

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DE
PLÁNTULAS DE *CAESALPINIA SPINOSA*,
SAPINDUS SAPONARIA Y *TECOMA*
STANS EN DIFERENTES SUSTRATOS
DURANTE SU PROPAGACIÓN EN VIVERO
- LIMA**

Presentado por:

Gino Fernando Mondragón Aguirre

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO FORESTAL

Lima - Perú
2016

DEDICATORIA

A mis padres, José Luis y Leonarda. Ustedes me hicieron, me hacen y me harán.

A mi querida hermana Mila, que siempre me brinda su inquebrantable apoyo.

A Señora Margarita y Liz, que acompañan nuestros días con su gran gesto de familia.

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mis agradecimientos:

Al profesor Fernando Bulnes Soriano. Su peculiar estilo de hacer academia, dentro y fuera del aula, es referencia para mi quehacer profesional.

A la profesora Rosa Maria Hermoza Espezúa - “Rose”- que con carisma y don de maestra me transmitió valiosos consejos y saberes en mi formación como Ingeniero Forestal.

Al profesor Ignacio Lombardi Indacochea. Sus conocimientos y experiencia constituyen un pilar fundamental en la formación de todo forestal.

Al profesor José Luis Marcelo Peña. Sus conversaciones y consejos siempre han sido referencias para mi quehacer como estudiante.

A la Ingeniera Luisa Morales Moquillaza, por su apoyo y comprensión durante todo el proceso de elaboración de la tesis.

Al Ingeniero Antonio Santos Fernández - “Toño”- por su apoyo y consejo.

A mis amigos Miriam Rivera Paucar y Diego Zavaleta Gómez. Gracias por toda su ayuda y respaldo.

A mis amigos Karen, Pedro y Elmer.

A la señora Margarita y Liz.

A mi hermana Mila.

A mis padres José Luis y Leonarda. Por todo y más.

RESUMEN

En la propagación de especies forestales en vivero uno de los insumos importantes es el sustrato, que contribuye directamente en la velocidad de crecimiento y la calidad de plantas que se propagan. Así, el presente estudio realizado en plántulas de *Caesalpinia spinosa*, *Sapindus saponaria* y *Tecoma stans* buscó determinar y comparar el efecto de cuatro tipos de sustratos en el crecimiento de estas especies. Estos sustratos (T1, T2, T3 Y T4) fueron formulados en base a tres materiales: tierra de la capa arable de campos agrícolas, compost de producción tradicional (convenio UNALM - Municipalidad de La Molina) y compost producido con microorganismos efectivos (convenio UNALM - Empresa HOL-AM); utilizados en el Vivero Forestal de la Facultad de Ciencias Forestales de la UNALM, que junto al Laboratorio de Silvicultura conformaron los lugares de estudio. Las variables evaluadas fueron altura, diámetro al cuello y peso fresco y seco de la parte aérea de las plántulas. Los resultados mostraron que con la utilización del sustrato T1 (tierra agrícola y compost de producción tradicional en proporción 2:1) se presentaron los mayores crecimientos en plántulas de *S. saponaria* y *T. stans* para todas las variables estudiadas; mientras que con la utilización del sustrato T4 (tierra agrícola y compost producido con microorganismos efectivos en proporción 1:1) se presentaron los menores crecimientos. Con la utilización del sustrato T4 se presentaron los mayores crecimientos en diámetro al cuello, peso fresco y peso seco en plántulas de *C. spinosa*; y los menores, con la utilización del sustrato T1. Para altura el mayor crecimiento se presentó con el sustrato T1; y el menor, con el sustrato T4.

Palabras clave: Crecimiento, Plántula, *Caesalpinia spinosa*, *Sapindus saponaria*, *Tecoma stans*, Compost

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. Introducción	1
II. Revisión de Literatura	5
1. VIVERO FORESTAL	5
1.1. DEFINICIÓN DE VIVERO FORESTAL.....	5
1.2. TIPOS DE VIVEROS FORESTALES	5
1.3. PARTES DE UN VIVERO FORESTAL	6
1.4. ACTIVIDADES DESARROLLADAS EN UN VIVERO FORESTAL	7
1.4.1. Aplicación de tratamientos pre-germinativos	7
1.4.2. Siembra	7
1.4.3. Repique	7
1.4.4. Riego	8
1.4.5. Deshierbe	8
1.5. SISTEMA DE PRODUCCIÓN EN UN VIVERO FORESTAL.....	8
2. CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS.....	9
2.1. DEFINICIÓN DEL CRECIMIENTO.....	9
2.2. ANÁLISIS MATEMÁTICO DEL CRECIMIENTO.....	11
2.3. FACTORES QUE INFLUYEN EN EL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DURANTE SU PROPAGACIÓN EN VIVEROS`	15
2.3.1. Riego	15
2.3.2. Temperatura	15
2.3.3. Sustrato	15
3. SUSTRATO	16
3.1. DEFINICIÓN DE SUSTRATO	16
3.2. COMPONENTES DE UN SUSTRATO.....	17
3.2.1. Tierra de chacra.....	17
3.2.2. Compost.....	17
3.3. TIPOS DE SUSTRATOS	18
3.4. PROPIEDADES DE UN SUSTRATO ÓPTIMO PARA LA PROPAGACIÓN EN VIVERO ...	19
3.5. PROPIEDADES FÍSICAS DE LOS SUSTRATOS	20
3.5.1. Granulometría	21
3.5.2. Porosidad	21
3.5.3. Densidad aparente	23
3.5.4. Estructura	23
3.6. PROPIEDADES QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS.....	24
3.6.1. Capacidad De Intercambio Catiónico (CIC)	24
3.6.2. PH.....	24
3.6.3. Relación carbono nitrógeno (C/N)	25
3.6.4. Conductividad eléctrica.....	25
3.7. CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DE LOS SUSTRATOS.....	25
4. ESPECIES ESTUDIADAS.....	26
4.1. <i>Caesalpinia spinosa</i> (Molina) Kuntze (1894).....	26
4.2. <i>Sapindus saponaria</i> L. (1753)	28
4.3. <i>Tecoma stans</i> (L.) Juss ex Hunth (1819).....	30
III. Materiales y Métodos.....	33
1. UBICACIÓN	33
2. MATERIALES, INSUMOS, EQUIPOS Y HERRAMIENTAS	34
2.1. MATERIALES E INSUMOS	34

2.2.	HERRAMIENTAS.....	35
2.3.	INSTRUMENTOS.....	35
2.4.	EQUIPOS.....	36
3.	METODOLOGÍA.....	36
3.1.	PROPAGACIÓN POR SEMILLAS.....	36
3.1.1.	Preparación de la cama de almácigo.....	36
3.1.2.	Tratamiento pre-germinativo.....	36
3.1.3.	Siembra.....	36
3.2.	PREPARACIÓN, HABILITACIÓN Y EVALUACIÓN DE LOS SUSTRATOS.....	37
3.2.1.	Caracterización de los compost empleados.....	37
3.2.2.	Proporción de las mezclas de cada sustrato evaluado.....	38
3.2.3.	Preparación de los sustratos.....	39
3.3.	EMBOLSADO DEL SUSTRATO.....	41
3.4.	REPIQUE.....	44
3.5.	RIEGO.....	45
3.6.	SELECCIÓN DE LOS INDIVIDUOS A EVALUAR.....	45
3.7.	CODIFICACIÓN Y MARCADO DE LOS INDIVIDUOS EVALUADOS.....	45
3.8.	EVALUACIÓN DEL DIÁMETRO AL CUELLO Y ALTURA.....	45
3.9.	EVALUACIÓN DEL PESO FRESCO Y EL PESO SECO.....	46
4.	ANÁLISIS Y DISEÑO ESTADÍSTICO.....	46
4.1.	DEFINICIÓN DE LAS VARIABLES DE EVALUACIÓN.....	46
4.2.	DISEÑO DE TRATAMIENTO PARA DIAMETRO AL CUELLO Y ALTURA.....	47
4.3.	TRATAMIENTO ESTADÍSTICO PARA EL PESO FRESCO Y EL PESO SECO.....	48
IV.	Resultados y discusión.....	49
1.	ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE <i>Caesalpinia spinosa</i>.....	49
1.1.	ALTURA.....	49
1.2.	DIÁMETRO AL CUELLO.....	52
1.3.	PESO FRESCO Y PESO SECO.....	55
2.	ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE <i>Sapindus saponaria</i>.....	56
2.1.	ALTURA.....	56
2.2.	DIÁMETRO AL CUELLO.....	60
2.3.	PESO FRESCO Y PESO SECO.....	63
3.	ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE <i>Tecoma stans</i>.....	64
3.1.	ALTURA.....	64
3.2.	DIÁMETRO AL CUELLO.....	67
3.3.	PESO FRESCO Y PESO SECO.....	70
4.	ANÁLISIS EDAFOLÓGICOS.....	71
4.1.	ANÁLISIS DE CARACTERIZACIÓN Y FERTILIDAD DE LOS CUATRO SUSTRATOS.....	71
4.2.	INTERPRETACIÓN DEL ANÁLISIS DE CARACTERIZACIÓN DE LA TIERRA DE CHACRA.....	72
4.3.	INTERPRETACIÓN DEL ANÁLISIS DE MATERIA ORGÁNICA.....	73
5.	ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO Y LOS SUSTRATOS.....	74
V.	Conclusiones.....	77
VI.	Recomendaciones.....	79
VII.	Referencias bibliográficas.....	81
VIII.	Anexos.....	86

Índice de tablas

Tabla 1:	Diferencias entre el ambiente típico de la zona radical de una planta que crece en maceta y una en suelo	17
Tabla 2:	Características de los compost empleados.....	38
Tabla 3:	Composición de los sustratos en evaluación.	38
Tabla 4:	Esquema del Experimento Factorial propuesto para el análisis estadístico del diámetro y la altura.....	47
Tabla 5:	Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia de la altura de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante su propagación en vivero.	50
Tabla 6:	Prueba de Tukey del efecto de los sustratos en la altura de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante su propagación en vivero.	50
Tabla 7:	Altura de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante las ocho evaluaciones.....	51
Tabla 8:	Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia del diámetro al cuello de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante su propagación en vivero.	53
Tabla 9:	Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en el diámetro al cuello de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante su propagación en vivero.	53
Tabla 10:	Diámetro al cuello de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante las ocho evaluaciones	54
Tabla 11:	Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia de la altura de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante su propagación en vivero.	57
Tabla 12:	Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en la altura de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante su propagación en vivero.....	58
Tabla 13:	Altura de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante las siete evaluaciones.....	59
Tabla 14:	Efecto del tipo de sustrato y el número de evaluación en el análisis de variancia del diámetro al cuello de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante su propagación en vivero.	61
Tabla 15:	Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en el diámetro al cuello de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante su propagación en vivero.	61
Tabla 16:	Diámetro al cuello de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante las siete evaluaciones	62
Tabla 17:	Efecto del tipo de sustrato y el número de evaluación en el análisis de variancia de la altura de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante su propagación en vivero.	64

Tabla 18:	Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en la altura de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante su propagación en vivero.....	65
Tabla 19:	Altura de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante las ocho evaluaciones	66
Tabla 20:	Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia del diámetro al cuello de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante su propagación en vivero.	68
Tabla 21:	Prueba de Tukey del efecto de los sustratos en el diámetro al cuello de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante su propagación en vivero.	68
Tabla 22:	Diámetro al cuello de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante las ocho evaluaciones	69

Índice de figuras

	Página
Figura 1: Curva sigmoidea del crecimiento. Se distinguen las tres fases: exponencial (a), linear (b) y de senescencia (c)	12
Figura 2: Curva acampanada de la tasa de crecimiento. Se distinguen las tres fases: exponencial (a), linear (b) y de senescencia (c)	13
Figura 3: Ubicación del área de estudio en el Vivero Forestal	33
Figura 4: Materiales usados en la preparación de sustratos	40
Figura 5: Medición del sustrato con uso de una carretilla y lugar de embolsado	41
Figura 6: Ubicación de las camas de repique seleccionadas.....	42
Figura 7: Distribución de los tratamientos dentro de las camas de repique	43
Figura 8: Repique de <i>Sapindus saponaria</i> y <i>Tecoma stans</i>	44
Figura 9: Efecto de cuatro sustratos en la altura (cm) de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante su propagación en vivero.....	52
Figura 10: Efecto de cuatro sustratos en el diámetro al cuello (mm) de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> durante su propagación en vivero.....	55
Figura 11: Efecto de cuatro sustratos en la altura (cm) de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante su propagación en vivero.....	59
Figura 12: Efecto de cuatro sustratos en el diámetro al cuello (mm) de plántulas de <i>Sapindus saponaria</i> durante su propagación en vivero.....	63
Figura 13: Efecto de cuatro sustratos en la altura (cm) de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante su propagación en vivero	66
Figura 14: Efecto de cuatro sustratos en el diámetro del cuello (mm) de plántulas de <i>Tecoma stans</i> durante su propagación en vivero.....	70

Índice de anexos

	Página
Anexo 1 ESTADÍSTICOS POR TIPO DE SUSTRATO Y NÚMERO DE EVALUACIÓN.....	86
Anexo 2 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	92
Anexo 3 ESTADÍSTICOS PARA PESO FRESCO Y PESO SECO DE LAS PLÁNTULAS EVALUADAS	96
Anexo 4 PRUEBAS EDAFOLÓGICAS	99
Anexo 5 FORMATOS DE EVALUACIÓN	102

I. INTRODUCCIÓN

Las plantaciones forestales son fuente de una amplia gama de materias primas: madera, corteza, hojas, frutos, resinas, gomas, látex y una gran variedad de compuestos secundarios; que constituyen la base de industrias maderables y no maderables, proveedoras de bienes y productos importantes para el ser humano.

También, las plantaciones forestales ofrecen una serie de beneficios sociales y ambientales, tales como la mitigación de los impactos negativos del cambio climático, la retención o disminución de la degradación de los suelos, la regulación del ciclo hidrológico, la conservación y protección de la biodiversidad, la captura de carbono, la restauración de ecosistemas degradados y, mediante la arborización de las urbes, mejoran la calidad de vida en la ciudad.

El Estado Peruano reconoce este potencial al resaltar en el Artículo 2 del Decreto Supremo N° 020-2015-MINAGRI la importancia de las plantaciones forestales para la industria, la conservación, la regulación hídrica, la provisión de servicios ecosistémicos y la restauración ecológica; declarándolas de interés nacional.

Todo programa de plantaciones consta de cinco fases generales: la obtención de material propagativo, la propagación en vivero, la plantación en campo definitivo, el mantenimiento de la plantación y la cosecha del producto o la provisión del servicio ambiental por el cual fue instalada. Cada fase es de suma importancia y repercute en la calidad del producto o beneficio obtenido de la plantación.

La propagación generalmente se realiza en un vivero forestal; aunque bajo ciertas circunstancias para la instalación de plantaciones puede utilizarse la regeneración natural de los bosques.

El vivero forestal es un lugar destinado a la propagación de árboles. Busca producir plántones en número y calidad suficientes para cumplir con las necesidades de sus clientes a un costo razonable. La calidad se define en función de los objetivos de la plantación; así,

una plántula de calidad para una plantación con fines maderables posee características diferentes a una utilizada en un programa de arborización urbana.

El vivero forestal 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 sustrato es el medio que provee de agua, nutrientes, aire y soporte a la planta. Posee un conjunto de propiedades físicas, químicas y biológicas originadas en los materiales que lo componen; entre estos se pueden mencionar a la tierra de chacra, 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.

Para la propagación de plantas en bolsa no existe un sustrato ideal. El sustrato utilizado 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 de propagación 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 2015 y febrero de 2016. Se seleccionaron tres especies forestales propagadas en el Vivero Forestal: *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze (1894), por su gran interés industrial debido a los taninos y gomas que produce; *Tecoma stans* (L.) Juss. ex Hunth (1819), por su uso en el ornato urbano y su tolerancia a riegos espaciados que permite su desarrollo en zonas de climas secos como Lima; y *Sapindus saponaria* L. (1753) , por su valor ornamental y su

potencial en plantaciones forestales que aprovechen sus múltiples metabolitos secundarios, entre los que destacan las saponinas.

Específicamente, esta investigación buscó evaluar y determinar el crecimiento en altura, diámetro al cuello y peso fresco y peso seco de la parte aérea de plántulas de las tres especies forestales mencionadas en cuatro sustratos diferentes; y comparar el crecimiento de cada especie en los sustratos e identificar el mayor crecimiento en relación a las variables de estudio.

Los sustratos estudiados se formularon en base a tres materiales utilizados en el Vivero Forestal: tierra de chacra, compost producido en acuerdo con la Municipalidad de La Molina y compost producido en acuerdo con la Empresa HOL-AM.

Con la identificación del sustrato que presentó mayores crecimientos en cada una de las especies estudiadas el Vivero Forestal podrá, en un futuro, obtener plántulas de mayor tamaño y mejor calidad en menor tiempo, lo que repercutirá en los costos de propagación.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

1. VIVERO FORESTAL

1.1. DEFINICIÓN DE VIVERO FORESTAL

El vivero forestal es un instalación destinada a la producción de árboles con diversos fines y que serán llevados posteriormente a un lugar definitivo (Valdivia s.f., Buamscha *et al.* 2012). En este se controlan una serie de condiciones –temperatura, humedad, patógenos, nutrientes, entre otros- desde que la planta es semilla hasta que está lista para ser instalada en campo definitivo (Navall 2006).

Un vivero forestal tiene por misión obtener plantas de calidad, que garanticen la supervivencia y crecimiento en el lugar donde se establezcan definitivamente (Buamscha *et al.* 2012); en la cantidad suficiente para atender la demanda del mercado (Navall 2006) y al menor costo posible (Oliva *et al.* 2014).

1.2. TIPOS DE VIVEROS FORESTALES

Existen diferentes tipos de vivero. Según la duración que tenga pueden ser permanentes o temporales; según el tipo de producción, en envase o a raíz desnuda; y según el tamaño, pequeños, medianos o grandes (Navall 2006); según su intencionalidad, serán comerciales, de investigación, de producción específica o de interés social (Jimenez 1994).

Los viveros permanentes son aquellos que producen plantones durante varias campañas; por ello requieren de infraestructura construida con materiales duraderos y de instalaciones fijas como oficinas, almacenes, pozas de agua, sistema de riego, entre otros. Generalmente son construidos por institutos de investigación, en programas de desarrollo y por empresa dedicadas a la venta de plantones (Oliva *et al.* 2014).

Los viveros temporales son aquellos que tienen por objetivo producir plantones para una o dos campañas; por eso se construyen con materiales simples. Son usualmente construidos por familias (Oliva *et al.* 2014) y establecidos en el mismo lugar donde se realizará la plantación (Jimenez 1994).

Los viveros comerciales tienen como fin primordial la venta de plántones forestales. Por su parte, los viveros para investigación producen plántones para realizar experimentos o ensayos. En el caso de viveros de producción, su producción está destinada a programas o proyectos concretos. Los viveros de interés social incluyen a viveros con una amplia gama de viveros tanto con fines de producción como social, tales como viveros comunales, viveros familiares, viveros escolares, etc. (Jimenez 1994).

Cada tipo de vivero tiene su propio diseño y manejo (Navall 2006).

1.3. PARTES DE UN VIVERO FORESTAL

Un vivero forestal consiste de un área de producción y de las instalaciones de servicios. La primera está compuesta por los diferentes tipos de camas y el área de sustratos; y la segunda, por oficinas, almacenes y otras construcciones administrativas (Landis *et al.* 1994).

Entre los tipos de camas se encuentran:

- Camas de almácigo: Se usan para la germinación de las semillas; para ello en estos ambientes se regulan la temperatura, la radiación, la exposición al viento, entre otros factores ambientales (Navall 2006). A fin de que reciban sombra todo el día, estas camas deben orientarse de este a oeste (Galloway y Borgo 1985).
- Camas de repique: Contiene a las bolsas donde las plantas germinadas en la cama de almácigo serán trasplantadas. En zonas semiáridas se recomienda usar camas de repique bajo nivel y, así, aprovechar mejor el agua. La profundidad debe ser similar a la altura del envase (Navall 2006). Se recomienda también que su ancho sea de un metro para facilitar las labores como riego con regadera, el repique y el deshierbe (Galloway y Borgo 1985).

Para un adecuado funcionamiento del vivero se recomienda trazar una red de caminos que facilite el acceso a todas sus instalaciones. Las dimensiones para los caminos varían en función de los vehículos, equipos y la cantidad de personas que circulen por ellos (Galloway y Borgo 1985).

La construcción de oficinas y almacenes depende del tamaño y vida útil previstos para el vivero, como también de los fondos disponibles (Galloway y Borgo 1985).

1.4. ACTIVIDADES DESARROLLADAS EN UN VIVERO FORESTAL

Dentro del proceso de propagación de árboles en un vivero se realizan diversas actividades:

1.4.1. APLICACIÓN DE TRATAMIENTOS PRE-GERMINATIVOS

Se aplican con la finalidad de potenciar e uniformizar la germinación de las semillas a través de la aceleración del proceso de imbibición (Navall 2006). Se recomienda su uso en especies cuyas semillas tardan en germinar. Este mayor tiempo tiene consecuencias en los costos de producción (Oliva *et al.* 2014).

En viveros forestales se aplica comúnmente el remojo en agua fría o caliente (Jimenez 1994). También se utiliza ácidos, lijado, cortes a la testa, etc. (Navall 2006).

1.4.2. SIEMBRA

Esta actividad puede desarrollarse en cama de almácigo o en bolsa directamente (Jimenez 1994).

Para la siembra en cama de almácigo existen tres métodos: al voleo; utilizado para propagar semillas livianas como las del aliso, el eucalipto y la casuarina; en surcos, para semillas de tamaño mediano como el pino, el ciprés y el cerezo; y al golpe, para semillas grandes como las del nogal y las palmeras (Jimenez 1994).

En la siembra directa la semilla se coloca directamente en la bolsa. Para ello, se perfora un agujero en el sustrato, se introduce la semilla y se cubre el agujero con arena. Por lo general la profundidad de siembra es dos veces el diámetro de la semilla. Si la profundidad es demasiado superficial se produce un arraigo defectuoso, con posibilidad de desecación de la plántula. Si es demasiado profunda, se puede producir un agotamiento de las sustancias de reserva en la emergencia o imposibilitarse ésta por resistencia mecánica (Jimenez 1994).

En esta etapa de la propagación no se debe permitir que el sustrato seque; tampoco regar en exceso, lo que ocasionaría la pudrición de las semillas (Oliva *et al.* 2014)

1.4.3. REPIQUE

Consiste en trasplantar las plantas germinadas de la cama de almácigos a las bolsas de polietileno llenas de sustrato. El momento de repique varía de acuerdo a la especie y/o criterio del viverista. Por ejemplo, se puede realizar cuando la plántula cuente con dos hojas verdaderas; o cuatro, si la semilla es grande. Se recomienda realizar esta operación en días nublados, por las mañanas o las tardes. Previamente al repique se realiza un riego de las

camas de almácigo para evitar producir daños a la raíz cuando se extraiga la planta. Con ayuda de un instrumento que afloje el sustrato de esta cama se retira la planta y se la coloca en un recipiente con agua o lodo para evitar la pérdida de humedad. En este momento se realiza la primera selección de plántulas; eliminándose las enfermas, defectuosas y aquellas que no cumplan con los objetivos de la propagación. A continuación, en la bolsa de polietileno llena con sustrato se hace un hoyo concéntrico y se coloca la plántula en el hoyo, evitando que queden espacios vacíos donde se pueda acumular agua. Por último, se realiza el riego de las plantas repicadas (Oliva *et al.* 2014).

La extracción de las plántulas de la cama de almácigo y su repique son dos de las fases más críticas en la producción de plantones (Galloway y Borgo 1985).

1.4.4. RIEGO

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 (Oliva *et al.* 2014).

1.4.5. 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 (Jimenez 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 entrecrucen con las de la plántula y al ser extraídas las dañen (Oliva *et al.* 2014).

Además de las actividades mencionadas también se realiza la preparación del sustrato y su embolsado, la remoción de bolsas y poda de raíces, el control de plagas y enfermedades y el endurecimiento de las plántulas (Buamscha *et al.* 2012, Oliva *et al.* 2014).

1.5. SISTEMA DE PRODUCCIÓN EN UN VIVERO FORESTAL

El sistema de producción constituye el conjunto de métodos de propagación y manejo de plántulas forestales en los viveros. Son de dos sistemas: de producción de plantas a raíz desnuda y de producción de plantas en contenedor (Oliva *et al.* 2014).

Las plantas a raíz desnuda se producen mediante un sistema de camas de almácigo, de donde serán extraídas para ser llevadas al sitio de plantación. En este proceso las raíces se desprenden del sustrato de la cama quedando expuestas o “desnudas”, lo que da origen al nombre. Este sistema se recomienda cuando el sitio de plantación es húmedo y su suelo es rico en nutrientes. Como los plantones producidos son livianos, el transporte se facilita. La principal desventaja es que la raíz se transporta al sitio de plantación separada del sustrato, lo que determina que el plantón debe reestablecer contacto con el suelo. Este proceso se ve facilitado en los sitios húmedos (Buamscha *et al.* 2012).

Las plantas en contenedor son cultivadas dentro de recipientes individuales. Al momento de ser llevadas al sitio de plantación se extraen del envase las raíces unidas al sustrato en el cual crecieron, lo que constituye la principal ventaja de este sistema. Como la proporción raíz/tallo suele ser más alta que la de los plantones producidos a raíz desnuda, se recomienda la utilización de este sistema para sitios de plantación secos (Buamscha *et al.* 2012). Otras ventajas que se pueden mencionar son su mayor rendimiento en campo y la facilidad en la remoción de las plántulas. Como desventaja se presenta su mayor costo de producción, transporte y distribución en el lugar de plantación; y el mayor riesgo de enrollamiento y deformación de raíces (Oliva *et al.* 2014). Debido a que el volumen del sustrato es relativamente pequeño, las raíces se aglutinan en el sustrato, conformando un conjunto denominado pan de tierra (Landis *et al.* 1994).

Antes de realizar la siembra de semillas en el vivero, es necesario tener claro cuál será el sistema productivo que se empleará, pues del mismo dependerá el tipo de plantas que se produzcan, su costo final y su desarrollo posterior en el sitio de plantación (Buamscha *et al.* 2012).

2. CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS

2.1. DEFINICIÓN DEL 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).

La mayoría de autores coincide en definir el crecimiento como el aumento irreversible del tamaño de una célula, órgano u organismo (De Armas *et al.* 1988, Bidwell 2000, Salisbury y Ross 2000, Barrera *et al.* 2010)

Esta definición resulta bastante general. Existen procesos de crecimiento donde uno de los parámetros evaluados aumenta mientras que otro decrece. Por ejemplo, durante la germinación de la semilla acontece una absorción inicial de agua que no es acompañada por incremento significativo de materia - hay un incremento en volumen y en peso fresco, pero no en peso seco. Posteriormente, la plántula aumenta mucho en longitud, pero hay un descenso neto en el peso seco. No obstante, conforme a la definición, tuvo lugar un crecimiento (Bidwell 2000).

El crecimiento resulta un proceso fisiológico complejo, que depende directamente de la fotosíntesis, la respiración, la división celular, la elongación, la diferenciación, entre otros; y que además está influenciada por factores como temperatura, intensidad de luz, densidad de población, calidad de semilla, disponibilidad de agua y de nutrientes (Mohr, citado por Barrera *et al.* 2010).

Se suele confundir crecimiento y desarrollo porque estos dos procesos se encuentran estrechamente relacionados y condicionados en un mismo ser vivo (De Armas *et al.* 1988). El desarrollo puede definirse como cambio ordenado o progreso, a menudo hacia un estado superior, más ordenado o más complejo. El desarrollo puede tener lugar sin que haya crecimiento y el crecimiento sin desarrollo, pero a menudo los dos están combinados en un sólo proceso. Esto trae problemas en el análisis matemático del crecimiento, pues el progreso ordenado de éste puede verse perturbado de modo imprevisible por fenómenos del desarrollo (Bidwell 2000).

Dicho análisis se hace más complejo al considerar los diferentes patrones de crecimiento que poseen los seres vivos. En caso de las plantas, el crecimiento se distingue por dos importantes características: es continuo, aunque a velocidad variable, durante toda la vida de la planta; y limitado a los meristemos (James 1967).

En una planta existen dos tipos de meristemos: los meristemos primarios, ubicados en los tallos y raíces y responsables del crecimiento en longitud de estos órganos; y meristemos secundarios o cambium, responsable del crecimiento en grosor. Durante la mayor parte de la vida de la planta los dos procesos tienen lugar simultáneamente gracias a lo cual ésta

crece en altura y grosor. Cuando se trata de órganos jóvenes, la velocidad de alargamiento puede constituir una expresión adecuada de su crecimiento (James 1967).

2.2. 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, mecanísticos 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).

En general, el crecimiento, como modelo matemático, es expresado por una curva sigmoidea (Figura 1), que se asocia a la curva de tasa absoluta de crecimiento, de forma acampanada (Figura 2) (De Armas *et al.* 1988). Bidwell (2000) señala que la curva sigmoidea es el modelo típico de crecimiento de una planta anual.

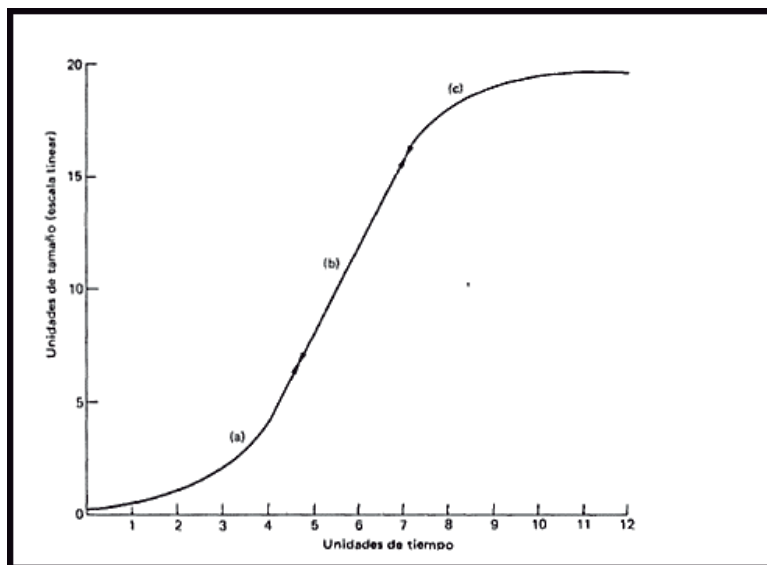


Figura 1: Curva sigmoidea del crecimiento. Se distinguen las tres fases: exponencial (a), lineal (b) y de senescencia (c)

FUENTE: Bidwell (2000).

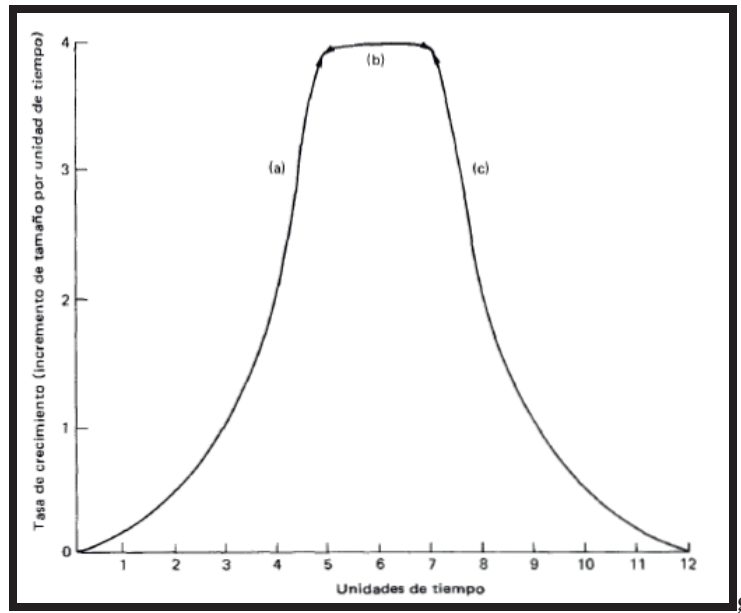


Figura 2: Curva acampanada de la tasa de crecimiento. Se distinguen las tres fases: exponencial (a), lineal (b) y de senescencia (c)

FUENTE: Bidwell (2000).

De acuerdo a la tasa de crecimiento, la curva de crecimiento puede dividirse en tres fases: fase logarítmica o exponencial, fase lineal y fase de envejecimiento o senilidad. La tasa de crecimiento aumenta continuamente durante la fase exponencial, es constante durante la fase lineal y declina hasta llegar a cero durante la senilidad (Bidwell 2000).

Según Steward, citado por Barrera *et al.* 2010, la primera fase de la curva sigmoidea se denomina fase de retardación y en ella ocurre una pérdida de masa consecuencia de la germinación. Le continúa la fase logarítmica, caracterizada por un crecimiento rápido y lineal. Finalmente, la fase de envejecimiento, donde el crecimiento decrece. Mientras la plántula está perdiendo peso, la tasa de crecimiento es negativa, y no alcanza de golpe su valor máximo cuando la plántula se hace autótrofa, sino que lo hace con una cierta lentitud (James 1967).

La fase de envejecimiento acontece porque en el organismo hay limitaciones inherentes a su crecimiento que le impide llegar al tamaño final que podría ser predicho por alguna ecuación. No es posible que por sobrealimentación una margarita sea tan alta que un encino (Bidwell 2000)

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).

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).

El crecimiento puede estudiarse mediante la medición de variables como longitud, volumen, peso fresco o seco, etc., a intervalos sucesivos de tiempo (De Armas *et al.* 1988) y a través de la determinación de índices de crecimiento. Cada uno de estos parámetros describe algo diferente y rara vez hay una relación simple entre ellos en un organismo en crecimiento. Esto sucede porque el crecimiento a menudo ocurre en direcciones diferentes a distintas tasa, quizás ni siquiera relacionadas, así que una simple relación linear área-volumen no persiste en el tiempo (Bidwell 2000).

El análisis matemático del crecimiento clasifica estas variables en dos grupos (Barrera *et al.* 2010):

- Medidas directas, tales como masa seco o área foliar. La masa seca se obtiene restando al peso fresco el peso desecado. El área foliar se obtiene calcando la silueta de la hoja en papel y calculando el área por planimetría (que puede ser median medidores de área foliar, escaneo o análisis de imágenes).
- Medidas derivadas como son la tasa de crecimiento relativo y la tasa de asimilación neta, utilizados fundamentalmente en el método clásico.

Medir el crecimiento en función de su peso seco presenta la gran desventaja de que el proceso de desecación mata la planta, obteniéndose una sola medición con un individuo; necesitándose un gran número de ellos para obtener los valores sucesivos (James 1967).

Medir el área foliar permite tener un indicador de la capacidad de fotosíntesis de la planta, el principal proceso que contribuye al incremento del peso. La cantidad de fotosíntesis no sólo depende del área foliar, sino también de la eficiencia de las hojas, que puede expresarse en forma de velocidad neta de asimilación, es decir, la velocidad de aumento de peso seco de la planta por unidad de área foliar (James 1967).

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

2.3.1. RIEGO

El agua es probablemente el factor más importante que afecta la vegetación. Todos los procesos metabólicos se desarrollan en el citoplasma, un medio acuoso que necesita mantener un nivel de contenido agua para su funcionamiento.

El agua necesaria para el desarrollo las plántulas se provee a través del riego, que está dirigido a mantener el sustrato siempre húmedo (Galloway y Borgo 1985).

El riego puede ser por inundación, con regadera o tecnificado. Su frecuencia depende de los requerimientos hídricos de la plantas, las condiciones ambientales y de las características del sustrato sobre el cual crece la planta.

2.3.2. TEMPERATURA

Dentro de las limitaciones impuestas por el agua, la vegetación se ve afectada por la temperatura. Dichos efectos están relacionados con el nivel de actividad metabólica que desarrolla la planta. Así, en condiciones de temperatura adversas, la planta desarrolla mecanismo de adaptación; por ejemplo, la latencia (Salisbury y Ross 2000).

En un vivero la temperatura se regula a través de los invernaderos y los tinglados. El manejo de este factor climático es fundamental en varios periodos de la fase de propagación, principalmente, durante el almácigo y el repique.

2.3.3. SUSTRATO

El sustrato está constituido por uno o varios materiales solidos que proveen a las plantas nutrientes y el anclaje para su desarrollo.

En su elaboración se puede utilizar compost, arena de río, estiércol descompuesto, tierra de chacra, acículas de pino, viruta, etc. Estos materiales se mezclan buscando que cada uno aporte características al sustrato que favorezcan al crecimiento y desarrollo de la plantas.

3. SUSTRATO

3.1. DEFINICIÓN DE SUSTRATO

El término sustrato, aplicado en la producción viverista, se refiere a todo material sólido, diferente del suelo, que puede ser natural o sintético, mineral u orgánico y que colocado en contenedor, de forma pura o mezclado, permite el anclaje de las plantas; interviniendo o no en el proceso de nutrición de las mismas (Pastor 2000, Picón 2013).

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).

El cultivo de plantas en contenedor presenta diferencias sustanciales respecto del cultivo de plantas en pleno suelo. En el caso del cultivo de plantas en contenedor el volumen de sustrato es limitado y de él las plantas absorberán oxígeno, agua y nutrientes. Por otro lado, el suelo mantiene sus características relativamente estables durante el tiempo, mientras que los sustratos no se comportan de igual forma (Abad, citado por Pastor 2000, Picón 2013).

Bowman y Paul, citado por Cabrera (1999), señalan además que el ambiente del contenedor en donde crece una planta es más estresante y cambiante que el suelo de un campo abierto. Por ejemplo, después de un riego el sustrato se satura desde el fondo del contenedor y las raíces de esa zona permanecen sin aire. Al secarse el sustrato, la concentración de sales en la solución suelo aumenta. De otro lado, la temperatura del contenedor puede llegar a variar 30°C entre el día y la noche (Davidson *et al.* citados por Cabrera, 1999).

En la Tabla 1 se presentan diferencias entre las propiedades del sustrato de una maceta y del suelo a campo abierto.

Tabla 1: Diferencias entre el ambiente típico de la zona radical de una planta que crece en maceta y una en suelo

FACTOR	MACETA	SUELO
Retención de humedad	De capacidad de contenedor a marchitamiento en 1 a 3 días	De capacidad de campo a marchitamiento en 1 a 3 semanas
Aireación	De baja a alta en 1 día	De adecuada a alta la mayoría del tiempo
Nutrición	De alta a baja en 1 semana	De alta a baja a lo largo de la temporada
pH	Cambio de 1 a 2 unidades en 1 a 3 semanas	Relativamente constante a lo largo de la temporada
Salinidad	Problemas crónicos en 1 a 4 semanas	De baja a alta a lo largo de la temporada
Temperatura	Cambios de 10 a 30 °C en un día	Relativamente constante a lo largo de la temporada

FUENTE: Bowman y Paul, citados por Cabrera (1999).

Un manejo de sustratos adecuado, sustentado en el conocimiento de sus propiedades y características, resulta esencial para minimizar las condiciones estresantes que se pueden encontrar en el sustrato de un contenedor (Cabrera 1999).

3.2. COMPONENTES DE UN SUSTRATO

3.2.1. TIERRA DE CHACRA

Por sus características, entre las que destacan su textura franca y su contenido de materia orgánica (media a alta), se usa en la producción agrícola.

Como se extrae de campos de cultivo, para su uso en viveros debe tomarse en cuenta la cercanía de una fuente de tierra de chacra. De no contarse con este material próximo al vivero los costos de transporte se elevarían.

3.2.2. 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).

Entre los beneficios que aporta el compost se pueden mencionar:

- Incrementa la capacidad de intercambio catiónico del sustrato, lo que a su vez favorece la nutrición de las plantas.
- Mejora las propiedades físicas del sustrato; especialmente la porosidad, permeabilidad, aireación y retención de agua.
- Actúa como tampón o *buffer*, estabilizando el pH del sustrato.
- Estimula la diversidad y actividad microbial en el sustrato.
- Evita la dispersión de los nutrientes en el sustrato.

El uso de compost es común en los viveros por beneficiar la propagación de plantas.

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).

Picón (2013) 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:

- Los sustratos inertes, que actúan únicamente como soporte de las plantas (perlita, lana de roca, roca volcánica, etc.).
- Los 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

Desde el punto de vista físico, los sustratos deben aportar dos características fundamentales para su utilización en la propagación de plantas en contenedor: una elevada capacidad de retención de agua y, simultáneamente, una elevada capacidad de aireación (Burés 2002).

Para muchos autores las propiedades físicas de un sustrato son las más importantes; debido a que si la estructura física de un sustrato es inadecuada, difícilmente se puede mejorar una vez que se ha establecido la planta. En cambio, las propiedades químicas sí pueden ser alteradas posteriormente a la instalación del cultivo (Cabrera 1999, Pastor 2000, Picón 2013).

Las propiedades físicas de mayor interés para un sustrato son:

3.5.1. GRANOLUMETRÍA

Gallo y Viana, citados por Picón (2013), sostienen que de la naturaleza y el tamaño de las partículas del sustrato dependerán sus propiedades físicas; especialmente la aireación, la disponibilidad de agua para las raíces y la densidad aparente.

Alvarado y Solano (2002) recomiendan una granulometría de mediana a gruesa, con partículas de 0,25 a 2,6 mm de diámetro, que produzcan poros de 30 a 300 micras, lo que produce una suficiente retención de agua y una buena aireación. Las partículas mayores a 0,9 mm dan lugar a poros grandes, conformando un sustrato con poca retención de agua, aunque buena aireación. Partículas menores a 0,25 mm tienen poros de tamaño pequeño lo que hace que el sustrato retenga agua difícilmente disponible para las plantas y posea una aireación deficiente.

Resulta importante que el tamaño de las partículas sea constante en el tiempo (Alvarado y Solano 2002).

3.5.2. POROSIDAD

Picón (2013) define porosidad como el volumen total del sustrato no ocupado por partículas sólidas; pero si por aire o agua, elementos importantes en el crecimiento de la raíz (ICRAF s.f.).

Según Nuez, citado por Picón (2013), el total de poros existentes en un sustrato se divide en dos tipos:

- Poros capilares o microporos, con diámetros menores a 30 micrómetros, que después del riego sólo retienen una película de agua alrededor de las partículas del sustrato.
- Poros no capilares o macroporos, con diámetros mayores a 30 micrómetros, que se vacían después que el sustrato ha drenado y pueden ser ocupados por aire.

Con una porosidad entre 30 y 300 micrómetros se tiene una suficiente retención de agua y aireación radicular (Alvarado y Solano 2002).

La porosidad de aire, o espacio ocupado por aire en el sustrato, es probablemente la propiedad física más importante de los sustratos empleados en la producción de plantas en contenedor (Cabrera 1999). La porosidad de aire debe oscilar entre el 10 y 30% del volumen del sustrato (Gallo y Viana, citados por Picón 2013).

La porosidad de agua, o espacio ocupado por agua en el sustrato, está definida por el agua, que luego del drenaje, queda en la superficie de las partículas y en los poros. No toda esa agua está disponible para la planta. Por lo tanto, lo que interesa para la propagación en contenedor es la capacidad de retención de agua fácilmente disponible para la planta y no la capacidad de retención total (Alvarado y Solano 2002). Un sustrato puede tener una baja capacidad de retención de agua fácilmente disponible porque:

- Su porosidad total es baja.
- Los poros son grandes y gran parte del agua se pierde por gravedad.
- Los poros son muy pequeños y la planta es incapaz de extraer una parte importante del agua antes de marchitarse.
- Una combinación de las situaciones anteriores.

García, citado por Picón (2013), sugiere los valores “ideales” de porosidad para un sustrato: una porosidad total del 85%; la porosidad del aire entre 10% y 30% y el agua fácilmente disponible entre 20%-30%.

La porosidad de un sustrato se ve influenciada por la textura de sus componentes. Por ejemplo, un alto contenido de arcilla puede hacer que el sustrato se encoja y se resquebraje cuando se seca. Si la textura es arenosa, disminuye el contenido de nutrientes y la capacidad del sustrato de retener agua (ICRAF s.f.). Por lo tanto, la relación de agua-aire del sustrato debe ser controlada con la selección de las partículas que constituyen el sustrato. Por ejemplo, la arena gruesa es un excelente aditivo para aireación y la turba es un componente excelente para dar un alto contenido de agua disponible (Alvarado y Solano 2002).

En general, los suelos minerales tienen aproximadamente un 50% de sólidos y 50% de poros por volumen; los sustratos a base de materia orgánica poseen de un 75% a 85 % porosidad, lo que mejora su capacidad de retención de agua y aire. Esta característica resulta fundamental porque dichos sustratos requieren mayor contenido de oxígeno por la cantidad elevada de microorganismos que contiene su materia orgánica (Cabrera 1999, Alvarado y Solano 2002).

3.5.3. DENSIDAD APARENTE

Se define como la densidad del sustrato calculada considerando su espacio poroso; por ello, constituye un indicador de la porosidad del sustrato y su facilidad de transporte y manejo (Picón 2013, ICRAF s.f.).

Los sustratos suelen tener una densidad aparente baja en comparación con el suelo (Burés 2002).

Sustratos ligeros suelen ser preferidos pero en ocasiones no generan el peso suficiente para que el contenedor se mantenga de pie (Cabrera 1999).

En general, se recomienda que la densidad aparente no debe ser tan baja que no permita el anclaje de la planta, ni tan alta que no facilite el manejo y transporte (Alvarado y Solano 2002).

3.5.4. ESTRUCTURA

Puede ser granular como la de la mayoría de los sustratos minerales o bien fibrilares. La primera no tiene forma estable, acoplándose fácilmente a la forma del contenedor (INFOAGRO, citado por Picón 2013).

En general las propiedades físicas de un sustrato no pueden predecirse en forma sencilla a partir de sus componentes. La mezcla de dos o más componentes por lo general produce interacciones que hacen que las propiedades físicas de la mezcla final no sean la suma o el promedio de las propiedades de los componentes (Cabrera 1999, Alvarado y Solano 2002). Por ello, es necesario determinar las propiedades de las mezclas resultantes. Una vez que éstas se han determinado, se realizan ajustes en las proporciones de los componentes de la mezcla para confirmar si se cumplen los requisitos mínimos requeridos para la producción exitosa de plantas en contenedor (Cabrera 1999).

3.6. PROPIEDADES QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS

De acuerdo a Pastor (2000), las propiedades químicas del sustrato caracterizan su reactividad y vienen definidas por la composición elemental de los materiales que lo constituyen.

La reactividad de un sustrato se plasma en un intercambio de materia entre fase sólida que forma el sustrato y el líquido que llena sus intersticios. En función de su reactividad química, un sustrato podrá ser estable en el tiempo, ya que el material que lo compone puede reaccionar con la fase líquida, liberando o absorbiendo elementos nutritivos; o bien podrá ser un material que no se descomponga ni libere elementos solubles (Burés 2002).

De acuerdo a ICRAF (s.f.), las propiedades químicas del sustrato incluyen:

- La cantidad de nutrientes que contiene.
- La facilidad con que esos nutrientes están disponibles para las plantas.
- La rapidez con que son liberados los nutrientes para las plantas.

Las características químicas de los sustratos son:

3.6.1. CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO (CIC)

Nuez, citado por Picón (2013), define CIC como la suma de los cationes cambiabiles que puedan ser absorbidos (por unidad de peso o de volumen) del sustrato.

Dependiendo de la CIC del sustrato, los micronutrientes son generalmente retenidos (absorbidos) fuertemente por el sustrato, supliendo las necesidades del cultivo por periodos largos de tiempo (Cabrera 1999).

Una menor solubilidad de los nutrientes los hace menos susceptibles a ser lixiviados, además de extender su periodo de disponibilidad para las plantas (Cabrera 1999).

3.6.2. PH

El pH del sustrato controla la disponibilidad de los nutrientes para la planta y las influencias que ejerce sobre dependen de la especie (Alvarado y Solano 2002).

Se sabe que el crecimiento y el desarrollo de las plantas se ven reducidos de modo marcado en condiciones de acidez o alcalinidad extremas (Picón 2013). Con valores de pH inferiores

a 5 pueden aparecer síntomas de deficiencias de N, K, Ca, Mg y B. Con valores superiores a 6 se producen problemas en la disponibilidad de Fe, Mn, Zn y Cu (Alvarado y Solano 2002).

Se puede ajustar el pH agregando azufre para aumentar la acidez o cal para reducirla (ICRAF s.f.).

Los sustratos de origen orgánico presentan un alto poder de compensación de las variaciones de pH (Alvarado y Solano, 2002). A esta propiedad se le denominado capacidad *buffer*.

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

Indica, de una manera aproximada, la concentración de sales en la solución del sustrato (Burés 2002). Se mide por su contenido en sales disueltas (mg/l o ppm) o, más comúnmente, por su capacidad para conducir la corriente eléctrica (en miliSiemens por cm o microSiemens por cm) (Picón 2013).

El efecto común de la salinidad es un retraso general en el crecimiento de la planta; aunque no todas las partes de la planta son afectadas igualmente. Así, el crecimiento aéreo muy a menudo se suspende más que el crecimiento de la raíz (Picón 2013).

La concentración más alta de sales solubles en la solución del sustrato se encuentra en el momento anterior al riego (Cabrera 1999).

3.7. CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DE LOS SUSTRATOS

Las características biológicas de los sustratos provienen mayoritariamente de la presencia de materia orgánica descompuesta (Burés 2002). Cuando ésta no pasó por este proceso, es inestable termodinámicamente y, por lo tanto, susceptibles de degradación mediante

reacciones de hidrólisis, o bien, por la acción de microorganismos (Burés, citado por Pastor 2000).

La descomposición de la materia orgánica cuando forma parte del sustrato puede llevar a constituir una textura más fina, lo que conlleva a una aireación más pobre (Alvarado y Solano 2002). Además, el calor liberado en este proceso puede afectar el desarrollo de las plantas.

La materia orgánica ayuda a mejorar principalmente sus propiedades físicas y químicas de los sustratos; tales como la capacidad de retención de agua, la porosidad de aire, la densidad aparente y la capacidad de intercambio catiónico. Sin embargo, para que estas mejoras surtan efecto es necesario que los componentes del sustrato tengan un tamaño de partícula deseable. Además, el componente orgánico deberá haber pasado por un proceso de compostaje (Cabrera 1999).

El compostaje aporta otros beneficios a la materia orgánica; por ejemplo, reduce la población de plagas, enfermedades y semillas (Cabrera 1999)

Bowman y Paul, citados por Cabrera (1999), señalan que para permitir cambios importantes y benéficos en las propiedades físicas de un sustrato, los componentes orgánicos deben utilizarse en los sustratos por lo menos en un 40% con base en el volumen.

4. ESPECIES ESTUDIADAS

4.1. CAESALPINIA SPINOSA (MOLINA) KUNTZE (1894)

Familia: Leguminosae-Caesalpinioideae

Nombre Científico: *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze

Sinónimos botánicos: *Caesalpinia pectinata* Cavanilles, *C. tara* R. & P., *C. tinctoria* (H.B.K.), *Ponciana spinosa* Molina, *Tara spinosa* molina (Molina) Britton & Rose (Reynel *et al.* 2006).

Nombre común: Tara, taya (Reynel *et al.* 2006).

Distribución geográfica: Se encuentra en toda la región andina. En el Perú crece en la costa norte y centro y en zonas secas de la sierra. También se le observa frecuentemente cultivada en las zonas mencionadas (Reynel y Marcelo 2009).

Descripción dendrológica: De acuerdo a Reynel *et al.* (2006), la especie es un árbol de pequeño a mediano, de 15-50 cm de diámetro 7-15 m de altura; con fuste irregular o cilíndrico que se ramifica desde su primer o segundo tercio. Su corteza es agrietada, de color marrón oscuro, con agujijones aplanados de forma triangular. La corteza interna es de color rosado claro.

Las hojas son compuestas bipinnadas, alternas y dispuestas en espiral. Miden de 23 cm a 30 cm de longitud. Tienen muchas hojuelas oblongas, de 3 cm a 4 cm de longitud por 1,5 cm a 2 cm de ancho, con el ápice redondo, a veces truncado, la base asimétrica y el borde entero. Son glabras (Reynel y Marcelo 2009).

Las flores están dispuestas en racimos terminales de 1,5 cm a 20 cm de largo. Son de color amarillo, constituidas de cinco pétalos libres, diez estambres y un pistilo. Los frutos son legumbres de color rosado o rojizo y miden de 7 cm a 10 cm de longitud y 1 cm a 1,5 cm de ancho. Portan entre 8 y 10 semillas (Reynel y Marcelo 2009).

Fenología: La floración se observa regularmente entre junio y septiembre; la fructificación, entre mayo y agosto (Reynel y Marcelo 2009).

Ecología: Reynel *et al.* (2006) señalan que la especie ocurre en las ecorregiones de la Costa y la Serranía Esteparia. En la Vertiente del Pacífico se halla en los flancos occidentales, valles, laderas, riberas de ríos y lomas, entre los 800 y 2800 msnm; mientras que en los valles interandinos de la cuenca del Atlántico, se le encuentra entre los 1600 y 2800 msnm; llegando en algunos casos como Apurímac, hasta los 3150 msnm. La especie predomina en el bosque seco Montano (bs-M) y bosque seco Pre Montano (bs-PM) (Red Nacional para el Desarrollo Forestal, citado por Quispe 2015).

Usos: Reynel y Marcelo (2009) reportan diversos usos para la especie: el árbol se emplea en la instalación de cercos vivos; su madera se usa en carpintería, construcción y combustible; y los frutos contienen taninos, empleados en la curtiembre de cueros, y tintes de color amarillo gris, con el que se tiñe algodón y lana. Sus frutos, en infusión, se emplean en la cicatrización de ulcera y aliviar la amigdalitis e infecciones bucales.

Manejo en vivero: Las semillas mantienen su viabilidad por más de un año conservadas a temperatura ambiente. Antes de su siembra se recomienda aplicar tratamiento alguno de los siguientes tratamientos: inmersión en agua fría por 24 horas, inmersión en agua caliente por

30 minutos, lijado o escarificación con ácido sulfúrico concentrado por 50 minutos. Se puede sembrar en cama de almácigo o directamente en bolsa de polietileno. También, se puede sembrar directamente en el terreno colocando 3 a 4 semillas por hoyo. El crecimiento de las plantas es lento (Reynel *et al.* 2006). En Cajamarca se registra un crecimiento de 7 cm al primer año (Reynel y Marcelo 2009).

4.2. *SAPINDUS SAPONARIA* L. (1753)

Familia: SAPINDACEAE

Nombre Científico: *Sapindus saponaria* L.

Sinónimos botánicos: *Sapindus abruptus* Lour., *S. amolli* Sessé y Movc., *S. divaricatus* Cambess., *S. drummondii* Hook y Arn., *S. forsythii* DC., *S. inaequalis* DC., *S. marginatus* Wild, *S. mukorossi* Gaertn., *S. peruvianus* Walp., *S. peruvianus* var *dombeyanus* Walper, *S. peruvianus* var *meyenianus* Walper, *S. saponaria* fo *genuinus* Radlk (CATIE, s.f.a., Lebel, 2010).

Nombre común: Boliche, choco, choloque, mashco (CATIE s.f.a., Lebel 2010).

Distribución geográfica: Se distribuye naturalmente desde México, pasando por América Central y las Antillas hasta Ecuador, Perú, Brasil, Paraguay y Argentina. También se la encuentra en Estado Unidos, El Caribe, Tanzania y Burundi (CATIE s.f.a.). Lebel (2010) señala que en el Perú la especie se encuentra en los departamentos de Ancash, Apurímac, Cajamarca, Cuzco, Huánuco, Lima, San Martín, Tacna y Tumbes.

Descripción dendrológica: Especie monoica de 10 a 25 m de altura y hasta 80 cm de diámetro; fuste recto, a veces ramificado a baja altura; copa amplia, densa, irregular con ramas ascendentes. La corteza es lisa, pardo amarilla a pardo grisácea con lenticelas suberificadas. El grosor total de la corteza varía de 15 a 45 mm (CATIE s.f.a.).

Las hojas son compuestas, alternas, imparipinnadas, de 5 a 20 cm de largo, con cinco a 15 foliolos por hoja, ovados o lanceolados, margen entero, ápice acuminado, base aguda u obtusa; verde amarillentos, opacos y glabros en el haz, más pálidos y pubescente en el envés (CATIE s.f.a.).

Las inflorescencias están en panículas terminales de 20 cm de largo, pubescentes; flores masculinas de cuatro a cinco sépalos desiguales de 1 a 2 mm de largo, cinco pétalos verde

amarillentos y siete a ocho estambres de 3 mm de largo, exertos, ovario trilobado; flores femeninas de 4 a 6 mm de diámetro, ocho estambres de 1,5 mm de largo, incluidos, anteras indehiscentes, ovario trilocular, trilobado, glabro, estilo de 1 mm de largo (CATIE s.f.a.).

El fruto es una baya, solitaria o en grupos de dos a tres con un diámetro de 3 cm, de color verde cuando están maduros (CATIE s.f.a.).

Ecología: Mahecha y Echeverri, citados por Sánchez y Silva (2008) mencionan que la especie crece desde el bosque húmedo Tropical hasta el bosque seco Tropical, incluyendo las transiciones de estas zonas de vida. También, que su distribución altitudinal varía de 0 a 1800 msnm, donde se adapta a gran variedad de suelos, desde calizos hasta volcánicos.

Usos: La especie es conocida por tener una alta concentración de saponinas en el fruto, lo que le otorga un gran potencial industrial. Investigaciones han demostrado que se puede extraer aceite comestible de su semilla, con rendimientos cercanos al 5,6 %. Dicho aceite, por contener un alto porcentaje de ácidos grasos insaturados, superiores al de los aceites del mercado, y por contener omega 3,6 y 9, es considerado saludable. Así mismo, de la pulpa del fruto se puede extraer goma con rendimientos cercanos al 45%, aunque no puede ser usada para la industria alimenticia, pero sí como viscosante en la fabricación de pinturas, fertilizantes y detergentes (Abreu y Carulla, citados por Sánchez y Silva 2008).

Su madera es utilizada en construcciones rurales, horcones y cascotes de herramientas. Produce leña de buena calidad. También se usa como ornamental y para la recuperación de suelos (CATIE s.f.a.).

Dentro de las chacras se usa como guía de las vides (Lebel 2010).

Manejo en vivero: La semilla debe sembrarse directamente en bolsa, cubriendo levemente la semilla con tierra. La especie presenta buen rebrote, por lo que pueden aplicarse otros métodos de producción de plantas, como estacas o raíz desnuda (CATIE s.f.a.).

Como se desconoce el paquete tecnológico que permita su aprovechamiento; así como la silvicultura para el establecimiento de plantaciones, se califica a la especie como potencial (Sánchez y Silva 2008).

4.3. *TECOMA STANS* (L.) JUSS EX HUNTH (1819)

Familia: Bignoniaceae

Nombre Científico: *Tecoma stans* (L.) Juss

Sinónimos botánicos: *Bignonia frutescens* Mill. Ex DC. ; *B. incisa* Hort ex DC. ; *B. stans* L.; *Gelseminum stans* (L.) Kuntze; *Stenolobium incisum* Rose & Standl.; *S. quinquejugum* Loes. ; *S. stans* (L.) Seem. ; *S. stans* var. *apiifolium* (Hort. Ex DC.) Seem.; *S. stans* var. *multijugum* Fr.; *S. stans* var. *pinnatum* Seem.; *Tecoma incisa* Sweet.; *T. stans* var. *apiifolia* Hort. Ex DC.; *T. tronadora* (Loes.) Johnst (CONABIO s.f.)

Nombre común: Huaranhuay, huaroma, carhuaquero (Reynel y Marcelo 2009).

Distribución geográfica: La especie se distribuye en México, Guatemala, Colombia, Venezuela, Bolivia, Argentina, Ecuador y Perú. En el Perú se encuentra en los departamentos de Apurímac, Cajamarca, Cusco, La Libertad y Piura (Reynel y Marcelo 2009).

Descripción dendrológica: El árbol alcanza de 7 a 20 m de altura y diámetros de 10 a 40 cm; de fuste es recto y se ramifica desde un 50% de su altura; posee una copa globosa a piramidal, ramas largas y delgadas con numerosas lenticelas. La corteza es de color blanuzco a gris claro, fibrosa, con grietas verticales profundas (CATIE s.f.b).

Sus hojas son compuestas, opuestas, imparipinnadas, de 9 a 20 cm de largo, raquis acanalado, con tres y nueve folíolos de forma lanceolada y bordes aserrados, de 2,5 a 11 cm de largo y de 1 a 4,5 cm de ancho, ápice agudo; haz verde y envés verde claro (CATIE s.f.b).

Desarrolla inflorescencia en racimos terminales con numerosas flores amarillas en pedicelos cortos; cáliz de 5 mm, corola tubular, color amarillo brillante, de 3 cm de largo con cinco lóbulos (CATIE s.f.b).

Los frutos son cápsulas alargadas, cilíndricas, de 10 a 25 cm de largo y 4,5 cm de diámetro, de color verdoso, abriendo en dos partes. Las semillas son aladas (CATIE s.f.b).

Fenología: Presenta flores entre abril y julio; frutos, entre agosto y noviembre (Reynel y Marcelo 2009).

Ecología: Se distribuye entre los 1600 y los 3400 msnm, raramente por debajo de los 1000 msnm, en formaciones de bosque seco (en zonas altoandinas y ceja de selva). Su distribución como especie cultivada se amplía hasta costa y también selva baja. Por su amplio rango de distribución, se considera fuera de peligro (Reynel y Marcelo 2009).

Usos: La madera de este árbol se usa como leña, carpintería y ebanistería. Debido a sus vistosas inflorescencias amarillas, la especie es valorada en el ornato urbano (Reynel y Marcelo 2009).

Su corteza, sus hojas, sus flores, sus yemas y raíces se emplean como remedios caseros. Se reporta como especie melífera (CATIE s.f.b).

Manejo en vivero: Las semillas se siembran en cama de almácigo o directamente en bolsa. El repique a bolsa se realiza dos o tres semanas después del inicio de la germinación. También se propaga por estacas (CATIE s.f.b).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. UBICACIÓN

El ensayo se realizó entre los meses de diciembre de 2015 y febrero de 2016, en el Vivero Forestal (VF) y el Laboratorio de Silvicultura (LS).

El VF y el LS se encuentran en el campus de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM). El VF está ubicado en el sector Viña Alta, a $12^{\circ} 05' S$ y $76^{\circ} 57' W$, a 240 m.s.n.m; mientras que el LS se ubica en la zona administrativa de la Facultad de Ciencias Forestales, a $12^{\circ} 04' S$ y $76^{\circ} 56' W$, a 246 m.s.n.m.

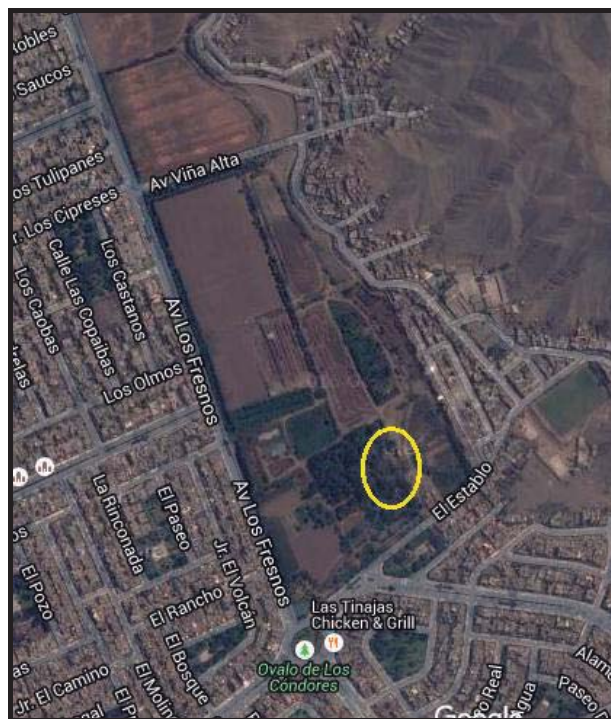


Figura 3: Ubicación del área de estudio en el Vivero Forestal

FUENTE: US Dept of State Geographer © 2014 Google

De acuerdo a la Clasificación de Zonas de Vida de Holdridge, el campus de la UNALM se encuentra en un desierto desecado Subtropical (dd-S), con una temperatura media de 18,5 °C y un precipitación promedio anual de 18 mm.

El ensayo se realizó principalmente en tres ambientes del Vivero Forestal: las camas de almácigo, las camas de repique y la zona de preparación de sustratos; que fue abastecida de tierra de chacra, del compost de la Municipalidad de La Molina y del compost de la Empresa HOL-AM, cuyos puntos de acopio se encuentran en diferentes sectores del VF.

2. MATERIALES, INSUMOS, EQUIPOS Y HERRAMIENTAS

2.1. MATERIALES E INSUMOS

El material de propagación de las tres especies evaluadas pertenece a lotes de semillas del LS. Las semillas de *C. spinosa* proceden de un lote colectado el 2015 en el VF. Esta unidad de enseñanza posee una plantación de la especie, cuya principal actividad de mantenimiento es el riego por inundación con agua del canal de regadío. El porcentaje de germinación al momento de la instalación del ensayo fue de 50 por ciento¹.

Las semillas de *S. saponaria* proceden de un lote colectado el 2015 en el campus de la UNALM; mientras que las semillas de *T. stans* proceden de un lote colectado el 2015 en el VF. Los árboles de donde se colectó la semilla de ambas especies recibe un mantenimiento similar al de la plantación de *C. spinosa*. El porcentaje de germinación al momento de la instalación del ensayo era superior al 80 por ciento para ambas especies².

Los tres lotes se mantuvieron en conservadores, a una temperatura de 5 °C y una humedad relativa de 50%.

Para la preparación y embolsado de los sustratos se empleó:

- Compost de la Empresa HOL-AM S.A.C.
- Compost de la Municipalidad de La Molina.
- Tierra de chacra.

¹ Cárdenas, L. 2016. Porcentajes de germinación de lotes de semillas (entrevista). Lima, PE, Universidad Nacional Agraria La Molina

² Cárdenas, L. 2016. Porcentajes de germinación de lotes de semillas (entrevista). Lima, PE, Universidad Nacional Agraria La Molina

- Bolsas de polietileno de 5 x 7.
- Bolsas de polietileno de 7 x 8.

Para la fumigación de las camas de almácigo se utilizó:

- 1) 15 gramos de Acetamiprid.
- 2) 15 gramos de Captian con Fitotolanil.

Para el riego de las plantas se utilizó agua potable proveniente de SEDAPAL.

2.2. HERRAMIENTAS

Para la preparación de sustratos se empleó:

- Carretilla.
- Pala cuchara.
- Zaranda.
- Cernidor.

Para el repique se utilizó:

- Pala de jardinero.
- Platos de arcilla.
- Regadera.
- Repicador de madera.

2.3. INSTRUMENTOS

Se emplearon:

- Placas Petri.
- Regla metálica de 50 cm de longitud.
- Vernier marca MITUTOYO modelo Absolute Digimatic.
- Wincha.

2.4. EQUIPOS

Se utilizaron en la evaluación del peso fresco y el peso seco:

- Balanza analítica AND modelos GR-200
- Estufa marca SELECTA modelo Digitheat.

3. METODOLOGÍA

3.1. PROPAGACIÓN POR SEMILLAS

La siembra de las semillas de *C. spinosa* fue directamente en bolsa. Para el caso de *S. saponaria* y *T. stans* la siembra se realizó en camas de almácigo.

3.1.1. PREPARACIÓN DE LA CAMA DE ALMÁCIGO

De las camas de almácigo con que cuenta el VF se seleccionó la cama ubicada en el centro del tinglado cubierto con una malla Raschel de 50%. De esta manera se procuró que la luz incidiera sobre la cama de manera uniforme durante todo el día.

Para habilitar la cama de almácigo se zarandó la arena que contenía para retirar semillas de siembras anteriores; luego se niveló la arena con la finalidad de evitar la acumulación de agua en ciertos sectores y, finalmente, se fumigó con Acetamiprid y Fitotolanil para evitar la presencia de hongos que producen la enfermedad conocida como chupadera fungosa o “*damping-off*”.

3.1.2. TRATAMIENTO PRE-GERMINATIVO

Las semillas de *C. spinosa* se remojaron en agua fría por un periodo de 36 horas, con un cambio de agua a las 24 horas. Las semillas de *S. saponaria* y *T. stans* no recibieron tratamiento pre germinativo

3.1.3. SIEMBRA

Para la siembra de *C. spinosa* se elaboró un hoyo en el sustrato humedecido contenido en la bolsa de polietileno, con una profundidad del doble del diámetro de la semilla. Se colocó una semilla en cada hoyo, que luego fue cubierto con arena. Se sembraron 100 semillas por tratamiento.

La siembra de *S. saponaria* y *T. stans* se realizó en la cama de almácigo que previamente se regó hasta que la arena alcanzara su capacidad de campo. La primera especie se sembró en

golpes, a un distanciamiento de 3 cm entre golpes y 10 cm entre línea de golpes y a una profundidad de siembra de dos veces el diámetro de la semilla. La segunda especie, al poseer semillas livianas y aladas, se sembró al voleo; para ello, las semillas se esparcieron manualmente sobre la arena y luego fueron cubiertas con una capa de arena de 3 mm aproximadamente.

3.2. PREPARACIÓN, HABILITACIÓN Y EVALUACIÓN DE LOS SUSTRATOS

3.2.1. CARACTERIZACIÓN DE LOS COMPOST EMPLEADOS

Para la producción de compost la Municipalidad de La Molina y la Empresa HOL-AM utilizaron los residuos verdes producto del mantenimiento de parques y jardines de la Municipalidad de La Molina. Así, su material de compostaje estuvo constituido por residuos de la corta de césped y del material menudo de las podas de arbusto y árboles. Las pilas se formaron con material vegetal 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 y melaza para acelerar el proceso de compostaje, el que se redujo a dos meses y medio.

Muestras de ambos compost fueron enviados al Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Agua y Fertilizantes de la UNALM para realizar el análisis de materia orgánica y pruebas de capacidad de intercambio catiónico, densidad, máxima retención de agua y nutrientes.

Tabla 2: Características de los compost empleados

PARÁMETRO	COMPOST PRODUCIDO EN ACUERDO CON LA MUNICIPALIDAD DE LA MOLINA	COMPOST PRODUCIDO EN ACUERDO CON LA EMPRESA HOL-AM
pH	7,73	7,84
Conductividad eléctrica (dS/m)	9,16	6,42
Capacidad de Intercambio Catiónico (meq/100)	68,00	23,04
Nitrógeno (%)	2,01	0,67
Fósforo (%)	1,13	0,37
Potasio (%)	2,83	0,92
Materia orgánica (%)	65,57	18,03
Densidad (gr/cc)	0,38	0,86
Máxima retención de agua (%)	68,47	43,43

FUENTE: Elaboración propia

3.2.2. PROPORCIÓN DE LAS MEZCLAS DE CADA SUSTRATO EVALUADO

La tierra de chacra, el compost de la Municipalidad de La Molina y el compost de la Empresa HOL-AM se mezclaron de acuerdo a las proporciones propuestas para cada sustrato estudiado (ver Tabla 3). Cabe señalar que el sustrato T1 se ha utilizado en la propagación de árboles en el VF.

Tabla 3: Composición de los sustratos en evaluación.

SUSTRATO	PROPORCIÓN	MATERIALES
Sustrato T1	2:1	Tierra de Chacra – Compost de la Municipalidad de La Molina
Sustrato T2	1:2	Tierra de Chacra – Compost de la Municipalidad de La Molina
Sustrato T3	1:1	Tierra de Chacra – Compost de la Municipalidad de La Molina
Sustrato T4	1:1	Tierra de Chacra – Compost de HOL-AM

FUENTE: Elaboración propia

No se probaron otras formulaciones en base al compost de HOL-AM porque presentó inconvenientes en el trabajo en el Vivero Forestal. Por ejemplo, en formulaciones con mayor porcentaje de este compost las bolsas pesaban más, lo que dificultaba el traslado de plantas.

También se observó que algunas plantas ornamentales propagadas en estos sustratos presentaban problemas en su crecimiento.

Una muestra de cada sustrato fue enviado al Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Agua y Fertilizantes de la UNALM para realizar pruebas de caracterización y fertilidad, densidad aparente y máxima retención de agua. Para el caso de tierra de chacra se realizaron pruebas de caracterización, densidad relativa, densidad aparente y porosidad

3.2.3. PREPARACIÓN DE LOS SUSTRATOS

Previo a la preparación los tres materiales utilizados se zarandearon, encostalaron y trasladaron a la zona de preparación de sustratos por separado. Su mezcla se realizó en base a volumen. Para ello se utilizó como unidad de medida una carretilla, la que era llenada completamente con uno de los materiales para luego era vertido en una pila. Una vez formada la pila con los materiales en la proporción correspondiente al sustrato se realizaron dos volteos para uniformizar la mezcla; finalmente, el sustrato se trasladó a la cama de repique para su embolsado.



Figura 4: Materiales usados en la preparación de sustratos

FUENTE: Elaboración propia



Figura 5: Medición del sustrato con uso de una carretilla y lugar de embolsado

FUENTE: Elaboración propia

3.3. EMBOLSADO DEL SUSTRATO

Por tratamiento se llenaron 300 bolsas que se colocaron en bloque. Dentro de cada bloque se formaron tres sub bloques de 100 bolsas; uno para cada especie estudiada.

Para la siembra directa se utilizaron bolsas de 7'' x 8'' x 2 y para el repique de los almácigos se emplearon bolsas de polietileno de 5'' x 7'' x 2. Durante el embolsado se procuró que el sustrato no quede ni mullido ni compactado.

Las bolsas llenas se colocaron en dos camas de repique, cuya selección siguió mismo criterio de las camas de almácigo.



Figura 6: Ubicación de las camas de repique seleccionadas

FUENTE: Elaboración propia

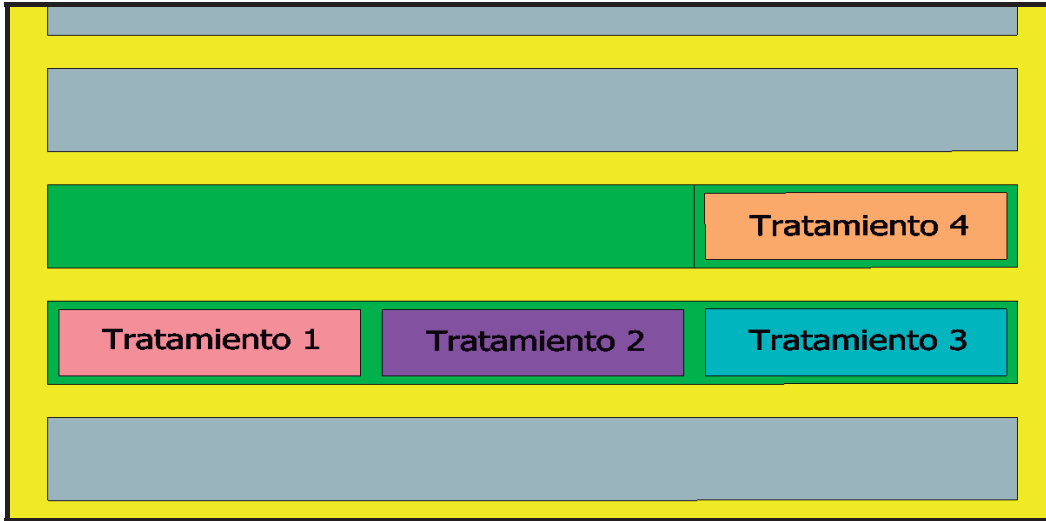


Figura 7: Distribución de los tratamientos dentro de las camas de repique

FUENTE: Elaboración propia

3.4. REPIQUE

El repique se realizó luego que las plantas germinadas de *S. saponaria* y *T. stans* presentaran hojas verdaderas. En esta etapa se seleccionaron y repicaron individuos de similar altura, de esta manera se buscó uniformizar la población de estudio.



Figura 8: Repique de *Sapindus saponaria* y *Tecoma stans*

FUENTE: Elaboración propia

El repique se realizó durante las primeras horas de la mañana. Con ayuda del repicador de madera se removieron las plantas de la arena, evitando cualquier daño a las raíces. Las plantas extraídas se colocaron en un plato de arcilla, que contenía agua, en grupos de diez. Luego, se trasladaron a la cama de repique donde se encontraban las bolsas con el sustrato humedecido. Con el repicador se hizo un hoyo en el sustrato lo suficientemente profundo para albergar las raíces sin que estas queden dobladas. Finalmente, el hoyo fue cerrado

empujando con el repicador los costados del pan de tierra; procurando que las raíces entren en contacto con el sustrato.

3.5. RIEGO

Como la incidencia de hongos en plántulas de *C. spinosa* resulta mayor cuando los sustratos permanecen sobre su punto de capacidad de campo, se decidió realizar riegos quincenales. Para el caso de plántulas de *S. saponaria* y *T. stans* el riego fue semanal.

La cantidad de agua aplicada en cada tratamiento y especie fue la misma durante todo el periodo de evaluación.

3.6. SELECCIÓN DE LOS INDIVIDUOS A EVALUAR

La selección de individuos se realizó luego que las plántulas repicadas mostraran signos de prendimiento, seleccionándose 50 individuos por especie y sustrato. Para ello, las plántulas se ordenaron de menor a mayor altura. La selección se realizó al azar, seleccionándose aquellas que, luego de un conteo, coincidían con un número primo.

Para *C. spinosa* se incluyeron dentro de la muestra a evaluar por especie y sustrato todas las plantas germinadas pues el número de esta bordeaba las 50 plantas.

3.7. CODIFICACIÓN Y MARCADO DE LOS INDIVIDUOS EVALUADOS

Los individuos fueron codificados usando números arábigos, comenzando de uno hasta llegar 50. El código se pintó sobre la bolsa con pintura esmalte y un pincel.

También se hizo una marca en el tallo de la planta próximo al cuello que sirva como referencia para la evaluación del diámetro al cuello y la altura de la planta.

3.8. EVALUACIÓN DEL DIÁMETRO AL CUELLO Y ALTURA

Se realizaron evaluaciones semanales durante dos meses.

La medida del diámetro del cuello de la plántula se realizó con el Vernier y se ejecutó sobre la marca pintada en el tallo.

La altura se midió con la regla metálica; para ello se ubicó el inicio de la regla sobre la marca y se estiró el eje principal de la plántula sobre la regla hasta ubicar sobre esta el ápice. La longitud entre la marca y el ápice constituyó la altura de la plántula (adaptado de Landis *et al.* 1994)

El formato de evaluación se muestra en el ANEXO 5.

3.9. EVALUACIÓN DEL PESO FRESCO Y EL PESO SECO

Se realizaron dos evaluaciones de peso seco y peso fresco: una a la mitad del periodo de evaluación y otra al final. En cada evaluación se seleccionaron diez plantas por tratamiento y especie, las que fueron trasladadas al LS para ser pesadas y desecadas.

Para evaluar el peso fresco de la parte aérea se cortó la plántula sobre la marca; luego se seccionó el tallo y las hojas para colocarlos dentro de una placa Petri previamente codificada y pesada; finalmente, se pesó la placa con la plántula. Por diferencia de masas se obtuvo el peso fresco.

Las placas con las plántulas se colocaron en una estufa a 100 °C durante 24 horas. Luego de verificar que el peso de las placas con las plántulas era constante se dio por finalizado el proceso de desecación. La diferencia entre el peso de la placa Petri con la plántula antes y después del desecado dio como resultado el peso seco de la plántula.

Todas las evaluaciones se desarrollaron en la tarde.

El formato de evaluación se muestra en el ANEXO 5.

4. ANÁLISIS Y DISEÑO ESTADÍSTICO

4.1. DEFINICIÓN DE LAS VARIABLES DE EVALUACIÓN

- Altura de la plántula: Es la distancia vertical desde la marca realizada en el tallo hasta el meristemo terminal o yema.
- Diámetro al cuello: Es la longitud del ancho del tallo de la plántula, medida sobre la marca.
- Peso Fresco: Es el peso de la parte aérea de la plántula antes de ser sometida al proceso de desecación.
- Peso seco: Es el peso de la parte aérea de la plántula luego de haber sido sometida al proceso de desecación.

4.2. DISEÑO DE TRATAMIENTO PARA DIAMETRO AL CUELLO Y ALTURA

Se incluyó dentro del análisis estadístico las mediciones de las ocho semanas. En ese sentido se estableció un Experimento Factorial, que no constituye un diseño experimental en sí, sino un diseño de tratamiento; es decir, una disposición de un tratamiento en el espacio o en el tiempo que puede ser llevado a cualquiera de los diseños experimentales clásicos (Diseño Completamente al Azar, Diseño de Bloques Completos al Azar o el Diseño en Cuadrado Latino)

En la Tabla 4 se esquematiza la estructura del Experimento Factorial propuesto.

Tabla 4: Esquema del Experimento Factorial propuesto para el análisis estadístico del diámetro y la altura

FACTORES	
Tipo de sustrato	Número de evaluación ⁽³⁾
NIVELES DEL FACTOR	
T ₁ : Sustrato 1 T ₂ : Sustrato 2 T ₃ : Sustrato 3 T ₄ : Sustrato 4	Primera Segunda Tercera Cuarta Quinta Sexta Séptima Octava
UNIDAD EXPERIMENTAL	
Una plántula	
VARIABLE RESPUESTA	
Diámetro (mm) Altura (cm)	

FUENTE: Elaboración propia

³ Para el caso de *S. saponaria* se realizaron siete evaluaciones.

El modelo estadístico fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \beta_j + (\tau\beta)_{ij} + \varepsilon_{ij}$$

$$i = 1, 2, 3, 4 \text{ (sustrato)}$$

$$j = 1, 2, \dots \text{ (número de evaluación)}$$

Dónde:

Y_{ij} : Crecimiento con el i-ésimo sustrato en la j-ésima evaluación.

μ : Efecto de la media general.

τ_i : Efecto del i-ésimo sustrato.

β_j : Efecto de la j-ésima evaluación.

$(\tau\beta)_{ij}$: Efecto producido por la interacción entre el i-ésimo sustrato y la j-ésima evaluación.

ε_{ij} : Efecto aleatorio del error experimental en el i-ésimo sustrato y la j-ésima plántula.

Los datos fueron sometidos al Análisis de Varianza (ANVA), para diferenciar los tratamientos, y al Test de Tukey, para establecer el tratamiento que muestra mayores crecimientos.

4.3. TRATAMIENTO ESTADÍSTICO PARA EL PESO FRESCO Y EL PESO SECO

Como las pruebas empleadas para medir el peso fresco y el peso seco son destructivas, lo que implicó que los individuos de la primera evaluación no sean los mismos que los de la segunda; y como los pesos obtenidos presentaron un coeficiente de variabilidad mayor al 30%, se realizó un análisis estadístico descriptivo de los datos obtenidos (DANE 2008). Dicho análisis se realizó a través de estadísticos, como el promedio, el valor máximo, el valor mínimo, la desviación estándar y el coeficiente de variación.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Como cada especie evaluada tiene un ritmo de crecimiento propio, definido por su carga genética y las condiciones medioambientales, los resultados y las discusiones se realizaron para cada una por separado.

1. ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE CAESALPINIA SPINOSA

Los coeficientes de variación de la altura, evaluados por sustrato y número de evaluación, fluctuaron entre 9 % y 16%; mientras que el diámetro al cuello, entre 3% a 11% (ANEXO 1). De acuerdo al DANE (2008), las medidas de las variables estudiadas calificaron entre las categorías de precisa y de precisión regular; por lo tanto, pueden ser útiles para pruebas estadísticas.

1.1. ALTURA

En la primera evaluación el sustrato T3 registró una altura promedio de 4,98 cm, seguido del sustrato T1 (4,94 cm) y el sustrato T4 (4,86 cm). El sustrato T2 presentó el menor promedio con 4,46 cm.

Al concluir la octava semana de evaluación el sustrato T1 obtuvo el mayor promedio en altura (7,30 cm), seguido de los sustratos T3 y T2 (7,18 cm y 7,08 cm respectivamente); el sustrato T4 registró el menor promedio, con 6,83 cm. Dichas alturas coinciden con los crecimientos reportados por Dosert *et al.* (2013), quienes establecieron que esta especie alcanza un crecimiento anual en altura de 5 cm a 15 cm en su fase juvenil. REDFOR (1996) menciona que esta especie, en zonas con altitud alrededor de los 800 msnm, alcanza alturas de 25 cm a 30 cm entre los primeros seis meses de vida; valores mayores a los obtenidos en la octava evaluación.

En cuanto al incremento de la altura entre la primera y octava evaluación, el sustrato T2 presentó el mayor incremento promedio (2,62 cm), seguido del sustrato T1 (2,36 cm) y el sustrato T3 (2,19 cm). Las plántulas que crecieron en el sustrato T4 incrementaron su altura en sólo 1,97 cm en promedio.

En el ANVA, presentado en la Tabla 5, se determinó que existió diferencias significativas entre tipo sustrato y entre número de evaluación. Sin embargo, no se presentaron interacciones entre ambos factores.

Tabla 5: Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia de la altura de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante su propagación en vivero.

<i>Fuente de variabilidad</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>SC ajustado</i>	<i>MC ajustado</i>	<i>Valor F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Significancia</i>
Tipo de sustrato	3	10,09	3,36	5,45	0,001	*
Número de evaluación	7	570,40	81,49	132,21	0,000	*
Interacción	21	16,60	0,79	1,28	0,176	n.s.
Error experimental	1088	670,59	0,62			
Total	1119	1267,67				

FUENTE: Elaboración propia

Aplicando la prueba de comparación de Tukey al tipo de sustrato (Tabla 6) se observó que los sustratos T1, T2 y T3 fueron semejantes estadísticamente, siendo el sustrato T1 el de mejor resultado con una altura promedio de 6,12 cm. El sustrato T4 registró el menor promedio de altura de todos los sustratos (5,86 cm).

Tabla 6: Prueba de Tukey del efecto de los sustratos en la altura de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante su propagación en vivero.

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Número</i>	<i>Promedio</i>	<i>Agrupación</i>
T1	280	6,12	A
T2	280	6,05	A
T3	280	6,03	A
T4	280	5,86	B

FUENTE: Elaboración propia

En la Tabla 7, que muestra las alturas de las plántulas de la especie durante las ocho evaluaciones, se puede observar que para los sustratos T2, T3 y T4 entre la cuarta y quinta

semana y entre la sexta y séptima semana las plántulas crecieron en promedio menos de 0,15 cm su altura; a diferencia de las demás semanas donde el incremento fue mayor a 0,34 cm. Para el sustrato T1 los menores incrementos se presentaron entre la tercera y cuarta semana y entre la sexta y séptima semana.

Tabla 7: Altura de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante las ocho evaluaciones

		TRATAMIENTO			
		SUSTRATO T1 (cm)	SUSTRATO T2 (cm)	SUSTRATO T3 (cm)	SUSTRATO T4 (cm)
Número de evaluación	1	4,94	4,46	4,98	4,86
	2	5,22	5,18	5,12	5,20
	3	5,83	5,86	5,53	5,68
	4	5,96	6,20	5,98	5,84
	5	6,32	6,22	6,12	5,90
	6	6,66	6,69	6,62	6,28
	7	6,74	6,70	6,72	6,31
	8	7,30	7,08	7,18	6,83

FUENTE: Elaboración propia

Las comparaciones del número de evaluación a través de la prueba de Tukey permitieron establecer que los promedios de altura de la tercera y cuarta semana fueron significativamente semejantes; como también los de la cuarta y quinta semana, y los de la sexta y séptima semana. Este comportamiento se refleja en las curvas de crecimiento de la Figura 9; especialmente en los sustratos T3 y T4, donde la tasa de crecimiento en altura tiende a cero entre la tercera y quinta semana y entre la sexta y séptima.

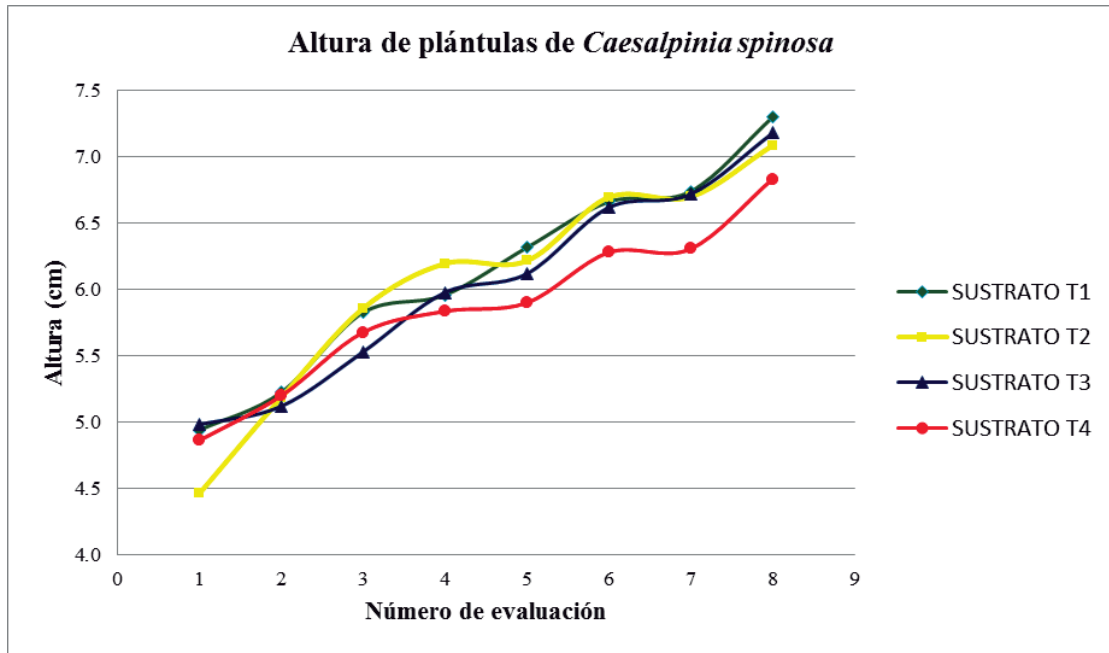


Figura 9: Efecto de cuatro sustratos en la altura (cm) de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante su propagación en vivero

FUENTE: Elaboración propia

1.2. DIÁMETRO AL CUELLO

En la primera evaluación los promedios de diámetro al cuello de los sustratos se encontraban entre 1,59 mm (sustrato T2) y 1,62 mm (sustrato T4). A pesar de estrecha amplitud de este rango, la prueba de comparación demostró que existieron diferencias entre los promedios. El sustrato T4 resultó con el mayor promedio, seguido del sustrato T3 (1,61 mm) y el sustrato T1 (1,60 mm), con promedios estadísticamente semejantes; y el sustrato T2, el de menor promedio.

En la octava semana de evaluación el sustrato T4 obtuvo el mayor promedio (2,34 mm); seguido por el sustrato T3 (2,29 mm) y el sustrato T2 (2,24 mm). El sustrato T1 obtuvo el menor promedio (2,09 mm).

En cuanto al incremento del diámetro al cuello entre la primera y octava evaluación, el sustrato T3 presentó el mayor incremento promedio (0,73 mm), seguido del sustrato T2 (0,65 mm) y el sustrato T4 (0,64 mm). Las plántulas que crecieron en el sustrato T1 incrementaron su diámetro en sólo 0,49 mm en promedio.

De las tres especies estudiadas, *C. spinosa* registró las menores alturas y diámetros al cuello. Como afirman Dostert *et al.* (2013), esta especie muestra un crecimiento juvenil muy lento.

En el ANVA de la Tabla 8 se estableció que existieron diferencias significativas entre tipo sustrato y entre número de evaluación; presentándose interacción entre los dos factores.

Tabla 8: Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia del diámetro al cuello de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante su propagación en vivero.

<i>Fuente de variabilidad</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>SC ajustado</i>	<i>MC ajustado</i>	<i>Valor F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Significancia</i>
Tipo de sustrato	3	1,42	0,47	25,32	0,000	*
Número de evaluación	7	55,95	7,99	429,22	0,000	*
Interacción	21	1,56	0,07	3,99	0,000	*
Error experimental	1088	20,26	0,02			
Total	1119	79,17				

FUENTE: Elaboración propia

La prueba de Tukey del tipo sustrato (Tabla 9) mostró que los sustratos T4, T3 y T2 fueron similares estadísticamente; siendo T4 el mejor resultado, con un promedio de 1,91 mm. El sustrato T1, que difiere significativamente de los otros tratamientos, resultó el de menor diámetro con 1,82 mm de promedio.

Tabla 9: Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en el diámetro al cuello de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante su propagación en vivero.

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Número</i>	<i>Promedio</i>	<i>Agrupación</i>
T4	280	1,910	A
T3	280	1,905	A
T2	280	1,896	A
T1	280	1,823	B

FUENTE: Elaboración propia

En la Tabla 10, donde se muestran los diámetros promedio durante las ocho evaluaciones, se pudo observar que en promedio los incrementos fueron menores a 0,06 mm para los cuatro sustratos entre la primera y segunda semana, entre la cuarta y tercera semana, y entre la sexta y séptima; a diferencia del incremento entre la cuarta y quinta semana que resultó mayor a 0,18 mm.

Tabla 10: Diámetro al cuello de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante las ocho evaluaciones

		TRATAMIENTO			
		SUSTRATO T1 (mm)	SUSTRATO T2 (mm)	SUSTRATO T3 (mm)	SUSTRATO T4 (mm)
Número de evaluación	1	1,60	1,59	1,61	1,62
	2	1,64	1,65	1,62	1,64
	3	1,70	1,78	1,72	1,78
	4	1,72	1,80	1,74	1,82
	5	1,80	1,88	1,83	1,92
	6	2,00	2,09	2,17	2,10
	7	2,04	2,14	2,22	2,15
	8	2,09	2,24	2,34	2,26

FUENTE: Elaboración propia

La prueba de Tukey del número de evaluación mostró que las mediciones del diámetro de la primera y segunda semana fueron semejantes estadísticamente; de igual manera las mediciones de la tercera con la cuarta semana y las de la sexta con séptima semana. Este comportamiento se observó en las curvas de crecimiento del diámetro al cuello de la Figura 10, donde la tasa de crecimiento entre la primera y segunda semana; la tercera y cuarta semana; y la sexta y séptima semana tendió a cero; lo que sugiere que las plántulas de esta especie alternaron periodos de crecimiento y periodos de latencia durante la evaluación.

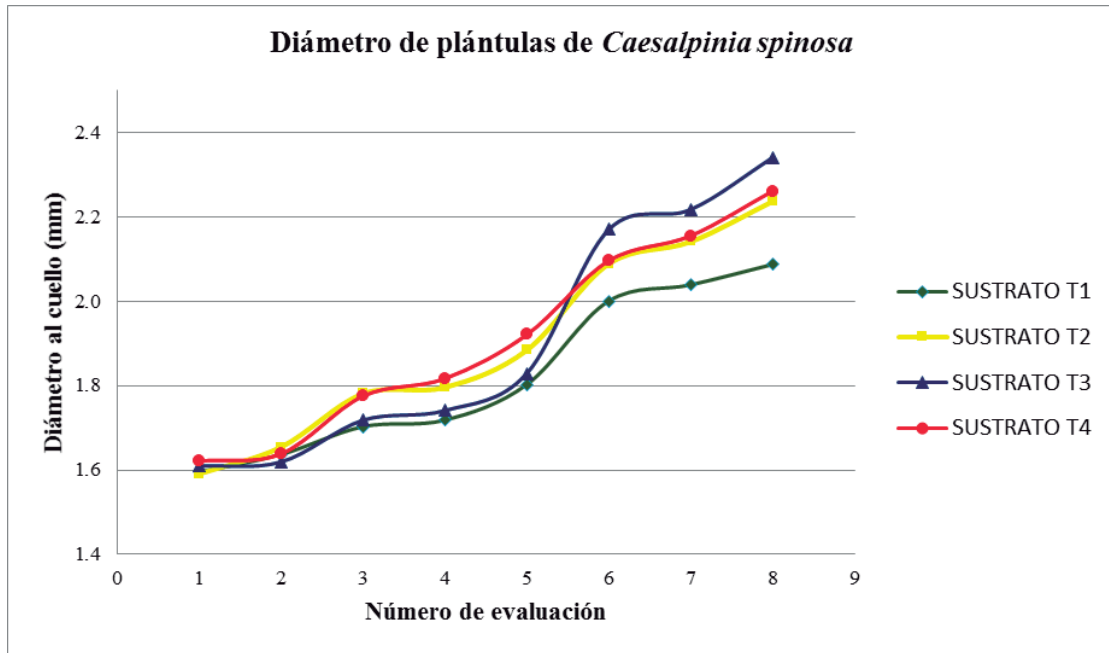


Figura 10: Efecto de cuatro sustratos en el diámetro al cuello (mm) de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante su propagación en vivero

FUENTE: Elaboración propia

Dicho comportamiento puede estar relacionado a la frecuencia de riego, que para el caso de *C. spinosa* fue quincenal. Se tomó esa decisión porque la humedad excesiva en el sustrato facilita la proliferación de hongos que atacan el cuello de plántulas. Así, después del riego las plantas iniciaban su fase de crecimiento, que disminuía a la semana siguiente cuando el agua en el sustrato se reducía.

Las pruebas de comparación de la interacción de ambos factores (ANEXO 2) demostró que el diámetro al cuello promedio obtenido por el sustrato T1 en la octava semana fue semejante estadísticamente al alcanzado por el sustrato T2 en la sexta semana.

1.3. PESO FRESCO Y PESO SECO

Ambos pesos se vieron afectados por la defoliación, resultado de la caída natural de las hojas y del manipuleo de las plántulas durante las mediciones (ANEXO 3). En muchos casos la defoliación alcanzó el 50 % del total de hojas, especialmente en el sustrato T3, donde se evidenció disminución de los pesos en la segunda evaluación.

El sustrato T3 obtuvo el mayor peso fresco promedio en la primera evaluación (0,83 g) y los sustratos T2 y T1 las menores, con 0,66 g y 0,65 g respectivamente. En la segunda evaluación, el sustrato T4 fue el de mayor peso fresco (1,00 g) y el sustrato T1 siguió siendo el menor (0,66 g). El mayor incremento lo registró el sustrato T4 con 0,23 g de aumento; el menor fue el sustrato T1, con sólo 0,02 g.

Para el caso del peso seco, en la primera evaluación el sustrato T3 obtuvo el mayor peso promedio (0,25 g) y el sustrato T2 el menor (0,17 g). Para la segunda, el sustrato T4 alcanzó el mayor peso (0,27g) y el sustrato T1 el menor (0,21 g). Los mayores incrementos los registraron los sustratos T2 (0,06 g) y T4 (0,05 g).

2. ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE *SAPINDUS SAPONARIA*

Los coeficientes de variación de la altura, calculados por sustrato y número de evaluación, fluctúan entre 11% y 26%; mientras que el diámetro al cuello, entre 9% a 19% (ANEXO 1). De acuerdo al DANE (2008), las medidas de las variables estudiadas calificaron entre las categorías de precisión aceptable y de precisión regular; por lo tanto, pueden ser útiles para pruebas estadísticas.

2.1. ALTURA

En la primera evaluación los promedios de altura de las plántulas de los sustratos presentaron diferencias significativas resaltantes. El sustrato T2 tuvo la mayor altura (9,07 cm), seguido del sustrato T3 (8,47 cm) y el sustrato T4 (8,09 cm). El sustrato T1 presentó el menor promedio (7,04 cm).

En la séptima evaluación, las plántulas de *S. saponaria* que crecieron en el sustrato T1 registraron el mayor promedio en altura (13,46 cm); siguieron las plántulas de los sustratos T2 y T3 (12,99 cm y 12,12 cm respectivamente). Las plántulas de sustrato T4 registraron el menor promedio con 11,09 cm. Estos resultados coinciden con lo mencionado por Román *et al.* (2012), quienes señalan que el crecimiento de plántulas de la especie en vivero es rápido, alcanzando de 25 cm a 30 cm de altura en cinco meses. Sartori y Santos (1998), en su caracterización morfológica de frutos, semillas y plantas de *S. saponaria* mencionan rangos de crecimientos similares a los mencionados por Román *et al.* (2012), pero para un periodo de estudio de dos meses. Bonilla *et al.* (2007) encontraron crecimientos más rápidos, con plántulas de hasta 14 cm de altura a los 21 días de germinación. Dias *et al.* (2015),

registraron alturas luego de 75 días de crecimiento de 17,32 cm a 21,30 cm, para diferentes dosis de fertilizantes, y de 11,32 cm a 31,80cm, para los diferentes tamaños de envase.

En cuanto al incremento de la altura entre la primera y séptima evaluación, el sustrato T1 presentó el mayor incremento promedio (6,42 cm), seguido del sustrato T2 (3,92 cm) y el sustrato T3 (3,65 cm). Las plántulas que crecieron en el sustrato T4 incrementaron su altura en sólo 3,00 cm en promedio.

La prueba ANVA permitió establecer la existencia de diferencias significativas en el tipo de sustrato y el número de evaluación. Además, determinó que existieron interacciones entre ambos factores (Tabla 11).

Tabla 11: Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia de la altura de plántulas de *Sapindus saponaria* durante su propagación en vivero.

<i>Fuente de variabilidad</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>SC ajustado</i>	<i>MC ajustado</i>	<i>Valor F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Significancia</i>
Tipo de sustrato	3	589,1	196,37	71,30	0,000	*
Número de evaluación	6	3372,0	562,01	204,05	0,000	*
Interacción	18	281,7	15,65	5,68	0,000	*
Error experimental	1344	3701,7	2,75			
Total	1371	7944,6				

FUENTE: Elaboración propia

Luego de aplicar la prueba de Tukey al tipo de sustrato (Tabla 12) se estableció que existieron diferencias significativas entre los cuatro sustratos estudiados. El sustrato T1 obtuvo la mayor altura promedio (11,27 cm); siguieron los sustratos T2 (10,81 cm) y T3 (10,36 cm), y finalizó el sustrato T4, con 9,49 cm de altura promedio.

Tabla 12: Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en la altura de plántulas de *Sapindus saponaria* durante su propagación en vivero.

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Número</i>	<i>Promedio</i>	<i>Agrupación</i>
T1	343	11,27	A
T2	343	10,81	B
T3	343	10,36	C
T4	343	9,49	D

FUENTE: Elaboración propia

Las comparaciones del número de evaluación a través de la prueba de Tukey confirmaron que existió semejanza estadística entre los promedios de altura de la primera y segunda semana, la quinta y la sexta, y la sexta y la séptima. Las curvas de crecimiento en altura (Figura 11) mostraron comportamientos bastante similares, especialmente en los pares de semanas antes mencionados; con excepción del sustrato T1.

Para esta última curva se observó que desde el inicio no presentó la fase exponencial mencionada por Bidwell (2000), sino que desarrolló directamente la fase lineal - aproximadamente hasta la cuarta semana, momento en que la tasa de crecimiento disminuyó durante las dos semanas siguientes para luego crecer nuevamente.

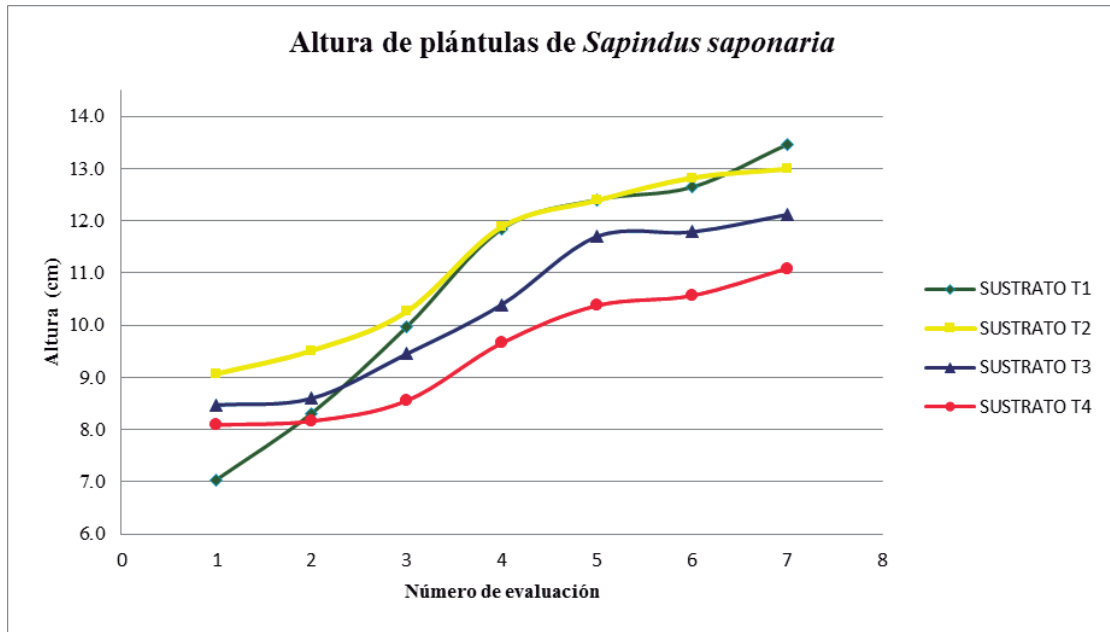


Figura 11: Efecto de cuatro sustratos en la altura (cm) de plántulas de *Sapindus saponaria* durante su propagación en vivero

FUENTE: Elaboración propia

Cabe señalar que el sustrato T1 en promedio presentó el mayor incremento en altura: pasó de ser el de menor promedio en la primera evaluación al de mayor promedio en la séptima (Tabla 13).

Tabla 13: Altura de plántulas de *Sapindus saponaria* durante las siete evaluaciones

		TRATAMIENTO			
		SUSTRATO T1 (cm)	SUSTRATO T2 (cm)	SUSTRATO T3 (cm)	SUSTRATO T4 (cm)
Número de evaluación	1	7,04	9,07	8,47	8,09
	2	8,31	9,51	8,60	8,16
	3	9,97	10,26	9,45	8,55
	4	11,84	11,88	10,39	9,66
	5	12,40	12,39	11,69	10,37
	6	12,64	12,82	11,78	10,56
	7	13,46	12,99	12,12	11,09

FUENTE: Elaboración propia

La prueba de comparación de la interacción (ANEXO 2) de ambos factores reveló que la altura promedio alcanzada por el sustrato T3 en su quinta semana de evaluación fue estadísticamente semejante al obtenido por el sustrato T4 en la séptima semana. Así mismo, la altura promedio alcanzada por el sustrato T3 en su séptima semana de evaluación fue estadísticamente semejante al alcanzado por el sustrato T2 en su quinta semana.

2.2. DIÁMETRO AL CUELLO

En la primera evaluación el sustrato T2 registró el mayor promedio de diámetro al cuello (2,18 mm), seguido de los sustratos T3 y T1 (2,14 mm y 2,07 mm respectivamente). El sustrato T4 presentó el menor promedio con 1,90 mm.

En la séptima evaluación las plántulas que crecieron en el sustrato T1 alcanzaron el mayor promedio en diámetro al cuello con 3,37 mm; similar estadísticamente al sustrato T2 (3,36 mm). Siguió el sustrato T3 con un promedio de 3,17 mm y el sustrato T4, con 3,02 mm. Dichos promedios son menores a los encontrados por Días *et al.* (2015) en su investigación sobre el efecto de diferentes tamaños de recipientes y dosis de fertilizantes fosfatados en el crecimiento de especies forestales nativas en Brasil. Ambos reportaron diámetros de plántulas de *S. saponaria* de 75 días de vida de 3,59 mm a 4,70 mm, para el efecto de las diferentes dosis de fertilizantes; y de 3,33 mm y 6,26 mm, para el efecto de los diferentes tamaños de envase.

En cuanto al incremento del diámetro al cuello entre la primera y séptima evaluación, el sustrato T1 presentó el mayor incremento promedio (1,30 mm), seguido del sustrato T2 (1,18 mm) y el sustrato T4 (1,12 mm). Las plántulas que crecieron en el sustrato T3 incrementaron su diámetro en sólo 1,04 mm en promedio.

A partir del ANVA, presentado en la Tabla 14, se observó diferencias significativas en el tipo de sustrato y en el número de evaluación. También, se determinó que no existió interacción entre ambos factores.

Tabla 14: Efecto del tipo de sustrato y el número de evaluación en el análisis de variancia del diámetro al cuello de plántulas de *Sapindus saponaria* durante su propagación en vivero.

<i>Fuente de variabilidad</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>SC ajustado</i>	<i>MC ajustado</i>	<i>Valor F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Significancia</i>
Tipo de sustrato	3	17,77	5,92	47,48	0,001	*
Número de evaluación	6	274,79	45,80	367,22	0,000	*
Interacción	18	1,96	0,11	0,88	0,176	n.s.
Error experimental	1344	167,62	0,12			
Total	1371	462,16				

FUENTE: Elaboración propia

La comparación del tipo de sustrato a través de la prueba de Tukey arrojó que el sustrato T1 presentó el mayor diámetro a lo largo de las siete evaluaciones, con un promedio de 2,75 mm. Los tratamientos sustratos T2 y T3, que no presentaron diferencias estadísticamente significativas, alcanzando diámetros promedio de 2,64 mm y 2,62 mm respectivamente. Alcanzó el menor diámetro promedio el sustrato T4, con 2,44 mm (Tabla 15).

Tabla 15: Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en el diámetro al cuello de plántulas de *Sapindus saponaria* durante su propagación en vivero.

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Número</i>	<i>Promedio</i>	<i>Agrupación</i>
T1	343	2,75	A
T2	343	2,64	B
T3	343	2,62	B
T4	343	2,44	C

FUENTE: Elaboración propia

Para el caso del número de evaluación, la prueba de Tukey reveló que entre la primera y segunda evaluación no existió diferencia significativa alguna; pero sí en las siguientes evaluaciones. Al analizar los promedios presentados en la Tabla 16 se observó que los incrementos entre la primera y segunda evaluación fue menor a 0,05 mm. El incremento para las demás semanas, exceptuando la última, fue mayor a 0,13 mm.

Tabla 16: Diámetro al cuello de plántulas de *Sapindus saponaria* durante las siete evaluaciones

		TRATAMIENTO			
		SUSTRATO T1 (mm)	SUSTRATO T2 (mm)	SUSTRATO T3 (mm)	SUSTRATO T4 (mm)
Número de evaluación	1	2,07	2,18	2,14	1,90
	2	2,12	2,23	2,16	1,95
	3	2,28	2,36	2,29	2,11
	4	2,59	2,70	2,55	2,41
	5	2,93	3,13	2,90	2,76
	6	3,11	3,32	3,11	2,91
	7	3,37	3,36	3,17	3,02

FUENTE: *Elaboración propia*

Este resultado se reflejó en las curvas de crecimiento del diámetro al cuello, que tuvieron forma sigmoideal (Figura 12). En ellas se pudo identificar las tres fases mencionadas por Bidwell (2000): la primera fase, con una tasa de crecimiento en aumento, abarcó de la primera a la tercera semana; la segunda fase, con una tasa de crecimiento constante, comprendió de la tercera a la quinta semana; y la tercera fase, con una tasa de crecimiento en descenso, ocurrió entre la sexta y séptima semana. Sólo en caso del sustrato T1 la curva creció nuevamente luego de la sexta semana. Este comportamiento pudo estar relacionado al amarillamiento y marchitez de las hojas de las plántulas que crecieron en los otros sustratos y que no se presentó en las plántulas del sustrato T1.

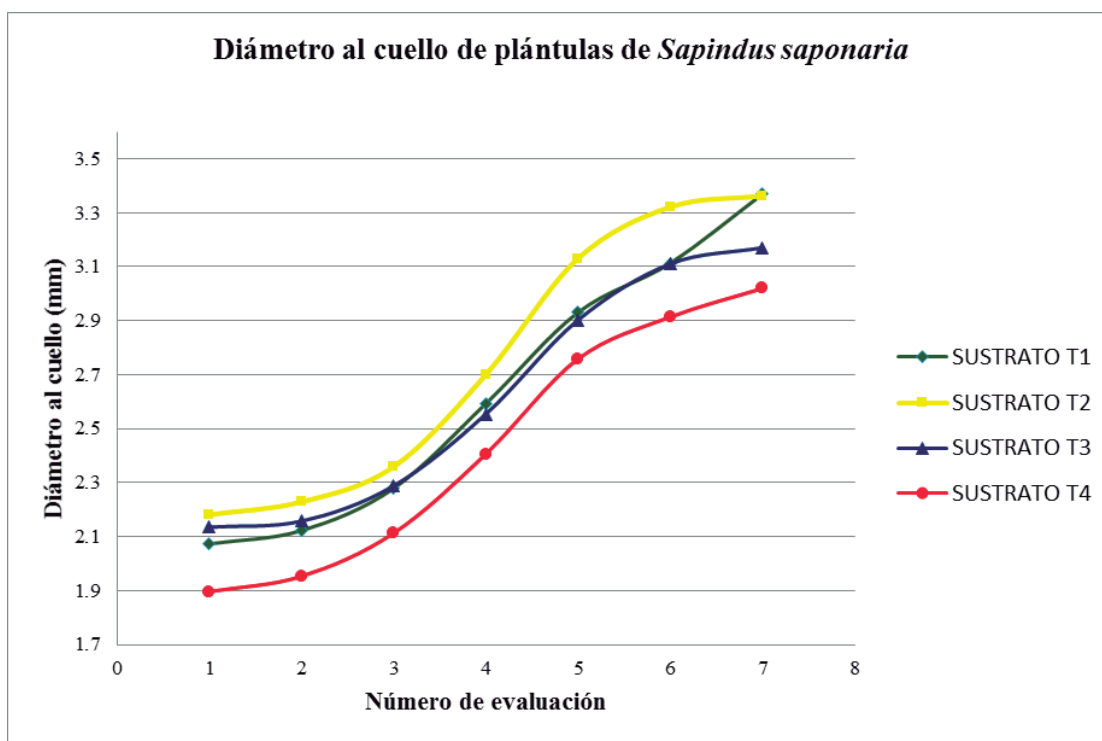


Figura 12: Efecto de cuatro sustratos en el diámetro al cuello (mm) de plántulas de *Sapindus saponaria* durante su propagación en vivero

FUENTE: Elaboración propia

2.3. PESO FRESCO Y PESO SECO

En la primera evaluación de peso fresco (ANEXO 3), el sustrato T1 obtuvo el mayor promedio (2,28g) y el sustrato T4 el menor (1,84 g). Para la segunda evaluación los resultados fueron similares: el sustrato T1 obtuvo un peso fresco promedio de 2,71 g y el sustrato T4 de 2,08 g; mostrando un incremento de 0,44 g y 0,24 g respectivamente (este último fue el menor incremento). El sustrato T2 presentó el mayor incremento, pasando de 1,93 g en la primera evaluación a 2,44 g en la segunda evaluación, lo que implicó un aumento de 0,51 g.

En la primera evaluación de peso seco (ANEXO 3), el sustrato T1 obtuvo el mayor promedio (0,64 g) y el sustrato T2 el menor (0,53g). Para la segunda evaluación el sustrato T2 presentó el promedio más alto (0,89 g) y el sustrato T4 el menor (0,63 g). En términos de incremento, el sustrato T2 aumentó su peso seco en 0,35 g, el mayor incremento; mientras que el sustrato T4 acrecentó su peso seco en sólo 0,08 g; el menor incremento.

3. ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE *TECOMA STANS*

Los coeficientes de variación de la altura, calculados para cada una de las ocho evaluaciones, fluctúan entre 15% y 30%; mientras que para el diámetro al cuello, entre 9% y 19%; (ANEXO 1). De acuerdo al DANE (2008), las medidas de las variables estudiadas calificaron entre las categorías de precisas y de precisión regular; por lo tanto, pueden ser útiles para pruebas estadísticas.

3.1. ALTURA

En la primera evaluación el sustrato T1 presentó el mayor promedio de altura (3,58 cm), seguido de los sustratos T3 y T2 (3,53 cm y 3,42 cm respectivamente). Un promedio menor registró el sustrato T4 que alcanzó 2,45 cm.

En la octava evaluación las plántulas del sustrato T1 registraron el mayor promedio de altura (21,25 cm), seguidos del sustrato T3 (18,39 cm) y el sustrato T2 (17,40 cm). El promedio del sustrato T4 (9,77 cm) quedó rezagado.

En cuanto al incremento de la altura entre la primera y octava evaluación, el sustrato T1 presentó el mayor incremento promedio (17,67 cm), seguido del sustrato T3 (14,87 cm) y el sustrato T2 (13,98 cm). Las plántulas que crecieron en el sustrato T4 incrementaron su altura en sólo 7,32 cm en promedio.

Con un nivel de confianza de 95%, el ANVA permitió afirmar que hubo diferencias entre tipo de sustrato y entre número de evaluación. Así mismo, se dieron interacciones ambos factores (Tabla 17).

Tabla 17: Efecto del tipo de sustrato y el número de evaluación en el análisis de variancia de la altura de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero.

<i>Fuente de variabilidad</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>SC ajustado</i>	<i>MC ajustado</i>	<i>Valor F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Significancia</i>
Tipo de sustrato	3	8478	2826,07	419,11	0,000	*
Número de evaluación	7	31694	4527,69	671,46	0,000	*
Interacción	21	2778	132,30	19,62	0,000	*
Error experimental	1503	10135	6,74			
Total	1534	53064				

FUENTE: Elaboración propia

Las comparaciones del tipo de sustrato realizadas a través de la prueba de Tukey (Tabla 18) demostraron que hubieron diferencias significativas entre los promedio de altura alcanzados por cada sustrato. Así, el sustrato T1 obtuvo el mayor promedio con 12,51 cm; seguido por el sustrato T3 y el sustrato T2, con 11,30 cm y 10,78 cm respectivamente. El sustrato T4 alcanzó un promedio de altura de 6,30 cm, el menor registrado.

Tabla 18: Prueba de Tukey del efecto del tipo de sustrato en la altura de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero.

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Número</i>	<i>Promedio</i>	<i>Agrupación</i>
T1	383	12,51	A
T3	384	11,30	B
T2	384	10,78	C
T4	384	6,30	D

FUENTE: Elaboración propia

Los promedios de cada sustrato durante las ocho evaluaciones (Tabla 19) mostraron que los incrementos semanales del sustrato T1 fueron los mayores (entre 1,29 cm y 3,09 cm), mientras que los incrementos semanales del sustrato T4 resultaron los menores (entre 0,75 cm y 1,43 cm). Así mismo, las comparaciones del número de evaluación con la prueba de Tukey corroboraron que no existió semejanza estadística entre ningún número de evaluación, resultado que no se presentó en *C. spinosa* y *S. saponaria*.

Tabla 19: Altura de plántulas de *Tecoma stans* durante las ocho evaluaciones

		TRATAMIENTO			
		SUSTRATO T1 (cm)	SUSTRATO T2 (cm)	SUSTRATO T3 (cm)	SUSTRATO T4 (cm)
Número de evaluación	1	3,58	3,42	3,53	2,45
	2	6,19	5,49	5,47	3,76
	3	9,28	7,58	7,89	4,82
	4	10,56	8,93	9,52	5,59
	5	14,09	12,14	12,89	6,59
	6	16,35	14,76	15,30	7,60
	7	18,79	16,56	17,46	9,02
	8	21,25	17,40	18,39	9,77

FUENTE: Elaboración propia

Al analizar la Figura 13, se observó que todos los sustratos mantuvieron una tasa de crecimiento relativamente constante; siendo el sustrato T1 el de mayor tasa y el sustrato T4 el de menor.

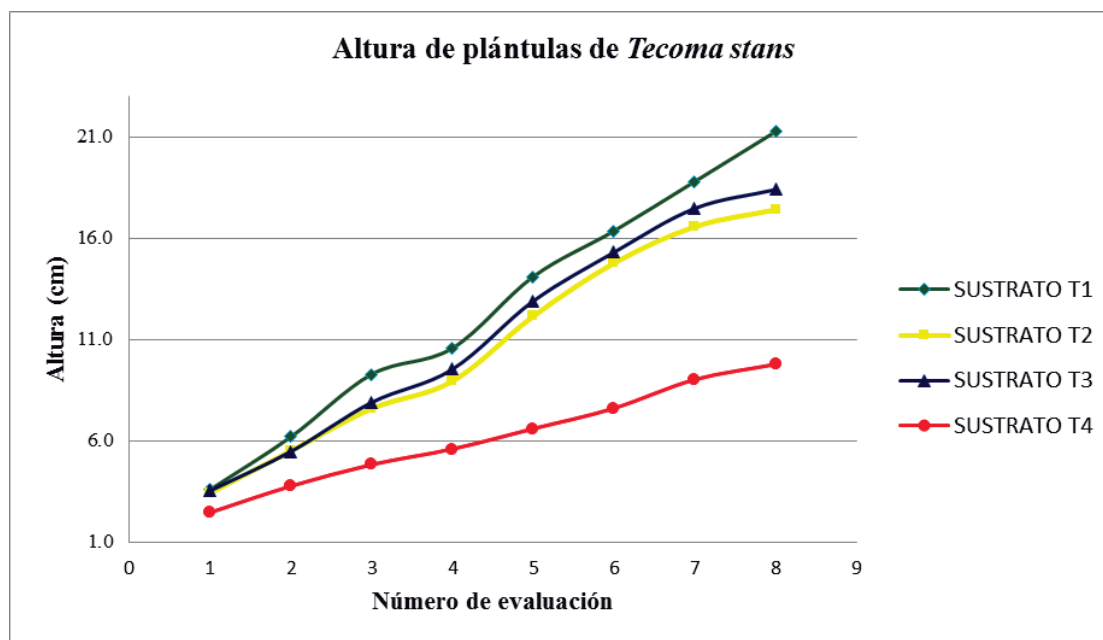


Figura 13: Efecto de cuatro sustratos en la altura (cm) de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero

FUENTE: Elaboración propia

La prueba de comparación de la interacción (ANEXO 2) determinó que el promedio alcanzado por el sustrato T4 en sus octava evaluación es similar al obtenido por el sustrato T1 en la cuarta. Este resultado muestra lo poco favorable que resultó el sustrato T4 para el crecimiento de las plántulas de esta especie.

3.2. DIÁMETRO AL CUELLO

En la primera evaluación el mayor diámetro promedio fue registrado por el sustrato T1 (1,42 mm). Los sustratos T2 y T3 obtuvieron el mismo promedio (1,39 mm). El sustrato T4 registró un diámetro promedio de 1,19 mm, el menor de los cuatro sustratos.

En la octava evaluación las plántulas que crecieron en el sustrato T1 alcanzaron el mayor promedio en diámetro al cuello con 2,95 mm; mientras que las plántulas de los sustratos T3 y T2 alcanzaron 2,85 mm y 2,80 mm respectivamente. El sustrato T4 registró el menor promedio con 2,37 mm. Estos valores presentaron una tasa de crecimiento en promedio de 0,89 mm/mes. Este resultado fue similar al señalado por Ayte, citado por Martínez y Navia (2011), que reportó un incremento en diámetro de 8 mm/mes. Erazo, citado por Martínez y Navia (2011), registró un incremento en diámetro similar (7,5 mm/mes).

En cuanto al incremento del diámetro al cuello entre la primera y octava evaluación, el sustrato T1 presentó el mayor incremento promedio (1,53 mm), seguido del sustrato T3 (1,46 mm) y el sustrato T2 (1,40 mm). Las plántulas que crecieron en el sustrato T4 incrementaron su diámetro en sólo 1,18 mm en promedio.

De acuerdo al ANVA (Tabla 20), a un nivel de confianza del 95%, existió diferencias estadísticas entre tipo de sustrato y entre número de evaluación. También, que existió interacción entre ambos factores.

Tabla 20: Efecto de los sustratos y el número de evaluación en el análisis de variancia del diámetro al cuello de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero.

<i>Fuente de variabilidad</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>SC ajustado</i>	<i>MC ajustado</i>	<i>Valor F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Significancia</i>
Tipo de sustrato	3	42,51	14,17	174,75	0,000	*
Número de evaluación	7	302,49	43,21	532,92	0,000	*
Interacción	21	4,50	0,21	2,64	0,000	*
Error experimental	1504	121,95	0,08			
Total	1535	471,45				

FUENTE: Elaboración propia

La prueba de comparación de Tukey del tipo de sustrato (Tabla 21) mostró que los sustratos T1 y T3 son semejantes estadísticamente, con promedios de diámetro al cuello de 2,27 mm y 2,22 mm respectivamente. De la misma forma, el sustrato T3 y T2 son estadísticamente semejantes, con un diámetro promedio para el sustrato T2 de 2,19 mm. El sustrato T3 obtuvo el menor diámetro promedio con 1,85 mm.

Tabla 21: Prueba de Tukey del efecto de los sustratos en el diámetro al cuello de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero.

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Número</i>	<i>Promedio</i>	<i>Agrupación</i>
T1	384	2,27	A
T3	384	2,22	A, B
T2	384	2,19	B
T4	384	1,85	C

FUENTE: Elaboración propia

Los promedios en diámetro al cuello de cada sustrato durante las ocho evaluaciones (Tabla 22) mostraron que los incrementos fueron mayores en las primeras semanas, ralentizándose a partir de la cuarta.

Tabla 22: Diámetro al cuello de plántulas de *Tecoma stans* durante las ocho evaluaciones

		TRATAMIENTO			
		SUSTRATO T1 (mm)	SUSTRATO T2 (mm)	SUSTRATO T3 (mm)	SUSTRATO T4 (mm)
Número de evaluación	1	1,42	1,39	1,39	1,19
	2	1,77	1,71	1,72	1,47
	3	2,04	1,93	1,97	1,70
	4	2,16	2,16	2,20	1,86
	5	2,48	2,32	2,38	1,92
	6	2,59	2,52	2,53	2,11
	7	2,80	2,65	2,72	2,19
	8	2,95	2,80	2,85	2,37

FUENTE: Elaboración propia

Así mismo, las comparaciones del número de evaluación con la prueba de Tukey demostraron que no existió semejanza estadística entre ningún número de evaluación, resultado que no se presentó en *C. spinosa* y *S. saponaria*. Este resultado se pudo observar en la Figura 14.

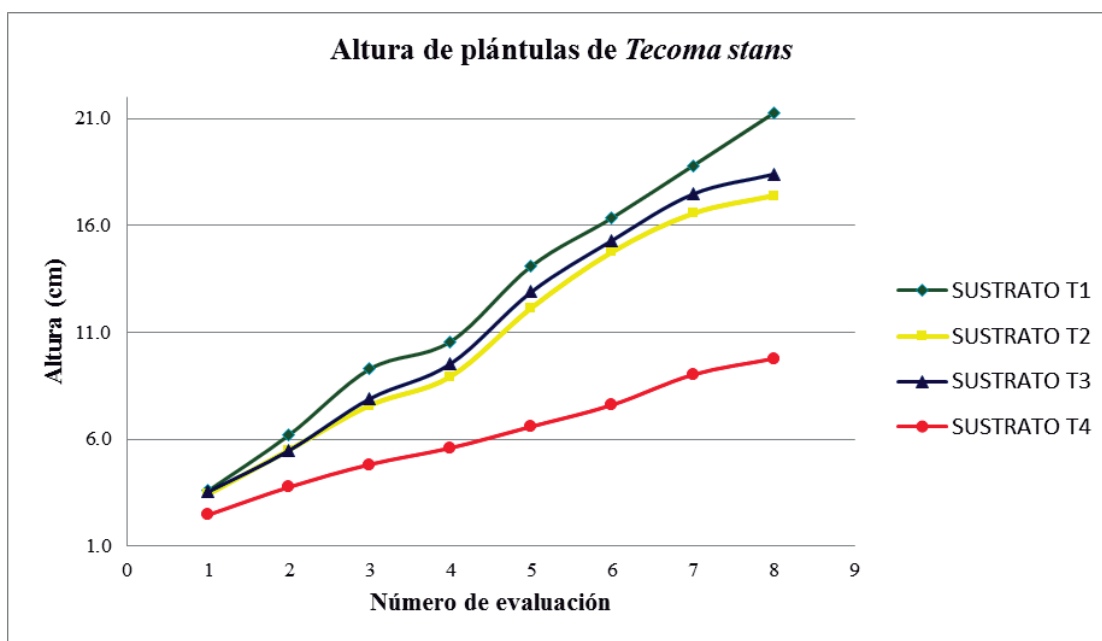


Figura 14: Efecto de cuatro sustratos en el diámetro del cuello (mm) de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero

FUENTE: Elaboración propia

La prueba de comparación de la interacción (ANEXO 2) reveló, a un nivel de confianza del 95%, que el sustrato T4 obtuvo un diámetro promedio en su octava evaluación estadísticamente semejante al sustrato T3 en su quinta de evaluación, resaltando las diferencias marcadas del sustrato T4 con respecto a los otros.

3.3. PESO FRESCO Y PESO SECO

En la evaluación de peso fresco y peso seco (ANEXO 3) se observó marcadas diferencias entre el mayor y el menor peso promedio. Este resultado está relacionado con los crecimientos en diámetro al cuello y en altura, los cuales también presentaron notorias diferencias.

La primera evaluación del peso fresco arrojó que el sustrato T1 obtuvo el mayor peso promedio (1,70 g); mientras que el sustrato T4 logró el menor (0,64 g). Para la segunda evaluación los resultados fueron similares: el sustrato T1 alcanzó un peso promedio de 2,71 g y el sustrato T4 de 1,48 g; sin embargo, el sustrato T3 alcanzó el mayor incremento, con

un aumento de 2,55 g entre la primera y segunda medición. El sustrato T4 mostró el menor incremento con sólo 0,81 g.

En la primera evaluación del peso seco el sustrato T1 alcanzó el mayor peso promedio, con 0,33 g, frente a los 0,14 g del sustrato T4, el menor promedio. Este resultado se mantuvo en la segunda evaluación, con 1,15 g en promedio para el sustrato T1 y 0,54 g en promedio para el sustrato T4. Los mayores incrementos los registraron los sustratos T2 y T1, con 0,45 g y 0,44 gramos respectivamente. El sustrato T4 sólo acrecentó el peso seco en 0,15 g.

4. ANÁLISIS EDAFOLÓGICOS

Los resultados del Análisis de la Caracterización de la tierra de chacra, el Análisis de Materia Orgánica de los compost de la Municipalidad de La Molina y de la Empresa HOL-AM y los Análisis de Caracterización y Fertilidad de los sustratos evaluados se muestran en el ANEXO 4.

4.1. ANÁLISIS DE CARACTERIZACIÓN Y FERTILIDAD DE LOS CUATRO SUSTRATOS

Los sustratos presentaron un pH entre 7,49 y 7,90, que calificó como ligeramente alcalino. Delarmelina *et al.* (2014) señalan que el pH recomendable de sustratos para la producción de plántulas forestales está entre 5,5 y 6,5. Landis *et al.*, citados por Oliverio (2016), coincide que este rango de pH es ideal. Valenzuela y Gallardo, también citados por Oliverio, señalan que cuando el sustrato es muy ácido ($\text{pH} < 5,0$) o alcalino ($\text{pH} > 7,5$) suelen aparecer síntomas de deficiencia de nutrientes, no debido a su escasez sino por hallarse en formas químicas no disponibles para la planta. Ansorena, citado por Herandes *et al.* (2014), señala que valores menores a 4,0 pueden causar enfermedades en la raíz.

La conductividad eléctrica se encontró entre 3,45 dS/m (sustrato T1) y 6,40 dS/m (sustrato T2). Cabe señalar que en el primer sustrato se mezcló dos partes de tierra de chacra y una parte de compost de la Municipalidad de la Molina, y en el segundo sustrato una parte de tierra de chacra y dos partes de compost de la Municipalidad de la Molina. Aparentemente; al aumentar la cantidad de compost de la Municipalidad de la Molina en la mezcla, la cantidad de sales también aumentó. En el caso del sustrato T4, en el que se mezcló una parte de tierra de chacra y una parte de compost de la Empresa HOL-AM, la conductividad eléctrica resultó 6,06 dS/m, cantidad equiparable a la del sustrato T2.

Bunt y Landis *et al.*, citados por Hernandez et al (2014), afirman que las plantas crecen satisfactoriamente de 2,00 dS/m a 3,49 dS/m; pero si son sensibles a una conductividad eléctrica alta, reducirán su crecimiento. Para Lorenzo *et al.*, citados por los citados por Hernandez *et al.* (2014), el intervalo recomendable de conductividad eléctrica está entre 1,2 dS/m a 2,5 dS/m. La conductividad eléctrica del sustrato T1 se presentó en dicho rango.

La cantidad de carbonato de calcio de los cuatro sustratos se encontró entre 0,5% y 0,9%. En todos los casos resultó una cantidad baja de este compuesto. Una deficiencia en calcio genera un pobre crecimiento de las raíces.

El contenido de materia orgánica del sustrato T1 fue bajo (1,76 %); del sustrato T3, medio (3,22%); y de los sustratos T2 y T4, alto (5,2% y 5,93%, respectivamente). Dichas cantidades no generan cambios benéficos en las propiedades físicas del sustrato (Bowmn y Paul, citados por Cabrera 1999).

Las cantidades de fósforo y potasio son para los cuatro sustratos altas. Medrano *et al.* (2002), afirman que una proporción recomendada entre los elementos CA, Mg y K está en torno a 3:2:1 respectivamente. Para los cuatro sustratos evaluados, los tres elementos no se encontraron en la proporción mencionada. Las relaciones catiónicas potasio/magnesio resultaron deficientes en magnesio. Las relaciones catiónicas calcio/magnesio resultaron normales. Las cantidades de sodio se encontraron dentro de lo recomendado para los cuatro sustratos.

La densidad aparente de los sustratos se encontró entre 1,29 g/cm³ y 1,60 g/cm³. Los valores óptimos de densidad aparente; de acuerdo a Abad y Noguera, citados por Hernandez *et al.* (2014), son de 0,3 g/cm³ y 0,8 g/cm³. Oliverio (2016) señala que los valores de densidad deben ser bajos pero deben garantizar consistencia a la estructura.

4.2. INTERPRETACIÓN DEL ANÁLISIS DE CARACTERIZACIÓN DE LA TIERRA DE CHACRA

Con un pH de 7,29; la tierra de chacra usada en la preparación de los sustratos resultó ligeramente salina. La conductividad eléctrica calificó como media (2,73 dS/m). El contenido de materia orgánica fue bajo, con 0,49%. Presentó un alto contenido de fósforo disponible (23,4 pm) y un contenido medio de potasio disponible (112 ppm). En la evaluación de cinco sustratos para la producción en vivero de *Tabebuia donnell-smithii*, Oliverio (2016) encontró que el fósforo y el potasio no tuvieron relevancia en el crecimiento

de plantas; a diferencia del nitrógeno, elemento que frecuentemente limita el crecimiento de las plantas producidas en contenedor. Al evaluar las relaciones catiónicas, la relación K/Mg resultó normal al igual que la relación Ca/Mg.

La tierra de chacra presentó 70% de arena, 20% de limo y 10% de arcilla, resultando de textura franco arenosa. De acuerdo a Oliverio (2016), los suelos franco arenosos o francos son ingredientes buenos para la preparación de sustratos. Por el contrario, suelos franco limosos o arcillosos dificultan el drenaje y la aireación de los sustratos (Alvarado y Solano, citados por Oliverio 2016). Con una densidad real de $2,55 \text{ g/m}^3$ y una densidad aparente de $1,67 \text{ g/m}^3$, su porosidad total fue 34,72%.

La cantidad de calcio resultó ser el 85% de los cationes cambiables, porcentaje mayor a lo sugerido. En cambio, el magnesio y el potasio alcanzaron porcentajes menores a lo recomendado - 10,5% y el 2,5% de los cationes cambiables respectivamente. El porcentaje de sodio, 2% de los cationes cambiables, no genera daños a la estructura de la tierra de chacra ni a las plantas.

4.3. INTERPRETACIÓN DEL ANÁLISIS DE MATERIA ORGÁNICA

El pH de ambos compost calificó como ligeramente alcalino (7,48 para el compost de HOL-AM y 7,73 para el compost de La Municipalidad de La Molina). De acuerdo a Román *et al.* (2013), el rango recomendable se encuentra entre 5,8 a 7,2.

Por su conductividad eléctrica, el compost de HOL-AM resultó moderadamente salino; mientras que el compost de la municipalidad resultó fuertemente salino.

El compost de HOL-AM presentó una humedad de 8,42%; mientras que el compost de la Municipalidad de La Molina, 43,65%. Román *et al.* (2013) recomiendan un rango de humedad entre 45% y 60%. Porcentajes bajos de humedad disminuyen la actividad microbiana, sin dar tiempo a que se completen todas las fases de degradación del compost, causando que el producto obtenido sea biológicamente inestable.

La literatura sugiere que la materia orgánica debe encontrarse entre 30% a 60%. El compost de HOL-AM contenía 18,03% y el compost de La Molina 65,57%.

El nitrógeno del compost de HOL-AM resultó el 0,67 % y del compost de La Molina 2,01%. Este elemento se sugiere se encuentre entre 1% a 2,5%.

El compost de HOL-AM contenía 0,37 % de fósforo y del compost de La Molina 1,13%.

El potasio del compost de HOL-AM resultó el 0,92 % y del compost de La Molina 2,83%.

Los valores habituales reportados en la literatura se encuentran entre 0,5% a 1,3 %.

5. ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO Y LOS SUSTRATOS

Para el caso del pH, sólo el sustrato T1 estuvo dentro del rango óptimo señalado líneas arriba. Los demás sustratos sobrepasaron los valores recomendados: el sustrato T3 en 0,17 unidades; el sustrato T2 en 0,36 unidades y el sustrato T4 en 0,40 unidades. Un pH fuera del rango óptimo no permite que los nutrientes se encuentren en formas químicas disponibles para las plantas. Así, la asimilación de fósforo y potasio, nutrientes que se encontraron en cantidades superiores a las recomendadas en los cuatro sustratos, pudo ser afectada por el pH.

La densidad aparente también resultó superior a los valores sugeridos en la literatura; a pesar que la tierra de chacra usada tuvo una textura franco arenosa, sugerida en la literatura. Una densidad aparente alta reduce la cantidad de agua y aire disponible para la planta; y ello a su vez afecta su crecimiento.

La conductividad eléctrica de los sustratos T2, T3 y T4 estuvo sobre el rango recomendado; sólo el sustrato T1 presentó una salinidad aceptable. Como se señaló en la revisión de literatura, un exceso de salinidad retrasa el crecimiento de las plantas; no siendo este efecto igual en todas las especies pues algunas toleran esta condición.

Se debe mencionar que en campo se observó diferencias en la infiltración del agua. En los sustratos T1, T2 y T3, elaborados con el compost de la Municipalidad de La Molina, el agua infiltró en tiempos mucho menores al sustrato T4, elaborado con el compost de la Empresa HOL-AM. Para poder explicar este comportamiento es necesario realizar pruebas de granulometría y curvas de calibración de agua para sustratos.

En cuanto a las variables de estudio, los resultados arrojaron que el sustrato T1 favoreció el crecimiento de las plántulas en mayor medida, y que el sustrato T4 mostró los menores crecimientos.

Para *T. stans* los mayores crecimientos en altura, diámetro al cuello, peso fresco y peso seco se presentaron con el sustrato T1; seguido del sustrato T3. El sustrato T4 registró el menor crecimiento en las cuatro variables.

Para *S. saponaria* los mayores crecimientos en altura, diámetro al cuello, peso fresco y peso seco se registraron con el sustrato T1, seguido del sustrato T2. El sustrato T4 registró el menor crecimiento en las cuatro variables estudiadas.

Para *C. spinosa* los resultados fueron variados. El sustrato T4 registró el mayor crecimiento en diámetro al cuello, seguido de los sustratos T3 y T2; los tres sustratos resultaron estadísticamente semejantes. En altura el mayor crecimiento se alcanzó con el sustrato T1, seguido de los sustratos T2 y T3; los tres también estadísticamente semejantes. Dichas semejanzas estadísticas pudieron ser resultado del lento ritmo de crecimiento de la especie en su fase juvenil; que también se corroboró en campo, donde no se observó diferencias marcadas entre las alturas y diámetros. Para peso fresco y peso seco el mayor crecimiento se dio con el sustrato T4; mientras que el sustrato T1 presentó los menores crecimientos.

V. CONCLUSIONES

- 1) En la propagación de las especies forestales estudiadas el sustrato T1 (dos partes de tierra de chacra y una parte de compost de la Municipalidad de La Molina) generó mayores crecimientos.
- 2) Para *Caesalpinia spinosa* los mayores crecimientos en diámetro al cuello, peso seco y peso fresco se registraron con el sustrato T4; mientras que los mayores crecimientos en altura se alcanzaron con el sustrato T1.
- 3) Para *Caesalpinia spinosa* los menores crecimientos diámetro al cuello, en peso seco y peso fresco se presentaron con el sustrato T1; mientras que en altura el sustrato T4 presentó los menores registros.
- 4) Para *Sapindus saponaria* y *Tecoma stans* los mayores crecimientos en diámetro al cuello, altura, peso seco y peso fresco se presentaron en el sustrato T1.
- 5) Para *Sapindus saponaria* y *Tecoma stans* el sustrato T4 presentó los menores crecimientos en las cuatro variables estudiadas.

VI. RECOMENDACIONES

- Para el caso de especies de lento crecimiento en fases juveniles, como es el caso de *C. spinosa*, extender el periodo de evaluación; de esta manera pueden identificarse diferencias en los crecimientos por efecto de los sustratos utilizados.
- Probar sustratos formulados con los tres materiales usados: tierra de chacra, compost de la Municipalidad de La Molina y compost de HOL-AM. Además, se podría incluir un cuarto material que disminuya la densidad aparente del sustrato y mejore su porosidad; por ejemplo, arena de río.
- Dentro los análisis edafológicos de los sustratos incluir la evaluación de granulometría y la evaluación de la porosidad total, la porosidad del aire, la porosidad del agua y el agua fácilmente disponible pues estas características son determinantes en el crecimiento de plántulas en contenedor.
- Además de investigar la influencia de los sustratos en el crecimiento de plántulas, se sugiere estudiar también su influencia en la sobrevivencia de las plántulas.
- Investigar la influencia que tiene el tamaño de envase en los sustratos que presentaron los mayores crecimientos.
- Dado que los sustratos varían rápidamente con el manejo que reciben, se recomienda realizar análisis de caracterización y fertilización al concluir el periodo de estudio; así se puede establecer que cambios se produjeron.
- Si se desea establecer relaciones entre los sustratos y calidad de las plántulas, evaluar índices de crecimiento o calidad.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALVARADO, M; SOLANO, J. 2002. Producción de sustratos para vivero. Programa Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación No Tradicional – VIFINEX. Costa Rica: OIRSA. 47p.
- BARRERA, J; SUÁREZ, D; MELGAREJO, L. 2010. Análisis de Crecimiento en Plantas (en línea). Consultado 19 abr. 2016. Disponible en **¡Error! Referencia de hipervínculo no válida.**
- BIDWELL, R. 2000. Fisiología Vegetal. México D.F.: Impresiones y Editores S.A. 784 p.
- BONILLA, C; ARCE, K; SÁNCHEZ, M; ESCOBAR, R. 2007. Morfoanatomía y respuesta fisiológica de las semillas de chambique a condiciones de crioconservación (en línea). Revistas UN 6(3): 17-26 Consultado 06 may. 2016. Disponible en http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/acta_agronomica/article/view/1036/1521
- BUAMSCHA, M; CONTARDI, L; DUMROESE, R; ENRICCI, J; ESCOBAR, R; GONDA, H; JACOBS, D; LANDIS, T; LUNA, T. MEXAL, J; WILKINSON, K. 2012. Producción de plantas en viveros forestales. Argentina: Artes Gráficas Integradas. 193 p.
- BURÉS, S. 2002. Sustratos: propiedades físicas, químicas y biológicas (en línea). Revista Extra no. 12:70-78. Consultado 14 abr. 2016. Disponible en <http://www.horticom.com/pd/imagenes/51/742/51742.pdf>
- CABRERA, R. 1999. Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta (en línea). Revista Chapingo Serie Horticultura 5(1): 5-11. Consultado el 15 de abr. 2016. Disponible en <http://www.chapingo.mx/revistas/revistas/articulos/doc/rchshV741.pdf>
- CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, CR). s.f.a. *Sapindus saponaria* L. (en línea) Consultado el 02 abr. 2016. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0008s/A0008s94.pdf>

- CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, CR). s.f.b. *Tecoma stans* (L.) C. Juss. ex Kunth (en línea). Consultado 02 abr. 2016. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0009s/A0009s118.pdf>
- CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, MX). s.f. *Tecoma stans* (en línea). Consultado 02 abr. 2016. Disponible en http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/12-bigno8m.PDF
- DANE (Departamento Administrativo Nacional de Estadística, CO). 2008. Estimación e interpretación del coeficiente de variación de la Encuesta Censal (en línea). Consultado 15 may. 2016. Disponible en http://www.dane.gov.co/files/investigaciones/boletines/censo/est_interp_coefvariacion.pdf
- DE ARMAS, R; ORTEGA, E; RODÉS, R. 1988. Fisiología Vegetal. Editorial Pueblo y Educación. La Habana: Editorial Progreso. 325 p.
- DELARMELINA, W; CALDEIRA, M; FARIA, J; GONÇALVEZ, E; ROCHA, R. 2014. Diferentes sustratos para la producción de plántulas de *Sesbania virgata* (en portugués) (en línea). Revista Floresta e Ambiente 21 (2): 224-233 Consultado 21 may. 2016. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/274636449_Diferentes_proporcoes_de_biossolido_na_composicao_de_sustratos_para_a_producao_de_mudas_de_timbo_Ateleia_glazioveana_Baill
- DIAS, I; BARRETO, I; FERREIRA, R. 2015. Efecto de diferentes recipientes y dosis de fertilizante fosfatado en el crecimiento de especies forestales nativa (en portugués) (en línea). Revista Interdisciplinar de Pesquisa e Inovação 1(1): 1-10 Consultado 23 may. 2016. Disponible en <http://www.seer.ufs.br/index.php/revipi/article/download/2887/3397>.
- DOSTERT, N; ROQUE, J; BROKAMP, G; CANO, A; WEIGEND, M; FLORES, D. 2013. Siete especies de plantas vasculares de importancia económica en el Perú: Fichas botánicas (en línea). Revista Arnoaldoa 20(2): 359 – 432. Consultado 05 may. 2016. Disponible en <http://journal.upao.edu.pe/Arnoaldoa/article/view/127>
- FONCODES (Fondo de Cooperación para el Desarrollo Social, PE). 2014. Producción y uso de abonos orgánicos: biol, compost y humus (en línea). Consultado el 23 jun. 2016. Disponible en <http://www.paccperu.org.pe/publicaciones/pdf/126.pdf>

- GALLOWAY, G; BORGIO, G. 1985. Manual de Viveros Forestales en la Sierra Peruana. Ministerio de Agricultura y Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Perú. 123p
- HERNANDEZ, L; ALDRETE, A; ORDAZ, V; LÓPEZ, J; LÓPEZ, M. 2014. Crecimiento de *Pinus montezumae* Lamb. En vivero influenciado por diferentes mezclas de sustratos. Revista Agrociencia 48(6): 627-637.
- ICRAF (Consejo Internacional para la Investigación en Agroforestería, KE). s.f. La calidad del sustrato (en línea). Consultado el 16 de abr. 2016. Disponible en http://www.worldagroforestry.org/NurseryManuals/_CommunityESP/La_Calidad.pdf
- JAMES, W. 1967. Introducción a la Fisiología Vegetal. Barcelona: Ediciones Omega S.A. 328 p.
- JIMENEZ, F. 1994. Viveros Forestales para la Producción de planta a pie de repoblación (en línea). España, Secretaria General de Estructuras Agrarias del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Consultado 6 feb. 2016. Disponible en http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1993_06.pdf
- LANDIS, T; TINUS, R; McDONALD, S; BARNETT, J. 1994. Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor (en línea). Consultado 5 feb. 2016. Disponible en http://servicios.educarm.es/templates_portal/ficheros/websDinamicas/20/manual_produccion_planta_forestal_contenedor_voll_cap1.pdf
- LEBEL, C. 2010. Caracterización dendrológica de las especies leñosas del distrito de Pacarán, Cañete, Lima. Tesis Ing. Forestal. Lima, PE, UNALM. 143p.
- MARTINEZ, L; NAVIA, F. 2011. Evaluación del comportamiento de algunas especies arbóreas y arbustivas bajo dos distancias de siembra (en línea). Revista de Ciencias Agrícolas 27(2): 129-136. Consultado 04 may. 2016. Disponible en <http://revistas.udenar.edu.co/index.php/rfacia/article/view/20>
- MEDRANO, R; BONA, A; BRIME, P; FERRARI, M; URIO, C. 2002. Influencia de diferentes sustratos en el desarrollo de plántulas de *Pinus tadea*. Revista Colombia Forestal 12(1): 38-45

- NAVALL, M. 2006. El Vivero Forestal: guía para el diseño y producción de un vivero forestal de pequeña escala de plantas en envase (en línea). Argentina, Proyecto Forestal Regional Módulo Santiago del Estero. Consultado 5 feb. 2016. Disponible en <http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta-viveroforestal.pdf>
- OLIVA, M; VACALLA, F; PÉREZ, D; TUCTO, A. 2014. Manual Vivero Forestal para Producción de plántones de Especies Forestales Nativas: experiencia en Molinopampa, Amazonas-Perú. Proyecto PD 622/11 REv.1 (f). 19 p.
- OLIVERIO, M. 2016. Evaluación de cinco sustratos para la producción en vivero de palo blanco (*Tabebuia donnell-smithii* Rose); Santa Catalina La Tinta, Alta Verapaz. Tesis Ing. Forestal. Ciudad de Guatemala, GT, URL. 68 p
- PASTOR, J. 2000. Utilización de sustratos en viveros (en línea). Revista Terra no. 17: 231-235. Consultado 14 abr. 2016. Disponible en <http://www.redalyc.org/pdf/573/57317307.pdf>
- PICÓN, R. 2013. Evaluación de sustratos alternativos para la producción de pilones de cultivo de tomate *Lycopersicon esculentum* Mill. en los municipios de Esquipulas y Chuquimula, Guatemala. Tesis Ing. Agrónomo. Ciudad de Guatemala, GT, USCG. 127 p.
- QUISPE, M. 2015. Efecto de 3 biofertilizantes en el Desarrollo de Plántones de *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kunt a nivel de vivero. Tesis Ing. Forestal. Lima, PE, UNALM. 91 p.
- REDFOR (Red Nacional para el Desarrollo Forestal, PE). 1996. La tara *Caesalpinia spinosa* Alternativa para el desarrollo de la sierra. Proyecto Desarrollo Forestal Participativo en los Andes. 69 p.
- REYNEL, C; MARCELO, J. 2009. Árboles de los Ecosistemas Forestales Andinos. Manual de identificación de especies. Serie Investigación y Sistematización no. 9. Programa Regional ECOBONA – INTERCOOPERATION. Lima. 159 p
- REYNEL, C; PENNINGTON, T; PENNINGTON, R; MARCELO, J; DAZA, A. 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: Tarea Gráfica Educativa. 473p.

- ROMÁN, F; DE LIONES, R; SAUTU, A; DEAGO, J; HALL, J. 2012. Guía para la propagación de 120 especies de árboles nativos de Panamá y el Neotrópico. Panamá: Empresa de Ingeniería Gráfica de Cali. 106 p.
- ROMÁN, P; MARTÍNEZ, M; PANTOJA, A. 2013. Manual del compostaje del agricultor: experiencias en América Latina. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura-Oficina Regional para América Latina y el Caribe. Chile. 162 p.
- SALISBURY, F; ROSS, C. 2000. Fisiología de las plantas 3. Desarrollo de las plantas y fisiología ambiental. España: Editorial Paraninfo S.A. 988 p.
- SÁNCHEZ, J; SILVA, L. 2008. Estudio silvicultural de la especie *Sapindus saponaria* L. (jaboncillo) como base para su aprovechamiento silvoindustrial (en línea). Revista Colombia Forestal no. 11:71-78. Consultado 03 abr. 2016. Disponible en <http://revistas.udistrital.edu.co/ojs/index.php/colfor/article/view/3020/4374>
- SARTORI, A; SANTOS, M. 1998. Caracterización morfológica de frutos, semillas y plántulas de *Sapindus saponaria* (SAPINDACEAE) (en portugués) (en línea). Revista Brasileira de Sementes 20(2):385-391 Consultado 21 may. 2016. Disponible en <http://www.abrates.org.br/revista/artigos/1998/v20n2/artigo25.pdf>
- VALDIVIA, M. s.f. Manual de Viveros Escolares y Plantaciones Escolares. Instituto Nacional Forestal y de Fauna. Perú 89 p.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1

ESTADÍSTICOS POR TIPO DE SUSTRATO Y NÚMERO DE EVALUACIÓN

Para altura de plántulas de *Caesalpinia spinosa*

	<i>Evaluación</i>	<i>Promedio (cm)</i>	<i>Máximo (cm)</i>	<i>Mínimo (cm)</i>	<i>Desviación Estándar (cm)</i>	<i>Coficiente de variación (%)</i>
TRATAMIENTO 1	1	4,94	6,30	3,60	0,6501	13
	2	5,22	6,50	3,90	0,6296	12
	3	5,83	7,35	4,65	0,7092	12
	4	5,96	7,55	4,75	0,6765	11
	5	6,32	7,80	4,70	0,7744	12
	6	6,66	8,65	4,70	0,9811	15
	7	6,74	9,40	4,55	1,1057	16
	8	7,30	10,60	5,20	1,1961	16
TRATAMIENTO 2	1	4,46	5,10	3,40	0,4462	10
	2	5,18	6,15	3,60	0,6025	12
	3	5,86	6,75	3,90	0,6470	11
	4	6,20	7,45	4,75	0,6316	10
	5	6,22	7,40	4,85	0,5994	10
	6	6,69	7,60	5,20	0,5902	9
	7	6,70	8,00	5,30	0,8148	12
	8	7,08	8,75	5,50	0,8943	13
TRATAMIENTO 3	1	4,98	6,20	3,50	0,5666	11
	2	5,12	6,05	3,95	0,6152	12
	3	5,53	6,60	4,40	0,5859	11
	4	5,98	7,10	4,55	0,7116	12
	5	6,12	7,35	4,70	0,6874	11
	6	6,62	8,50	5,20	0,8488	13
	7	6,72	8,70	5,30	0,9271	14
	8	7,18	9,50	4,80	1,0673	15
TRATAMIENTO 4	1	4,86	6,25	3,70	0,6164	13
	2	5,20	6,55	4,25	0,6817	13
	3	5,68	7,45	4,20	0,8263	15
	4	5,84	7,25	4,65	0,7081	12
	5	5,90	7,50	3,50	0,8838	15
	6	6,28	8,00	4,80	0,9117	15
	7	6,31	7,90	4,75	0,8448	13
	8	6,83	8,70	4,45	1,0402	15

Para diámetro al cuello de plántulas de *Caesalpinia spinosa*

	<i>Evaluación</i>	<i>Promedio (mm)</i>	<i>Máximo (mm)</i>	<i>Mínimo (mm)</i>	<i>Desviación Estándar (mm)</i>	<i>Coefficiente de variación (%)</i>
TRATAMIENTO 1	1	1,60	1,81	1,48	0,0846	5
	2	1,64	1,83	1,49	0,0900	5
	3	1,70	1,84	1,57	0,0682	4
	4	1,72	1,86	1,58	0,0736	4
	5	1,80	1,95	1,64	0,0884	5
	6	2,00	2,27	1,77	0,1243	6
	7	2,04	2,28	1,80	0,1314	6
	8	2,09	2,32	1,81	0,1337	6
TRATAMIENTO 2	1	1,59	1,73	1,52	0,0679	4
	2	1,65	1,74	1,56	0,0557	3
	3	1,78	1,89	1,66	0,0733	4
	4	1,80	1,93	1,67	0,0769	4
	5	1,88	2,10	1,70	0,1045	6
	6	2,09	2,37	1,84	0,1443	7
	7	2,14	2,44	1,84	0,1757	8
	8	2,24	2,63	1,94	0,1795	8
TRATAMIENTO 3	1	1,61	1,76	1,48	0,0809	5
	2	1,62	1,78	1,49	0,0822	5
	3	1,72	1,86	1,60	0,0799	5
	4	1,74	1,88	1,60	0,0855	5
	5	1,83	1,99	1,66	0,1015	6
	6	2,17	2,60	1,89	0,2029	9
	7	2,22	2,77	1,90	0,2309	10
	8	2,29	2,91	2,01	0,2368	10
TRATAMIENTO 4	1	1,62	1,73	1,47	0,0783	5
	2	1,64	1,74	1,50	0,0728	4
	3	1,78	1,95	1,66	0,0839	5
	4	1,82	1,99	1,67	0,1022	6
	5	1,92	2,15	1,68	0,1236	6
	6	2,10	2,52	1,54	0,2240	11
	7	2,22	2,60	1,64	0,2356	11
	8	2,34	2,67	1,66	0,2462	11

Para la altura de plántulas de *Sapindus saponaria*

	<i>Evaluación</i>	<i>Promedio (cm)</i>	<i>Máximo (cm)</i>	<i>Mínimo (cm)</i>	<i>Desviación Estándar (cm)</i>	<i>Coefficiente de variación (%)</i>
TRATAMIENTO 1	1	7,04	11,70	3,00	1,8507	26
	2	8,31	11,25	2,75	1,4057	17
	3	9,97	13,85	3,50	2,0118	20
	4	11,84	15,10	7,80	1,7965	15
	5	12,40	15,60	8,55	1,6317	13
	6	12,64	16,30	6,70	1,9113	15
	7	13,46	17,20	9,30	1,7816	13
TRATAMIENTO 2	1	9,07	11,90	5,70	1,1830	13
	2	9,51	11,70	6,75	1,1210	12
	3	10,26	13,80	5,50	1,8450	18
	4	11,88	15,15	7,85	1,5206	13
	5	12,39	15,35	1,70	2,2780	18
	6	12,82	15,80	8,70	1,5114	12
	7	12,99	15,90	8,00	1,4558	11
TRATAMIENTO 3	1	8,47	12,20	4,70	1,4516	17
	2	8,60	12,63	4,80	1,4593	17
	3	9,45	12,15	5,00	1,4499	15
	4	10,39	14,60	2,90	1,9006	18
	5	11,69	14,60	8,10	1,3012	11
	6	11,78	14,80	8,50	1,4403	12
	7	12,12	14,80	8,00	1,5495	13
TRATAMIENTO 4	1	8,09	10,70	4,70	1,4437	18
	2	8,16	10,70	4,70	1,4135	17
	3	8,55	12,45	5,80	1,5382	18
	4	9,66	14,00	5,10	1,8351	19
	5	10,37	14,70	5,00	2,0954	20
	6	10,56	14,15	5,10	1,8436	17
	7	11,09	14,00	5,20	1,8064	16

Para el diámetro al cuello de plántulas de *Sapindus saponaria*

	<i>Evaluación</i>	<i>Promedio (mm)</i>	<i>Máximo (mm)</i>	<i>Mínimo (mm)</i>	<i>Desviación Estándar (mm)</i>	<i>Coficiente de variación (%)</i>
TRATAMIENTO 1	1	2,07	2,85	1,22	0,3841	19
	2	2,12	2,90	1,32	0,3899	18
	3	2,28	2,92	1,55	0,3722	16
	4	2,59	3,29	1,89	0,3437	13
	5	2,93	3,74	2,12	0,3845	13
	6	3,11	4,15	2,27	0,4204	14
	7	3,37	4,43	2,31	0,4980	15
TRATAMIENTO 2	1	2,18	2,51	1,64	0,2138	10
	2	2,23	2,59	1,71	0,2246	10
	3	2,36	2,73	1,87	0,2496	11
	4	2,70	3,24	2,16	0,2803	10
	5	3,13	3,61	2,44	0,3308	11
	6	3,32	3,91	2,60	0,3150	9
	7	3,36	3,91	2,77	0,3089	9
TRATAMIENTO 3	1	2,14	2,57	1,81	0,2017	9
	2	2,16	2,58	1,82	0,2039	9
	3	2,29	2,63	1,82	0,2417	11
	4	2,55	3,04	2,10	0,2332	9
	5	2,90	3,48	2,35	0,2743	9
	6	3,11	4,20	2,16	0,4366	14
	7	3,17	4,30	2,32	0,4122	13
TRATAMIENTO 4	1	1,90	2,70	1,11	0,3177	17
	2	1,95	2,84	1,20	0,3577	18
	3	2,11	2,71	1,21	0,3379	16
	4	2,41	3,08	1,50	0,3463	14
	5	2,76	3,70	1,54	0,4831	18
	6	2,91	3,75	1,57	0,4869	17
	7	3,02	4,11	1,45	0,5079	17

Para la altura de plántulas de *Tecoma stans*

	<i>Evaluación</i>	<i>Promedio (cm)</i>	<i>Máximo (cm)</i>	<i>Mínimo (cm)</i>	<i>Desviación Estándar (cm)</i>	<i>Coefficiente de variación (%)</i>
TRATAMIENTO 1	1	3,58	7,45	1,80	1,1152	30
	2	6,19	10,50	2,75	1,6713	27
	3	9,28	17,30	3,95	2,6561	29
	4	10,56	18,00	1,40	3,2329	31
	5	14,09	22,00	5,95	3,4044	24
	6	16,35	21,90	9,20	3,0400	19
	7	18,79	25,30	9,10	3,4227	18
	8	21,25	28,40	9,60	3,7352	18
TRATAMIENTO 2	1	3,42	5,65	1,90	0,9389	27
	2	5,49	8,85	2,50	1,6562	30
	3	7,58	12,70	2,70	2,3376	30
	4	8,93	13,10	2,90	2,6212	29
	5	12,14	17,10	5,90	2,7963	23
	6	14,76	20,35	7,80	3,0739	21
	7	16,56	21,80	10,00	2,8962	17
	8	17,40	22,50	11,25	2,6958	15
TRATAMIENTO 3	1	3,53	5,40	1,60	0,8933	25
	2	5,47	8,55	1,94	1,4428	26
	3	7,89	11,85	3,55	1,8778	24
	4	9,52	14,20	4,60	1,9510	20
	5	12,89	17,70	6,40	2,4169	19
	6	15,30	20,60	8,90	2,6674	17
	7	17,46	25,25	11,05	2,8892	17
	8	18,39	23,70	12,00	2,6700	15
TRATAMIENTO 4	1	2,45	4,90	0,70	0,8194	33
	2	3,76	5,85	1,35	0,9404	25
	3	4,82	7,90	1,45	1,3505	28
	4	5,59	8,65	1,60	1,5630	28
	5	6,59	12,60	2,40	2,0258	30
	6	7,60	13,55	1,40	2,4436	30
	7	9,02	14,10	3,90	2,4780	27
	8	9,77	14,60	4,70	2,5135	26

Para el diámetro al cuello de plántulas de *Tecoma stans*

	<i>Evaluación</i>	<i>Promedio (mm)</i>	<i>Máximo (mm)</i>	<i>Mínimo (mm)</i>	<i>Desviación Estándar (mm)</i>	<i>Coficiente de variación (%)</i>
TRATAMIENTO 1	1	1,42	1,73	1,11	0,1640	12
	2	1,77	2,30	1,30	0,2525	14
	3	2,04	2,50	1,41	0,3126	15
	4	2,16	2,79	1,44	0,2948	14
	5	2,48	3,01	1,55	0,3665	15
	6	2,59	3,13	1,70	0,3321	13
	7	2,80	3,27	2,23	0,2956	11
	8	2,95	3,51	2,38	0,3242	11
TRATAMIENTO 2	1	1,39	1,72	1,07	0,1795	13
	2	1,71	2,33	1,15	0,2824	17
	3	1,93	2,47	1,22	0,2802	15
	4	2,16	2,69	1,28	0,3151	15
	5	2,32	2,96	1,54	0,3395	15
	6	2,52	3,16	1,74	0,3023	12
	7	2,65	3,21	2,16	0,2514	9
	8	2,80	3,41	2,27	0,2754	10
TRATAMIENTO 3	1	1,39	1,73	1,03	0,1781	13
	2	1,72	2,14	1,20	0,2190	13
	3	1,97	2,41	1,45	0,2658	13
	4	2,20	2,72	1,55	0,3121	14
	5	2,38	2,86	1,67	0,2873	12
	6	2,53	2,98	1,77	0,2783	11
	7	2,72	3,11	2,14	0,2385	9
	8	2,85	3,29	2,16	0,2538	9
TRATAMIENTO 4	1	1,19	1,60	0,89	0,1822	15
	2	1,47	1,97	1,01	0,2470	17
	3	1,70	2,39	1,10	0,2646	16
	4	1,86	2,68	1,11	0,3593	19
	5	1,92	2,72	1,20	0,3475	18
	6	2,11	2,84	1,31	0,3348	16
	7	2,19	2,85	1,46	0,3110	14
	8	2,37	3,10	1,60	0,3082	13

ANEXO 2

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Prueba Tukey del efecto del tipo sustrato por número de evaluación en el crecimiento del diámetro al cuello de plántulas de *Caesalpinia spinosa* durante su propagación en vivero.

<i>Sustrato-Número de evaluación</i>	<i>Número</i>	<i>Promedio</i>	<i>Agrupación</i>
T3-8	35	2,34029	A
T4-8	35	2,26086	A, B
T2-8	35	2,23629	A, B
T3-7	35	2,21714	A, B, C
T3-6	35	2,16943	B, C, D
T4-7	35	2,15486	B, C, D, E
T2-7	35	2,14086	B, C, D, E
T4-6	35	2,09571	C, D, E, F
T2-6	35	2,08829	D, E, F
T1-8	35	2,08714	D, E, F
T1-7	35	2,03886	E, F, G
T1-6	35	2,00057	F, G, H
T4-5	35	1,92057	G, H, I
T2-5	35	1,88400	H, I, J
T3-5	35	1,82886	I, J, K
T4-4	35	1,81657	I, J, K, L
T1-5	35	1,80257	I, J, K, L
T2-4	35	1,79571	J, K, L
T2-3	35	1,78057	J, K, L
T4-3	35	1,77514	J, K, L, M
T3-4	35	1,74086	K, L, M, N
T1-4	35	1,71829	K, L, M, N, O
T3-3	35	1,71800	K, L, M, N, O
T1-3	35	1,70286	L, M, N, O, P
T2-2	35	1,65429	M, N, O, P
T4-2	35	1,63829	N, O, P
T1-2	35	1,63686	N, O, P
T4-1	35	1,62143	N, O, P
T3-2	35	1,61923	N, O, P
T3-1	35	1,60943	O, P
T1-1	35	1,59543	O, P
T2-1	35	1,59086	P

Prueba Tukey del efecto del tipo sustrato por número de evaluación en el crecimiento en altura de plántulas de *Sapindus saponaria* durante su propagación en vivero.

Sustrato-Número de evaluación	Número	Promedio	Agrupación
T1-7	49	13,4571	A
T2-7	49	12,9888	A, B
T2-6	49	12,8200	A, B, C
T1-6	49	12,6419	A, B, C
T1-5	49	12,4014	A, B, C
T2-5	49	12,3873	A, B, C
T3-7	49	12,1163	B, C, D
T2-4	49	11,8808	B, C, D
T1-4	49	11,8408	B, C, D
T3-6	49	11,7837	B, C, D, E
T3-5	49	11,6949	C, D, E
T4-7	49	11,0857	D, E, F
T4-6	49	10,5643	E, F, G
T3-4	49	10,3949	F, G
T4-5	49	10,3745	F, G
T2-3	49	10,2592	F, G, H
T1-3	49	9,9673	F, G, H
T4-4	49	9,6571	G, H, I
T2-2	49	9,5124	G, H, I, J
T3-3	49	9,4490	G, H, I, J
T2-1	49	9,0694	H, I, J, K
T3-2	49	8,5965	I, J, K
T4-3	49	8,5527	I, J, K
T3-1	49	8,4696	I, J, K
T1-2	49	8,3112	J, K
T4-2	49	8,1629	K, L
T4-1	49	8,0888	K, L
T1-1	49	7,0418	L

Prueba Tukey del efecto del tipo sustrato por número de evaluación en el crecimiento en altura de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero.

Sustrato-Número de evaluación	Número	Promedio	Agrupación
T1-8	48	21,2542	A
T1-7	48	18,7896	B
T3-8	48	18,3937	B, C
T3-7	48	17,4615	B, C, D
T2-8	48	17,3958	B, C, D
T2-7	48	16,5573	C, D, E
T1-6	48	16,3511	D, E
T3-6	48	15,2958	E, F
T2-6	48	14,7573	E, F, G
T1-5	48	14,0368	F, G, H
T3-5	48	12,8865	G, H
T2-5	48	12,1377	H, I
T1-4	48	10,5635	I, J
T4-8	48	9,7704	J, K
T3-4	48	9,5219	J, K, L
T1-3	48	9,2781	J, K, L
T4-7	48	9,0167	J, K, L
T2-4	48	8,9323	J, K, L
T3-3	48	7,8854	K, L, M
T4-6	48	7,6000	L, M
T2-3	48	7,5792	L, M
T4-5	48	6,5906	M, N
T4-4	48	6,4219	M, N
T1-2	48	6,1875	M, N
T2-2	48	5,4906	N, O
T3-2	48	5,4654	N, O
T4-3	48	4,8167	N, O, P
T4-2	48	3,7562	O, P, Q
T1-1	48	3,5833	O, P, Q
T3-1	48	3,5281	O, P, Q
T2-1	48	3,4187	P, Q
T4-1	48	2,4523	Q

Prueba Tukey del efecto del tipo sustrato por número de evaluación en el crecimiento del diámetro al cuello de plántulas de *Tecoma stans* durante su propagación en vivero.

Sustrato-Número de evaluación	Número	Promedio	Agrupación
T1-8	48	2,94729	A
T3-8	48	2,84833	A, B
T2-8	48	2,79771	A, B, C
T1-7	48	2,79646	A, B, C
T3-7	48	2,72333	B, C, D
T2-7	48	2,65021	B, C, D, E
T1-6	48	2,58521	C, D, E, F
T3-6	48	2,53271	D, E, F, G
T2-6	48	2,51979	D, E, F, G
T1-5	48	2,47646	E, F, G
T3-5	48	2,37958	F, G, H
T4-8	48	2,36896	F, G, H
T2-5	48	2,31729	G, H, I
T3-4	48	2,20458	H, I, J
T4-7	48	2,18854	H, I, J, K
T2-4	48	2,16458	H, I, J, K
T1-4	48	2,16117	H, I, J, K
T4-6	48	2,10521	I, J, K, L
T1-3	48	2,03500	J, K, L, M
T3-3	48	1,97417	K, L, M, N
T2-3	48	1,92854	L, M, N, O
T4-5	48	1,91854	L, M, N, O, P
T4-4	48	1,85896	M, N, O, P
T1-2	48	1,76854	N, O, P
T3-2	48	1,72042	O, P
T2-2	48	1,71042	O, P
T4-3	48	1,70063	P
T4-2	48	1,46917	Q
T1-1	48	1,41500	Q
T2-1	48	1,39333	Q, R
T3-1	48	1,39250	Q, R
T4-1	48	1,18563	R

ANEXO 3

ESTADÍSTICOS PARA PESO FRESCO Y PESO SECO DE LAS PLÁNTULAS EVALUADAS

<i>Caesalpinia spinosa</i>					
<i>PESO FRESCO</i>					
<i>TRATAMIENTO</i>	<i>PROMEDIO (g)</i>	<i>MÁXIMO (g)</i>	<i>MÍNIMO (g)</i>	<i>DESVIACIÓN ESTANDAR (g)</i>	<i>Coefficiente de variación (%)</i>
PRIMERA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	0,65	0,80	0,34	0,1445	22
SUSTRATO T2	0,66	0,96	0,35	0,2238	34
SUSTRATO T3	0,83	1,15	0,38	0,2797	34
SUSTRATO T4	0,77	0,99	0,49	0,1739	23
SEGUNDA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	0,66	0,85	0,39	0,1492	22
SUSTRATO T2	0,73	1,08	0,53	0,2009	27
SUSTRATO T3	0,71	1,25	0,20	0,3527	50
SUSTRATO T4	1,00	1,54	0,57	0,3332	33
<i>PESO SECO</i>					
<i>TRATAMIENTO</i>	<i>PROMEDIO (g)</i>	<i>MÁXIMO (g)</i>	<i>MÍNIMO (g)</i>	<i>DESVIACIÓN ESTANDAR (g)</i>	<i>Coefficiente de variación (%)</i>
PRIMERA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	0,19	0,23	0,11	0,0396	20
SUSTRATO T2	0,17	0,27	0,06	0,0643	37
SUSTRATO T3	0,25	0,34	0,11	0,0833	34
SUSTRATO T4	0,22	0,26	0,14	0,0404	18
SEGUNDA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	0,21	0,29	0,14	0,0454	21
SUSTRATO T2	0,23	0,42	0,14	0,0883	38
SUSTRATO T3	0,22	0,38	0,06	0,1070	48
SUSTRATO T4	0,27	0,42	0,16	0,0874	32

Sapindus saponaria					
PESO FRESCO					
TRATAMIENTO	PROMEDIO (g)	MÁXIMO (g)	MÍNIMO (g)	DESVIACIÓN ESTANDAR (g)	Coficiente de variación (%)
PRIMERA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	2,28	3,69	1,13	0,7576	33
SUSTRATO T2	1,93	3,18	0,68	0,7977	41
SUSTRATO T3	1,98	3,08	0,98	0,6295	32
SUSTRATO T4	1,84	2,85	0,64	0,8042	44
SEGUNDA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	2,71	3,70	1,37	0,8204	30
SUSTRATO T2	2,44	3,50	1,69	0,6329	26
SUSTRATO T3	2,25	2,95	1,20	0,6251	28
SUSTRATO T4	2,08	3,76	1,17	0,7624	37
PESO SECO					
TRATAMIENTO	PROMEDIO (g)	MÁXIMO (g)	MÍNIMO (g)	DESVIACIÓN ESTANDAR (g)	Coficiente de variación (%)
PRIMERA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	0,64	1,02	0,29	0,2238	35
SUSTRATO T2	0,53	0,88	0,06	0,2255	42
SUSTRATO T3	0,56	0,98	0,19	0,2343	42
SUSTRATO T4	0,55	0,87	0,22	0,2492	45
SEGUNDA EVALUACIÓN					
SUSTRATO T1	0,82	1,22	0,40	0,2666	32
SUSTRATO T2	0,89	1,88	0,47	0,4353	49
SUSTRATO T3	0,68	0,94	0,06	0,2107	31
SUSTRATO T4	0,63	1,15	0,33	0,2412	38

<i>Tecoma stans</i>					
<i>PESO FRESCO</i>					
<i>TRATAMIENTO</i>	<i>PROMEDIO (g)</i>	<i>MÁXIMO (g)</i>	<i>MÍNIMO (g)</i>	<i>DESVIACIÓN ESTANDAR (g)</i>	<i>Coficiente de variación (%)</i>
<i>PRIMERA EVALUACIÓN</i>					
SUSTRATO T1	1,70	3,10	0,61	0,8570	50
SUSTRATO T2	1,36	2,82	0,43	0,6477	48
SUSTRATO T3	1,47	2,36	0,44	0,6570	45
SUSTRATO T4	0,67	1,08	0,40	0,2244	34
<i>SEGUNDA EVALUACIÓN</i>					
SUSTRATO T1	4,09	6,02	2,03	1,3630	33
SUSTRATO T2	3,45	4,97	1,54	1,0166	29
SUSTRATO T3	4,03	6,80	2,73	1,2396	31
SUSTRATO T4	1,48	2,66	0,69	0,5734	39
<i>PESO SECO</i>					
<i>TRATAMIENTO</i>	<i>PROMEDIO (g)</i>	<i>MÁXIMO (g)</i>	<i>MÍNIMO (g)</i>	<i>DESVIACIÓN ESTANDAR (g)</i>	<i>Coficiente de variación (%)</i>
<i>PRIMERA EVALUACIÓN</i>					
SUSTRATO T1	0,33	0,59	0,13	0,1664	50
SUSTRATO T2	0,26	0,59	0,06	0,1396	54
SUSTRATO T3	0,29	0,45	0,09	0,1222	43
SUSTRATO T4	0,14	0,24	0,07	0,0516	37
<i>SEGUNDA EVALUACIÓN</i>					
SUSTRATO T1	0,77	1,15	0,34	0,2694	35
SUSTRATO T2	0,71	1,08	0,22	0,2771	39
SUSTRATO T3	0,65	1,11	0,06	0,2799	43
SUSTRATO T4	0,29	0,54	0,18	0,1090	37

ANEXO 4

PRUEBAS EDAFOLÓGICAS



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



INFORME DE ANALISIS DE SUELO - FERTILIDAD

SOLICITANTE : FUNDACION PARA EL DESARROLLO AGRARIO
 PROCEDENCIA : LIMA/LIMA/LA MOLINA
 REFERENCIA : H.R. 53145
 FECHA : 25/02/2016

Número Muestra		pH	CE _(1:1)	CaCO ₃	M.O.	P	K	Al ³⁺ + H ⁺
Lab	Claves	(1:1)	dS/m	%	%	ppm	ppm	meq/100
22	T1	7.49	3.45	0.50	1.76	55.7	660	0.00
23	T2	7.86	6.40	0.70	5.20	93.8	2144	0.00
24	T3	7.67	4.68	0.50	3.22	64.6	1403	0.00
25	T4	7.90	6.06	0.90	5.93	153.2	1686	0.00

Lab	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sst. De Bases
		Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ³⁺ + H ⁺			
		meq/100g							
22	14.4	11.75	1.43	1.06	0.16	0.00	14.40	14.40	100
23	15.2	9.70	2.50	2.77	0.23	0.00	15.20	15.20	100
24	14	10.10	1.80	1.92	0.17	0.00	14.00	14.00	100
25	17.6	12.58	2.27	2.46	0.30	0.00	17.60	17.60	100

Lab	Max.Ret. Humedad %	D.A g/cm3
22	27.87	1.60
23	29.72	1.29
24	32.94	1.48
25	31.50	1.38



Sady García Bendezú
 Sady García Bendezú
 Jefe del Laboratorio

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



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



INFORME DE ANALISIS DE MATERIA ORGANICA

SOLICITANTE : FUNDACION PARA EL DESARROLLO AGRARIO
PROCEDENCIA : LIMA/LIMA/LA MOLINA
MUESTRA DE : COMPOST
REFERENCIA : H.R. 53144
FECHA : 23/02/16

N° LAB	CLAVES	pH	C.E. dS/m	M.O. %	N %	P ₂ O ₅ %	K ₂ O %
168	Compost H	7.84	6.42	18.03	0.67	0.37	0.92
169	Compost M	7.73	9.16	65.67	2.01	1.13	2.83

N° LAB	CLAVES	CaO %	MgO %	Hd %	Na %	CIC meq/100
168	Compost H	4.28	1.92	8.42	0.13	23.04
169	Compost M	5.73	1.00	43.65	0.39	68.00

N° LAB	CLAVES	Densidad gr/cc	Max ret. H2O %	Ca meq/100	Mg meq/100	K meq/100	Na meq/100
168	Compost H	0.86	43.43	16.40	5.31	4.81	0.87
169	Compost M	0.38	68.47	54.00	18.75	9.80	1.84



Sady Garoia Bendezú
D^a Sady Garoia Bendezú
Jefe de Laboratorio



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 : FUNDACION PARA EL DESARROLLO AGRARIO
 Departamento : LIMA
 Distrito : LA MOLINA
 Referencia : H.R. 53143-020C-16

Provincia : LIMA
 Predio :
 Fecha : 19/02/16

Lab	Número de Muestra Claves	pH (1:1)	C.E. (1:1) dSm	CaCO ₃ %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cationes Cambiables meq/100g			Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases		
								Arena %	Limo %	Arcilla %			Ca ²⁺ meq/100g	Mg ²⁺ meq/100g	K ⁺ meq/100g				Na ⁺ meq/100g	Al ³⁺ + H ⁺ meq/100g
1136		7.29	2.73	0.30	0.49	23.4	112	70	20	10	Fr.A.	13.28	11.30	1.40	0.33	0.24	0.00	13.28	13.28	100

A = Arena; A.Fr. = Arena Franca; Fr.A. = Franco Arenoso; Fr. = Franco; Fr.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

Lab.	Número de Muestra Claves	DR	D A g/cm3	POROSIDAD %



Sady García Bendezi
 Sady García Bendezi
 Jefe del Laboratorio

