado 08 de agosto del 2018. Disponible en <https://www.agroclick.org/congreso-aguacate-mexico-2017/>
- Suquilanda, M. 1996. Serie Agricultura Orgánica. Ediciones UPS. Fundágro. Quito, Ecuador pp: 202-203.
- Sánchez, C. 2003. Abonos Orgánicos. Editorial Ripalme. Primera Edición. Lima, Perú pp. 36- 38
- Smittle, D. Williamson, R. 1977. Effect of soil compaction on nitrogen and water use efficiency root growth, yield and fruit shape of pickling cucumbers. J. Amer. Soc. Hort. Sci pp: 822-825
- Schmitz, J. Dutra, P. y Kampf, A. 2002. Propiedades químicas y físicas de sustratos de origen mineral u orgánica para o cultivo de mudas en recipientes. Ciencia Rural, Santa Maria. 32(6): 937- 944.

The Avocado. Botany, production and uses. Edited by Bruce Schaffer, B. Nigel Wolstenholme, Anthony Whiley. 23 de diciembre del 2012. Segunda Edición. 580 p. consultado el 09 de agosto del 2018. Disponible en https://books.google.com.pe/books?id=r0hpRJca3zEC&pg=PA212&lpg=PA212&dq=george+zentmyer+1978+duke+7&source=bl&ots=ora8LHreu&sig=AdSgg6A14yNxkdzaR3f9h2rLu8s&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwiq6i_ge3cAhVC7FMKHd33DK8Q6AEwAXoECAkQAQ#v=onepage&q=george%20zentmyer%201978%20duke%207&f=false

Trademap. 2018. Estadísticas Del Comercio para el desarrollo internacional de las empresas. Consultado el 4 de julio del 2018. Disponible en <https://www.trademap.org/Index.aspx>.

Tenorio, J. 2007. Manual para el cultivo del Palto; INICTEL-UNI.

Viera, W. *et al.* 2017. Germoplasma local de aguacate (*Persea americana* Mill.) tipo ´criollo` para la producción de portainjertos en el Ecuador. Consultado el 20 de setiembre del 2019. Disponible en: <http://repositorio.iniap.gob.ec/handle/41000/4626>

Warnecke, D.D.; Krauskopf, D.M. 1983. Greenhouse growth media: Testing and nutrition guidelines, Extension Bulletin E-1736. Cooperative Extension Service, Michigan State University.

Yataco, E. 2011. Efecto de aplicación de diferentes dosis de trichoderma harzyanun sobre el crecimiento de palto (*Persea americana* mill) var. topa topa en vivero bajo condiciones de lunahuanà. Consultado el 28 de octubre del 2019. Disponible en: <http://repositorio.unjfsc.edu.pe/handle/UNJFSC/112>

Zentmyer, G.A. 1978. The origin of root rot resistant rootstocks. California Avocado Society Yearbook 62: pp. 87-89

ANEXOS

ANEXO 01

DATOS DE CAMPO

Variable de parámetro de follaje

Cuadro N°60. Altura de planta a los 30 y 60 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 30 DDT																									
		REGISTRO ALTURA DE PLANTA (cm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	17.2	18.4	14.9	13.6	8.0	14.4	12.8	13.1	12.7	13.7	12.6	13.0	15.4	16.4	14.6	6.6	17.4	14.1	14.3	19.8	15.4	16.1	19.7	17.1	292.7	14.64
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	17.4	15.0	17.4	12.6	22.2	16.9	15.0	11.4	13.9	15.2	18.6	14.8	12.8	11.6	9.0	12.6	9.3	11.1	10.2	13.0	13.8	12.2	7.0	11.2	270.3	13.51
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	14.4	14.9	14.0	15.4	10.2	13.8	11.4	16.3	10.4	13.8	13.4	13.1	13.4	3.6	17.5	4.8	11.8	10.2	12.8	10.2	15.6	12.0	12.2	12.6	248.3	12.41
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	21.0	13.8	14.4	15.2	21.0	17.1	15.2	11.4	19.8	16.1	15.2	15.6	16.1	3.6	14.6	4.8	13.4	10.5	12.6	14.6	12.2	11.7	15.3	13.3	282.2	14.11
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	13.8	17.0	20.4	20.4	15.0	17.3	14.0	14.0	19.6	9.8	12.4	14.0	19.4	16.6	14.9	14.0	14.0	15.8	17.4	16.0	17.6	9.6	11.0	14.3	307.1	15.35
	Σ	83.8	79.1	81.1	77.2	76.4	397.7	68.5	66.3	76.4	68.7	72.2	352.0	77.2	51.8	70.6	42.8	65.9	308.4	67.3	73.6	74.7	61.6	65.2	342.5	1400.6	
	\bar{x}	16.76	15.82	16.23	15.44	15.28	15.9	13.70	13.25	15.28	13.73	14.45	14.1	15.44	10.36	14.13	8.57	13.19	12.3	13.47	14.71	14.94	12.33	13.05	13.7		14.0
TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 60 DDT																									
		REGISTRO ALTURA DE PLANTA (cm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	18.6	19.3	16.2	16.0	9.6	15.9	16.6	13.2	13.2	14.4	13.6	14.2	16.2	16.9	19.2	7.2	18.0	15.5	15.1	21.0	18.7	21.2	20.6	19.3	324.8	16.24
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	25.7	16.8	19.8	13.9	25.2	20.3	20.2	12.6	17.8	16	25.8	18.5	13.2	14.4	12.6	15.8	11.6	13.5	12.4	14	16.6	14.3	12.6	14.0	331.3	16.57
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	17.4	19.9	22.4	17.2	12.4	17.9	13.4	21.8	13.0	15.6	17.8	16.3	16.0	16.4	19.6	15.1	12.7	16.0	16.2	13.8	17.6	15.2	14.2	15.4	327.7	16.39
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	26	16.8	15.4	27	22.8	21.6	22.6	15.4	13.2	19	16	17.2	20.8	16.8	22.2	16.2	13.6	17.9	16.2	16.8	15.1	14.4	18	16.1	364.3	18.22
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	15.4	20.4	21.6	22.2	15.8	19.1	16.4	17.6	22.0	11.8	28.0	19.2	22.4	19.0	17.2	18.0	15.0	18.3	20.4	21.6	20.4	11.8	12.8	17.4	369.7	18.49
	Σ	103.1	93.2	95.4	96.2	85.8	473.8	89.2	80.7	79.1	76.8	101.1	426.9	88.6	83.5	90.7	72.3	70.9	406.1	80.3	87.2	88.5	76.9	78.2	411.2	1717.9	
	\bar{x}	20.61	18.65	19.09	19.24	17.16	19	17.85	16.14	15.82	15.35	20.22	17	17.72	16.70	18.14	14.46	14.18	16.2	16.06	17.44	17.69	15.39	15.65	16.4		17.18

Cuadro N°61. Altura de planta a los 90 y 120 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 90 DDT																									
		REGISTRO ALTURA DE PLANTA (cm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	19.4	21.6	17.4	18.0	10.8	17.4	17.0	15.0	14.4	15.0	19.2	16.1	18.0	18.0	20.4	8.4	19.8	16.9	15.6	24.0	19.8	22.8	21.6	20.8	356.3	17.81
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	32.4	22.2	23.0	16.8	32.4	25.4	25.4	15.6	21.6	19.2	32.4	22.8	15.6	18.0	14.4	17.4	14.4	16.0	15.6	16.8	19.2	20.4	21.0	18.6	413.9	20.69
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	22.2	22.2	29.6	22.2	15.0	22.2	19.8	32.0	18.0	19.2	24.0	22.6	22.8	21.0	21.6	20.4	16.8	20.5	22.8	19.2	23.4	22.8	21.0	21.8	436.1	21.80
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	30.0	18.0	19.2	36.0	27.0	26.0	40.8	21.6	15.6	25.2	25.2	25.7	24.6	21.6	26.4	23.4	15.4	22.3	25.2	22.2	23.4	24.0	19.8	22.9	484.6	24.23
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	19.8	29.2	25.2	24.0	19.8	23.6	24.6	22.8	26.4	18.6	28.2	24.1	26.4	22.8	20.4	19.8	14.4	20.8	22.2	29.4	21.6	15.6	14.4	20.6	445.6	22.28
Σ		123.8	113.2	114.5	117.0	105.0	573.5	127.7	107.0	96.0	97.2	129.0	111.4	107.4	101.4	103.2	89.4	80.8	96.4	101.4	111.6	107.4	105.6	97.8	104.8	2136.4	
\bar{x}		24.8	22.6	22.9	23.4	21.0	22.9	25.5	21.4	19.2	19.4	25.8	22.3	21.5	20.3	20.6	17.9	16.2	19.3	20.3	22.3	21.5	21.1	19.6	21.0		21.36

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 120 DDT																									
		REGISTRO ALTURA DE PLANTA (cm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	21.00	22.00	20.00	22.80	19.00	21.0	18.00	17.60	18.60	19.80	25.20	19.8	21.00	23.00	21.60	19.00	20.30	21.0	18.00	28.20	20.39	23.40	22.80	22.6	421.7	21.08
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	36.0	33.0	27.0	21.6	40.8	31.7	33.0	21.6	30.0	23.4	34.8	28.6	19.2	24.0	18.0	19.2	17.4	19.6	18.6	21.6	23.4	25.2	26.4	23.0	514.2	25.71
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	30.0	26.4	40.8	34.2	27.6	31.8	34.8	48.6	28.2	28.2	33.0	34.6	33.0	31.2	25.2	39.6	26.4	31.1	33.6	28.8	32.4	33.0	31.2	31.8	646.2	32.31
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	35.2	25.8	32.4	42.0	37.2	34.5	52.8	36.6	19.8	31.8	30.0	34.2	31.2	32.4	33.6	30.0	19.2	29.3	32.4	37.8	40.2	42.6	32.4	37.1	675.4	33.77
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	27.1	39.6	32.4	27	27.6	30.7	39.6	27	33.6	29.4	30	31.9	28.8	31.2	27	21.6	16.8	25.1	28.2	37.2	22	23.4	19.8	26.1	569.3	28.47
Σ		149.3	146.8	152.6	147.6	152.2	748.5	178.2	151.4	130.2	132.6	153.0	745.4	133.2	141.8	125.4	129.4	100.1	629.9	130.8	153.6	138.4	147.6	132.6	703.0	2826.8	
\bar{x}		29.85	29.36	30.52	29.52	30.44	29.9	35.64	30.28	26.04	26.52	30.60	29.8	26.64	28.36	25.08	25.88	20.02	25.2	26.16	30.72	27.68	29.52	26.52	28.1		28.27

Cuadro N°62. Altura de planta a los 150 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 150 DDT																									
		REGISTRO ALTURA DE PLANTA (cm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	26.5	27.6	24.5	27.6	26.8	26.6	25.4	23.5	24.5	27.2	30.8	26.3	28.4	27.6	26.5	25.4	26.5	26.9	20.4	31.8	21.6	26.5	27.6	25.6	526.7	26.34
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	43.2	42.0	32.4	27.0	47.4	38.4	19.0	16.8	40.2	33.0	46.8	31.2	27.6	27.6	25.2	43.2	22.2	29.2	26.4	29.4	28.8	32.4	34.8	30.4	645.4	32.27
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	41.4	35.4	46.8	39.0	33.6	39.2	46.2	61.8	45.0	40.8	38.4	46.4	46.8	40.2	38.4	48.0	34.8	41.6	42.0	40.8	46.8	61.2	40.8	46.3	868.2	43.41
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	44.4	38.4	40.8	53.4	38.4	43.1	64.2	43.2	40.8	34.8	34.8	43.6	44.4	37.8	40.2	40.2	30.0	38.5	44.4	48.0	46.2	52.8	33.6	45.0	850.8	42.54
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	34.2	45.6	38.4	42.0	39.6	40.0	43.2	36.0	39.6	38.4	38.4	39.1	40.8	40.2	37.2	28.8	22.8	34.0	30.6	49.2	23.4	34.2	22.8	32.0	725.4	36.27
	Σ	189.7	189.0	182.9	189.0	185.8	936.4	198.0	181.3	190.1	174.2	189.2	932.8	188.0	173.4	167.5	185.6	136.3	850.8	163.8	199.2	166.8	207.1	159.6	896.5	3616.5	
	\bar{x}	37.94	37.80	36.58	37.80	37.16	37.5	39.59	36.26	38.02	34.84	37.84	37.3	37.60	34.68	33.50	37.12	27.26	34.0	32.76	39.84	33.36	41.42	31.92	35.9		36.2

Cuadro N°63. Diámetro de planta a los 30 y 60 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 30 DDT																									
		REGISTRO DIAMETRO DE PLANTA (mm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	3.00	3.34	3.40	3.40	2.90	3.21	3.00	3.10	2.90	3.10	3.40	3.10	2.76	3.40	2.76	2.60	2.90	2.88	3.00	3.10	2.70	3.40	3.50	3.14	61.66	3.08
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	4.30	3.28	3.00	3.10	4.12	3.56	3.30	3.10	3.30	3.16	4.62	3.50	1.80	2.70	2.90	3.80	1.60	2.56	3.00	2.56	3.80	3.60	1.80	2.95	62.84	3.14
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	3.14	3.00	3.20	3.40	3.36	3.22	2.44	3.94	2.56	3.10	3.40	3.09	2.56	2.90	2.76	2.80	2.40	2.68	2.90	2.20	2.80	2.90	3.24	2.81	59.00	2.95
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	3.60	3.20	3.00	3.74	4.30	3.57	4.00	3.62	2.70	3.20	2.50	3.20	3.20	3.40	3.92	2.96	3.34	2.46	2.50	3.60	3.80	3.24	3.12	66.14	3.31	
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	2.76	4.00	3.70	3.66	3.64	3.55	3.14	3.00	3.00	2.60	3.00	2.95	3.44	3.40	3.52	2.60	2.56	3.10	2.76	3.20	2.50	2.40	3.50	2.87	62.38	3.12
	Σ	16.80	16.82	16.30	17.30	18.32	85.54	15.88	16.76	14.46	15.16	16.92	79.18	13.76	15.60	15.34	15.72	12.42	72.84	14.12	13.56	15.40	16.10	15.28	74.46	312.0	
	\bar{x}	3.36	3.36	3.26	3.46	3.66	3.42	3.18	3.35	2.89	3.03	3.38	3.17	2.75	3.12	3.07	3.14	2.48	2.91	2.82	2.71	3.08	3.22	3.06	2.98		3.12
TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 60 DDT																									
		REGISTRO DIAMETRO DE PLANTA 60 DIAS (mm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	3.30	3.35	3.60	3.60	3.05	3.38	3.20	3.35	3.10	3.40	3.60	3.33	3.20	3.90	3.00	2.80	3.10	3.20	3.10	3.40	3.60	4.00	4.20	3.66	67.85	3.39
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	4.56	4.00	3.10	3.20	4.40	3.85	3.40	3.35	4.60	3.25	5.10	3.94	2.00	2.90	3.05	4.40	1.90	2.85	3.20	2.90	3.90	3.80	3.90	3.54	70.91	3.55
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	3.30	3.20	3.80	4.15	3.60	3.61	3.35	4.20	3.20	3.20	3.60	3.51	4.20	4.20	3.60	4.00	2.60	3.72	3.00	2.90	2.90	3.75	3.60	3.23	70.35	3.52
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	4.20	3.35	3.10	4.50	4.96	4.02	4.80	3.85	2.90	3.40	2.60	3.51	3.40	4.00	4.60	4.80	3.80	4.12	3.40	4.25	4.40	4.30	3.60	3.99	78.21	3.91
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	3.95	4.25	3.95	3.85	3.85	3.97	3.20	3.80	3.20	2.80	3.20	3.24	4.00	3.80	4.06	3.50	3.30	3.73	3.70	4.20	3.30	2.90	3.60	3.54	72.41	3.62
	Σ	19.31	18.15	17.55	19.30	19.86	94.17	17.95	18.55	17.00	16.05	18.10	87.65	16.80	18.80	18.31	19.50	14.70	88.11	16.40	17.65	18.10	18.75	18.90	89.80	359.7	
	\bar{x}	3.86	3.63	3.51	3.86	3.97	3.77	3.59	3.71	3.40	3.21	3.62	3.51	3.36	3.76	3.66	3.90	2.94	3.52	3.28	3.53	3.62	3.75	3.78	3.59		3.60

Cuadro N°64. Diámetro de planta a los 90 y 120 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 90 DDT																									
		REGISTRO DIAMETRO DE PLANTA (mm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	3.45	3.80	3.90	3.70	4.30	3.83	3.60	3.60	3.20	4.20	3.80	3.68	3.35	4.20	3.40	3.00	3.30	3.45	3.20	3.66	3.70	4.10	4.30	3.79	73.76	3.69
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	5.20	4.50	3.65	3.90	4.65	4.38	4.25	3.46	4.90	3.85	5.75	4.44	2.20	3.65	3.60	4.60	2.00	3.21	3.40	3.00	4.00	5.45	4.60	4.09	80.61	4.03
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	4.30	3.60	4.80	4.80	3.85	4.27	3.00	4.95	3.60	3.80	3.85	3.84	4.40	4.70	3.60	5.10	4.20	4.40	3.40	3.20	3.15	4.00	3.85	3.52	80.15	4.01
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	4.40	3.60	5.70	5.75	5.20	4.93	5.80	4.75	3.60	4.20	4.30	4.53	5.00	4.70	5.80	5.60	4.00	5.02	5.00	5.00	5.00	5.20	4.20	4.88	96.80	4.84
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	4.10	5.20	4.10	4.00	3.90	4.26	3.40	3.90	3.85	3.95	3.65	3.75	4.30	3.85	3.30	3.60	3.50	3.71	4.60	4.80	3.60	3.85	5.00	4.37	80.45	4.02
Σ		21.45	20.70	22.15	22.15	21.90	108.4	20.1	20.66	19.15	20.00	21.4	101.2	19.25	21.1	19.70	21.90	17.00	98.95	19.60	19.66	19.45	22.60	21.95	103.3	411.8	
\bar{x}		4.29	4.14	4.43	4.43	4.38	4.33	4.01	4.13	3.83	4.00	4.27	4.05	3.85	4.22	3.94	4.38	3.40	3.96	3.92	3.93	3.89	4.52	4.39	4.13		4.12

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 120 DDT																									
		REGISTRO DIAMETRO DE PLANTA (mm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	3.92	4.12	4.00	3.80	4.42	4.05	3.64	3.72	3.20	4.92	4.22	3.94	3.76	4.24	3.74	3.10	3.38	3.64	3.50	4.24	3.80	4.20	4.42	4.03	78.34	3.92
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	5.70	4.60	4.10	5.04	5.70	5.03	4.32	3.94	5.70	4.00	6.44	4.88	3.34	4.10	3.74	4.62	3.14	3.79	3.54	3.94	4.40	5.60	5.00	4.50	90.96	4.55
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	4.32	4.38	5.10	5.80	4.32	4.78	3.70	5.56	4.32	5.60	5.00	4.84	4.72	4.98	4.62	6.44	4.52	5.06	5.32	4.54	4.36	5.36	4.68	4.85	97.64	4.88
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	4.60	3.80	5.90	6.82	5.74	5.37	5.88	6.66	4.00	5.70	4.74	5.40	5.80	5.36	5.80	6.40	4.10	5.49	5.00	5.42	5.46	5.74	4.76	5.28	107.68	5.38
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	4.32	5.78	4.82	4.60	4.32	4.77	4.72	4.06	4.50	4.92	4.30	4.50	4.92	4.94	4.10	4.70	4.44	4.62	4.70	6.10	3.94	4.62	5.86	5.04	94.66	4.73
Σ		22.86	22.68	23.92	26.06	24.50	120.0	22.3	23.94	21.72	25.14	24.7	117.8	22.5	23.6	22.00	25.26	19.58	113.00	22.06	24.24	21.96	25.52	24.72	118.50	469.3	
\bar{x}		4.57	4.54	4.78	5.21	4.90	4.80	4.45	4.79	4.34	5.03	4.94	4.71	4.51	4.72	4.40	5.05	3.92	4.52	4.41	4.85	4.39	5.10	4.94	4.74		4.69

Cuadro N°65. Diámetro de planta a los 150 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 150 DDT																									
		REGISTRO DIAMETRO DE PLANTA (mm)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	4.3	4.52	4.7	4.5	4.8	4.56	3.94	4.5	3.36	4.24	4.54	4.12	4.14	4.6	4.3	4.5	3.8	4.27	3.9	5.22	4.64	4.9	4.56	4.64	87.96	4.40
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	5.8	5.7	4.72	6.64	6.2	5.81	6.22	4.64	6.68	5.7	7.26	6.10	3.74	4.9	4.86	6.44	3.94	4.78	3.94	5.4	4.7	6.4	6.4	5.38	110.32	5.52
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	5.5	3.6	6.2	5.86	5.9	5.41	4.84	7.22	4.92	7.34	6.3	6.12	5.54	6.2	5.3	7.8	4.8	5.93	5.54	5.4	5.38	6.28	5.78	5.68	115.70	5.79
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	5.26	6.9	6.4	7.74	6.38	6.54	6.76	6.84	7.2	7.42	5.82	6.81	6.8	6.8	7.6	7.3	6.8	7.06	5.54	5.78	5.76	7.76	5.9	6.15	132.76	6.64
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	4.66	7.4	5.78	4.72	5.14	5.54	5.1	4.76	5.26	5.56	5	5.14	5.54	5.56	5	5.24	4.72	5.21	5	6.68	4.6	6.2	6.6	5.82	108.52	5.43
	Σ	25.52	28.12	27.80	29.46	28.42	139.32	26.86	27.96	27.42	30.26	28.92	141.42	25.76	28.06	27.06	31.28	24.06	136.22	23.92	28.48	25.08	31.54	29.28	138.30	555.3	
	\bar{x}	5.10	5.62	5.56	5.89	5.68	5.57	5.37	5.59	5.48	6.05	5.78	5.66	5.15	5.61	5.41	6.26	4.81	5.45	4.78	5.70	5.02	6.31	5.86	5.53		5.55

Cuadro N°66. Registro de numero de hojas por planta 150 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 150 DDT																									
		REGISTRO NUMERO DE HOJAS																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	11	14	15	16	14	14	10	20	10	12	16	14	13	15	12	17	16	15	11	15	10	11	19	13	277	14
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	28	26	17	18	28	23	25	16	22	23	24	22	13	16	18	21	14	16	18	24	26	38	20	25	435	22
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	23	21	19	21	17	20	26	30	22	20	25	25	25	20	21	21	19	21	27	27	28	28	30	28	470	24
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	28	12	20	20	20	20	30	29	17	23	23	24	17	26	21	27	26	23	28	23	24	24	24	25	462	23
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	24	27	20	22	25	24	21	22	19	21	13	19	25	22	22	17	17	21	19	27	16	19	28	22	426	21
	Σ	114	100	91	97	104	506	112	117	90	99	101	519	93	99	94	103	92	481	103	116	104	120	121	564	2070	
	\bar{x}	22.8	20.0	18.2	19.4	20.8	20	22.4	23.4	18.0	19.8	20.2	21	18.6	19.8	18.8	20.6	18.4	19	20.6	23.2	20.8	24.0	24.2	23		21

Variable de parámetro radicular

Cuadro N°67. Volumen radicular por planta a los 150 DDT

TIPOS DE SUSTRATOS	TRATAMIENTO	EVALUACION A LOS 150 DDT																									
		CALCULO VOLUMEN RADICULAR (cm ³)																									
		1	2	3	4	5	\bar{x}	6	7	8	9	10	\bar{x}	11	12	13	14	15	\bar{x}	16	17	18	19	20	\bar{x}	Σ	\bar{x}
Suelo 75 % + 25 % cascarilla de arroz	T0	30.0	20.0	25.0	30.0	25.0	26.0	20.0	25.0	22.0	25.0	20.0	22.4	20.0	30.0	25.0	20.0	25.0	24.0	30.0	20.0	25.0	22.0	25.0	24.4	484.0	24.20
Arena 60 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 10 % + compost 20 %	T1	60.0	40.0	28.0	35.0	25.0	37.6	30.0	40.0	35.0	45.0	40.0	38.0	30.0	40.0	35.0	32.0	28.0	33.0	50.0	38.0	30.0	42.0	34.0	38.8	737.0	36.85
Arena 40 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 20 % + compost 20 %	T2	30.0	40.0	45.0	36.0	38.0	37.8	40.0	50.0	45.0	42.0	36.0	42.6	50.0	40.0	45.0	48.0	46.0	45.8	40.0	30.0	35.0	38.0	36.0	35.8	810.0	40.50
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 10 % + suelo 20 % + compost 20 %	T3	70.0	40.0	45.0	48.0	50.0	50.6	60.0	55.0	45.0	55.0	48.0	52.6	50.0	60.0	45.0	64.0	68.0	57.4	50.0	60.0	55.0	52.0	58.0	55.0	1078.0	53.90
Arena 50 % + Cascarilla de arroz 20 % + suelo 10 % + compost 20 %	T4	40.0	30.0	35.0	36.0	34.0	35.0	40.0	30.0	35.0	32.0	38.0	35.0	50.0	40.0	30.0	35.0	30.0	37.0	40.0	40.0	36.0	42.0	38.0	39.2	731.0	36.55
	Σ	230	170	178	185	172	935.0	190	200	182	199	182	953.0	200	210	180	199	197	986.0	210	188	181	196	191	966.0	3840.0	
	\bar{x}	46.0	34.0	35.6	37.0	34.4	37.4	38.0	40.0	36.4	39.8	36.4	38.1	40.0	42.0	36.0	39.8	39.4	39.4	42.0	37.6	36.2	39.2	38.2	38.6		38.4

ANEXO 02

Cálculo de sustrato

T1	
Arena	60%
Cascarilla de arroz	10%
Suelo	10%
Compost	20%
Total	100%

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 60\%$$

$$x = 0.096 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 10\%$$

$$x = 0.016 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 10\%$$

$$x = 0.016 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

T2	
Arena	40%
Cascarilla de arroz	20%
Suelo	20%
Compost	20%
Total	100%

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 40\%$$

$$x = 0.064 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

T3	
Arena	50%
Cascarilla de arroz	10%
Suelo	20%
Compost	20%
Total	100%

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 50\%$$

$$x = 0.08 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 10\%$$

$$x = 0.016 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

T4	
Arena	50%
Cascarilla de arroz	20%
Suelo	10%
Compost	20%
Total	100%

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 50\%$$

$$x = 0.08 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 10\%$$

$$x = 0.016 \text{ m}^3$$

$$0.16 \text{ m}^3 \text{ ————— } 100\%$$

$$x \text{ ————— } 20\%$$

$$x = 0.032 \text{ m}^3$$

ANEXO 03

PRESUPUESTO

Cuadro N°68. Costo de producción para instalación

Instalación y mantenimiento:	Vivero				
Variedad:	Duke 7	Fecha de Costeo:	13 de setiembre de 2017		
		Nivel Tecnológico:	MEDIA		
Densidad:	200 Plantas				
PERÍODO VEGETATIVO	7 meses				
		UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	COSTO TOTAL
I. COSTOS DIRECTOS					1266,3
Insumos					
Bolsa		Und	200	0,1	16
sustratos					
Materia organica		kg	90	1,5	135
Arena		m3	0,32	90	28,8
Aserrin		kg	15	0,5	7,5
Suelo		m3	0,256	80	40
semillas		Und	200	0,5	100
fungicidas		Lt	1,00	30	30
Agua		m3	12	20	240
herramientas					
Pala		Und	2	20	40
Saranda		Und	1	50	50
Paletas		Und	3	3	9
Mano de Obra					
1. Preparación de la cama		Jornal	6	30	180
2. Preparacion semilla		Jornal	2	30	60
3. Preparación de sustrato		Jornal	4	30	120
4. Embolse		Jornal	2	30	60
5. Siembra		Jornal	2	30	60
3. Labores Culturales					
a. Deshierbo y Riego		Jornal	2	30	60
c. Mantenimiento		Jornal	1	30	30
II. COSTOS INDIRECTOS					63,32
Asistencia Técnica y/o Capacitación		% C.Directo	2 %		25,33
Gastos Administrativos		% C.Directo	3 %		37,99
COSTO TOTAL (soles por 200 plantones):					1329,615

ANEXO 04

Análisis de sustrato



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
 Tingo Maria
Facultad de Agronomía - Laboratorio de Análisis de Suelos, Aguas y Ecotoxicología
 Av. Universitaria s/n Telef. (062) 562342 - Celular 941531359 Apto. 156
analisisdesuelosunas@hotmail.com



ANALISIS ESPECIAL

SOLICITANTE:		ORIHUELA CORREA MEIL J.					PROCEDENCIA:		CAYHUANA - HUANUCO							
DATOS DE LA MUESTRA		ANALISIS PROXIMAL					RESULTADOS EN BASE SECA									
		Humedad Hd (%)	EN BASE HUMEDA		EN BASE SECA		PORCENTAJE (%)						PARTES POR MILLON (PPM)			
Código	tipo		Materia Orgánica (%)	Cenizas (%)	Materia Orgánica (%)	Cenizas (%)	N (%)	P ₂ O ₅ (%)	Ca (%)	Mg (%)	K (%)	Na (%)	Cu ppm	Fe ppm	Zn ppm	Mn ppm
M0603	T1	0.40	4.36	95.24	4.38	95.62	0.22	0.12	0.98	0.16	0.16	0.07	22	18600	126	306
M0604	T2	0.16	6.32	93.51	6.33	93.67	0.23	0.06	0.66	0.14	0.11	0.05	11	8681	72	226
M0605	T3	0.14	4.92	94.94	4.92	95.08	0.29	0.13	0.88	0.16	0.15	0.07	21	15080	120	340
M0606	T4	0.35	5.35	94.30	5.37	94.63	0.26	0.07	0.45	0.12	0.12	0.08	15	10335	99	277

MUESTREADO POR EL SOLICITANTE
 TINGO MARIA, 22 DE AGOSTO DEL 2018
 RECIBO N° 0548348

ND: NO DETECTABLE



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
 LAB. ANALISIS DE SUELOS

Luis G. Mansilla
 Inge. Luis G. Mansilla Miraya
 JEFE



Figura N°19. Análisis de sustrato de cuatro tratamientos

ANEXO 04

Panel fotográfico



Figura 21. Despulpado de la semilla



Figura 22. Incorporación de ácido giberelico



Figura 23. Desinfección de la semilla

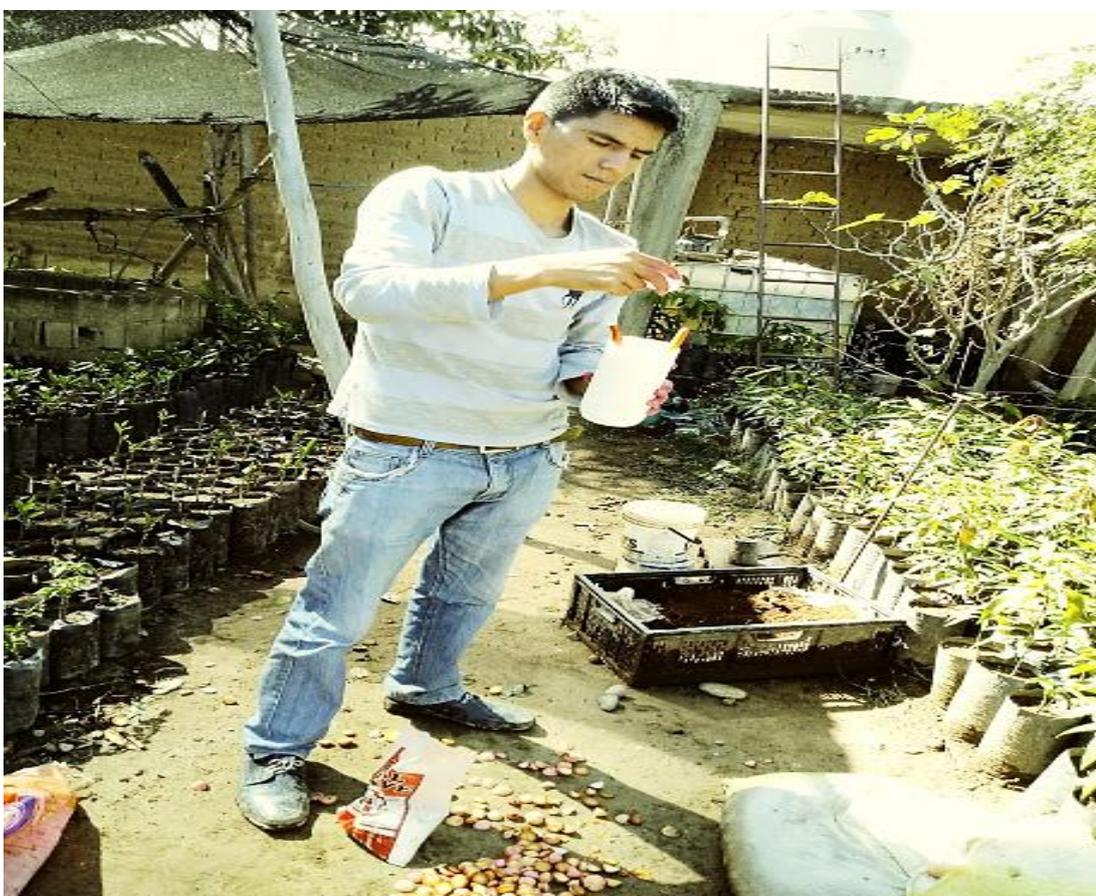


Figura 24. Desinfección de tijera



Figura 25. Corte apical de la semilla



Figura 26. Germinación en contenedores de arena



Figura 27. Riego de las semillas en los contenedores de pregerminación



Figura 28. Tratamiento de sustrato de suelo por insolación



Figura 29. Tamizado y desinfección de la arena



Figura 30. Emergencia de las plántulas a 1 mes



Figura 31. Medición de cada sustrato de volumen requerido



Figura 32. Dosificación y mezcla de cada sustrato, por cada porcentaje establecido.



Figura 33. Llenado de las bolsas y repicado de cada plántula



Figura 34. Plántulas establecidas después de repicado



Figura 35. Enfermedades y plagas en vivero



Figura 36. Aplicación de fungicidas e insecticidas orgánicos



Figura 37. Bioestimulante aplicado a las plántulas



Figura 38. Evaluación diámetro de planta



Figura 39. Evaluación altura de planta



Figura 40. Utilización de EPPs



Figura 41. Conteo numero de hojas de cada planta



Figura 42. Comparativo de cada tratamiento a los 150 DDT



Figura 43. Calculo de volumen radicular de cada tratamiento



Figura 44. Cálculo de volumen radicular de cada tratamiento



Figura 45. Plántulas obtenidas a los 150 DDT



Figura 46. Visita de los jurados al campo experimental