

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO INICIAL DE
PLÁNTULAS DE *Caesalpineia spinosa* (TARA) Y
Enterolobium cyclocarpum (OREJA DE NEGRO) EN
DIFERENTES SUSTRATOS EN SIEMBRA DIRECTA EN
BOLSAS BAJO TINGLADO.**

Presentado por:

Remo Quenter Espinosa Alcalá

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO FORESTAL

Lima - Perú
2018

DEDICATORIA

A mis padres, Cesar y Esperanza, por enseñarme el camino para alcanzar este peldaño más en mi carrera y mi vida.

A mi hermano David, que nunca me dejó solo y me guía en cada paso que doy.

A mi esposa Celia, mi compañera, y mejor amiga, sólo tú pudiste hacer que mi ilusión por este sueño nunca se apague, gracias por ser mi soporte cada día.

A ti mi Joaquín Ignacio, te amo hijo; eres el motor de mi vida.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento:

Al profesor Ing. Fernando Bulnes Soriano, por aceptar la dirección de la presente investigación como mi asesor, su aporte y apoyo permitieron que este trabajo sea realidad.

Al profesor Ing. Ignacio Lombardi Indacochea, su experiencia y conocimientos constituyen un pilar fundamental en la formación de todo Forestal.

A la profesora Ing. Rosa María Hermoza Espezúa, sus valiosos consejos y aportes sumaron mucho en esta investigación.

A la profesora Dra. María Manta Nolasco gracias por el tiempo y las conversaciones brindadas en distintas etapas de mi carrera como Ing. Forestal.

Al Vivero Forestal de la Facultad de Ciencias Forestales, dirigido por la Ing. Luisa Morales; gracias por brindarme todas las facilidades para la realización de la parte experimental de esta investigación.

A mi tío Marco Antonio y toda mi familia, gracias por apoyarme y aconsejarme siempre.

Al Dr. Reynel, Ing. Barrena, Ing. Bozovich, Ing. Chuquicaja muchas gracias por ser mis mentores y enseñarme tanto.

A todos mis amigos Forestales, un eterno gracias por apoyarme en este largo camino profesional.

RESUMEN

El presente estudio se desarrolló en el Vivero Forestal de la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad Nacional Agraria La Molina, en donde se evaluó el crecimiento de dos especies forestales, *Caesalpinea spinosa* (“Tara”) y *Enterolobium cyclocarpum* (“Oreja de negro”), con el fin de determinar la influencia de diferentes mezclas de sustratos en el crecimiento inicial. Ambas especies son de importancia en el ámbito urbano; entre ellas la “Tara” es aprovechable por productos como gomas y taninos y la “Oreja de negro”, debido a su rápido crecimiento y tamaño significativo, hace de esta una especie interesante en áreas verdes. La investigación se desarrolló durante cinco meses, considerando desde; la selección de semillas, escarificación, preparación y combinación de sustratos, sembrado de semillas en bolsa, germinación, evaluación en campo, análisis, estudios e interpretación de resultados. Se trabajó con cuatro mezclas de sustratos (T0, T1, T2 y T3), los cuales conformaron un testigo y tres pruebas, en las que ambas especies forestales antes mencionadas fueron sembradas directamente en bolsa. Los componentes de dichas mezclas fueron: Tierra agrícola, Compost de producción tradicional y Compost producido con microorganismos efectivos en diferentes proporciones. El crecimiento de las plántulas fue evaluado desde la pérdida de los cotiledones iniciales, los parámetros de crecimiento a medir fueron: diámetro a la altura de cuello y altura. Mediante pruebas estadísticas se determinó que el sustrato T1 (tierra agrícola, compost tradicional y compost producido con microorganismos efectivos en proporción 2:1:1 respectivamente) presentó el mayor crecimiento en altura para cada especie. Mientras que el sustrato T3 (tierra agrícola, compost tradicional y compost producido con microorganismos efectivos en proporción 3:2:1 respectivamente) presentó el mayor crecimiento en diámetro.

Palabras claves:

Crecimiento, Plántula, *Caesalpinea spinosa*, *Enterolobium cyclocarpum*, Sustratos.

ÍNDICE GENERAL

Página

| | |
|--|-----------|
| I. Introducción | 1 |
| II. Revisión de Literatura | 3 |
| 1. Generalidades de un vivero forestal. | 3 |
| 1.1. Definición..... | 3 |
| 1.2. Tipos de viveros..... | 4 |
| 1.3. Componentes del vivero forestal..... | 5 |
| 1.4. Sistemas de producción de plantas forestales..... | 5 |
| 1.4.1. Sistema de producción en bolsas de polietileno..... | 6 |
| 1.4.2. Selección de semilla..... | 6 |
| 1.4.3. Tratamientos pre-germinativos..... | 6 |
| 1.4.4. Siembra..... | 7 |
| 1.4.5. Disponibilidad de agua..... | 8 |
| 1.4.6. Deshierbe..... | 8 |
| 1.5. Definición de crecimiento..... | 9 |
| 1.6. Análisis matemático del crecimiento..... | 9 |
| 1.7. Modelo teórico de crecimiento de plántulas..... | 12 |
| 2. Factores que influyen en el crecimiento de plántulas durante su propagación en viveros | 13 |
| 2.1. Riego..... | 13 |
| 2.2. Temperatura..... | 13 |
| 3. Sustrato | 14 |
| 3.1. Definición..... | 14 |
| 3.2. Componentes de un sustrato..... | 15 |
| 3.3. Tipos de sustratos..... | 16 |
| 3.4. Propiedades de un sustrato óptimo para la propagación en vivero..... | 16 |
| 3.5. Propiedades físicas de los sustratos..... | 18 |
| 3.5.1. Granulometría..... | 18 |
| 3.5.2. Porosidad..... | 18 |
| 3.5.3. Densidad aparente..... | 19 |
| 3.5.4. Estructura..... | 19 |
| 3.6. Propiedades químicas de los sustratos..... | 20 |
| 3.6.1. Capacidad de intercambio catiónico (CIC)..... | 21 |
| 3.6.2. PH..... | 21 |
| 3.6.3. Relación carbono-nitrógeno (C/N)..... | 22 |
| 3.6.4. Conductividad eléctrica (CE)..... | 22 |
| 3.6.5. Contenido de nitrógeno..... | 22 |
| 3.7. Características biológicas de los sustratos..... | 22 |
| 3.7.1. Macronutrientes..... | 23 |
| 4. Calidad de las plantas forestales | 24 |
| 4.1.1. Diámetro a la altura del cuello (DAC)..... | 24 |
| 4.1.2. Altura..... | 24 |
| 5. Especies en estudio | 25 |
| 5.1. <i>CaesalpinEa spinosa</i> (Feuillée ex Molina) Kuntze “Tara” (ver Figura 12)..... | 25 |
| 5.1.1. Generalidades..... | 25 |
| 5.1.2. Distribución..... | 25 |
| 5.1.3. Clasificación taxonómica..... | 26 |
| 5.1.4. Requerimientos..... | 26 |
| 5.1.5. Propagación..... | 27 |

| | | |
|--------------|---|-----------|
| 5.1.6. | Crecimiento en vivero..... | 27 |
| 5.2. | <i>Enterolobium cyclocarpum</i> (Jacq.) Griseb “Oreja de negro” (Ver Figura 13) | 27 |
| 5.2.1. | Generalidades..... | 28 |
| 5.2.2. | Distribución..... | 28 |
| 5.2.3. | Clasificación taxonómica..... | 28 |
| 5.2.4. | Requerimientos para cultivo..... | 29 |
| 5.2.5. | Propagación..... | 29 |
| 5.2.6. | Crecimiento en vivero..... | 30 |
| III. | Materiales y Métodos | 31 |
| 1. | Ubicación. | 31 |
| 2. | Materiales, herramientas, equipos e insumos | 32 |
| 2.1. | Materiales e insumos..... | 32 |
| 2.2. | Herramientas (Figura 19) | 34 |
| 2.3. | Equipos..... | 34 |
| 2.4. | Instrumentos (Figura 20)..... | 35 |
| 3. | Metodología | 36 |
| 3.1. | Sistema de propagación..... | 36 |
| 3.2. | Tratamientos pre-germinativos | 36 |
| 3.3. | Preparación de los sustratos | 36 |
| 3.4. | Caracterización del compost empleado..... | 37 |
| 3.5. | Embolsado del sustrato..... | 39 |
| 3.6. | Siembra..... | 40 |
| 3.7. | Riego..... | 40 |
| 3.8. | Codificación de individuos | 40 |
| 3.9. | Selección de individuos a evaluar | 41 |
| 3.10. | Evaluación | 42 |
| 3.10.1. | Duración de la toma de datos..... | 42 |
| 3.10.2. | Períodos de evaluación | 42 |
| 3.10.3. | Evaluación del diámetro a la altura del cuello | 42 |
| 3.10.4. | Evaluación de la altura | 42 |
| 3.10.5. | Análisis estadístico..... | 42 |
| IV. | Resultados y discusión..... | 45 |
| 1. | Análisis de crecimiento en altura de plántulas de <i>Caesalpineia spinosa</i>..... | 45 |
| 2. | Análisis de crecimiento en diámetro a la altura de cuello de <i>C. spinosa</i> | 47 |
| 3. | Análisis de crecimiento en altura de plántulas de <i>Enterolobium cyclocarpum</i> | 49 |
| 4. | Análisis de crecimiento en diámetro a la altura del cuello de plántulas de <i>Enterolobium Cyclocarpum</i> | 51 |
| 5. | Análisis de muestras de sustratos..... | 53 |
| V. | Conclusiones | 55 |
| VI. | Recomendaciones | 57 |
| VII. | Referencias bibliográficas..... | 59 |
| VIII. | Anexos..... | 63 |

Índice de tablas

| | Página |
|--|--------|
| Tabla 1: Condiciones óptimas de desarrollo de “Tara” | 26 |
| Tabla 2: Condiciones óptimas de desarrollo de “Oreja de negro” | 29 |
| Tabla 3: Composición de los sustratos | 38 |
| Tabla 4: Contenido de macronutrientes por tratamiento..... | 38 |
| Tabla 5: Visualización del proceso de diseño de experimento..... | 43 |
| Tabla 6: Supervivencia de individuos por especie | 45 |
| Tabla 7: Resumen descriptivo para incremento en altura de <i>C. spinosa</i> | 45 |
| Tabla 8: Análisis de varianza para el incremento en altura de <i>C. Spinosa</i> | 47 |
| Tabla 9: Resumen descriptivo para incremento en diámetro de <i>C. espinosa</i> | 47 |
| Tabla 10: Análisis de varianza para el incremento en diámetro de <i>C. Spinosa</i> | 49 |
| Tabla 11: Resumen descriptivo para incremento en altura de <i>E. cyclocarpum</i> | 49 |
| Tabla 12: Análisis de varianza para el incremento en altura de <i>E. cyclocarpum</i> | 50 |
| Tabla 13: Resumen descriptivo para incremento en diámetro de <i>E. cyclocarpum</i> | 51 |
| Tabla 14: Análisis de varianza para el incremento en diámetro a la altura de cuello de <i>E. cyclocarpum</i> | 52 |
| Tabla 15: Comparación de contenidos de macronutrientes, pH y conductividad eléctrica por sustrato. | 54 |
| Tabla 16: Comparación de texturas por sustrato | 54 |

Índice de figuras

| | Página |
|--|--------|
| Figura 1: Producción de plantas en un vivero forestal | 3 |
| Figura 2: Tipos de Viveros | 4 |
| Figura 3: Componentes de un vivero forestal | 5 |
| Figura 4: Plántulas forestales en vivero..... | 6 |
| Figura 5: Tratamientos pre-germinativos | 7 |
| Figura 6: Crecimiento de plantones forestales..... | 9 |
| Figura 7: Curva sigmoidea de crecimiento y curva de tasa de crecimiento..... | 11 |
| Figura 8: Mezclas de sustrato listas para envasado. | 15 |
| Figura 9: Tipos de estructura del suelo..... | 20 |
| Figura 10: Plántula de calidad producida en vivero..... | 24 |
| Figura 11: <i>Caesalpinea spinosa</i> (“Tara”)..... | 25 |
| Figura 12: Muestra dendrológica de <i>Caesalpinea spinosa</i> | 27 |
| Figura 13: <i>Enterolobium cyclocarpum</i> (“Oreja de negro”)..... | 27 |
| Figura 14: Muestra dendrológica de <i>Enterolobium cyclocarpum</i> | 29 |
| Figura 15: Ubicación del área del estudio dentro de las instalaciones del Vivero Forestal..... | 31 |
| Figura 16: Muestras de semilla de “Tara” (izquierda) y “Oreja de Negro” (derecha)... | 32 |
| Figura 17: Preparación de sustratos | 33 |
| Figura 18: Embolsado de sustratos | 33 |
| Figura 19: Herramientas: carretilla (a la izquierda) y zaranda (a la derecha)..... | 34 |
| Figura 20: Instrumentos (vernier digital y regla metálica)..... | 35 |
| Figura 21: Siembra en bolsa. | 36 |
| Figura 22: Preparación del sustrato..... | 37 |
| Figura 23: Colecta de muestra para caracterización de los sustratos..... | 39 |
| Figura 24: Embolsado de las mezclas y colocación de bolsas en camas de repique..... | 39 |
| Figura 25: Riego en camas de repique..... | 40 |
| Figura 26: Codificación de plántulas. | 41 |
| Figura 27: Bolsas codificadas y ordenadas en cama de repique. | 41 |
| Figura 28: Distribución de plántulas de <i>C. spinosa</i> según su altura promedio total por tipo de tratamiento | 46 |

| | | |
|------------|--|----|
| Figura 29: | Distribución de plántulas de <i>C. spinosa</i> según su diámetro promedio por tipo de tratamiento..... | 48 |
| Figura 30: | Distribución de plántulas de <i>E. cyclocarpum</i> según su altura promedio total por tipo de tratamiento..... | 50 |
| Figura 31: | Distribución de plántulas de <i>E. cyclocarpum</i> según su diámetro promedio por tipo de tratamiento..... | 52 |

Índice de anexos

| | Página |
|--|--------|
| Anexo 1. Formato de evaluación | 63 |
| Anexo 2. Resultados de caracterización de sustratos. | 64 |
| Anexo 3. Distribución de plantas de “Tara” según altura total (cm.) por tipo de tratamiento. | 65 |
| Anexo 4. Distribución de plantas de oreja de negro según altura total (cm.) por tipo de tratamiento. | 66 |
| Anexo 5. Cuadro resumen de datos de altura promedio de <i>C.spinosa</i> por evaluación..... | 67 |
| Anexo 6. Cuadro resumen de datos de diámetro promedio de <i>C.spinosa</i> por evaluación. | 68 |
| Anexo 7. Cuadro resumen de datos de altura promedio de <i>E.cyclocarpum</i> por evaluación. | 69 |
| Anexo 8. Cuadro resumen de datos de diámetro promedio de <i>E.cyclocarpum</i> por evaluación. | 70 |

I. INTRODUCCIÓN

En los últimos años se ha apreciado la instalación y establecimiento de viveros para la producción forestal tanto en la ciudad de Lima, como también en los distintos departamentos de nuestro país. Esto se debe principalmente a la creciente demanda de plántones requeridos para diversos proyectos de forestación y reforestación. (IIAP-OIMT 2014).

El vivero forestal es un espacio destinado a la producción de plántones de calidad, en la cantidad que se requiera y al menor costo posible. (Buamscha et al. 2012; SERFOR 2016). Éste provee una serie de condiciones hídricas, climáticas, fitosanitarias, edáficas y nutricionales que favorecen el crecimiento y desarrollo de los árboles. A través del riego se administra el agua que permite el desarrollo de todos los procesos metabólicos de la planta. La temperatura y la radiación solar se regulan mediante el uso de tinglados. Las plagas y ataques de insectos se controlan con el uso de agroquímicos y prácticas culturales adecuadas. Finalmente, los nutrientes que participan en el crecimiento se otorgan a través del sustrato.

El cuidado que reciben los plántones durante su crecimiento inicial en un vivero forestal es de gran importancia para obtener plantas de calidad; supervisar los factores que afecten el desarrollo de los plántones garantiza un alto porcentaje de establecimiento de estos en el campo (Rodríguez 2010). El agua, la temperatura y el sustrato son algunos de los factores que más afectan en el crecimiento de los plántones; siendo este último el que más influye, ya que les brinda nutrientes y soporte, también protege a las raíces durante el transporte a campo definitivo (J-Green 2006 citado por USAID 2014).

El sustrato posee un conjunto de propiedades físicas, químicas y biológicas originadas en los materiales que lo componen; entre estos se pueden mencionar: tierra de la capa arable de campos agrícolas, el compost, la arena de río, el musgo y el estiércol descompuesto. De dichas propiedades, las físicas son determinantes pues luego de instalada la planta no se pueden modificar; a diferencia de las químicas y biológicas, que a través de enmiendas pueden variar.

Se considera un sustrato de calidad a aquel cuyas propiedades físicas y químicas promuevan el crecimiento rápido y saludable de los plántones. Los viveros manejan varios insumos con

los que formulan sus sustratos. Tradicionalmente se prepara una mezcla de tierra de campos agrícolas conocida como “tierra de chacra”; con un material inerte-inactivo como la arena y un material rico en materia orgánica descompuesta (CONIF 2002).

En viveros se puede realizar una propagación de plantas en bolsa, para dicha actividad no existe un sustrato ideal. Este, dependerá de las características de la planta a propagar, las condiciones ambientales del lugar de propagación y el manejo en vivero. Así, de acuerdo al tipo de plantas que producen, los viveros forestales agrupan los sustratos y manejan mezclas estándar sin considerar la medida en que éstas favorecen el crecimiento de las plántulas y su calidad. Observando la necesidad de establecer relaciones entre sustratos y crecimiento de plántulas, se propuso esta investigación, que busca contribuir al conocimiento de sustratos que favorezcan el crecimiento de plántulas de especies forestales en su fase inicial en vivero.

El estudio se realizó en el Vivero Forestal y el Laboratorio de Silvicultura, ubicados en el campus de la Universidad Nacional Agraria La Molina, entre los meses de diciembre de 2016 y abril de 2017. Se seleccionaron dos especies forestales propagadas en el Vivero Forestal: *Caesalpinia spinosa* (“Tara”), por su gran interés industrial debido a los taninos y gomas que produce y su potencial en plantaciones forestales que aprovechen sus múltiples productos secundarios; y *Enterolobium cyclocarpum* (“Oreja de negro”) por su valor ornamental, su uso en el ornato urbano y su tolerancia a riegos espaciados que permite su desarrollo en zonas de climas combinados: fresco, desértico y húmedo a la vez, como Lima.

Específicamente, esta investigación buscó evaluar y determinar el crecimiento en altura y diámetro al cuello de plántulas de las dos especies forestales mencionadas en cuatro sustratos diferentes; comparar el crecimiento de cada especie en los sustratos e identificar el mayor crecimiento en relación a las variables de estudio que repercuta en menores costos de producción en vivero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

1. GENERALIDADES DE UN VIVERO FORESTAL.

1.1. DEFINICIÓN.

El vivero forestal es un área con una infraestructura destinada especialmente a la producción de plantas forestales para diferentes fines, ya sean ornamentales, frutales y/o maderables (Rojas 1994, CONIF 2002). Es en este lugar en donde se controlan diferentes condiciones como temperatura, humedad, suelo, ataque de plagas y/o enfermedades, ataque de animales, entre otros (INTA s.f.). El fin de un vivero forestal, tal como se muestra en la Figura 1, es el de producir plantas de óptima calidad mediante la aplicación de tratamientos adecuados, en la cantidad que es requerida, al menor costo de producción posible y en el momento apropiado para su instalación en el campo definitivo, o también, ser vendidas con buen rendimiento (Martel *et al.* 2011).



Figura 1: Producción de plantas en un vivero forestal

FUENTE: Adaptado de SENATUR (2016)

1.2. TIPOS DE VIVEROS.

Los viveros se clasifican, tradicionalmente, teniendo en cuenta la magnitud de producción y su permanencia en el sitio, en viveros permanentes y temporales (ver Figura 2) (YRIDA s.f.). Los viveros permanentes, también llamados viveros fijos, son aquellos que se establecen por tiempo indefinidos. La producción de plantas forestales es en grandes cantidades y de forma sostenida (CONIF 2002, CLUSVIDOM 2015). Estos requieren de infraestructura básica (almacenes, invernaderos, etc.) bastante sólida (YRIDA s.f.). Los viveros temporales, llamados también volantes, se establecen durante períodos cortos de tiempo, se establecen generalmente en el mismo lugar a realizar la plantación (YRIDA s.f.). El nivel de producción de plantas forestales es bajo. Consta de estructuras sencillas, abaratando los costos de instalación y mantenimiento (CLUSVIDOM 2015). Otra clasificación de viveros forestales está basada en la intencionalidad de la producción, clasificándolos en viveros forestales comerciales, cuyo fin es la venta de plantas forestales, viveros forestales de investigación, donde la producción está destinada a ensayos, y los viveros forestales de producción específica, los cuales abastecen programas o proyectos concretos (YRIDA s.f.).



A) Vivero Temporal (Casero)

B) Vivero Permanente (Tecnificado)

Figura 2: Tipos de Viveros

FUENTE: Adaptado de Morillo (2016)

1.3. COMPONENTES DEL VIVERO FORESTAL.

Un vivero forestal debe contar con la infraestructura mínima requerida, la cual debe estar distribuida en diferentes áreas. De acuerdo a Piñuela *et al.* (2013), estas infraestructuras son las instalaciones de protección, donde se consideran a las cercas perimetrales, las instalaciones de acceso, que comprenden los caminos y pasillos, las instalaciones de riego, donde se consideran el almacenamiento del agua y los diferentes sistemas de riego, las instalaciones de producción y otras instalaciones (Ver Figura 3).



Figura 3: Componentes de un vivero forestal

FUENTE: Tomado de Morillo (2016)

1.4. SISTEMAS DE PRODUCCIÓN DE PLANTAS FORESTALES.

Los sistemas de producción son todos aquellos métodos que permiten la propagación y manejo de plántulas forestales en los viveros (Rojas 1994). La elección del sistema de producción determinará la calidad de la planta forestal, el costo por planta, la cantidad de terreno requerida en el vivero, la facilidad de transporte de material y el óptimo desarrollo de los árboles en el campo (Rojas 1994). Tradicionalmente, la producción de plantas forestales se ha dividido en dos sistemas, plántulas a raíz desnuda y plántulas en contenedores. La producción a raíz desnuda se obtiene de suelos naturales, a campo abierto, por el contrario, en la producción en contenedores se hace uso del sustrato artificial para el cultivo, bajo condiciones ambientales controladas, donde los factores limitativos pueden ser manipulados (USDA 1995).

1.4.1. SISTEMA DE PRODUCCIÓN EN BOLSAS DE POLIETILENO

Dentro del sistema de producción en contenedores se tiene a las bolsas de polietileno, como se puede observar en la Figura 4, estos son los contenedores más utilizados en los viveros de todo el mundo ya que resultan más baratas, y fáciles de transportar y almacenar (Buamscha et al. 2012). Estas bolsas contienen polietileno en baja densidad, en la base poseen un fuelle, el cual es un doblez lateral hacia adentro que sirve para reforzar la estructura de la bolsa y para proporcionarle estabilidad, y también perforaciones las cuales permiten el drenaje y aireación del sistema radicular de la planta.



Figura 4: Plántulas forestales en vivero.

FUENTE: Adaptado de Trujillo (2014)

1.4.2. SELECCIÓN DE SEMILLA.

Existen diversos métodos o técnicas para seleccionar y separar las semillas con las mejores características físicas para su posterior uso. El método flotación es uno de ellos, este se fundamenta en el hecho de que flotan solo aquellas semillas vacías, vanas y/o aquellas cuyo peso sea muy inferior al del promedio (Oliva *et al.* 2014).

1.4.3. TRATAMIENTOS PRE-GERMINATIVOS.

Los tratamientos pre-germinativos son todos aquellos procedimientos necesarios para romper la latencia de las semillas (Donoso y Arnold, citados por Varela *et al.* 2011). El término latencia o resistencia a la germinación de una semilla viable, es comúnmente utilizado cuando una semilla, que a pesar de contar con factores apropiados para su germinación no ocurre (Rodríguez s.f.). La latencia o dormancia es un mecanismo natural que tienen las semillas de muchas especies para no germinar bajo condiciones ambientales no adecuadas. Se le

considera como una estrategia de defensa que tienen las especies en la naturaleza para su perpetuación (Buamscha *et al.* 2012). Los tratamientos pre-germinativos más comúnmente utilizados antes de la siembra son la escarificación, estratificación y lixiviación (Ramírez *et al.* 2015). El tratamiento pre-germinativo que se aplica con mayor generalidad a las semillas de tara es la del remojo en agua fría o caliente, aunque también en algunos casos se lija la testa (ver Figura 5) o se usa ácido sulfúrico diluido (Díaz 2010). En el caso de las semillas de oreja de negro, la escarificación mecánica con lima o lija reporta el más alto porcentaje de germinación (100%), a pesar de ello, la inmersión en agua caliente (75°- 100°C), la cual estimula la germinación en un 80 a 85%, es el tratamiento más usado ya que demanda menor tiempo (Salazar, 2000).



Figura 5: Tratamientos pre-germinativos

FUENTE: Adaptado de López (2013)

1.4.4. SIEMBRA.

La siembra es una de las labores más importantes pues llega a ser determinante para alcanzar la calidad total de las plantas (Silva *et al.* 2004; Buamscha *et al.* 2012). Esta labor debe realizarse de manera cuidadosa y se deben de tener algunas precauciones como saturar el sustrato con anticipación para evitar que, al llenarse los espacios porosos, la semilla se precipite (Silva *et al.* 2004). Para contenedores la siembra es directa, la semilla es depositada en agujero realizado en el sustrato. Este debe tener una profundidad igual al doble de la medida del diámetro de la semilla (Buamscha *et al.* 2012). En gran parte, el éxito de la siembra depende del linaje o calidad del lote de semillas (de ello depende también la homogeneidad en tallas), de la época y profundidad en que la siembra se realice y de la densidad de siembra (Vázquez *et al.* 1997)

1.4.5. DISPONIBILIDAD DE AGUA.

El contenido de agua con el que se debe manejar el sustrato durante el proceso de germinación es importante, la siembra se debe realizar normalmente cuando el contenido de agua interno es cercano al 30%. Un contenido de humedad cercano al punto de capacidad del contenedor, en la zona de la semilla, es adecuado para la etapa de germinación, si los valores son menores o excesivos, afectaran negativamente en el proceso. Esta actividad resulta de gran importancia ya que si el sustrato sufre una pérdida excesiva de humedad la germinación se reduce considerablemente ocasionando que la semilla se seque posteriormente, por el contrario, el exceso de humedad provoca un decaimiento en la germinación (Vázquez *et al.* 1997). Al momento del riego se debe tener cuidado con la presión del agua, ya que, si es mucha o cae directamente y fuerte en el sustrato, puede desenterrar la semilla dejándola expuesta ocasionando su desecación (Vázquez *et al.* 1997).

1.4.6. DESHIERBE.

Las hierbas que crecen junto a las plántulas propagadas pueden convertirse en un serio problema sino se eliminan en su momento. Estas constituyen competencia por agua, luz, espacio y nutrientes y son refugio de plagas y enfermedades (Jiménez 1994). Se recomienda deshierbar luego del riego y antes que se lleve la plántula a campo definitivo (Jimenez 1994). Así mismo, no se debe esperar a que las hierbas desarrollen mucho ya que ello originaría que sus raíces se entrecruzan con las de la plántula y al ser extraídas las dañen (Oliva *et al.* 2014).



Figura 6: Crecimiento de plantones forestales

FUENTE: Tomado de Producción en Vivero (s.f.)

1.5. DEFINICIÓN DE CRECIMIENTO.

La sede de toda actividad vital es el protoplasma activo de las células vivas; así, el crecimiento puede definirse, teóricamente, como un aumento de protoplasma activo. Sin embargo, el término comprende también la formación de materia inerte en los tejidos leñosos y de otro tipo. Sumando a este argumento la imposibilidad de medir el protoplasma de un organismo vivo, la definición de crecimiento inicialmente señalada resulta inviable (James 1967).

De Armas *et al.* (1988), Bidwell (2000), Salisbury y Ross (2000) definen crecimiento como el aumento irreversible de tamaño de una célula, órgano u organismo. Este fenómeno es acompañado por procesos como la morfogénesis y la diferenciación celular (Taiz y Zeiger, citados por Barrera *et al.* s.f.) y depende de la fotosíntesis, la respiración, la división celular, la elongación, entre otros procesos (Mohr, citado por Barrera *et al.* s.f.).

Asímismo, De Armas *et al.* (1998) afirma que, el crecimiento está regulado por factores internos; como la variación genética y las sustancias reguladoras del crecimiento, y por factores externos; como la intensidad de la luz, la temperatura, la disponibilidad de agua y los nutrientes en el suelo (ver Figura 6).

1.6. ANÁLISIS MATEMÁTICO DEL CRECIMIENTO.

Hunt, citado por Barrera *et al.* (2010), explica que el análisis matemático del crecimiento es una aproximación cuantitativa, que usa datos para la descripción e interpretación de las plantas

que crecen bajo ambiente natural, seminatural o controlado. Como los procesos de crecimiento y desarrollo son tan complejos, resulta difícil encontrar un modelo matemático que los describa satisfactoriamente. No obstante, es valioso hacer un análisis matemático de los aspectos simples del crecimiento porque al hacerlo se revela la naturaleza de algunos de los factores que lo gobiernan (Bidwell 2000).

Los modelos de crecimiento que se formulan partir del análisis matemático se agrupan en dos (Barrera *et al.* 2010):

- *Modelos empíricos o descriptivos*: No tiene en cuenta explícitamente los efectos del ambiente, por lo tanto, las funciones son básicamente descriptivas y se ajustan a unas condiciones específicas sin que se puedan extrapolar los resultados a otras condiciones. La interpretación cuantitativa de este modelo se ha desarrollado bajo dos enfoques: el primero, el análisis tradicional o clásico, que involucra la toma de datos en función del tiempo en un gran número de muestras, con los cuales se genera funciones paramétricas y curvas del crecimiento. El segundo, el análisis funcional o dinámico, el cual comprende medidas a intervalos de tiempos más frecuentes y en un pequeño número de plantas. En ambos enfoques el análisis del crecimiento puede hacerse para plantas individuales o para comunidades de plantas.
- *Modelos causales, mecánicos o explicativos*: Están compuestos por submodelos descriptivos más sencillos, definidos en función a algunos procesos propios del crecimiento como la expansión celular y el desarrollo del área foliar.

Un primer modelo de crecimiento se sustenta en el crecimiento bacteriano o de plantas unicelulares. En éste cada célula madre produce, en intervalos regulares, dos células idénticas, constituyéndose una colonia que crece en todas las direcciones conforme a una ley de interés compuesto. Cuando los nutrientes escaseen o la cantidad de desecho metabólico tóxico es alta el crecimiento cesará (Bidwell 2000). La mayoría de plantas superiores no sigue este modelo por largo tiempo; pronto desarrollan un modelo meristemático, donde el crecimiento tiene lugar solamente en sitios discretos y es esencialmente unidimensional (Bidwell 2000).

En base a esta idea se funda el sistema más antiguo para estudiar el crecimiento de las plantas, que consistía en medir el aumento en longitud del eje principal de la planta; sin embargo, esto presentaba serias desventajas pues no tenía en cuenta el crecimiento en grosor, que no es necesariamente proporcional al crecimiento en longitud (James 1967).

La cinética del crecimiento de un organismo se describe por medio de una curva sigmoidea. Dicha curva se divide en tres fases: la fase logarítmica o exponencial, la fase linear y la fase de declinación, llamada también de envejecimiento o senilidad. De acuerdo a Bidwell (1990), la tasa de crecimiento se incrementa continuamente en la fase exponencial, es constante durante la fase linear y declina hasta llegar a cero durante la senilidad (Figura 7). En la primera fase el crecimiento es lento, la segunda, rápida y en la tercera, se torna otra vez lenta, consecuencia de factores internos que lo limitan (De Armas *et al.* 1998).

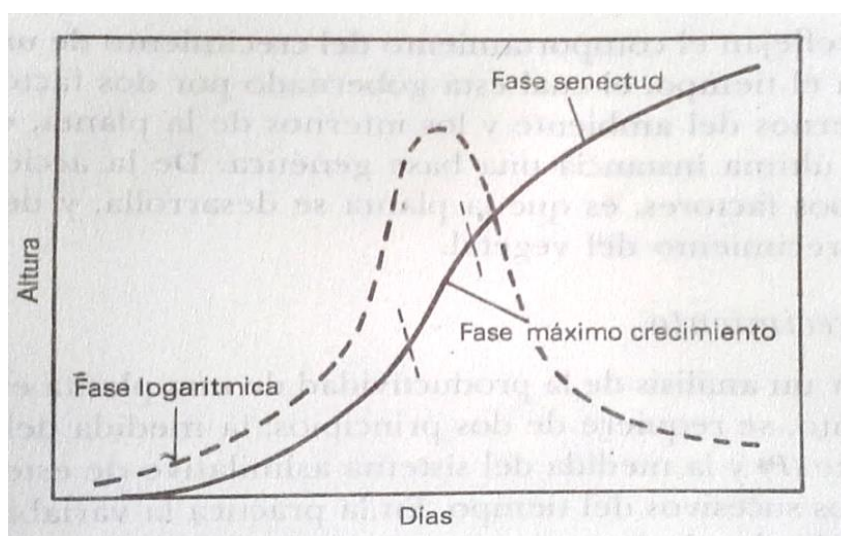


Figura 7: Curva sigmoidea de crecimiento y curva de tasa de crecimiento

FUENTE: Adaptado de De Armas et al. (1998)

Es necesario remarcar que las curvas presentadas líneas arriba son idealizadas, habiéndose suprimido las perturbaciones causadas por la variación ambiental y los eventos del desarrollo; como la floración y fructificación que suelen reducir el crecimiento vegetativo. Muchas plantas presentan una curva del crecimiento bastante diferente; dónde una u otra fase puede prolongarse o suprimirse resultado (Bidwell 2000).

La mayoría de plantas superiores no sigue el patrón de crecimiento descrito por largo tiempo; muy pronto desarrollan un crecimiento meristemático; que tiene lugar solamente en sitios discretos (Bidwell, 1990).

Existen dos metodologías para realizar el análisis matemático del crecimiento:

- *Análisis tradicional o clásico*, que involucra la toma de datos cada una o dos semanas en un gran número de muestras, generándose funciones paramétricas del crecimiento, y el

análisis funcional o dinámico; que comprende medidas a intervalos de tiempo más frecuentes y en un pequeño número de plantas. Ambas metodologías constituyen la base para elaborar modelos descriptivos del crecimiento (Barrera *et al.* s.f.).

- *Análisis estadístico del crecimiento*, que resulta útil para la descripción e interpretación de las plantas que crecen bajo ambiente natural, seminatural o controlado (Barrera *et al.* s.f.).

Los datos de crecimiento en altura de especies perennes son escasos, en especial árboles, pero es probable que sigan curvas sigmoidales, con zonas planas prolongadas originadas por el invierno o los periodos secos. Para especies coníferas la altura de los árboles se incrementa durante la primavera y verano; al llegar el invierno, el proceso entra en latencia debido a las noches largas y las temperaturas bajas. El crecimiento en diámetro continúa, con velocidad decreciente, hasta mucho después de que se detiene el crecimiento en altura (Salisbury y Ross 2000).

1.7. MODELO TEÓRICO DE CRECIMIENTO DE PLANTONES.

Mexal (2012) menciona que cuando la semilla germina en contenedores, la raíz crece rápidamente hasta llegar al fondo del envase, usualmente, en unos pocos días. La elongación del tallo continúa hasta el final de la temporada cuando se reducen las horas de luz. Al terminar la elongación del tallo, aumenta el crecimiento de la raíz, especialmente durante la fase de endurecimiento, momento en que también disminuye el crecimiento de la biomasa del tallo, por otro lado, el incremento del diámetro tiende a ser lineal a lo largo de todo el período de crecimiento.

2. FACTORES QUE INFLUYEN EN EL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DURANTE SU PROPAGACIÓN EN VIVEROS.

2.1. RIEGO.

El agua es el factor que más puede afectar el crecimiento y la sanidad de las plantas por sí solo, ya que es esencial para casi todos los procesos vegetales como la fotosíntesis, el transporte de nutrientes, el crecimiento y el desarrollo celular. De hecho, del 80 al 90% del peso de un plantón es agua, por lo cual el manejo del riego es una de las tareas más trascendentes dentro de un vivero (Buamscha et al. 2012). El agua necesaria para el desarrollo las plántulas se proveen a través del riego, que está dirigido a mantener el sustrato siempre húmedo (Galloway y Borgo 1985).

En contenedores se debe aplicar la cantidad justa de agua en cada riego para forzar una leve lixiviación. Si la cantidad de agua aplicada es baja, el sustrato se reseca y se produce una acumulación de sales de los fertilizantes utilizados, causando daño por salinidad o quemadura. Si por el contrario, se aplica una alta cantidad de agua, el fertilizante es lixiviado de los contenedores y se pierde (Buamscha et al. 2012). Otro problema se genera si el riego es muy frecuente ya que el sustrato permanecerá muy húmedo propiciando el desarrollo de enfermedades en la raíz (Buamscha et al. 2012).

El riego más común que se presenta en los viveros es el manual, este requiere de equipamiento simple lo cual abarata costos, pero también se requiere de personal calificado para realizar el riego. Un buen riego manual implica: (1) dirigir el agua hacia las raíces de las plantas, (2) evitar mojar el follaje, en la medida de lo posible, para ahorrar agua y evitar enfermedades foliares, (3) usar un tipo de boquilla apropiado y una cantidad de agua adecuada para cada cultivo, (4) ajustar el flujo, el volumen y la velocidad del riego para ser eficientes en el uso del agua, evitando la compactación o el lavado del medio de crecimiento (Biernbaum, citado por Buamscha et al. 2012), y (5) aplicar el agua en forma uniforme, teniendo en cuenta variaciones micro climáticas dentro del vivero.

2.2. TEMPERATURA.

Cada especie presenta una curva de actividad biológica en función a la temperatura, ya que esta influye en la absorción de nutrientes y agua y en la tasa de transpiración. Si esta es mayor que la tasa de absorción de agua se produce el llamado estrés hídrico y estrés térmico (Alcaraz 2012, Reyes 2013). La temperatura, como todo factor ambiental que afecta a un proceso fisiológico, tiene un valor de máxima eficiencia: la temperatura óptima de germinación. Se

entiende como tal, a aquel valor en el cual, en un ensayo de germinación, se obtienen los valores más altos de capacidad y energía germinativa de las semillas (Buamscha *et al.* 2012).

3. SUSTRATO.

3.1. DEFINICIÓN

Pastor (1999) define sustrato como todo material sólido diferente del suelo, pudiendo ser natural o sintético, mineral u orgánico y que, colocado en contenedores de forma pura o mezclado, permite el anclaje de las plantas a través de su sistema radicular pudiendo intervenir o no en el proceso de nutrición de la planta.

El sustrato es el medio de crecimiento que tiene como función proporcionar a las plantas agua, aire, nutrientes minerales y soporte físico durante su permanencia en el vivero (Buamscha *et al.* 2012). En el sustrato se puede sembrar semillas e insertar esquejes, estacas o plántulas. Su objetivo es propiciar un buen crecimiento dentro del espacio limitado que ofrece su contenedor (macetas, bolsas, jardineras, etc.) (Alvarado y Solano, 2002).

Encontrar un sustrato que cumpla con las funciones antes mencionadas resulta difícil, es por ello que se suele mezclar distintos materiales cuyas propiedades individuales logran en conjunto proveer a la planta nutrientes minerales, agua, aire y soporte físico durante su permanencia en el vivero (Navall s.f.; Buamscha *et al.* 2012). En su elaboración se puede utilizar compost, arena de río, estiércol descompuesto, tierra de capa arable de campos agrícolas, acículas de pino, viruta, etc. Estos materiales se mezclan (ver Figura 8) buscando que cada uno aporte características al sustrato que favorezcan al crecimiento y desarrollo de las plantas.



Figura 8: Mezclas de sustrato listas para envasado.

FUENTE: Tomado de Tipos de sustrato para plantar (s.f.)

3.2. COMPONENTES DE UN SUSTRATO.

En la práctica casi nunca se usa un solo material o insumo como sustrato, generalmente consisten en mezclas de diversos materiales o insumos en diversas proporciones (Burés, 1997) tales como:

- *Tierra agrícola:* Tiene algunas características entre las que destacan, su textura franca y su contenido de materia orgánica (media a alta), se usa en la producción agrícola. Es la parte principal del sustrato cuya textura fina en condiciones óptimas tiene la consistencia de migajas de pan negro, en general viene de tierras de cultivo (Pastor 1999).
- *Compost:* El compost es abono orgánico sólido, que se obtiene cuando microorganismos degradan residuos vegetales o animales, sea en condiciones aeróbicas o anaeróbicas; resultando un producto favorable para el crecimiento de las plantas (FONCODES 2014). El compost es uno de los mejores abonos orgánicos que se puede obtener en forma fácil y que permite mantener la fertilidad de los suelos con excelentes resultados en el rendimiento de los cultivos. Es el resultado de un proceso controlado de descomposición de materiales orgánicos debido a la actividad de alimentación de diferentes organismos del suelo (bacterias, hongos, lombrices, ácaros, insectos, etc.) en presencia de aire (oxígeno). El abono compostado es un producto estable, que se le llama humus. Este abono orgánico se construye con el estiércol de los animales de granja (aves, caballos,

vacas, ovejas o cerdos), residuos de cosechas, desperdicios orgánicos domésticos y papel. (Burés 1997).

3.3. TIPOS DE SUSTRATOS.

Los sustratos se pueden clasificar de acuerdo al origen de los materiales, su naturaleza, sus propiedades, su capacidad de degradación, entre otros criterios. (INFOAGRO, citado por Picón 2013). Asimismo, el autor señala que los sustratos, según el origen de sus materiales, se puede clasificar en:

- Materiales orgánicos
- Materiales inorgánicos o minerales.

Pastor (2000) clasifica a los sustratos de acuerdo su participación en la nutrición de la planta en:

- Sustratos inertes, que actúan únicamente como soporte de las plantas (perlita, lana de roca, roca volcánica, etc.).
- Sustratos activos, que intervienen en procesos de adsorción y fijación de nutrientes (turbas, corteza de pino, etc.).

Burés (2002) agrupa los sustratos según a su reactividad en:

- Sustratos químicamente inertes; que no se descomponen química o bioquímicamente, no liberan elementos solubles de forma notable ni tienen capacidad de absorber elementos añadidos a la solución del sustrato. En los sustratos inertes no existe transferencia de materia entre el material sólido y la solución (fase líquida del sustrato).
- Sustratos químicamente activos o no inertes, que reaccionan liberando elementos debido a la degradación, disolución o reacción de los compuestos que forman el material sólido del sustrato o bien absorbiendo elementos en su superficie que pueden intercambiar con los elementos disueltos en la fase líquida.

3.4. PROPIEDADES DE UN SUSTRATO ÓPTIMO PARA LA PROPAGACIÓN EN VIVERO.

No existe el sustrato ideal universal. Cada usuario debe ajustar el sustrato a sus necesidades (Burés 2002). Ello dependerá del tipo de plantas que produce, la fase del proceso de

propagación en el que se interviene (almácigo, estaquillado, crecimiento, etc.), las condiciones climatológicas y, lo que es fundamental, del manejo del sustrato (Pastor 2000, Alvarado y Solano 2002). Se tiene constancia de que las propiedades del sustrato inducen características diferenciales de las plantas que crecen en él (Pastor 2000). Por ello, Cabrera (1999) afirma que, para propagar exitosamente plantas en contenedor, se requiere de la comprensión de cómo las propiedades del sustrato afectan el crecimiento de las plantas.

En general un buen sustrato debe proporcionar la máxima cantidad de agua, el mayor volumen de aire, los elementos nutritivos necesarios y que, además, no contenga ningún componente que frene el crecimiento de la planta (Burés 2002). Pastor (2000) e ICRAF (s.f.) listan los requerimientos específicos que un sustrato debe tener para potencializar el crecimiento de las plantas que albergan:

- Elevada aireación.
- Elevada capacidad de retención de agua fácilmente disponible para la planta.
- Baja densidad aparente para facilitar el transporte.
- Contiene los nutrientes necesarios para el crecimiento y el desarrollo de las plantas.
- No contiene semillas de maleza, ni una gran cantidad de sales tóxicas, hongos, bacterias o insectos nocivos.
- Puede ser esterilizado sin que cambien sus características.
- Su calidad es constante de un año a otro.
- Baja salinidad.
- Elevada capacidad buffer.
- Baja velocidad de descomposición de su materia orgánica.
- Estabilidad estructural.
- De fácil producción y disponibilidad en los centros de propagación.
- De bajo costo.

- Fácil manejo (mezclado, desinfección, etc.).

El precio y la disponibilidad del sustrato son dos factores que, en determinadas circunstancias, resultan decisivos en la elección y gestión del sustrato. Se recomienda que este debe estar disponible al viverista en cualquier época del año y mantener sus características constantes durante toda la producción (Pastor 2000).

Normalmente, cuando se caracteriza sustratos, se suele agrupar sus propiedades en físicas, químicas y biológicas. A través del conocimiento de estas propiedades podemos formular sustratos y gestionar su manejo para alcanzar el crecimiento óptimo de la planta. (Cabrera 1999, Burés 2002).

3.5. PROPIEDADES FÍSICAS DE LOS SUSTRATOS.

Las propiedades físicas resultan de enorme importancia para el correcto desarrollo de la planta. (Pastor 1999). Dentro de las propiedades físicas más importantes se tiene la granulometría, porosidad, densidad aparente y estructura (Burés 1999).

3.5.1. GRANULOMETRÍA

La granulometría tiene como finalidad obtener la distribución por tamaño de las partículas presentes en una muestra de suelo. Es el aspecto más importante de las características de un medio de crecimiento que se utilice en la producción de plantas en contenedor, ya que una adecuada distribución de poros en el medio de crecimiento es determinante en el intercambio de gases del sistema radical de las plantas lo que a su vez influirá directamente en la absorción de nutrientes y agua. (Buamscha *et al.* 2012) Para obtener la distribución de tamaños, se emplean tamices normalizados y numerados, dispuestos en orden decreciente. Para suelos con tamaño de partículas mayor a 0,074 mm. (74 micrones) se utiliza el método de análisis mecánico mediante tamices de abertura y numeración indicado en la tabla 1.5. Para suelos de tamaño inferior, se utiliza el método del hidrómetro, basado en la ley de Stokes (García *et al.* 2009).

3.5.2. POROSIDAD

Un sustrato está constituido por partículas sólidas y de espacios porosos que hay entre ellas. El espacio de poros se expresa como porcentaje de porosidad y es el resultado de la interacción tamaño, forma y distribución espacial de las partículas en el contenedor (Buamscha *et al.* 2012). Los poros en el suelo se distinguen en: macroscópicos y microscópicos. Los primeros son de notables dimensiones, y están generalmente llenos de aire, en efecto, el agua los

atraviesa rápidamente, impulsada por la fuerza de la gravedad. Los segundos en cambio están ocupados en gran parte por agua retenida por las fuerzas capilares. Los terrenos arenosos son ricos en macroporos, permitiendo un rápido pasaje del agua, pero tienen una muy baja capacidad de retener el agua, mientras que los suelos arcillosos son ricos en microporos, y pueden manifestar una escasa aeración, pero tienen una elevada capacidad de retención del agua. (García *et al.* 2009).

3.5.3. DENSIDAD APARENTE

La densidad aparente se define como la masa de suelo por unidad de volumen (g/cm^3 ó t/m^3). Describe la compactación del suelo, representando la relación entre sólidos y espacio poroso (Keller y Hakansson 2010). Es una forma de evaluar la resistencia del suelo a la elongación de las raíces. También se usa para convertir datos expresados en concentraciones a masa o volumen, cálculos muy utilizados en fertilidad y fertilización de cultivos extensivos. La densidad aparente varía con la textura del suelo y el contenido de materia orgánica; puede variar estacionalmente por efecto de labranzas y con la humedad del suelo sobre todo en los suelos con arcillas expandentes (Taboada y Alvarez 2008).

3.5.4. ESTRUCTURA

La estructura del suelo se define por la forma en que se agrupan las partículas individuales de arena, limo y arcilla. Cuando las partículas individuales se agrupan, toman el aspecto de partículas mayores y se denominan agregados. La agregación del suelo puede asumir diferentes modalidades, lo que da por resultado distintas estructuras de suelo (ver Figura 9). La circulación del agua en el suelo varía notablemente de acuerdo con la estructura. (FAO, 2017).

a. Clases y tipos de estructura del suelo



Figura 9: Tipos de estructura del suelo

FUENTE: Tomado de Santos et al. (2017)

Por definición, la clase de estructura describe el tamaño medio de los agregados individuales. En relación con el tipo de estructura de suelo se puede ver de dónde proceden los agregados, se pueden reconocer, en general, cinco clases distintas que son las siguientes:

- Muy fina o muy delgada
- Fina o delgada;
- Mediana
- Gruesa o espesa
- Muy gruesa o muy espesa

3.6. PROPIEDADES QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS.

Las características químicas se definen por la composición elemental de los materiales; éstas caracterizan las transferencias de materia entre el sustrato y la solución del mismo (Pastor 1999). Un sustrato podrá ser más o menos estable en el tiempo en función a su reactividad química, ya que los materiales o insumos que componen el sustrato pueden reaccionar con la fase líquida, liberando o absorbiendo elementos nutritivos o también el sustrato puede ser de materiales que no se descompongan ni liberen elementos solubles (Burés, 1999).

3.6.1. CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO (CIC)

Es la capacidad de un sustrato de absorber iones cargados positivamente e intercambiar cationes, lo que lo hace uno de los atributos más importantes relacionados con la fertilidad del medio de crecimiento; se expresa en términos de miliequivalentes por 100 gramos de suelo (me/100g). Se define también como la suma de cationes que un material puede absorber por unidad de peso o volumen (Burés 1999; Buamscha *et al.* 2012; Alvarado y Solano 2002). El valor de la CIC depende principalmente de la cantidad y tipo de arcilla y materia orgánica presente en el sustrato (Ansorena 1995).

La CIC es variable de sustrato en sustrato; es deseable que sea el mayor posible, ya que así se garantiza mantener los niveles nutricionales en el medio de crecimiento entre fertilizaciones previniendo o protegiendo al elemento de su lixiviación por el riego (Buamscha *et al.* 2012). Una cantidad de 6 a 15 me/100 g es considerada alta y deseable para un medio. Con valores menores de CIC, el medio no actuará como un reservorio adecuado de nutrientes, por lo que será necesarias fertilizaciones frecuentes (Alvarado y Solano 2002).

Los medios de crecimiento orgánicos se encuentran constituidos, en orden decreciente, por calcio, Ca^{2+} ; magnesio, Mg^{2+} ; potasio, K^+ y amonio NH_4^+ ; también se absorben iones tales como hierro Fe^{2+} y Fe^{3+} , manganeso Mn^{2+} , cinc Zn^{2+} y cobre Cu^{2+} , todos estos nutrientes permanecen en el medio de crecimiento hasta que son absorbidos por el sistema radical de las plantas (Landis citado por Buamscha *et al.* 2012).

3.6.2. PH

El pH es la medida de concentración de acidez presente en la solución del sustrato que controla la disponibilidad de todos los nutrientes. Un valor de 7 indica un pH neutro, valores menores a 7 indican un pH ácido y valores mayores a 7 indican pH alcalino o básico (Alvarado y Solano 2002). El principal efecto del pH, en los suelos minerales y orgánicos, es la función que tiene sobre la disponibilidad de nutrientes en el medio de crecimiento para las plantas. En suelos orgánicos, como es la mayoría de los medios de crecimiento utilizados en la producción de plantas en contenedores, la mayor disponibilidad de nutrientes ocurre en valores de pH de 5,5 (Buamscha *et al.* 2012). Por tal motivo, los problemas nutritivos más comunes ocurren en los cultivos cuando el pH se encuentra fuera del rango óptimo. Valores de pH menores a 5 puede generar deficiencia de nutrientes como N, K, Ca, Mg y B. Con valores mayores a 6 se generan problemas de disponibilidad de Fe, P, Mn, Zn y Cu (Alvarado y Solano 2002).

3.6.3. RELACIÓN CARBONO-NITRÓGENO (C/N).

La relación óptima entre el carbono y el nitrógeno en el sustrato es de 30:1. Si esta es excedida, el nitrógeno presente será utilizado por los microorganismos edáficos antes que por las raíces del cultivo; en consecuencia, el cultivo presentará deficiencias de nitrógeno. Esta situación puede compensarse aumentando la aplicación de nitrógeno (Alvarado y Solano 2002). Una relación C/N inferior a 20 es considerado óptima para el cultivo en sustrato, generalmente se recomienda un valor de 10 a 12 (Picón 2013).

3.6.4. CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA (CE)

La concentración de sales solubles presentes en la solución del sustrato se mide mediante la CE. Esta es la medida de la capacidad de un material para conducir la corriente eléctrica, el valor será más alto cuanto más fácil se mueve la corriente a través del mismo (Barbaro *et al.* s.f.).

La concentración de sales proviene de los fertilizantes, de impurezas en el agua de riego y de materia orgánica como el estiércol y otros componentes del medio. Todos los nutrientes disponibles para la absorción reciben el nombre de sales solubles. Su contenido inicial debe ser bajo, en lo posible menor a 1dS m^{-1} , para evitar daños en plantas jóvenes que son sensibles a ellas (Barbaro *et al.* s.f.; Alvarado y Solano 2002).

3.6.5. CONTENIDO DE NITRÓGENO

En la producción de plantas en contenedores, es deseable tener un sustrato con bajo contenido de nitrógeno especialmente, ya que altos valores pueden llegar a ser tóxicos para las semillas en la etapa de la germinación (Buamscha *et al.* 2012). En plantas ya establecidas en campo la tasa de crecimiento de las plantas es proporcional a la tasa a la cual se provee el nitrógeno. El contenido de nitrógeno en los suelos varía en un amplio rango, valores normales para la capa arable son de 0.2% a 0.7%, estos valores tienden a disminuir a medida que aumenta la profundidad del suelo, e incrementan al disminuir la temperatura del suelo y al aumentar la precipitación atmosférica. Un suelo con deficiencia de nitrógeno genera plantas altas, débiles, raquíticas y pálidas (Costa *et al.* s.f.).

3.7. CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DE LOS SUSTRATOS

Estas características provienen mayoritariamente de la presencia de materia orgánica, esta actúa en el sustrato como reservorio dosificador de nutrientes, además de presentar múltiples

características beneficiosas para los plantones (Burés 1999). Aquellos materiales orgánicos que no son de síntesis muestran inestabilidad termodinámica, siendo, por lo tanto, susceptibles de degradación. La materia orgánica fresca es susceptible a la descomposición dando como productos finales elementos minerales y ácidos fúlvicos y húmicos (Burés 1999).

Uno de los compuestos biológicos activos en los sustratos es la materia orgánica; su incorporación mejora la estructura del espacio poroso, disminuye la densidad e incrementa la humedad, lo que trae consigo una mejor permeabilidad del suelo y/o sustrato; además, libera dióxido de carbono y ciertos ácidos orgánicos durante la descomposición, lo que ayuda a disminuir el pH del suelo, a liberar el calcio por la solubilización de carbonatos y otros minerales del suelo (Moreno 2002).

3.7.1. MACRONUTRIENTES

Los macronutrientes se caracterizan por sus concentraciones superiores al 0.1% de la materia seca. El nitrógeno, el fósforo y el potasio son llamados macronutrientes primarios y es muy frecuente fertilizar con esos nutrientes. Los macronutrientes secundarios son el calcio, el magnesio y el azufre. (Burés 1999).

4. CALIDAD DE LAS PLANTAS FORESTALES

Duryea (1995) citado por Escobar (1990), define plantas de calidad a aquellas que logran la mayor tasa de supervivencia y crecimiento inicial en un sitio determinado. Quiroz et al. (2009) aclara que los atributos morfológicos pueden correlacionarse exitosamente con la supervivencia y el crecimiento inicial, por esa razón se considera parámetros adecuados para evaluar cuantitativamente la calidad de los plantones.



Figura 10: Plántula de calidad producida en vivero.

FUENTE: Elaboración propia.

4.1.1. DIÁMETRO A LA ALTURA DEL CUELLO (DAC)

Es un indicador de la capacidad de transporte de agua hacia la parte aérea, de la resistencia mecánica y de la capacidad relativa de tolerar altas temperaturas de la planta. Esta variable se expresa generalmente en milímetros (mm) (Quiroz *et al.* 2009). Arnold (1996) citado por Quiroz *et al.* (2009) menciona como indicadores de calidad el diámetro de cuello y peso fresco de la planta, señalando que mientras mayores sean los valores de estos dos indicadores, mejor será la calidad de la planta, tal como se muestra en la Figura 10. Este indicador se expresa en milímetros (mm). La medición se realiza a la altura del cuello o también en donde se observe un cambio notable de color entre los tejidos aéreos y radiculares (Buamscha *et al.* 2012), aunque también algunos viveristas miden el tallo en una ubicación estándar, a 1 cm. (0.4 pulgadas) sobre el sustrato (Landis 1995). El diámetro no sólo predice la supervivencia y el crecimiento durante el primer año, sino también está correlacionado con el crecimiento durante toda la vida de la plantación (Buamscha *et al.* 2012).

4.1.2. ALTURA

Quiroz *et al.* (2009) relaciona directamente la altura con la capacidad fotosintética y la superficie de transpiración de la planta, las más altas lidiarán mejor con la competencia, lo que

implica una mejor salud fisiológica y un sistema radicular adecuado. La altura se expresa en centímetros (cm).

5. ESPECIES EN ESTUDIO

5.1. *CAESALPINEA SPINOSA* (FEUILLÉE EX MOLINA) KUNTZE “TARA” (VER FIGURA 12).



Figura 11: *Caesalpinea spinosa* (“Tara”)

FUENTE: Tomado de Caesalpinea spinosa (2001)

5.1.1. GENERALIDADES

Árbol de porte pequeño a mediano de fuste irregular o cilíndrico, corteza externa agrietada, color marrón oscuro y provista de agujijones. Ramita terminal con sección circular, provista de agujijones triangulares aplanados. Hojas compuestas, bipinnadas, alternas dispuestas en espiral, foliolulos opuestos, oblongos, con ápice emarginado, diminutamente mucronado, base asimétrica, glabra (ver Figura 13). Inflorescencias en racimos. Flores hermafroditas y zigomorfas. Frutos legumbres rojizas indehiscentes, de color rosado. (Reynel *et al.* 2006).

5.1.2. DISTRIBUCIÓN

La “Tara” se encuentra predominantemente en regiones estacionalmente secas de Bolivia, Perú y norte de Chile, tanto en la vertiente occidental de los Andes como en los valles interandinos. Además, la especie se encuentra ampliamente cultivada en Venezuela, Colombia, Ecuador, en las Antillas y en Cuba (Dostert *et al.* 2009).

5.1.3. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Familia: Leguminosaceae – Caesalpinioideae.

Nombre científico: *Caesalpinea spinosa* (Feuillee ex Molina) Kuntze

Nombre común: "Tara"

Sinónimos botánicos: *Caesalpinea pectinata* Cavanilles, *C. tara* R. y P., *C. tinctoria* (H.B.K.) Bentham ex Reiche, *Coulteria tinctoria* H.B.K., *Poinciana spinosa* Molina, *Tara spinosa* (Molina) Britton y Rose.

5.1.4. REQUERIMIENTOS

En la Tabla 1 se muestran las condiciones óptimas para la propagación de *C. spinosa*.

Tabla 1: Condiciones óptimas de desarrollo de "Tara".

| | |
|------------------|---|
| Zonas de vida | Presente en las siguientes zonas de vida: Estepa espinosa-Montano Bajo, Matorral desértico-Montano Bajo, Monte espinoso-Premontano y Matorral desértico-Premontano. |
| Altitud | Se encuentra desde los 800 a 2800 msnm en la vertiente del Pacífico y hasta los 1600 a 2800 msnm de la cuenca del Atlántico, y en microclimas especiales hasta los 3150 msnm. |
| Temperatura | Varía entre los 12 a 18°C, pudiendo aceptar hasta 20°C. En los valles interandinos la temperatura ideal es de 16 a 17°C. |
| Precipitación | Requiere de lugares con una precipitación de 400 a 600 mm, pero también se encuentra en zonas que presentan desde 200 a 750 mm de promedio anual. |
| Humedad relativa | Se desarrolla en un amplio rango, entre 60 a 80% |
| Tipo de suelo | Presenta un óptimo desarrollo en suelos de textura franco, franco arenoso y franco arcilloso. |
| pH | De 6 a 7,5. |

FUENTE: Adaptado de Mancero (2009).

5.1.5. PROPAGACIÓN

La propagación de plántulas se realiza por semillas, siendo el número de semillas por kilómetro de 6000 aproximadamente. Estas presentan un poder germinativo que oscila entre 80 y 90%, generalmente con buena energía germinativa (De la Cruz 2004).



Figura 12: Muestra dendrológica de *Caesalpinea spinosa*.

FUENTE: Tomado de Tropicos (2016)

5.1.6. CRECIMIENTO EN VIVERO

Díaz (2010) menciona que la tara es una especie de lento crecimiento y que su desarrollo está en función a la temperatura y la altitud. Para zonas de menor altitud (800 a 2200 m.s.n.m), se espera obtener plantones de aproximadamente 25 – 30 cm. de altura total entre los 6 primeros meses, luego son llevadas a campo definitivo.

5.2. *ENTEROLOBIUM CYCLOCARPUM* (JACQ.) GRISEB “OREJA DE NEGRO” (VER FIGURA 13)



Figura 13: *Enterolobium cyclocarpum* (“Oreja de negro”)

FUENTE: Tomado de Gal (s.f.)

5.2.1. GENERALIDADES

Árbol de porte mediano a grande, alcanza más de 20 m de altura, fuste cilíndrico, corteza lisa a ligeramente fisurada, color gris claro a pardusco con lenticelas elípticas. Hojas compuestas, bipinnadas, alternas, con 5 a 15 pares de pinnas y cada pinna con 20 a 30 pares de folíolos lineales, ápice agudo, glabras, envés color verde pálido y haz verde oscuro (ver Figura 14). Flores pequeñas, sésiles de color blancuzco a verde claro. Frutos legumbres indehiscentes, de color café claro (Spichiger *et al.* 1990).

5.2.2. DISTRIBUCIÓN

Es una especie con amplia distribución natural, desde México hasta el norte de Sudamérica, así como en Jamaica, Cuba, Trinidad y Guyana (Espejel y Martínez 1979). En México, se le encuentra en la vertiente del Golfo de México (desde el sur de Tamaulipas hasta la Península de Yucatán), y en la del Pacífico (desde Sinaloa hasta Chiapas) (Manzanilla, citado por Viveros *et al.* 2015)

5.2.3. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Familia: Fabaceae

Nombre científico: *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb.

Nombre común: "Oreja de negro"

Sinónimos botánicos: *Feuilleea cyclocarpa* (Jacq.) Kuntze, *Inga cyclocarpa* (Jacq.) Willd. y *Pithecellobium cyclocarpum* (Jacq.) Mart.

5.2.4. REQUERIMIENTOS PARA CULTIVO

En la Tabla 2 se muestran las condiciones óptimas para la propagación de *E. cyclo carpum*.

Tabla 2: Condiciones óptimas de desarrollo de “Oreja de negro”

| | |
|---------------|--|
| Zonas de vida | Se localiza en las zonas de vida de bosque seco tropical hasta húmedo tropical. |
| Altitud | Se presenta en altitudes 300 a 1300 m.s.n.m |
| Temperatura | Las temperaturas varían de 20.6 a 25°C. |
| Precipitación | La precipitación varía de 1302 a 1978 mm. |
| pH | Neutro a ácido. No tolera suelos muy ácidos ni anegados. |
| Suelos | Suelos de textura arenoso-arcilloso y arenoso, conocidos como Acrisol, Vertisol pélico, Vertisol gleyco. |

FUENTE: CONAFOR (s.f.)

5.2.5. PROPAGACIÓN

La propagación de plántulas se realiza por semillas (Viveros *et al.* 2015)



Figura 14: Muestra dendrológica de *Enterolobium cyclo carpum*.

FUENTE: Tomado de Trópicos (2016)

5.2.6. CRECIMIENTO EN VIVERO

Salazar (2000) menciona que el crecimiento inicial de las plántulas es rápido y vigoroso y que estas están listas para establecerse en campo después de tres meses de la siembra, cuando estas ya alcanzaron una altura total de 20 a 25 cm. En el estudio de Di Stéfano *et al.* (1999), se menciona que plántulas de “Oreja de negro” de 6 meses obtuvieron una altura total entre 9 – 18 cm., para el diámetro a la altura del cuello, luego de un año de evaluaciones, se determinó un máximo promedio de 6 mm. En este mismo estudio, se determinó que no existen diferencias significativas en el crecimiento de la altura total en ninguno de los tratamientos en estudio en los dos años de evaluaciones.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. UBICACIÓN.

La evaluación se realizó en el Vivero Forestal de la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad Nacional Agraria La Molina. Ubicado en el sector de Viña Baja, distrito de La Molina, provincia y departamento de Lima (ver Figura 15). El Vivero Forestal se ubica a 12° 05' S y 76° 57' W a una altura de 230 m.s.n.m. El clima presenta temperaturas mínimas mensuales promedio de 16.2 °C y máximas de 22.5 °C, una humedad relativa promedio anual de 81% y una precipitación total anual de 10 mm.



Figura 15: Ubicación del área del estudio dentro de las instalaciones del Vivero Forestal.

FUENTE: Elaboración propia

El área en donde se realizó el estudio se sitúa, según la Clasificación de la Zona de Vida de Holdrige, en un desierto desecado Sub-tropical (dd-S) (Quispe, 2015). Los meses y el año en que se desarrolló la investigación correspondieron a uno de los veranos más calurosos de los últimos años. Alcanzando temperaturas promedio entre 29° C y 30° C.

2. MATERIALES, HERRAMIENTAS, EQUIPOS E INSUMOS

2.1. MATERIALES E INSUMOS

Se seleccionaron semillas de dos especies forestales, *Caesalpinea spinosa* “Tara”, y *Enterolobium cyclocarpum* “Oreja de negro”, estas provienen de lotes del Laboratorio de Silvicultura, que fueron colectados en el año 2015 (ver Figura 16). El lote de semillas de *C. spinosa* procede de una plantación ubicada en el Vivero Forestal de la Universidad Nacional Agraria La Molina; mientras que el lote de semillas de *E. cyclocarpum* procede del campus de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM). En el caso de ambas especies, se obtuvieron las semillas de árboles seleccionados y manejados para la obtención de distintos beneficios entre ellos el aporte de semillas. El porcentaje de germinación al momento de la instalación del ensayo fue superior al 80% para ambas especies. Los dos lotes se mantuvieron en conservadores, a una temperatura de 5°C y una humedad relativa de 50%. Todo el material se obtuvo del Laboratorio de Silvicultura de la Facultad de Ciencias Forestales, UNALM. La cantidad de semillas empleadas fue de:

- 145 g de semillas de *C. spinosa*. (Tara)
- 180 g de *E. cyclocarpum*. (Oreja de Negro)



Figura 16: Muestras de semilla de “Tara” (izquierda) y “Oreja de Negro” (derecha)

FUENTE: Elaboración propia.

En la preparación de los sustratos se empleó (ver Figura 17):

- *Compost producido con microorganismos efectivos*, obtenido para esta investigación del convenio entre el Vivero Forestal y la empresa Holding Ambiental SAC.

- *Compost de producción tradicional*, obtenido para esta investigación en combinación conjunta con la Municipalidad de La Molina mediante convenio.
- *Tierra de la capa arable de campos agrícolas*, también llamado “tierra agrícola” o “tierra de chacra”, el cual es obtenido dentro del Vivero Forestal.



Figura 17: Preparación de sustratos

FUENTE: Elaboración propia

En el embolsado de sustrato (Figura 18) se empleó bolsas de polietileno de 5x12 cm.



Figura 18: Embolsado de sustratos

FUENTE: Elaboración propia

Para la fumigación se empleó:

- Acetamiprid (insecticida soluble en agua efectivo frente a moscas blancas, pulgones, minador y otras plagas).
- Captian con Fitotolanil (fungicida usado en la fumigación de camas de almácigos)

2.2. HERRAMIENTAS (FIGURA 19)

- Carretilla.
- Cernidor.
- Zaranda.
- Pala cuchara.
- Pala de jardinero.
- Repicadores de madera.
- Regaderas



Figura 19: Herramientas: carretilla (a la izquierda) y zaranda (a la derecha)

FUENTE: Elaboración propia

2.3. EQUIPOS

- Balanza analítica AND modelos GR-200

2.4. INSTRUMENTOS (FIGURA 20)

- Vernier digital “Mitutoyo” modelo Absolute Digimatic.
- Regla metálica de 30 cm. de longitud.



Figura 20: Instrumentos (vernier digital y regla metálica)

FUENTE: Elaboración propia

3. METODOLOGÍA

3.1. SISTEMA DE PROPAGACIÓN

El sistema de propagación fue en bolsas de polietileno (ver Figura 21) y como material de propagación se usaron semillas. Para ambas especies la siembra fue directa en bolsa.



Figura 21: Siembra en bolsa.

FUENTE: Elaboración propia

3.2. TRATAMIENTOS PRE-GERMINATIVOS

Las semillas de ambas especies se colocaron en un recipiente en una proporción de 4 a 5 veces su volumen de agua caliente a temperatura entre 77 y 100 °C y luego se remojaron en agua fría por 48 horas, con un cambio de agua a las 24 horas. Las semillas fueron sembradas inmediatamente después del tratamiento (Willan 1991).

3.3. PREPARACIÓN DE LOS SUSTRATOS

Este proceso de definición y obtención definitiva de sustratos duro 15 días. Los insumos usados para la preparación se colectaron en costales con el uso de la carretilla y palas, luego, fueron trasladados a la zona de preparación de los sustratos (ver Figura 22). La mezcla pasó por un proceso de homogenización, para lo cual se usaron palas y un tamiz, todo el proceso tuvo una duración de aproximadamente dos semanas. A las diferentes mezclas se les denominó como tratamientos.



Figura 22: Preparación del sustrato.

FUENTE: Elaboración propia

3.4. CARACTERIZACIÓN DEL COMPOST EMPLEADO

Para la producción del compost tradicional y el compost producido con microorganismos efectivos, ambas instituciones utilizaron los residuos verdes producto del mantenimiento de parques y jardines, residuos de la corta de césped y del material menudo de las podas de arbusto y árboles del distrito de La Molina. Las pilas se formaron con el material vegetal mencionado y estiércol de ganado vacuno estabulado.

El sistema de producción de la Municipalidad de La Molina se caracterizó por realizar volteos manuales de las pilas de compost cada mes y riegos semanales con un camión cisterna; terminando el proceso de compostaje en nueve meses en promedio.

El sistema de producción de la Empresa *HOL-AM* se caracterizó por realizar el volteo con maquinaria especializada, desarrollando esta actividad semanalmente; al igual que el riego, realizado con aspersores. Además, se aplicaron microorganismos efectivos (EM), tales como bacterias fotosintéticas (*Rhodospseudomonas spp*) y ácido lácticas (*Lactobacillus spp*) (APROLAB 2017), y melaza para acelerar el proceso de compostaje, el que se redujo a dos meses y medio.

Los sustratos empleados fueron mezclados en las siguientes proporciones, tal como se muestra en la Tabla 3:

Tabla 3: Composición de los sustratos.

| Sustrato | Proporción | Insumos |
|-----------------|-------------------|---|
| T0 | 1:1 | Tierra agrícola y Compost producido con EM |
| T1 | 2:1:1 | Tierra agrícola, Compost producido con EM y Compost tradicional |
| T2 | 3:1:2 | Tierra agrícola, Compost producido con EM y Compost tradicional |
| T3 | 3:2:1 | Tierra agrícola, Compost producido con EM y Compost tradicional |

FUENTE: Elaboración propia

Se colectó una muestra de cada tratamiento y fueron enviadas al Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Agua y Fertilizantes de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), para poder realizar la caracterización de cada tratamiento y el contenido de macronutrientes (ver Figura 23).

La composición de macro nutrientes por cada tratamiento se muestra en la Tabla 4:

Tabla 4: Contenido de macronutrientes por tratamiento.

| | T0 | T1 | T2 | T3 |
|---------------------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Nitrógeno (%) | 0.31 | 0.3 | 0.28 | 0.27 |
| Fósforo (ppm) | 83.9 | 81.1 | 79.9 | 83.5 |
| Calcio (CaCO ₃) (%) | 0 | 0 | 0 | 1 |
| Potasio (ppm) | 2180 | 2472 | 2532 | 2376 |
| Magnesio (meq/100g) | 3.35 | 3.92 | 3.68 | 3.42 |

FUENTE: Adaptado de Laboratorio de Análisis de Suelos Plantas, Aguas y Fertilizantes (Anexo 2)



Figura 23: Colecta de muestra para caracterización de los sustratos

FUENTE: Elaboración propia.

3.5. EMBOLSADO DEL SUSTRATO

Para cada tratamiento se usaron 200 bolsas de 5x12 cm., 100 bolsas para cada especie; estas fueron agrupadas por bloques según la especie y tratamiento en las camas de repique. En cada cama de repique se colocó un letrero informativo en donde se señalaba el tratamiento, su composición y la especie. Al momento del embolsado se tuvo especial cuidado en no compactar el sustrato y que este no presente conglomerados (Figura 24).



Figura 24: Embolsado de las mezclas y colocación de bolsas en camas de repique.

FUENTE: Elaboración propia.

3.6. SIEMBRA

La siembra se realizó en los sustratos humedecidos, para ello se realizaron agujeros en el centro, estos tenían una altura del doble de cada semilla y se hicieron con ayuda de un palito de madera de (10 cm.). Se colocó una semilla por agujero, estos se taparon con el mismo sustrato.

3.7. RIEGO

Para el riego se usó el agua que se disponía en el pozo cercano a las camas de repique. El riego se dio con una frecuencia de 3 veces por semana, en horas de la mañana, debido a las fuertes temperaturas registradas en el verano del año 2017. Se utilizó un regador que emitía el agua de manera muy fina (ver Figura 25). Esto en base a lo señalado por Oliva *et al.* (2014) quien explica que, en pequeñas plántulas, el agua debe ser aplicada con un regador o un equipo tipo ducha fina para reducir el impacto sobre el sustrato y la planta. De lo contrario, se produce pérdida del sustrato, se extrae la semilla del almácigo o se exponen las raíces de las plántulas.



Figura 25: Riego en camas de repique.

FUENTE: Elaboración propia.

3.8. CODIFICACIÓN DE INDIVIDUOS

Todas las bolsas fueron codificadas del 1 al 100, anteponiendo los números 0, 1, 2 y 3 los cuales representaban cada tratamiento (T0, T1, T2 y T3 respectivamente) (ver Figura 26). Para la codificación se utilizó pintura esmalte celeste para evitar que se diluya y pinceles.



Figura 26: Codificación de plántulas.

FUENTE: Elaboración propia.

3.9. SELECCIÓN DE INDIVIDUOS A EVALUAR

Los individuos escogidos para la evaluación fueron todos aquellos que lograron germinar, de este modo se quiso evitar problemas si es que la tasa de mortandad fuese elevada (Ver Tabla 6). A todos los individuos se le realizó una marca a la altura del cuello para poder así realizar las evaluaciones (ver Figura 27).



Figura 27: Bolsas codificadas y ordenadas en cama de repique.

FUENTE: Elaboración propia.

3.10. EVALUACIÓN

3.10.1. DURACIÓN DE LA TOMA DE DATOS

En el presente estudio se evalúa el crecimiento inicial de dos especies forestales, *Enterolobium cyclocarpum* y *Caesalpinea spinosa*, el cual se considera desde el momento de la siembra hasta la última medición de altura total y diámetro a la altura del cuello de los plántones, siendo un total de 60 días.

3.10.2. PERÍODOS DE EVALUACIÓN

Las semillas fueron sembradas el 25 de febrero y las evaluaciones se realizaron cada 10 días, siendo la primera el 23 de marzo del 2017 y la última el 22 de abril del 2017, haciendo un total de 4 evaluaciones. Este número de evaluaciones responde a lo citado por Barrera *et al.* (2010) anteriormente.

3.10.3. EVALUACIÓN DEL DIÁMETRO A LA ALTURA DEL CUELLO

Se midió el diámetro a la altura del cuello sobre la marca realizada en los tallos. El instrumento utilizado fue el vernier (Figura 20).

3.10.4. EVALUACIÓN DE LA ALTURA

Para medir la altura se usó la regla metálica (Figura 20) colocando el cero sobre la marca del tallo. La altura total se midió desde la marca hasta el ápice. Los formatos de evaluación se muestran en el anexo 1.

3.10.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El estudio se realizó en base al Diseño Completamente al Azar (DCA) con un número de 32 individuos por tratamiento. El modelo estadístico correspondiente (Camani, 2017) fue:

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

Y_{ij} : Es el valor observado en el i -ésimo tratamiento y la j -ésima repetición.

μ : Es el efecto de la media general.

τ_i : Es el efecto del i -ésimo tratamiento.

ε_{ij} : Es el efecto del error experimental en el i -ésimo tratamiento y j -ésima repetición.

Para las pruebas de hipótesis se asume que ε_{ij} es una variable independiente distribuida normalmente con media cero y varianza común σ^2 .

Asímismo, para la formulación de las hipótesis, estas se basaron en las medias de los tratamientos, para ello se consideró:

- Hipótesis nula:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2 = \mu_3 = \mu_4$$

(Todos los tratamientos producen el mismo efecto en la plántula)

- Hipótesis alterna:

$$H_1: \mu_1 \neq \mu_2 \neq \mu_3 \neq \mu_4$$

(Al menos un tratamiento produce un efecto distinto en la plántula)

a. Variables de evaluación

Para ambas especies las variables de evaluación fueron altura del tallo (cm.) y diámetro a la altura del cuello (mm). Por las diferencias morfológicas, fisiológicas y las diferentes respuestas de crecimiento según las condiciones de sitio, el análisis se realizó por separado, por especie y por variable. Los datos obtenidos se analizaron mediante el “análisis de varianzas” (ANVA) y el diseño experimental de un factor (ver Tabla 5).

Tabla 5: Visualización del proceso de diseño de experimento.

| <i>Nivel de factor</i> | <i>Variables de Unidad Experimental</i> | <i>Factores controlables</i> | <i>Factores incontrolables</i> |
|------------------------|---|------------------------------|--|
| T0 T1 T2 T3 | Diámetro a la altura del cuello y altura del tallo. | Riego | Genética de las especies. Clima (Temperatura y Humedad) |

FUENTE: *Elaboración propia.*

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Mediante la metodología de diseños experimentales con un factor se determinó el tratamiento que mostró mejores resultados según las principales variables de crecimiento. Previo al muestreo, se determinó la cantidad de individuos vivos y sobre estos se realizó la selección, obteniéndose lo presentado en la Tabla 6:

Tabla 6: Supervivencia de individuos por especie

| Sustrato | Supervivencia (%) | |
|-----------------|--------------------------|-----------------------|
| | C. spinosa | E. cyclocarpum |
| T0 | 80 | 77,8 |
| T1 | 86,5 | 85 |
| T2 | 83,6 | 82,2 |
| T3 | 93,8 | 90,9 |

FUENTE: Elaboración propia.

1. ANÁLISIS DE CRECIMIENTO EN ALTURA DE PLÁNTULAS DE *CAESALPINEA SPINOSA*.

Se realizó el análisis estadístico descriptivo y se observó los siguientes resultados:

Tabla 7: Resumen descriptivo para incremento en altura de *C. spinosa*

| Medida de resumen | T0 | T1 | T2 | T3 |
|----------------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Tamaño de muestra | 32 | 32 | 32 | 32 |
| Media | 0.83 | 1.28 | 1.21 | 1.21 |
| Mediana | 0.8 | 1.2 | 1 | 1.2 |
| Varianza (s ²) | 0.57 | 0.71 | 0.62 | 0.74 |
| Desviación estándar (s) | 0.75 | 0.84 | 0.79 | 0.86 |
| Rango | 2.9 | 3.1 | 3.2 | 3.5 |
| Mínimo | 0 | 0 | 0 | 0 |
| Máximo | 2.9 | 3.1 | 3.2 | 3.5 |

FUENTE: Elaboración propia.

Tal como se observa en la Tabla 7, las plántulas de “Tara” presentan el mayor incremento promedio en altura con el sustrato T1 (1,28 cm.), seguido por el sustrato T2 (1,21 cm.) Por otra parte, en la última evaluación el sustrato T3 registró la mayor altura promedio con 10,97 cm., seguido del sustrato T2 con 10,12 cm. y el sustrato T1 con 10,07 cm. El sustrato T0 presentó la menor altura promedio con 9,38 cm. En resumen, según el análisis descriptivo los sustratos T1 y T2 son los que mejor comportamiento presentan.

Por otro lado, la Figura 28, muestra la distribución de alturas en función al tiempo (número de evaluaciones). Se puede observar que el sustrato T3 destaca considerablemente siendo el que mayor altura promedio registró. Sin embargo, el sustrato T1 presentó el mayor incremento (1,2 cm.) entre las evaluaciones 2 y 4. Según los resultados del análisis de caracterización de sustratos mostrados en el Anexo 2, el sustrato T1 presenta el mayor contenido de materia orgánica. Esto no difiere a lo señalado por Mondragón (2016) quien obtuvo el mayor incremento en altura con un sustrato de tierra agrícola y compost tradicional en proporción 1:2.

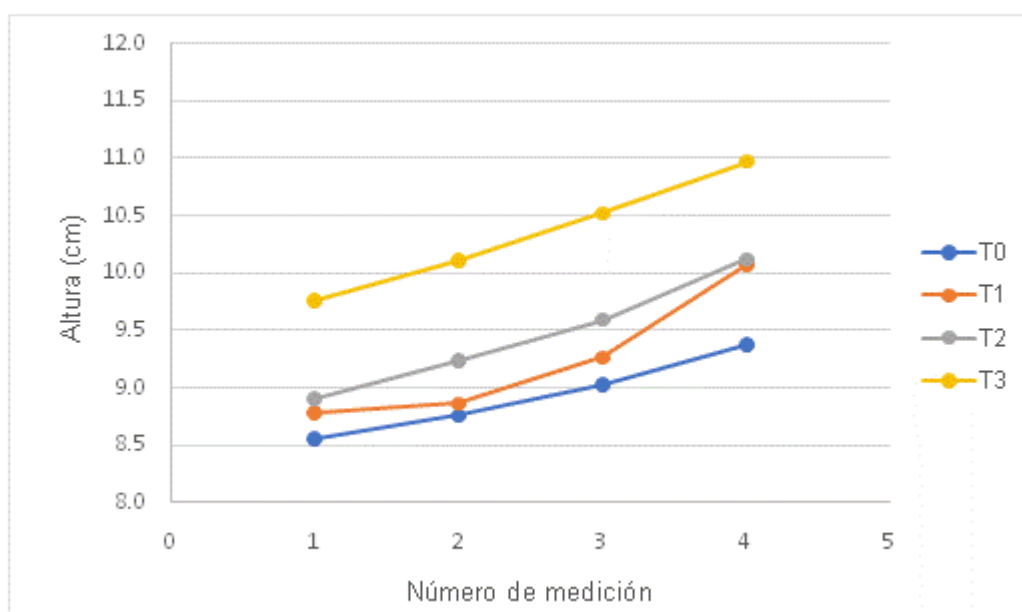


Figura 28: Distribución de plántulas de *C. spinosa* según su altura promedio total por tipo de tratamiento

Con respecto al análisis de varianza presentado en la Tabla 8, se determinó que no existen diferencias significativas entre uno cada los sustratos. Se observa que el valor de “p” es mayor a “ α ” ($p > \alpha$), por lo que se rechaza la hipótesis alterna y se afirma que, con un nivel de

significancia del 5%, no existe evidencia estadística para afirmar que al menos un tratamiento tiene crecimiento medio de altura diferente.

Tabla 8: Análisis de varianza para el incremento en altura de *C. Spinosa*.

| <i>Fuente</i> | <i>Grados de libertad</i> | <i>Suma de cuadrados</i> | <i>Cuadrado medio</i> | <i>Valor F</i> | <i>Valor p</i> |
|---------------|---------------------------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 4,11 | 1,37 | 2,68 | 0,11 |
| Error | 124 | 81,84 | 0,66 | | |
| Total | 127 | 85,95 | | | |

2. ANÁLISIS DE CRECIMIENTO EN DIÁMETRO A LA ALTURA DE CUELLO DE *C. SPINOSA*.

Se realizó el análisis estadístico descriptivo y se observó los siguientes resultados:

Tabla 9: Resumen descriptivo para incremento en diámetro de *C. espinosa*

| <i>Medida resumen</i> | <i>T0</i> | <i>T1</i> | <i>T2</i> | <i>T3</i> |
|----------------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Tamaño de muestra | 32 | 32 | 32 | 32 |
| Media | 0.12 | 0.13 | 0.11 | 0.16 |
| Mediana | 0.10 | 0 | 0.10 | 0.10 |
| Varianza (s ²) | 0.03 | 0.05 | 0.02 | 0.04 |
| Desviación estándar (s) | 0.17 | 0.22 | 0.15 | 0.20 |
| Rango | 0.90 | 0.75 | 0.65 | 0.90 |
| Mínimo | 0 | 0 | 0 | 0 |
| Máximo | 0.90 | 0.75 | 0.65 | 0.90 |

Tal como se observa en la Tabla 9, las plántulas de “Tara” presentan el mayor incremento promedio en diámetro en el sustrato T3 (0,16 mm), seguido por el sustrato T1 (0,13 mm). Por otra parte, en la última evaluación el sustrato T1 registró el mayor diámetro a la altura de cuello promedio con 2,3 cm., seguido del sustrato T0 (testigo) con 2,1 mm y el sustrato T3 con 2,09 mm. El sustrato T2 presentó el menor diámetro a la altura de cuello promedio con 2,03 mm. En resumen, según el análisis descriptivo los sustratos T3 y T1 son los que mejor comportamiento presentan.

Por otro lado, la Figura 29, muestra la distribución del diámetro a la altura de cuello en función al tiempo (número de evaluaciones). Se puede observar que el sustrato T1 destaca considerablemente siendo el que mayor diámetro a la altura de cuello promedio registró. Sin

embargo, el sustrato T3 presentó el mayor incremento en diámetro (0,1 mm) entre las evaluaciones 2 y 4. Asimismo, dado que la diferencia diamétrica entre uno y otro tratamiento es pequeña, al respecto Bidwell (1979) señala que el aumento en diámetro está más relacionado con la actividad hídrica en la planta, el sustrato con mayor retención de agua es aquel con mayor potencial osmótico. En el anexo 2 se muestran los niveles de salinidad para cada sustrato, siendo el sustrato T3 el que menor conductividad eléctrica presenta (5,01 dS/m). Esto está también relacionado con el transporte de nutrientes y la capacidad del sustrato de mantener turgente la planta.

Así también, Díaz (2010) afirma que la especie “Tara” es de lento crecimiento durante las primeras fases de crecimiento.

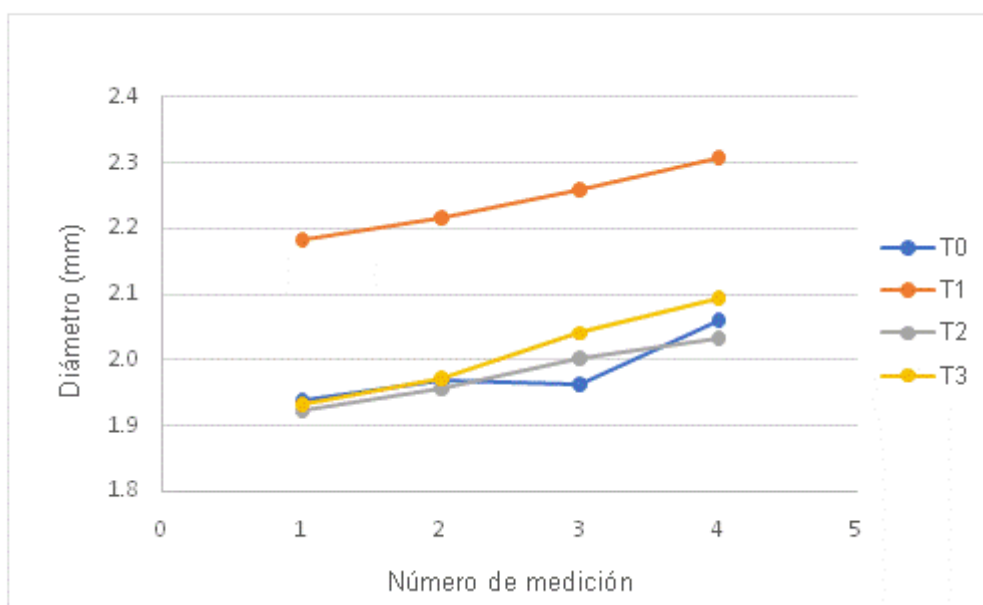


Figura 29: Distribución de plántulas de *C. spinosa* según su diámetro promedio por tipo de tratamiento.

El análisis de varianza presentado en la Tabla 10, muestra que no existen diferencias significativas entre uno cada los sustratos. Se observa que el valor de “p” es mayor a “ α ” ($p > \alpha$), por lo que se rechaza la hipótesis alterna y se afirma que, con un nivel de significancia del 5%, no existe evidencia estadística para afirmar que al menos un tratamiento tiene crecimiento promedio en diámetro diferente.

Tabla 10: Análisis de varianza para el incremento en diámetro de *C. Spinosa*.

| <i>Fuente</i> | <i>Grados de libertad</i> | <i>Suma de cuadrados</i> | <i>Cuadrado medio</i> | <i>Valor F</i> | <i>Valor p</i> |
|---------------|---------------------------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 0,048 | 0,016 | 2,678 | 0,707 |
| Error | 124 | 4,248 | 0,034 | | |
| Total | 127 | 4,296 | | | |

3. ANÁLISIS DE CRECIMIENTO EN ALTURA DE PLÁNTULAS DE *ENTEROLOBIUM CYCLOCARPUM*.

Se realizó el análisis estadístico descriptivo y se observó los siguientes resultados:

Tabla 11: Resumen descriptivo para incremento en altura de *E. cyclocarpum*

| <i>Medida resumen</i> | <i>T0</i> | <i>T1</i> | <i>T2</i> | <i>T3</i> |
|----------------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Tamaño de muestra | 32 | 32 | 32 | 32 |
| Media | 3.34 | 4.19 | 3.45 | 4.13 |
| Mediana | 3.05 | 4 | 3.75 | 4 |
| Varianza (s ²) | 3.61 | 4.19 | 2.50 | 3.81 |
| Desviación estándar (s) | 1.90 | 2.05 | 1.58 | 1.95 |
| Rango | 8.5 | 8 | 8 | 9.5 |
| Mínimo | 0 | 1 | 0 | 1 |
| Máximo | 8.5 | 9 | 8 | 10.5 |

Tal como se observa en la Tabla 11, las plántulas de “Oreja de negro” presentan el mayor incremento promedio en altura en el sustrato T1 (4,19 cm.), seguido por el sustrato T3 (4,13 cm.). Por otra parte, en la última evaluación el sustrato T3 registró la mayor altura promedio con 18,25 cm., seguido del sustrato T2 con 16,43 cm. y el sustrato T1 con 14,61 cm. El sustrato T0 (testigo) registró la menor altura promedio con 13,25 cm. En resumen, según el análisis descriptivo los sustratos T1 y T3 son los que mejor comportamiento presentan.

A continuación, la Figura 30, muestra la distribución de alturas en función al tiempo (número de evaluaciones). Se puede observar que el sustrato T3 destaca considerablemente siendo el que mayor altura promedio registró. Sin embargo, el sustrato T1 presentó el mayor incremento (1,9 cm.) entre las evaluaciones 1 y 2, mientras que el T0 presentó el mayor incremento entre las evaluaciones 3 y 4. Según los resultados del análisis de caracterización de sustratos mostrados en el Anexo 2, el sustrato T1 presenta el mayor contenido de materia orgánica

(5.66%), por lo cual Buamscha *et al.* (2012) menciona que, en condiciones de sitio adecuadas, la altura de la planta está relacionada con el crecimiento.

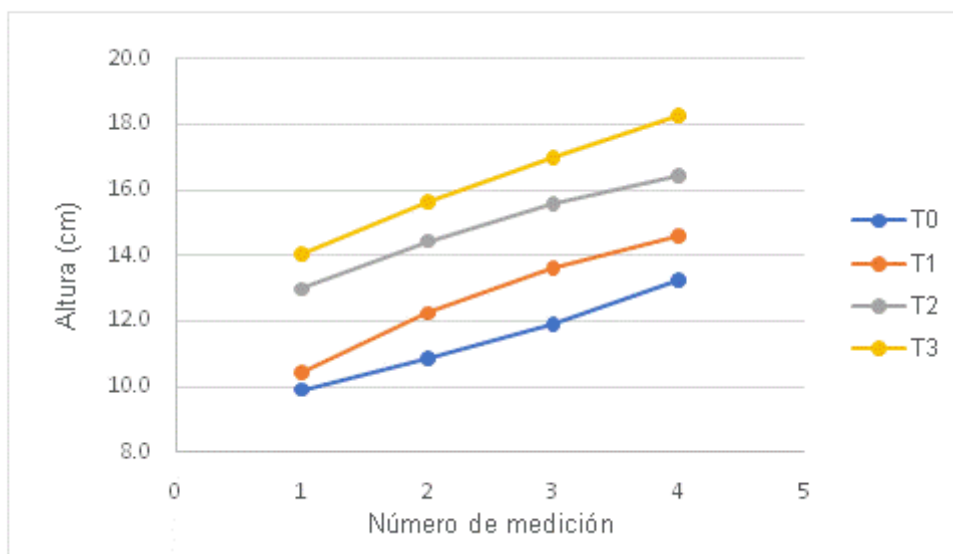


Figura 30: Distribución de plántulas de *E. cyclocarpum* según su altura promedio total por tipo de tratamiento.

El análisis de varianza presentado en la Tabla 12, muestra que no existen diferencias significativas entre uno cada los sustratos. Se observa que el valor de “p” es mayor a “ α ” ($p > \alpha$), por lo que se rechaza la hipótesis alterna y se afirma que, con un nivel de significancia del 5%, no existe evidencia estadística para afirmar que al menos un tratamiento tiene crecimiento promedio en altura diferente.

Tabla 12: Análisis de varianza para el incremento en altura de *E. cyclocarpum*.

| <i>Fuente</i> | <i>Grados de libertad</i> | <i>Suma de cuadrados</i> | <i>Cuadrado medio</i> | <i>Valor F</i> | <i>Valor p</i> |
|---------------|---------------------------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 19,01 | 6,34 | 2,68 | 0,15 |
| Error | 124 | 437,22 | 3,53 | | |
| Total | 127 | 456,23 | | | |

4. ANÁLISIS DE CRECIMIENTO EN DIÁMETRO A LA ALTURA DEL CUELLO DE PLÁNTULAS DE *ENTEROLOBIUM CYCLOCARPUM*.

Se realizó el análisis estadístico descriptivo y se observó los siguientes resultados:

Tabla 13: Resumen descriptivo para incremento en diámetro de *E. cyclocarpum*

| <i>Medida resumen</i> | <i>T0</i> | <i>T1</i> | <i>T2</i> | <i>T3</i> |
|----------------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Tamaño de muestra | 32 | 32 | 32 | 32 |
| Media | 0.19 | 0.24 | 0.25 | 0.28 |
| Mediana | 0.20 | 0.20 | 0.20 | 0.20 |
| Varianza (s ²) | 0.03 | 0.06 | 0.05 | 0.07 |
| Desviación estándar (s) | 0.17 | 0.25 | 0.22 | 0.26 |
| Rango | 0.6 | 1.2 | 0.9 | 1.4 |
| Mínimo | 0 | 0 | 0 | 0 |
| Máximo | 0.6 | 1.2 | 0.9 | 1.4 |

Tal como se observa en la Tabla 13, las plántulas de “Oreja de negro” presentan el mayor incremento promedio en diámetro en el sustrato T3 (0,28 mm), seguido por el sustrato T2 (0,25 mm). Por otra parte, en la última evaluación el sustrato T2 registró el mayor diámetro promedio con 2,59 mm, seguido del sustrato T1 con 2,57 mm y el sustrato T3 con 2,52 mm. El sustrato T0 (testigo) registró el menor diámetro promedio con 2,44 mm. En resumen, según el análisis descriptivo los sustratos T3 y T2 son los que mejor comportamiento presentan.

A continuación, la Figura 31, muestra la distribución de alturas en función al tiempo (número de evaluaciones). Se puede observar que el sustrato T2 destaca considerablemente siendo el que mayor altura promedio registró. Sin embargo, el sustrato T2 presentó el mayor incremento (0,2 mm) entre las evaluaciones 2 y 4, mientras que el sustrato T3 registró mayor incremento (0,1 mm) entre las evaluaciones 3 y 4. Con respecto al diámetro, tanto Cleary (1997) como Greaves (1997) citados por Birchler *et al.* (1998), afirman que este da una aproximación de la sección transversal de transporte de agua, de la resistencia mecánica y de la capacidad relativa para tolerar altas temperaturas en la superficie del suelo. El diámetro está influenciado por la densidad del cultivo en vivero y puede verse afectado por prácticas culturales en vivero.

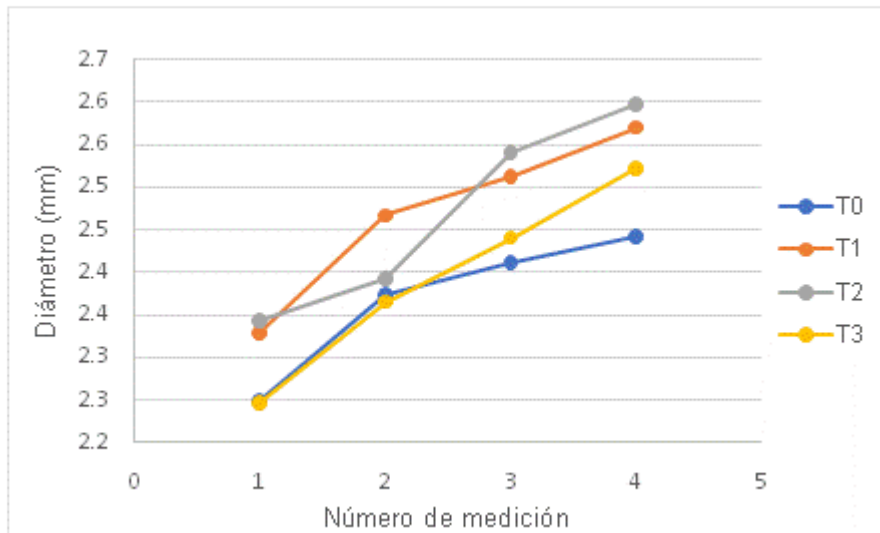


Figura 31: Distribución de plántulas de *E. cyclocarpum* según su diámetro promedio por tipo de tratamiento.

El análisis de varianza presentado en la Tabla 14, muestra que no existen diferencias significativas entre uno cada los sustratos. Se observa que el valor de “p” es mayor a “ α ” ($p > \alpha$), por lo que se rechaza la hipótesis alterna y se afirma que, con un nivel de significancia del 5%, no existe evidencia estadística para afirmar que al menos un tratamiento tiene crecimiento promedio en diámetro diferente.

Tabla 14: Análisis de varianza para el incremento en diámetro a la altura de cuello de *E. cyclocarpum*

| <i>Fuente</i> | <i>Grados de libertad</i> | <i>Suma de cuadrados</i> | <i>Cuadrado medio</i> | <i>Valor F</i> | <i>Valor p</i> |
|---------------|---------------------------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 0.12 | 0.04 | 2.68 | 0.52 |
| Error | 124 | 6.49 | 0.05 | | |
| Total | 127 | 6.61 | | | |

5. ANÁLISIS DE MUESTRAS DE SUSTRATOS

Los diferentes sustratos presentaron valores de pH entre 6,97 y 7,41; al respecto Buamscha *et al.* (2012) menciona que el principal efecto del pH, en los suelos minerales y orgánicos, es la función que tiene sobre la disponibilidad de nutrientes en el medio de crecimiento para las plantas. Para la producción de plantas en contenedores, la mayor disponibilidad de nutrientes ocurre en valores de pH de 5,5 para lo cual valores menores generan deficiencia de nutrientes como N, K, Ca, Mg y B. Con valores mayores a 6 se generan problemas de disponibilidad de Fe, P, Mn, Zn y Cu (Alvarado y Solano 2002).

Con respecto a la conductividad eléctrica (CE) se obtuvieron valores entre 5,01 y 6,99 dS/m. Barbaro *et al.* (s.f.) menciona que la CE es la medida de la capacidad de un material para conducir la corriente eléctrica, cuanto mayor sea el valor, más fácil se mueve la corriente a través del mismo, por lo tanto, mayor será el contenido de sales solubles, su contenido inicial debe ser bajo, en lo posible menor a 1dS m^{-1} , para evitar daños en plantas jóvenes que son sensibles a ellas.

Por otra parte, los valores de contenido de materia orgánica fueron de 5,66% para el sustrato T1, siendo este el de mayor contenido, y de 4,57% para el sustrato T3, el de menor contenido. Moreno (2002) menciona que la incorporación de materia orgánica genera que el sustrato tenga una mejor conductividad eléctrica, una disminución de la densidad y un incremento de la humedad, lo que conlleva a una mejor permeabilidad del sustrato.

En cuanto al contenido de nitrógeno, este fue el más alto para el T0 (0,31%) y el más bajo para el T3 (0,27%) tal como se puede observar en la Tabla 15. Como menciona Costa *et al.* (s.f.), los valores normales de contenido de nitrógeno (%) para la capa arable son de 0,2% a 0,7%. Un suelo con deficiencia de nitrógeno genera plantas altas, débiles, raquíticas y pálidas.

Tabla 15: Comparación de contenidos de macronutrientes, pH y conductividad eléctrica por sustrato.

| | T0 | T1 | T2 | T3 |
|-----------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Ph | 6.97 | 7.29 | 7.36 | 7.41 |
| CaCO ₃ (%) | 0 | 0 | 0 | 1 |
| Materia orgánica (%) | 4.97 | 5.66 | 4.83 | 4.57 |
| Nitrógeno (%) | 0.31 | 0.3 | 0.28 | 0.27 |
| Fósforo (ppm) | 83.9 | 81.1 | 79.9 | 83.5 |
| Potasio (ppm) | 2180 | 2472 | 2535 | 2376 |

FUENTE: Adaptado de Laboratorio de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes (Anexo 2)

Por lo que respecta al pH, Buamscha *et al.* (2012) manifiesta que el principal efecto del pH, en los suelos minerales y orgánicos, es la función que tiene sobre la disponibilidad de nutrientes en el medio de crecimiento de las plantas. Tal como se observa en la Tabla 14, el sustrato T1 presenta un pH de 7,29 muy cercano a la neutralidad, por lo que podría considerarse un pH ideal (Alvarado y Solano, 2002).

Tabla 16: Comparación de texturas por sustrato

| Sustrato | Arena (%) | Limo (%) | Arcilla (%) | Clase textural |
|-----------------|------------------|-----------------|--------------------|-----------------------|
| T0 | 69 | 18 | 13 | Franco arenoso |
| T1 | 69 | 18 | 13 | Franco arenoso |
| T2 | 71 | 16 | 13 | Franco arenoso |
| T3 | 73 | 14 | 10 | Franco arenoso |

FUENTE: Adaptado de Laboratorio de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes (Anexo 2)

En lo que se refiere a la estructura del suelo (ver Tabla 16), el sustrato T1 presenta los valores más altos tanto en limo y arcilla (18% y 13% respectivamente) lo que confiere mayor estructura al sustrato. Los tres tipos diferentes de partículas difieren en su tamaño y en su capacidad de retención de nutrientes. La arena forma las partículas más grandes y la arcilla las más finas, por lo que la retención de nutrientes está referida a la capacidad de las partículas del suelo para suministrar nutrientes a las plantas, la arcilla puede retener más nutrientes que la arena y por lo tanto es capaz de liberar más nutrientes para las plantas (Cruz 1982).

V. CONCLUSIONES

- 1) El sustrato T1 (tierra agrícola, compost tradicional y compost producido con microorganismos efectivos en proporción 2:1:1 respectivamente) presentó los mayores valores de crecimiento en altura para las especies *Caesalpinea spinosa* y *Enterolobium cyclocarpum*.
- 2) El sustrato T3 (tierra agrícola, compost producido con microorganismos efectivos y compost tradicional en proporción 3:2:1 respectivamente) presentó los mayores valores de crecimiento en diámetro a la altura del cuello para las especies *Caesalpinea spinosa* y *Enterolobium cyclocarpum*.
- 3) El sustrato T0 (tierra agrícola y compost producido con microorganismos efectivos en proporción 1:1 respectivamente) presentó los menores valores de crecimiento tanto en altura como diámetro a la altura del cuello para las especies *Caesalpinea spinosa* y *Enterolobium cyclocarpum*.
- 4) Durante el análisis de crecimiento para ambas especies (*Caesalpinea spinosa* y *Enterolobium cyclocarpum*), ninguno de los sustratos (T0, T1, T2 y T3) presentó diferencia significativa tanto en altura como diámetro a la altura del cuello, por lo que se considera que tienen comportamiento similar. Por ello, al momento de tomar una decisión sobre que mezcla utilizar, se tomará en cuenta el sustrato con menor costo en su preparación.
- 5) De acuerdo al análisis de suelo realizado en las diferentes combinaciones de sustratos evaluadas; se puede apreciar que todos muestran niveles de contenido similar de PH y Conductividad eléctrica. A pesar de esto los valores del contenido de materia orgánica presentados por el sustrato T1 fueron de 5,66%, siendo este el de mayor contenido, y de 4,57% para el sustrato T3, el de menor contenido. Lo que puede ser un indicador de mayor crecimiento en las variables evaluadas.

VI. RECOMENDACIONES

- Completar el estudio con otros índices de crecimiento, tales como evaluación de peso fresco y peso seco, área foliar y longitud de raíces a fin de observar diferencias entre ellos. Este tipo de resultados están relacionados con los crecimientos en diámetro al cuello y altura.
- Se recomienda la incorporación de un componente adicional a la mezcla, ya sea material orgánico o insumo inerte, que brinde otras propiedades físicas a los tratamientos y así obtener un mejor crecimiento tanto en altura como en diámetro.
- Incluir dentro de los análisis edafológicos de los sustratos: análisis químico- mineralógico, granulometría, porosidad y retención de agua, ya que estos factores son los más influyentes en la capacidad de infiltración de los sustratos y además son determinantes en el crecimiento de plántulas en bolsa.
- Se recomienda extender la investigación con evaluaciones en campo definitivo, es decir una vez instalada la planta en el terreno, determinar su crecimiento haciendo pruebas con los sustratos tratados en este trabajo.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alvarado, M.; Solano A. 2002. Producción de Sustratos para Viveros. Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación No Tradicional (VINIFEX). OIRSA. Costa Rica. 50 p.
- APROLAB (Programa de Apoyo a la Formación Profesional para la Incursión Laboral en el Perú). 2007. Manual para la producción de compost con Microorganismos Eficaces. Lima, PE. 22 p.
- Barrera, J.; Suárez, D.; Melgarejo, L. M. 2010. Análisis de Crecimiento en Plantas. Universidad Nacional de Colombia. Consultado 18 abr. 2016. Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/258627338>
- Bidwel, R. G. S. 1979. Fisiología Vegetal. Trad(es) Gerónimo, G.; Rojas, M. México DF, MEX. AGT Editor S. A. 804 p.
- Birchler, T.; Rose, R. W.; Royo, A.; Pardos, M. 1998. La Planta Ideal: Revisión del concepto, parámetros definatorios e implementación práctica. Investigación Agraria. Sistemas y Recursos Forestales 7(1): 109-122.
- Buamscha, G.; Contardi, L.; Kasten, R.; Enricci, J.; Escobar, R.; Gonda, H.; Jacobs, D.; Landis, T.; Luna, T.; Mexal, J.; Wilkinson, K. 2012. Producción de Plantas en Viveros Forestales. Trads. Ardiles, B.; Gonda, H.; Contardi, L. Ed. Consejo Federal de Inversiones (CFI). Buenos Aires, ARG. Consejo Federal de Inversiones. 220 p.
- Cruz, J.C. 1982. Efecto de la Rotación de Cultivos y de los Sistemas de Laboreo sobre algunas Propiedades del Suelo; distribución radicular y rendimiento. Tesis Ph. D. Universidad de Purdue. W. Lafayette, Indiana. 150 p.
- Dostert, N.; Roque, J.; Brokamp, G.; Cano, A.; La Torre, M.; Wiegand, M. 2009. Hojas Botánicas: Tara – *Caesalpinea spinosa* (Molina) Kuntze. Primera Edición. Proyecto Perúbiodierso (PBD). PE. 75 p.
- Martel, E; Alván G. 2011. Manual Técnico para el Desarrollo Forestal en el Valle del Palcazú. Proyecto Especial Pichis-Palcazú. Junín, PE. 62p.

- Escobar, R. 1990. Análisis de algunos elementos básicos involucrados en la Producción Artificial de Plantas de especies nativas. *Bosque* 11(1): 3-9.
- Galloway, G.; Borgo, G. 1983. Manual de Viveros Forestales en la Sierra Peruana. Ministerio de Agricultura. Instituto Nacional Forestal y de Fauna. FAO. Lima, Perú. 123 p.
- Keller, T.; Hakansson, I. 2010. Estimation of reference bulk density from soil particle size distribution and soil organic matter content. *Geoderma* 154: 398-406.
- Landis, T. D.; Tinus, R. W.; McDonald, S. E.; Barnett, J. P. 1994. Nursery Planning, Development, and Management, Vol. 1, The Container Tree Nursery Manual. Agric. Handbk. 674. Washington DC, US. Department of Agriculture, Forest Service. 188 p.
- Mondragón, G. 2016. Evaluación del Crecimiento de Plántulas de *Caesalpinea spinosa*, *Sapindus saponaria* y *Tecoma stans* en diferentes sustratos durante su propagación en Vivero-Lima. Tesis Lic. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, PE. 114 p.
- Oliva, M.; Vacalla, F.; Pérez, D.; Tucto, A. 2014. Manual de Vivero Forestal para producción de Especies Forestales Nativas: Experiencia en Molinopampa, Amazonas-Perú. Proyecto PD 622/11 Rev. 1 (F). Chachapoyas, PER. 20 p.
- Quiroz, I.; García, E.; Gonzáles, M.; Chung, P.; Soto, H. 2009. Vivero Forestal: Producción de Plantas Nativas a raíz cubierta. Centro Tecnológico de la Planta Forestal. Concepción, CL. 68 p.
- Quispe, M. 2015. Efecto de tres biofertilizantes en el Desarrollo de Plantones de *Caesalpinea spinosa* (Molina) Kunt a nivel de Vivero. Tesis Lic. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, PE. 131 p.
- Reynel, C; Pennington, T. D. 2006. Árboles útiles del Ande Peruano: Una guía de identificación, ecología y propagación de las especies de la Sierra y los Bosques Montanos en el Perú. Lima, PE. 473 p.
- Spichiger, R.; Meróz, J.; Loizeau, P.; Stuyz de Ortega, L. 1990. Los Árboles del Arboretum de Jenaro Herrera, Vol. 1. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Ginebra, CH. 359 p.

- Taboada, M.; Álvarez, C. 2008. Fertilidad Física de los Suelos. 2 ed. Editorial Facultad de Agronomía. Universidad de Buenos Aires. Buenos Aires, AR. 272 p.
- Viveros, H.; Hernández, J. D.; Velasco, M. V.; Robles, R.; Ruiz, C.; Aparicio, A.; Martínez, M.; Hernández, J.; Hernández, M. L. 2015. Análisis de semilla, tratamientos pregerminativos de *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb. y su crecimiento inicial. Revista Mexicana de Ciencias Forestales 6 (30): 52-65.
- Willan, R. L (comp.). 1991. Guía para la Manipulación de Semillas Forestales, estudio con especial referencia a los trópicos. FAO Montes 20/2. 502 p.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1. FORMATO DE EVALUACIÓN

Formato de evaluación de diámetro a la altura del cuello

| | | | | | |
|---------------------|------------|-----------|------------|------------|--|
| Especie: | | | | | |
| Tratamiento: | | | | | |
| Diámetro | | | | | |
| N° | 23/03/2016 | 2/04/2016 | 12/04/2016 | 22/04/2016 | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |


FUENTE: *Elaboración propia*

Formato de evaluación de altura total


| | | | | | |
|---------------------|------------|-----------|------------|------------|--|
| Especie: | | | | | |
| Tratamiento: | | | | | |
| Altura | | | | | |
| N° | 23/03/2016 | 2/04/2016 | 12/04/2016 | 22/04/2016 | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |

FUENTE: *Elaboración propia*

ANEXO 2. RESULTADOS DE CARACTERIZACIÓN DE SUSTRATOS.



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
 FACULTAD DE AGRONOMIA - DEPARTAMENTO DE SUELOS
 LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES



ANALISIS DE SUELOS : CARACTERIZACION

Solicitante : REMO ESPINOZA ALCALA

Departamento : LIMA

Distrito : LA MOLINA

Referencia : H.R. 59885-098C-17

Provincia : LIMA

Predio :

Fecha : 11/08/17

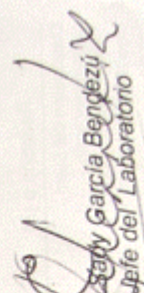
Botti: 634

| Lab | Número de Muestra Claves | pH (1:1) | C.E. (1:1) dSim | CaCO ₃ % | M.O. % | P ppm | K ppm | Análisis Mecánico | | | Clase Textural | CIC | Cationes Cambiables meq/100g | | | | Suma de Cationes Bases | Suma de Sat. De Bases | % | |
|------|-----------------------------|-------------|--------------------|------------------------|-----------|----------|----------|-------------------|-----------|--------------|-------------------|-------|---------------------------------|------------------|----------------|-----------------|---------------------------------|--------------------------------|-------|-----------------------------------|
| | | | | | | | | Arena % | Limo % | Arcilla % | | | Ca ²⁺ | Mg ²⁺ | K ⁺ | Na ⁺ | | | | Al ³⁺ + H ⁺ |
| 7381 | Oreja T0 | 6.97 | 6.20 | 0.00 | 4.97 | 83.9 | 2180 | 69 | 18 | 13 | Fr.A. | 16.00 | 9.25 | 3.35 | 2.55 | 0.85 | 0.00 | 16.00 | 16.00 | 100 |
| 7382 | Oreja T1 | 7.29 | 6.04 | 0.00 | 5.66 | 81.1 | 2472 | 69 | 18 | 13 | Fr.A. | 17.12 | 9.04 | 3.92 | 2.77 | 1.39 | 0.00 | 17.12 | 17.12 | 100 |
| 7383 | Oreja T2 | 7.36 | 6.89 | 0.00 | 4.83 | 79.9 | 2532 | 71 | 16 | 13 | Fr.A. | 17.28 | 9.28 | 3.68 | 3.03 | 1.29 | 0.00 | 17.28 | 17.28 | 100 |
| 7384 | Oreja T3 | 7.41 | 5.01 | 1.00 | 4.57 | 82.5 | 2376 | 73 | 14 | 13 | Fr.A. | 14.88 | 8.44 | 3.42 | 2.35 | 0.67 | 0.00 | 14.88 | 14.88 | 100 |


A = Arena ; A.Fr. = Arena Franca ; Fr.A. = Franco Arenoso ; Fr. = Franco ; F.L. = Franco Limoso ; L = Limoso ; Fr.Ar.A. = Franco Arcillo Arenoso ; Fr.Ar. = Franco Arcilloso

Fr.Ar.L. = Franco Arcillo Limoso ; Ar.A. = Arcillo Arenoso ; Ar.L. = Arcillo Limoso ; Ar. = Arcilloso

| Número de Muestra | | N |
|-------------------|----------|------|
| Lab | Claves | % |
| 7381 | Oreja T0 | 0.31 |
| 7382 | Oreja T1 | 0.30 |
| 7383 | Oreja T2 | 0.28 |
| 7384 | Oreja T3 | 0.27 |



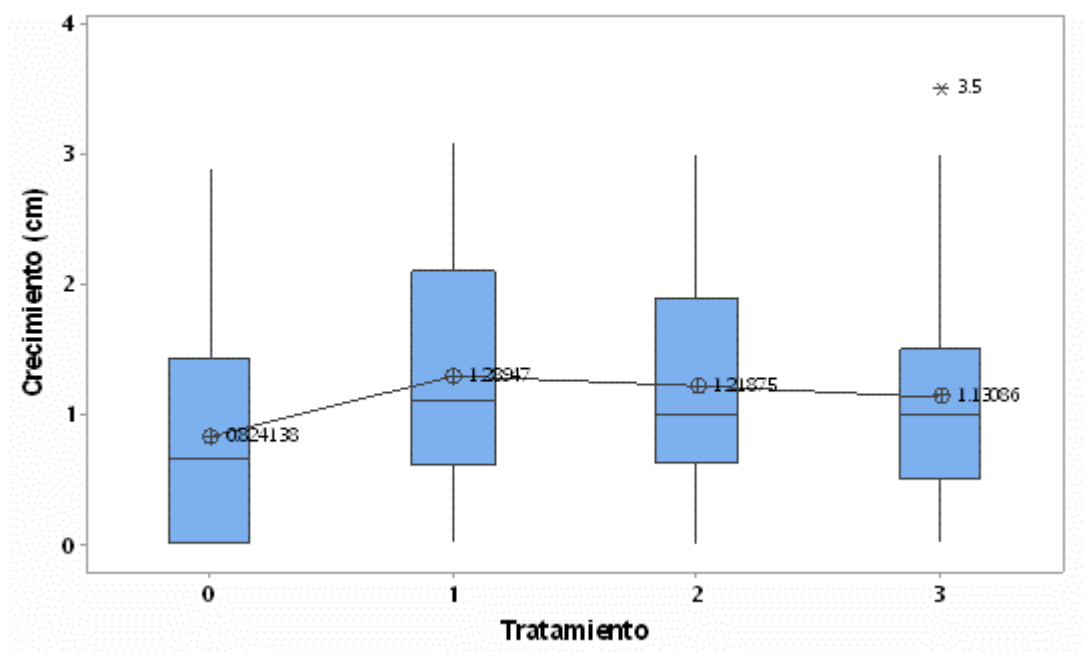
Gladys García Benguezú
 Jefe del Laboratorio



Av. La Molina s/n Campus UNALM - Telef.: 614-7800 Anexo 222 Teléfono Directo: 349-5622 e-mail: labsuelo@lamolina.edu.pe

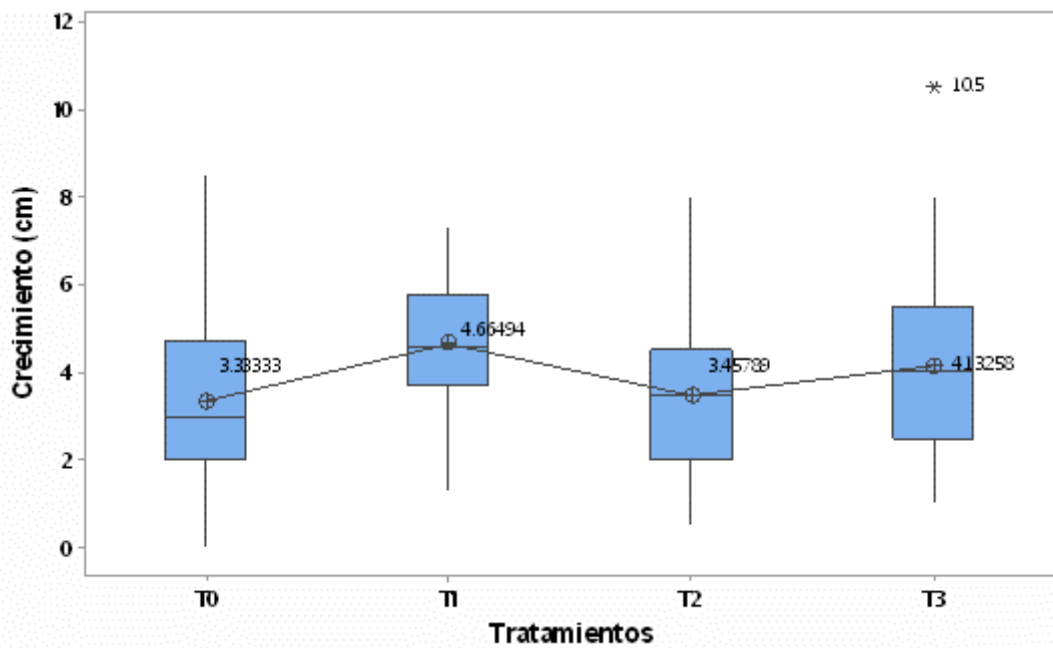
FUENTE: Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes UNALM (2016)

ANEXO 3. DISTRIBUCIÓN DE PLANTAS DE “TARA” SEGÚN ALTURA TOTAL (CM.) POR TIPO DE TRATAMIENTO.



FUENTE: Elaboración propia

ANEXO 4. DISTRIBUCIÓN DE PLANTAS DE OREJA DE NEGRO SEGÚN ALTURA TOTAL (CM.) POR TIPO DE TRATAMIENTO.



FUENTE: Elaboración propia

**ANEXO 5. CUADRO RESUMEN DE DATOS DE ALTURA PROMEDIO DE
C.SPINOSA POR EVALUACIÓN**

| | 1 | 2 | 3 | 4 | Media | Desviación estándar | Coefficiente de variabilidad (%) |
|-------------|----------|----------|----------|----------|--------------|--------------------------------|---|
| Sustrato T0 | 8.55 | 8.76 | 9.03 | 9.38 | 8.93 | 0.31 | 3.48 |
| Sustrato T1 | 8.78 | 8.86 | 9.26 | 10.07 | 9.24 | 0.51 | 5.51 |
| Sustrato T2 | 8.91 | 9.23 | 9.59 | 10.12 | 9.46 | 0.45 | 4.76 |
| Sustrato T3 | 9.76 | 10.11 | 10.52 | 10.97 | 10.34 | 0.45 | 4.39 |

FUENTE: Elaboración propia

**ANEXO 6. CUADRO RESUMEN DE DATOS DE DIÁMETRO PROMEDIO DE
C.SPINOSA POR EVALUACIÓN.**

| | 1 | 2 | 3 | 4 | Media | Desviación estándar | Coefficiente de variabilidad (%) |
|-------------|----------|----------|----------|----------|--------------|--------------------------------|---|
| Sustrato T0 | 1.94 | 1.97 | 1.96 | 2.06 | 1.98 | 0.05 | 2.33 |
| Sustrato T1 | 2.18 | 2.22 | 2.26 | 2.31 | 2.24 | 0.05 | 2.12 |
| Sustrato T2 | 1.92 | 1.96 | 2.00 | 2.03 | 1.98 | 0.04 | 2.15 |
| Sustrato T3 | 1.93 | 1.97 | 2.04 | 2.09 | 2.01 | 0.06 | 3.11 |

FUENTE: Elaboración propia

**ANEXO 7. CUADRO RESUMEN DE DATOS DE ALTURA PROMEDIO DE
E.CYCLOCARPUM POR EVALUACIÓN.**

| | 1 | 2 | 3 | 4 | Media | Desviación estándar | Coficiente de variabilidad (%) |
|-------------|----------|----------|----------|----------|--------------|--------------------------------|---|
| Sustrato T0 | 9.92 | 10.87 | 11.89 | 13.25 | 11.48 | 1.24 | 10.78 |
| Sustrato T1 | 10.43 | 12.25 | 13.60 | 14.61 | 12.72 | 1.57 | 12.33 |
| Sustrato T2 | 12.98 | 14.44 | 15.57 | 16.43 | 14.86 | 1.29 | 8.70 |
| Sustrato T3 | 14.05 | 15.65 | 16.98 | 18.25 | 16.23 | 1.56 | 9.60 |

FUENTE: Elaboración propia

**ANEXO 8. CUADRO RESUMEN DE DATOS DE DIÁMETRO PROMEDIO DE
E.CYCLOCARPUM POR EVALUACIÓN.**

| | 1 | 2 | 3 | 4 | Media | Desviación estándar | Coficiente de variabilidad (%) |
|-------------|----------|----------|----------|----------|--------------|--------------------------------|---|
| Sustrato T0 | 2.25 | 2.37 | 2.41 | 2.44 | 2.37 | 0.07 | 3.08 |
| Sustrato T1 | 2.33 | 2.47 | 2.51 | 2.57 | 2.47 | 0.09 | 3.60 |
| Sustrato T2 | 2.34 | 2.39 | 2.54 | 2.60 | 2.47 | 0.10 | 4.20 |
| Sustrato T3 | 2.25 | 2.37 | 2.44 | 2.52 | 2.39 | 0.10 | 4.23 |

FUENTE: Elaboración propia