



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRICOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE EDAFOLOGÍA

**ACLIMATIZACIÓN DE PLANTAS DE PAULOWNIA (*Paulownia tomentosa*), EN
13 SUSTRATOS**

JUDITH SÁNCHEZ BOLÓN

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

MAESTRA EN CIENCIAS


MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MEXICO

2008

La presente tesis, titulada: **Aclimatización de plantas de paulownia (*Paulownia tomentosa*), en 13 sustratos**, realizada por la alumna: **Judith Sánchez Bolón**, bajo la dirección del consejo particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

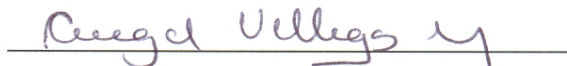
MAESTRA EN CIENCIAS
EDAFOLOGÍA
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



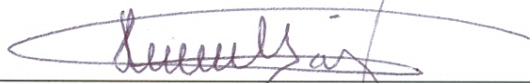
DR. VÍCTOR MANUEL ORDAZ CHAPARRO

ASESOR



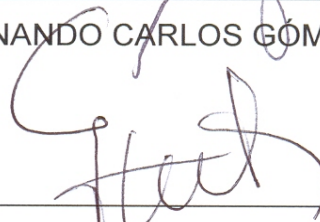
DR. ANGEL VILLEGAS MONTER

ASESOR



DR. FERNANDO CARLOS GÓMEZ MERINO

ASESOR



DR. GABRIEL ERNESTO ALCANTAR GONZÁLEZ

Montecillo, Texcoco, México 6 de febrero de 2008

ACLIMATIZACIÓN DE PLANTAS DE PAULOWNIA (*Paulownia tomentosa*), EN 13 SUSTRATOS

Judith Sánchez Bolón, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2008

La aclimatación es el periodo donde las plantas propagadas *in vitro* tienen cambios de ambiente, tipo de sustrato, entre otros factores controlados por el hombre, que determinan la sobrevivencia. Se evaluaron mezclas de materiales orgánicos (composta de cachaza y bagazo de caña de azúcar, suelo y turba) e inorgánicos (tezontle y agrolita) para determinar el porcentaje de sobrevivencia en la fase de aclimatación y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*. Las variables evaluadas fueron el porcentaje de sobrevivencia, altura de planta y formación de hojas, área foliar, longitud de raíz y tallo, relación raíz parte aérea, morfología de la raíz, peso de biomasa fresca y seca, concentración nutrimental del tejido vegetal y consistencia del cepellón. El diseño experimental empleado fue completamente al azar con ocho y seis repeticiones de tres plantas, para aclimatación y crecimiento respectivamente. En siete de las 13 mezclas se obtuvo 100% sobrevivencia y solo dos presentaron 67%. Estas últimas tenían composta de cachaza de caña de azúcar que mostró efectos negativos en la fase de aclimatación. Los sustratos que tuvieron mejores resultados en la aclimatación y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*, contenían del 50 al 75% de turba y el resto de agrolita. Las mezclas que tuvieron más del 25% de composta de cachaza limitaron la sobrevivencia de las plantas y las que tenían bagazo de caña de azúcar, restringieron el crecimiento aún cuando presentaron 100% de sobrevivencia.

Palabras clave: *Paulownia tomentosa*, aclimatación, propagación *in vitro*, sustratos.

ACCLIMATIZATION OF PAULOWNIA PLANTS (*Paulownia tomentosa*), IN 13
SUBSTRATES

Judith Sánchez Bolón, Ms.C.

Colegio de Postgraduados, 2008

The acclimatization is the period where the plants propagated *in vitro* have changes of the atmosphere, kind of substrate, among other factors controlled by the man, that determine the survival. Different mixtures from organic (compost of sluggishness and bagasse of sugar cane, ground and peat moss) and inorganic materials (tezontle and agrolita) were evaluated to determine the percentage of survival in the acclimatization process and growth of plants propagated *in vitro* of *Paulownia tomentosa*. The evaluated variables were the percentage of survival, height of plant and formation of leaves, leaf area, length of stem and root, relation root –aerial part, morphology of root, dry and fresh weight of biomass, nutrimental concentration and consistency of substrate. The used experimental design was completely randomized with eight and six repetitions of three plants each one, for acclimatization and growth respectively. In seven of thirteen mixtures 100% of survival was obtained and single two displayed 67%. These last they had compost of sugar cane sluggishness that showed negative effects in the phase of acclimatization. The substrates that had better results in the acclimatization and growth of plants of *Paulownia tomentosa* propagated *in vitro*, contained 50 to 75% of peat moss and the rest of agrolita. The mixtures that had more than the 25% of compost of sluggishness limited the survival of the plants and those which had bagasse of sugar cane, restricted the growth even though they presented 100% of survival.

Keywords: *Paulownia tomentosa* acclimatization, propagation *in vitro*, substrates.

A las culturas, que hicieron posible mi existencia en este mundo y que es un honor
descender de ellas.

Maya y Náhuatl

Tlen huehuetlahtolli, ki chijen nama ni ixtzo pan ni taltipctli uan ni kintlepanita
panpa de inihuanti ni ehua o ni huala.

Maya uan Náhuatl

"Ti' le miaa tzilo'ob beet u pàaj tal in kuxtal te'e yóok'ol kaaba' bey xan u ka'anal
óolil k-síijil ti' leeti'ob"

Maya bey xan Náhuatl

Al **Ing. Mauricio Francisco. Sánchez Bautista**, hombre náhuatl, por ser mi más
grande orgullo y dejarme realizar lo que hace 28 años cambió por mí. Gracias!!!

Ne **Ing. Mauricio Francisco. Sánchez Bautista**, totlalli macehualli, tlen na tlauei
ni tlepanita, panpa ya nichkaji ma ni chihua huajajia cienpoali chiquelli xihuitl
kipatlac ka na.
Tlaxskamati!!!

Ti **Ing. Mauricio Francisco. Sánchez Bautista**, nahual maak, tu men in nohoch
jah ka'anal o'olil, bey xan tu men tu cha' in meétic le ba'ax tu k'exó waxak p'eel ti u
ka'akal haab ti' ten.
Ku bootik!!

DEDICATORIAS

A mi hermana **Guadalupe** quien ha sido más que eso y por quien trato de ser mejor cada día.

A mi **Abel**, por su paciencia y amor, a quien admiro y respeto y por tener la dicha de que este a mi lado.

A mis padres **Mauricio Francisco. Sánchez Bautista y Catalina Bolón de la Cruz** quienes han sido mi razón para lograr mis objetivos.

A mis hermanos **Elizabeth y Humberto** que siempre han estado cuando los necesité.

AGRADECIMIENTOS

A **CONACYT** por el apoyo financiero para la realización de esta investigación.

Al **Dr. Víctor Manuel Ordaz Chaparro** que como su nombre lo dice en mi consejo particular, ha sido mi consejero para la realización de esta tesis y por guiarme en mi formación profesional. Gracias

Al **Dr. Ángel Villegas Monter** por encontrarme y ayudarme a terminar mi objetivo planteado. Gracias

Al **Dr. Fernando Carlos Gómez Merino** por las aportaciones y sugerencias para la realización de este trabajo de tesis.

Al **Dr. Gabriel Alcantar González** por las aportaciones para la realización de este trabajo de tesis.

Al **Grupo azucarero BSM (Beta San Miguel)**, por ser parte de mi formación laboral y el apoyo recibido para la realización de esta investigación.

A mis amigos casi hermanos **Marisela y Juan** a quienes extraño mucho pero se que están conmigo a pesar de la distancia.

A mis amigos y compañeros de este periodo que termino Belem, Anita, Ross, Maribel, Fabiola, Jesús, Armando, Victorino, Patricio.

Y a todos aquellas personas, maestros, compañeros, laboratoristas, y familia que no por no mencionarlos dejan de ser menos importante y que hicieron posible la culminación de esta etapa.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Propagación de plantas.....	3
2.1.1 Propagación asexual.....	3
2.1.1.2 Propagación <i>in vitro</i>	4
2.2 Factores que afectan la aclimatización	6
2.2.1 Tipos de sustratos	6
2.2.1.1 Características físicas y químicas en los sustratos	9
2.2.2 Condiciones de humedad relativa y luminosidad	11
2.2.3 Nutrición de las plantas	12
2.3 Generalidades del cultivo de paulownia	14
2.3.1 Importancia del cultivo de paulownia.....	14
2.4 Conclusiones de la revisión de literatura	15
3. OBJETIVOS	17
3.1 Objetivo General	17
3.2 Objetivos Específicos	17
4. HIPÓTESIS	18
4.1 Hipótesis General.....	18
4.2 Hipótesis Específicas	18
5. MATERIALES Y MÉTODOS	19
5.1. Localización del experimento	19
5.2. Material vegetal	19
5.3 Sustratos	19
5.4 Llenado de contenedores	20
5.5 Trasplante	21
5.6 Variables evaluadas	21

5.6.1 Características físicas de los sustratos	21
5.6.2 Características químicas de los sustratos	23
5.6.3 Condiciones en el invernadero	24
5.7 Experimento 1.- Aclimatización de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> , en diferentes sustratos.	24
5.7.1 Porcentaje de sobrevivencia	24
5.8 Análisis estadístico	24
5.9 Experimento 2.- Crecimiento de las plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> en diferentes sustratos.	25
5.9.1 Manejo en el invernadero	25
5.9.2 Material vegetal	25
5.9.3 Variables evaluadas	25
5.9.3.1 Altura de planta	25
5.9.3.2 Número de hojas	25
5.9.3.3 Área foliar	26
5.9.3.4 Longitud de tallo y raíz	26
5.9.4 Morfología de la raíz.....	26
5.9.5 Peso de biomasa fresca y seca, de la parte aérea y raíz.....	26
5.9.6 Análisis nutrimental de tejido vegetal	26
5.9.7 Consistencia del cepellón.....	27
5.10 Análisis estadístico	27
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	28
6.1 Características físicas de los sustratos	28
6.2 Características químicas de los sustratos	30
6.3 Condiciones en el invernadero	33
6.4 Experimento 1.- Aclimatización de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> , en diferentes sustratos	36
6.4.1 Efecto de las características físicas de los sustratos en la sobrevivencia de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	37
6.4.2 Efecto de las características químicas de los sustratos en la sobrevivencia de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	41

6.5 Experimento 2.- Crecimiento de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> en diferentes sustratos	45
6.5.1 Efecto del sustrato en el crecimiento de las plantas.....	45
6.5.1.2 Altura de planta y número de hojas formadas	45
6.5.1.3 Área foliar	50
6.5.1.4 Longitud de tallo y raíz	53
6.5.2 Morfología de la raíz.....	54
6.5.3 Peso de biomasa fresca y seca de la parte aérea y raíz.....	58
6.5.4 Análisis nutrimental de tejido vegetal	59
6.5.5 Consistencia del cepellón.....	62
7. CONCLUSIONES.....	66
8. RECOMENDACIONES	68
9. BIBLIOGRAFÍA	69
Apéndice	76

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Características físicas y químicas de un “sustrato ideal”	10
Cuadro 2. Tratamientos utilizados en la aclimatización de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	20
Cuadro 3. Propiedades físicas de los sustratos, utilizados en la aclimatización y crecimiento de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> propagadas <i>in vitro</i>	29
Cuadro 4. Propiedades químicas de los sustratos, utilizados en la aclimatización y crecimiento de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> propagadas <i>in vitro</i>	31
Cuadro 5. Porcentaje de sobrevivencia en la aclimatización de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	38
Cuadro 6. Crecimiento y formación de hojas en plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> , en tres periodos de evaluación	46
Cuadro 7. Área foliar total y de la hoja más grande formada en la fase de crecimiento de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	51
Cuadro 8. Longitud de la parte aérea y raíz de las plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	53
Cuadro 9. Peso de biomasa fresca y seca del tallo, hojas y raíz de <i>Paulownia tomentosa</i>	58
Cuadro 10. Porcentaje de humedad en tallo, hojas y raíz de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	59
Cuadro 11. Concentraciones nutrimentales de las plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	60

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Temperaturas máximas, medias y mínimas registradas dentro del invernadero.	34
Figura 2 Humedad relativa máxima, media y mínima registradas dentro del invernadero.	35
Figura 3. Efecto de la adición de composta de cachaza en la sobrevivencia de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> propagadas <i>in vitro</i>	39
Figura 4. Efecto del potasio, calcio y magnesio en relación a la sobrevivencia de las plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> propagadas <i>in vitro</i>	44
Figura 5.Crecimiento de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i> en tres períodos de evaluación.	49
Figura 6. Relación del área foliar total con el área foliar de la hoja mas grande, en plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	52
Figura 7. Correlación parte aérea y raíz de las plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	54
Figura 8. Morfología de las raíces de las plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	57
Figura 9. Consistencia del cepellón, de los sustratos utilizados en la aclimatización y crecimiento de plantas de <i>Paulownia tomentosa</i>	65

1. INTRODUCCIÓN

Las especies tropicales en México representan el 4.1% de la producción forestal nacional. De ellas, la caoba (*Swietenia macrophylla* G.King) y el cedro (*Cedrela odorata* L.) son las especies preciosas más conocidas con alto valor comercial. Los principales estados productores de maderas preciosas son Quintana Roo (39.4%), Chiapas (13.7%), Veracruz (11.3%), Puebla (11.1%) y Campeche (8.0%) (Atlas Forestal de México, 1999; Anuario Estadístico de la Producción Forestal en México, 2004). Tomando en cuenta los datos estadísticos mencionados, de los 32 estados que conforman la República Mexicana sólo cinco de ellos producen maderas preciosas de alto valor comercial.

Debido al reducido número de especies forestales como el pino, encino, entre otras, que se explotan en México y a nivel mundial (1% del producción mundial), desde hace unas décadas se han estado introduciendo nuevas especies, que sean de rápido crecimiento, con obtención de madera en corto período y que se adapten preferentemente a condiciones extremas de temperaturas (SEMARNAT, 2005).

Entre las especies introducidas el género *Paulownia*, originario de China, presenta rápido crecimiento y puede tener madera de los 7 a los 10 años. Su madera es de grano fino, utilizada en instrumentos musicales, muebles y hasta celulosa para papel. Es una especie prometedora para abastecer y obtener madera en corto tiempo, tanto en climas tropicales como templados. La forma en que se propaga la paulownia es por semilla, pero en nuestro país no se tiene suficiente material, por lo que actualmente se realizan investigaciones para su reproducción *in vitro*, esta técnica permite multiplicar plantas idénticas a la madre, con lo cual se mantienen las características deseables. De las 23 especies de *paulownia* identificadas, sólo cinco se han evaluado para su reproducción *in vitro*. Adicionalmente, aun no existen estudios basados en un protocolo de aclimatización para esta especie después de su desarrollo *in vitro*.

Las etapas a desarrollar en un protocolo eficiente de propagación *in vitro* de una especie en general son: preparación de la planta madre, establecimiento *in vitro* del explante, multiplicación, enraizamiento y aclimatización. Esta última es la fase que presenta mayores problemas para la aplicación comercial de esta técnica, debido a que las plantas generadas, son sometidas a condiciones de estrés que afectan el porcentaje de sobrevivencia.

Entre los factores que afectan la sobrevivencia, están la humedad relativa, luminosidad, temperatura y el sustrato. Este último desempeña una importante función durante la aclimatización, debido a que proporciona aire, agua y espacio para el desarrollo de las raíces, además, de nutrimentos para su crecimiento.

En la actualidad se utilizan sustratos con alto valor comercial para la aclimatización de plantas propagadas *in vitro*, esto hace aún más costosa esta técnica. Sin embargo, recientemente se han probado diferentes materiales como sustratos provenientes de las agroindustrias o de la actividad agrícola, como: el bagazo de agave tequilero, y caña de azúcar, compost y vermicompost de cachaza de caña de azúcar, estiércol, cascarilla de arroz carbonizada, corteza de pino, aserrín, arena, carbón vegetal, xaxim o maquique (corteza de helecho arborescente), aserrín de coco, entre otros, debido a que son de bajo costo.

Debido a lo anterior, se utilizaron mezclas de materiales orgánicos (composta de cachaza y bagazo de caña de azúcar, suelo y turba) e inorgánicos (tezontle y agrolita) para obtener el mejor sustrato, que permita incrementar los porcentajes de sobrevivencia en la aclimatización y el crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Propagación de plantas

Las plantas se pueden propagar en forma sexual y asexual. La primera se hace por medio de semillas y es la forma natural de multiplicación de la mayoría de especies forestales, frutales, cereales, oleaginosas, entre otras; en este esquema de propagación se obtienen plantas que difieren de sus progenitores (Hartmann y Kester, 2002). Estos mismos autores señalan que en la propagación vegetativa, se utiliza partes de la planta para reproducirla (estacas, yemas, hojas, hijuelos), de esta forma se obtienen organismos idénticos a sus progenitores. Mencionan que la propagación *in vitro* es una técnica que se realiza en espacios cerrados asépticos, con medios nutritivos, donde los nutrimentos varían de acuerdo a la especie, y se cultivan semillas, embriones, meristemos, fracciones de hojas, tejidos y protoplastos.

2.1.1 Propagación asexual

La reproducción asexual de plantas, se puede llevar a cabo por diversas técnicas, siendo las más empleadas el enraizamiento de estacas, injertos, acodos, hijuelos, cultivo *in vitro* de ápices, fracción de tallo más yema, hojas, entre otros. Las especies más utilizadas para aplicar esta técnica, son plantas que producen semillas poco viables y también en aquellas especies donde es la forma más rápida y económica para propagarlas (Hartmann y Kester, 2002). En las especies medicinales no se utiliza esta práctica, debido a que por lo general, no cuentan con protocolos de multiplicación. Para garantizar el enraizamiento de estacas en frutales, se aplican diferentes promotores como el ácido indolacético e indolbutírico, con el fin de producir raíces en corto tiempo (Oliveira *et al.* 2002; Schiavo y Martins, 2002). Aún así los porcentajes de enraizamiento no son satisfactorios, como lo indican Oliveira *et al.* (2002), quienes utilizaron estacas de maracuyá (*Passiflora edulis*), tratadas por 10 segundos con 2000 mg L⁻¹ de ácido indolbutírico (AIB) y obtuvieron de 21% a 74 % de enraizamiento, utilizando sustratos comerciales a base de turba negra (Plantmax®). Pedrotti y Voltolini (2001), utilizaron estacas de manzano (*Malus pumila*) tratadas con

concentraciones 500 a 1000 mg L⁻¹ de AIB y obtuvieron de 82 a 84% en el enraizamiento y observaron que concentraciones más altas disminuyen e inhiben el enraizamiento. El tamaño de las estacas que se utilizan afecta la respuesta obtenida. Así Ehlert *et al.* (2004), utilizaron estacas de *Ocimum gratissimum* L., de 15 cm y 25 cm de largo, con y sin hojas y obtuvieron de 99.7 a 98.6% de enraizamiento en estacas de 25 cm con hojas y apicales sin hojas respectivamente.

Paulus *et al.* (2005), utilizaron plantas de *Mentha x villosa* obtenidas por estacas de plantas cultivadas en sistema hidropónico. Obtuvieron 3.98 cm de altura a los siete días de la siembra, 4.71 cm a los 14 días, 11.35 cm a los 21 días y por último 17.70 cm de altura a los 28 días. Para la variable de número de hojas, obtuvieron 4.70 hojas a los 7 días y 13.75 hojas hasta los 28 días después de la siembra. Mientras que Vidal *et al.* (2006), utilizaron estacas apicales, medianas y basales de *Mikania glomerata* Spreng, que se colectaron entre las 7 y 9 horas en la mañana, de una sola planta madre de cinco años, cultivada en vivero. Las estacas se establecieron en mezcla de cáscara de arroz carbonizada y vermicompost en diferentes proporciones (0, 5, 10, 20 y 40%). Obtuvieron 2.97, 2.91, 2.93, 3.11 y 3.07 brotes en las 60 estacas que formaban cada parcela experimental y para el largo de los brotes tuvieron 2.32, 2.50, 2.29, 2.39 y 2.66 cm., para las mismas concentraciones.

2.1.1.2 Propagación *in vitro*

Esta técnica se lleva a cabo en condiciones asépticas y se pueden utilizar diferentes órganos y tejidos a los cuales se les deben proporcionar los requerimientos nutrimentales, para su desarrollo en medio de cultivo. El medio de cultivo comúnmente está compuesto de: agua, macronutrientes, micronutrientes, vitaminas aminoácidos, azúcar, agentes gelificantes y reguladores de crecimiento (Gratapalia y Machado, 1999). En la mayoría de las especies propagadas *in vitro*, el medio de cultivo más utilizado es el de Murashige y Skoog (MS) establecido en 1962; al cual se le modifican la concentración de

sales, azúcar o reguladores de crecimiento, dependiendo de la especie a propagar.

Villa *et al.* (2006), al trabajar con explantes de zarzamora (*Rubus* spp. cv. Ébano), tomados de plántulas preestablecidas *in vitro* después de cuatro subcultivos. Los explantes se establecieron en tubos de ensaye, con 15 ml del medio MS, combinado con cinco concentraciones de 6- bencilaminopurina (BAP) (0, 0.5, 1, 2 y 4 mg L⁻¹), y cinco de carbón activado (0, 1, 2, 3 y 4 g L⁻¹). Las condiciones donde se desarrollaron los explantes fueron en una sala de crecimiento con temperatura de 27°C., irradiación de 35 μ mol m⁻² s⁻¹ y fotoperíodo de 16 horas, permaneciendo así por 70 días. El mayor número de hojas y de raíces fueron obtenidos con 0.5 mg L⁻¹ de BAP. Con 3 g L⁻¹ de carbón activado se presentó mejor número y longitud de raíz, sin formación de callo. Y el mayor peso de materia fresca, se obtuvo sin la adición de carbón activado. Erig *et al.* (2004), utilizaron microestacas de 1.5 y 2 cm con dos y tres hojas, obtenidas de brotes de membrillo (*Cydonia Oblonga* cvs MC y Adams), cultivadas *in vitro*, en la fase de multiplicación, después de 40 días. El medio de cultivo que utilizaron fue el MS al 50, 75 y 100% complementado con 0, 15, 30 y 45 g L⁻¹ de sacarosa. Observaron que el enraizamiento *in vitro* se efectuó favorablemente, con 75% de la concentración de sales y 15 g L⁻¹ de sacarosa. Por otra parte Bosa *et al.* (2003), utilizaron explantes de *Gypsophilia* (*Gypsophilia paniculada*) de aproximadamente 2 cm para evaluar seis periodos de enraizamiento de 5, 10, 15, 20, 25 y 30 días. Las estacas fueron subcultivos por tres veces durante la fase de multiplicación posteriormente se transfirieron al medio MS, complementado con 0.5 mg L⁻¹ de AIB, 30 g L⁻¹ de sacarosa y 6.0 g L⁻¹ de Agár, mantenidos a 27 °C y fotoperíodo de 12 horas. Obtuvieron de 90 a 98% de enraizamiento *in vitro* en 25 y 30 días.

En un ensayo sobre enraizamiento *in vitro* de gerbera (*Gerbera jamesonii* H. Bolus), Olivera *et al.* (2000), utilizaron brotes de 2 cm con tres hojas, en cinco variedades. Aplicaron el medio MS modificado al 50% complementado con 0.3 mg L⁻¹ de ácido 3-indolacético (AIA), dos concentraciones de sacarosa (20 y 40 g L⁻¹),

6.0 g L⁻¹ de agár ajustando el pH a 5.7. Obtuvieron 0.47 cm con 40 g L⁻¹ de sacarosa, lo cual favoreció la sobrevivencia de plantas.

En la aclimatización de embriones de *Heliconia rostrata*, Torres *et al.* (2005) encontraron que con 1, 2 y 3% de sacarosa, obtuvieron mayor crecimiento de embriones, mientras, con 6 y hasta 12% de sacarosa se inhibió el crecimiento. Además de evaluar la sacarosa, también utilizaron cinetina, isopentenil adenina y zeatina, pero no tuvieron efecto significativo en el desarrollo de los embriones.

2.2 Factores que afectan la aclimatización

La aclimatización, es el periodo en el cual los explantes cultivados *in vitro* experimentan cambios de ambiente, Paz *et al.*(2003), indican que los principales factores que afectan la sobrevivencia de plantas propagadas *in vitro* durante su aclimatización, son: temperatura, humedad relativa, luminosidad, tipo de sustrato. Estos pueden ser modificados con el fin de incrementar el porcentaje de sobrevivencia.

2.2.1 Tipos de sustratos

No existe un sustrato “ideal” para la propagación de plantas, es por eso que se realizan mezclas de diferentes materiales como los residuos de agroindustrias, materiales comerciales orgánicos e inorgánicos, para proporcionarle las condiciones “óptimas” a la planta y para reducir los costos de producción.

En la producción de plantas de lechuga (*Lactuca sativa*), pepino (*Cucumis sativus*) y pimiento (*Capsicum annum*), Smiderle *et al.* (2001) encontraron mayor rapidez de emergencia (97, 99 y 100%), utilizando Plantmax[®] como sustrato. Nogueira *et al.* (2003), obtuvieron 68% de germinación y 5.28 en el índice de velocidad de germinación en mangaba (*Hancornia speciosa*) en arena lavada utilizada como sustrato. Maciel *et al.* (2002), en la aclimatización del porta-injerto de manzano (*Malus prunifolia*), obtuvieron 83% de enraizamiento *ex vitro* y sobrevivencia, a los 90 días de la siembra, y utilizaron como sustrato una mezcla de tierra roja estructurada y cascarilla de arroz carbonizada (1:1 v/v).

Ehlert *et al.* (2004), en estacas de orégano cimarrón (*Ocimum gratissimum*) obtuvieron el 99.7 y 99.5% de enraizamiento en las mezclas de arena:estiércol, humus (2:1:1 v/v), y arena, estiércol y vermiculita en proporción 1:2:2 v/v.

Los sustratos utilizados en la aclimatización de plantas incluyen diferentes tipos de mezclas de materiales orgánicos e inorgánicos, vegetales e inertes. Estos constituyen uno de los factores más importantes en la sobrevivencia y adaptación de la planta. González y Mogollón (1998) obtuvieron 100% de sobrevivencia en la aclimatización de ginger rojo (*Alpinia purpurata* (Villem.) K. Schum), utilizando mezclas de diferentes materiales incluyendo arena, aserrín de coco y suelo (1:0:0, 0:1:0, 1:1:0, 1:0:1 y 1:1:1 v/v). Enríquez *et al.* (2005), obtuvieron 95% de sobrevivencia en la aclimatización de plantas propagadas *in vitro* de crisantemo (*Dendranthema grandiflora*) en suelo de monte utilizada como sustrato. Mientras que Villa *et al.* (2006), encontraron 92% de sobrevivencia en la aclimatización de plantas propagadas *in vitro* de mora (*Rubus spp*) utilizando como sustrato Plantmax[®]. Erig *et al.* (2004), en membrillo (*Cydonia oblonga*), encontraron de 85.30 a 100% de sobrevivencia en la mezcla de Plantmax[®] y vermiculita (1:1 v/v). Colombo *et al.* (2005), obtuvieron 98% de sobrevivencia utilizando xaxim o maquique (helecho arborescente) como sustrato, pero debido a que es una especie vegetal en peligro de extinción recomiendan utilizar fibra de coco, donde obtuvieron de 88 a 98% de sobrevivencia en la aclimatización de plantas de un híbrido de orquídea (*Cattleya chocolate drop* x (*C. guttata* x *L. tenebrosa*)). Moraes *et al.* (2002), obtuvieron 92.5% de sobrevivencia en la aclimatización de plantas de orquídea (*Dendrobium nobile* Lindl) utilizando como sustrato xaxim, pero recomienda utilizar la mezcla de vermiculita + plantmax (1:1 v/v) y plantmax + carbón vegetal + agrolita molida (1:1:1 v/v) donde obtuvieron 88 y 83% de sobrevivencia respectivamente. Izquierdo *et al.* (2002), obtuvieron 94 a 95 % de sobrevivencia en la aclimatización de microbulbillos “Criollo 9” y “Martínez” de ajo (*Allium sativum* L.) utilizando como sustrato una mezcla de litonita y cachaza en proporción 1:3 v/v.

En la aclimatización de plantas de manzano (*Malus prunifolia*) propagadas *in vitro*, Hoffmann *et al.* (2001), obtuvieron 85.5% de sobrevivencia en sustratos de Plantmax[®] (1:0 v/v), vermiculita (1:0 v/v), composta y arena (1:1v/v), composta, suelo y arena (2:2:1 v/v) y suelo y arena (1:1 v/v). Wagner *et al.* (2004), tuvieron 58.33% de sobrevivencia utilizando una mezcla de cascarilla de arroz carbonizada y Plantmax[®] (1:3 v/v) y 47.22% en la mezcla de cascarilla de arroz carbonizada y humus (1:3 v/v), en la aclimatización de ciruelo (*Prunus sp.*).

De Souza *et al.* (2000), obtuvieron mayor altura de plantas de cereza (*Eugenia dysenterica* DC) de 18 a 22 cm a los 360 días de la siembra, utilizando un sustrato compuesto por suelo y humus de suelo forestal (1.1 v/v).

Jabur y Martins (2002), encontraron que en el porta-injerto de lima (*Citrus limonia* Osbeck y *Citrus reshni* Hort. Ex Tanaka) tuvieron 12.58 cm de altura en una mezcla de humus y vermiculita (1:1 v/v) utilizada como sustrato, a los 132 días de la siembra.

Dos Santos *et al.* (2004), obtuvieron 18 cm de altura utilizando cascarilla de arroz carbonizada con la adición de humus como fertilizante orgánico, en la aclimatización de heliconia (*Heliconia psittacorum*). Vargas *et al.* (1998), utilizaron arena como sustrato y tuvieron 5.7 cm de largo y peso seco de raíces de 0.11 g en la aclimatización de piña (*Ananas comosus* L. Merr.). Dourado *et al.* (1999), obtuvieron la mayor altura de 15.5 cm, en la aclimatización de banano (*Musa spp*), en una mezcla de suelo de monte, estiércol bovino y vermiculita (1:1:1 v/v). Smiderle *et al.* (2001) encontraron mayor altura de plantas (8.1, 22.1, 5.5 cm), utilizando Plantmax[®] como sustrato

En la producción en hidroponía de hierbabuena (*Mentha x villosa*), desarrolladas a partir de estacas, Paulus *et al.* (2005), observaron los mejores resultados en número de hojas (15) y peso de materia fresca y seca (3 y 0.23 g planta⁻¹, respectivamente) de la planta, en espuma fenólica (Green-up[®]) utilizada como sustrato.

2.2.1.1 Características físicas y químicas en los sustratos

Según Foucard (1997), un sustrato se caracteriza por tres fases: sólida líquida y gaseosa, las cuales tienen una función específica en la planta del equilibrio de éstas depende la calidad del sustrato. La primera característica le da soporte y espacio para el crecimiento de las raíces. La fase líquida condiciona el contenido de agua, que las raíces utilizarán para el crecimiento de la planta. Y por último la fase gaseosa es primordial debido a que le proporciona el oxígeno requerido al crecimiento de las raíces.

Aunque no existe un sustrato ideal para cada especie, algunos autores han propuesto ciertas características físicas y químicas, que estandarizan un sustrato, considerado como “ideal” (Cuadro 1).

Al respecto Bosa *et al.* (2003), mencionan que los valores ideales en las propiedades físicas y químicas de los sustratos deben ser: pH de 5.5-6.5, conductividad eléctrica (CE) de 0.75-2.0 dS m⁻¹, capacidad de intercambio de cationes mayor de 12 cmol_c kg⁻¹, 0.10-0.30 g cm⁻³ de densidad, porosidad total de 85 %, espacio de aireación de 20-30 %, agua fácilmente disponible de 20-30 % y agua disponible de 24-40 %. Además observaron que el agua fácilmente disponible tiene relación con el desarrollo de la parte aérea de *Gypsophila* (*Gypsophila paniculata*).

El sustrato Plantmax[®] con densidad de 0.348 g cm⁻³, espacio poroso total de 96.6%, retención de humedad en capacidad de campo (CC) de 94.54% y espacio de aireación en CC de 2.06%, favoreció el desarrollo y producción de tres hortalizas *Lactuca sativa*, *Cucumis sativus* y *Capsicum annuum* (Smiderle *et al.*, 2001). Fernández *et al.* (2006), observaron aumento en la densidad real, el volumen de agua disponible, reducción en la porosidad total y espacio de aireación en la producción de tomate (*Lycopersicon esculentum* cv. Sindy). Cuando reutilizaron mezclas de bagazo de caña de azúcar con cáscara de cacahuate y arena 1:1:1 v/v.

Cuadro 1. Características físicas y químicas de un “sustrato ideal”.

Características físicas	Unidades	De Boodt y	Bunt	Abad	Nappi	Handreck	Ansorena
		Verdonck	(1988)	(1993)	(1993)	y Black	(1994)
		(1972)				(1994)	(1994)
Tamaño de partícula	mm			0.25-2.25			0.25-2.50
Densidad aparente	g cm ⁻³			<0.4	0.15-0.5	0.3-0.6	<0.4
Densidad Real	g cm ⁻³			1.45-2.65			1.45-2.65
Espacio poroso total	% volumen	>85	70-85	>85	85-90	60-80	>85
Retención de Agua		>30					
10 cm de profundidad				55-70			55-70
50 cm de profundidad				31-40			31-40
100 cm de profundidad				25-30			25-31
Capacidad de aireación	% volumen	20-30	10-20.	10-30.		7-50.	10-30.
Agua fácilmente disponible	% volumen			20-30		>20	20-30
Agua de reserva	% volumen	4-10.		4-10.			4-10.
Agua total disponible	% volumen	20-30	>30	24-40			24-40
Capacidad de retención de agua	mL L ⁻¹			550-770			
Compactación	% volumen			<30			<30

Características químicas	Warncke	Abad et al.	North Carolina State University
	(1990)	(1993)	(2004)
pH		5.2-6.3	5.5-7.0
CE	dS m ⁻¹	0.75-3.49	1.0-5.5
N-NH ₄	mg L ⁻¹	0-20	
N-NH ₃	mg L ⁻¹	440-818	100-199
P	mg L ⁻¹	7-13.	6-10.
K	mg L ⁻¹	156-235	150-249
Ca	mg L ⁻¹	50-100	>200
Mg	mg L ⁻¹	18-37	>70
Na	mg L ⁻¹	<69	
Cl	mg L ⁻¹	<89	
Fe	mg L ⁻¹		0.3-3.0
Mn	mg L ⁻¹		0.02-3.0
Mo	mg L ⁻¹		0.01-0.1
Zn	mg L ⁻¹		0.3-3.0
Cu	mg L ⁻¹		0.001-0.5
B	mg L ⁻¹		0.05-0.5

Otras determinaciones	Abad et al.
	(1993)
Capacidad de intercambio catiónico	m.e. 100 g ⁻¹
Fertirrigación permanente	Nula o muy baja
Fertirrigación intermitente	>20
Cenizas	%
Materia orgánica	%
Relación carbono nitrógeno	C/N

Tomado de Urrestarazu 2000, Rodríguez 2004 y Vargas 2007.

Las características químicas de los materiales utilizados en las mezclas de sustratos, aportan los nutrimentos necesarios para el crecimiento de la planta, de aquí que los materiales orgánicos contribuyan más en la química de los sustratos debido a que aportan diversas sustancias entre las que se encuentran las húmicas, que son el producto más importante de la descomposición de la materia orgánica (Urrestarazu, 2000).

Dourado *et al.* (1999), recomiendan la utilización de sustratos con pH de 6.8 a 6.1, 385.6 a 24.1 mg L⁻¹ de fósforo, 1406 a 362 mg L⁻¹ de potasio, 4.3 a 3.3 cmol_c kg⁻¹ de Calcio y de 2.0 a 2.1 cmol_c kg⁻¹ de Mg, en la aclimatización de plantas de banano (*Musa spp.*). Vidal *et al.* (2006), utilizaron estacas de *Mikania glomerata* Spreng y encontraron que el mejor sustrato para el enraizamiento, fue la cascarilla de arroz carbonizada que presentó las siguientes concentraciones en g kg⁻¹: 1.8 de nitrógeno, 2.62 de fósforo, 1.8 de potasio, 6.35 de calcio, 1.10 de magnesio y pH de 7.3, en sus características químicas. En el caso de Da Silva *et al.* (2001), encontraron que con pH de 6.7, fósforo de 1362.10 mg L⁻¹, potasio de 2640 mg L⁻¹ y M.O. de 16.85 %, obtuvieron mejor desarrollo en plantas de *Passiflora edulis*.

2.2.2 Condiciones de humedad relativa y luminosidad

La humedad relativa juega un importante papel, en la aclimatización de plantas propagadas *in vitro*. Colombo *et al.* (2005), utilizaron riego manual y automatizado. El riego fue realizado 4 veces por semana, en el primer mes y 2 veces por semana, en el segundo y tercer mes del período de aclimatización, a razón de 0.2 L h⁻¹. En el sistema automatizado obtuvieron humedad relativa de 73.3% mientras que en el sistema manual fue de 64.8%, lo que propició mayor humedad relativa que propició mejor enraizamiento y porcentaje de sobrevivencia (de 90 a 98%) en la aclimatización de plantas de orquídea (*Cattleya chocolate drop*).

Maciel *et al.* (2002), cubrieron las plantas colocadas en bandejas de plástico con placa de vidrio transparente, lo cual permitió tener humedad relativa de 100%. Después fueron transferidas a una sala de aclimatización con temperatura de

27°C, intensidad luminosa de 30 $\mu\text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ y fotoperíodo de 16 horas luz. Con estas condiciones obtuvieron desde 63.5 a 99% de enraizamiento *ex vitro* y en la aclimatización del porta-injerto de manzano (*Malus prunifolia*).

González y Mogollón (1998) obtuvieron 100% de sobrevivencia en la aclimatización de plantas de ginger rojo (*Alpinia purpurata* (Villeg.) K. Schum), utilizando nebulizador, en frecuencia de 12 segundos, cada seis minutos en la primera semana y en la segunda fue de 12 segundos, cada 12 minutos. Después de este período, las transfirieron a un vivero con intensidad luminosa de 13,000 lux, 66% de humedad relativa y 30°C de temperatura.

Rodríguez *et al.* (2000), encontraron que la intensidad luminosa es un factor que afecta la aclimatización de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) var C91-301 y sobrevivencia de las plantas, cuando probaron cuatro intensidades de luz y observaron que a mayor intensidad de luz las plantas se desarrollaron mejor, y concluyen que pudo ser debido a que la planta necesita fuertes cantidades de luz por ser planta C₄.

En relación a la sombra, Rodrigues *et al.* (2005), evaluaron siete niveles en la aclimatización de heliconia (*Heliconia bihai*), y encontraron que con 0% de sombra todas las plantas se murieron y en niveles de sombra de 70 y 80% tuvieron 94% y 95% de sobrevivencia.

2.2.3 Nutrición de las plantas

Las plantas sintetizan sus compuestos metabólicos y estructurales con elementos químicos que se encuentran en el medio que las rodea. El carbono proviene del bióxido de carbono del aire, el cual es incorporado en la materia orgánica a través del proceso de fotosíntesis, mientras que el hidrógeno de la materia orgánica proviene del agua, la cual en general es absorbida a través de las raíces del suelo o de los medios nutritivos. Y el oxígeno es tomado de la atmósfera, las plantas no pueden subsistir únicamente de agua y aire debido a que requieren otros elementos minerales como nitrógeno, fósforo, potasio, azufre, calcio, magnesio

hierro y otros, que son absorbidos por las raíces desde el suelo, sustrato o medio nutritivo en cultivos hidropónicos, (Alcántar y Trejo-Téllez, 2007)

Fernández *et al.* (2006), utilizaron dos tipos de fertirrigación en la producción de tomate (*Lycopersicon esculentum*) donde utilizaron en mg L⁻¹, 200 de nitrógeno, 60 de fósforo, 350 de potasio, 206 de calcio, 60 de magnesio, 150 de azufre, 0.50 de boro, 0.10 de cobre, 2 de hierro, 0.75 de magnesio, 0.10 de zinc y 0.01 de molibdeno. La fertirrigación la realizaron, una vez por semana (F1), aplicaron la cantidad total de nutrimentos, y dos veces por semana (F2) la mitad del total de los nutrimentos. Con F2 obtuvieron la mayor altura 104.43 cm, número de frutos por planta 11.51, y producción de 1.08 kg por planta con F1 solo obtuvieron el mayor peso de frutos con 92.85 g.

Enríquez *et al.* (2005), encontraron que con la adición de una solución nutritiva (en mg L⁻¹) de 171.6 de N, 38.3 de P, 393.9 de K, 175.8 de Ca, 26.8 de Mg y 93.1 de S obtuvieron 5.3 cm de altura, 1.9 mm de diámetro, 18.9 hojas, 27 cm² de área foliar, 565 mg de materia seca, 2.4% de nitrógeno y 1.45 mg de clorofila g⁻¹ de peso de biomasa fresca de hojas, en la aclimatización de crisantemo (*Dendranthema grandiflora*) en un sustrato compuesto por 1:1 v/v de vermiculita y arena.

González y Mogollón (1998), obtuvieron 100% de sobrevivencia en la aclimatización de ginger rojo (*Alpinia purpurata*), utilizando urea (46% N) aplicada semanalmente al follaje en dosis de 0.5 g L⁻¹ de agua y una quincenalmente al sustrato, de la fórmula 14-14-14 (N- P₂O₅-K₂O) en dosis de 1 g L⁻¹ de agua.

En la aclimatización de banano (*Musa spp.*) Dourado *et al.* (1999), realizaron dos riegos semanales con 334 mL planta⁻¹ semana⁻¹ de agua destilada, un riego lo sustituyeron por solución nutritiva con 0.5% de urea + 0.5% de cloruro de potasio de 167 mL planta⁻¹ semana⁻¹, con lo que obtuvieron plantas desde 8.9 a 15.5 cm con 4.9 hasta 7.2 hojas.

2.3 Generalidades del cultivo de paulownia

El árbol de la paulownia es originario de China. Pertenece al orden lamiales y a la familia Scrophulariaceae. Existen 23 especies: *Paulownia australis*, *P. catalpifolia*, *P. coreana*, *P. duclouxii*, *P. elongata*, *P. fargesii*, *P. fortunei*, *P. glabrata*, *P. grandifolia*, *P. imperiales*, *P. kawakamii*, *P. lilacina*, *P. longifolia*, *P. meridionales*, *P. mikado*, *P. recurva*, *P. rehderiana*, *P. shensiensis*, *P. silvestrii*, *P. taiwaniana*, *P. thyrsoides*, *P. tomentosa*, *P. viscosa* (www.wikipedia.org/wiki/Paulownia).

El árbol es caducifolio, de rápido crecimiento, puede llegar a medir hasta 30 m de altura, tiene hojas anchas de dos a cuatro metros de diámetro aproximadamente, que contienen de 18 a 20% de nitrógeno y puede retoñar (volver a echar vástagos) hasta cinco veces (Sánchez, 2003).

Se desarrolla en suelos arcillosos y ricos en nutrimentos aunque puede tolerar los suelos pobres. Necesita mucha luz y es tolerante a la sequía y climas extremos. En el caso de *Paulownia tomentosa* puede aguantar temperaturas de hasta -15°C en las plantaciones comerciales de China (Hua, 1986). Existen plantaciones en Australia, Estados Unidos y Canadá, entre otros países.

2.3.1 Importancia del cultivo de paulownia.

Por su rápido crecimiento, se obtiene madera en siete a diez años en comparación con otros árboles que necesitan de 15 a 20 años. Su madera es de color claro, grano fino, derecho y sin nudos, ligero, con alta resonancia, estable y fácil de trabajar. Se utiliza para muebles, instrumentos musicales, juguetes, armazones, pulpa, entre sus principales usos, al igual que sus hojas se pueden utilizar como forraje por su alto contenido de nitrógeno (Baker, 2006). En China se cultivan aproximadamente 94,000 hectáreas de Paulownia de diferentes especies entre las que destacan *Paulownia tomentosa* y *P. elongata* (Baker, 2006).

2.4 Conclusiones de la revisión de literatura

Actualmente la propagación de plantas se realiza de diversas formas ya sea de manera sexual o asexual, la más utilizada es la propagación sexual que se da de manera natural debido a que los animales dispersan las semillas en diferentes lugares y en condiciones favorables de agua, aire y suelo donde se desarrolla una nueva planta.

La propagación asexual también es una forma fácil de reproducir plantas iguales a la planta madre, con excepción de la propagación *in vitro* que es una forma de reproducción más costosa debido a que se necesitan medidas y espacios asépticos para poder llevarla a cabo.

La aclimatización es una fase fundamental a resolver en la propagación *in vitro* debido a que es la etapa donde se determina la sobrevivencia de plantas, que es afectada por diversos factores como la humedad relativa, temperatura, riego, intensidad luminosa y el sustrato, entre otros. El último de los factores mencionados juega un papel importante ya que este provee a la planta el medio para desarrollarse y nutrirse.

Existen diversos sustratos comerciales importados para la producción de plantas, por lo que actualmente se realizan diferentes mezclas de materiales orgánicos e inorgánicos, provenientes de los residuos de las agroindustrias o de la actividad agrícola para sustituir los sustratos comerciales y disminuir los costos.

La agroindustria azucarera desecha en tiempo de zafra o cosecha 200 toneladas diarias de cachaza aproximadamente (Ingenio San Rafael de Pucté, zafra 2003-2004), algunos ingenios la utilizan para hacer composta, pero el resto la tira en diversos lugares donde se crea un foco de infección y contaminación para el ambiente. El bagazo de caña de azúcar es utilizado como combustible, pero aun así es más el bagazo producido que el utilizado en los ingenios donde se realiza.

Con base a lo anterior es necesario realizar diversos ensayos donde se utilicen los materiales de desecho de las agroindustrias, en mezclas como sustratos para la producción de plantas ya sea que estas provengan de la propagación sexual o asexual y así dejar de importar sustratos comerciales de alto costo. Debido a lo antes expuesto en esta investigación se plantearon los siguientes objetivos.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo General

Seleccionar el mejor sustrato para la aclimatización y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*, obtenido de las mezclas de materiales orgánicos e inorgánicos.

3.2 Objetivos Específicos

- a) Determinar el efecto que tienen las características físicas de los sustratos en la aclimatización y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.
- b) Evaluar la influencia que tienen la proporción de los materiales orgánicos e inorgánicos en la aclimatización y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa*.

4. HIPÓTESIS

4.1 Hipótesis General

El mejor sustrato para la aclimatización y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa*, es una mezcla de material orgánico e inorgánico en relación 3:1 v/v.

4.2 Hipótesis Específicas

a) La porosidad de los sustratos afectan la aclimatización y crecimiento de las plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

b) Los materiales orgánicos ayudan al crecimiento de las plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización del experimento

La fase experimental se realizó dentro de los invernaderos generales del *Campus* Montecillo, Colegio de Postgraduados.

5.2. Material vegetal

Se utilizaron plántulas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*, de 2 a 4 cm, con 4 a 6 hojas formadas y raíces de 2 a 5 cm, en el Laboratorio de Cultivo *in vitro*, de la Orientación en Fruticultura, Postgrado en Recursos Genéticos y Productividad, *Campus* Montecillo, Colegio de Postgraduados.

5.3 Sustratos

Se utilizaron 12 tratamientos y un testigo (T13) (turba) (Cuadro 2), obtenidos de la mezcla de seis materiales: tezontle, agrolita, turba (testigo), composta de cachaza, bagazo de caña de azúcar y suelo en diversas proporciones, determinados con base en los análisis físicos de porosidad de aireación. Al respecto, Landis (1990), recomienda para plantas forestales del 25 a 35%. Para ampliar el índice recomendado se determinó utilizar valores de 4 hasta 28% de aireación.

Los materiales orgánicos utilizados como la composta de cachaza y el bagazo de caña de azúcar se recolectaron en el ingenio “Constancia” ubicado en el municipio de Tezonapa, Veracruz, México. La turba y la agrolita se adquirieron de comercios establecidos. El tezontle se obtuvo del área de influencia del Colegio de Postgraduados, *Campus* Montecillo y el suelo del *Campus* Córdoba.

La mezcla de los sustratos se realizó en base a volumen. Se utilizaron recipientes plásticos de cuatro litros, para mezclar, debido a que la densidad de los materiales utilizados era diferente. Se obtuvieron ocho mezclas de dos y cuatro de tres materiales. Los sustratos no fueron esterilizados tomando en cuenta la

recomendación de Zamora *et al.* (2005); quienes indican que los sustratos orgánicos no se deben esterilizar.

Cuadro 2. Tratamientos utilizados en la aclimatización de plantas de *Paulownia tomentosa*.

Tratamiento	Proporciones (v/v)					Porosidad de aireación	
	Tezontle	Agrolita	Composta	Bagazo	Turba	Suelo	%
T1	1		3				8.68
T2	2		2				17.90
T3	3		1				28.99
T4		1	3				11.53
T5		1			3		9.57
T6		2			2		14.69
T7		3			1		15.67
T8			2			2	4.46
T9	2		1	1			14.82
T10	2		1		1		11.91
T11	2			1		1	15.05
T12	1			2		1	10.08
T13					4		7.6*

* Valor según Bastida, 2002

5.4 Llenado de contenedores

Las mezclas de sustratos se homogenizaron y humedecieron hasta antes de saturación. Se llenaron los contenedores de 237 mL, a los cuales se les hicieron cuatro orificios de 0.4 a 0.5 mm de diámetro en el fondo, en forma de cruz y cuatro más opuestos en los laterales de la parte inferior del contenedor, para favorecer el drenaje.

Los contenedores se llenaron hasta medio centímetro antes del borde, asentando el sustrato, dejándolos caer suavemente sobre una superficie rígida una vez llenos.

Para cada uno de los 12 tratamientos se realizaron seis repeticiones de cuatro plantas cada una y cinco repeticiones con cuatro plantas para el testigo, obteniéndose 308 unidades experimentales.

5.5 Trasplante

Las plantas utilizadas se sacaron del laboratorio, con sus recipientes y medio de cultivo, se colocaron en una cámara de crecimiento, dentro del invernadero donde se estableció el experimento, dos días antes del trasplante. Las plantas se separaron visualmente de acuerdo a su altura y se establecieron tres categorías, baja 2 cm, media 4 cm y alta 6 cm, para que todos los tratamientos tuvieran las tres categorías de plantas. Transcurridos dos días fuera del laboratorio, las plantas se retiraron del medio de cultivo, las raíces se podaron a 1 cm y se lavaron con agua corriente, se sumergieron en una solución de Captan[®] (2 g L⁻¹) por espacio de 2 min. Se procedió a plantarlas en el sustrato respectivo que correspondía a cada tratamiento. Se les aplicó Raizal[®] (producto que favorece el crecimiento de las raíces), a razón de 100 mg L⁻¹, en las raíces formadas. Se colocaron en bandejas de plástico, dos para cada tratamiento, después se regaron con una solución de fungicida de contacto (Captan 2 g L⁻¹) y se llevaron al invernadero dentro de una cámara con malla sombra al 50% y cada uno de los contenedores se tapó con vasos transparentes de 355 mL aproximadamente, a forma de domo para mantener alta la humedad relativa por 8 días.

5.6 Variables evaluadas

5.6.1 Características físicas de los sustratos

De cada mezcla se tomaron muestras de 1 kg para determinar sus propiedades físicas y químicas:

Se determinó la porosidad total con base en el manual de Landis (1990), quien propone utilizar contenedores de plásticos, a forma de tubo con perforación en el fondo para favorecer el drenaje.

Para calcular los porcentajes de porosidad de cada mezcla, se sellaron las perforaciones de drenaje de los contenedores, se llenaron con agua y se midió el volumen, al cual se le llamó “volumen del contenedor”. Después se vació por completo y se secó el contenedor perfectamente, se llenó con el sustrato y se saturó lentamente, vertiéndole agua gradualmente en la superficie, hasta que el sustrato estuvo totalmente saturado. El gasto de agua se registró como “volumen total de poros”.

Después de saturado perfectamente el sustrato se colocó sobre una charola impermeable y se removió el sello de las perforaciones para permitir que el agua drenara libremente durante dos horas. Se midió la cantidad de agua drenada y se registró como volumen de poros de aireación.

Con base en las fórmulas siguientes, se calculó la Porosidad total, la Porosidad de retención de humedad y la Porosidad de aireación.

$$\text{Porosidad total (\%)} = \frac{\text{Volumen total de poros}}{\text{Volumen del contenedor}} \times 100$$

$$\text{Porosidad de aireación (\%)} = \frac{\text{Volumen de aireación}}{\text{Volumen del contenedor}} \times 100$$

$$\text{Porosidad de retención de humedad (\%)} = \text{porosidad total} - \text{porosidad de aireación}$$

La densidad aparente y real se calculó con base en la relación del peso del material sólido seco por unidad de volumen aparente del sustrato húmedo, es decir incluyendo el espacio poroso de las partículas para la densidad aparente y para la densidad real, se tomó el volumen del sustrato seco (Urrestarazu, 2000) como se describe en las fórmulas siguientes:

$$D_a = M_s/V_t$$

$$D_r = M_s/V_s$$

Donde:

Donde:

D_a = Densidad aparente

D_r = Densidad real

M_s = Masa de los sólidos

M_s = Masa de los sólidos

V_t =Volumen total

V_s = Volumen de los sólidos

Las unidades empleadas para la densidad fueron $g\ cm^{-3}$.

5.6.2 Características químicas de los sustratos

Las características químicas que se determinaron fueron: pH, CE, M.O., N total, P disponible, K, Mg y Ca intercambiables.

El pH se determinó utilizando la metodología Jackson (1970): a 10 g de sustrato se le agregaron 100 mL de agua destilada, de forma que se formó una suspensión en proporción 1:10 que se agitó durante una hora, después se dejó reposar por dos horas y se midió el pH con un potenciómetro Termo Orión modelo 410. Al mismo tiempo que se determinó la conductividad eléctrica la cual se midió con un conductímetro Conductronic CL35. Se hicieron tres repeticiones por cada tratamiento.

Para determinar la materia orgánica se utilizó el método de combustión seca, tomando crisoles de porcelana a los que se les colocó 50 g de sustrato, se pesaron y se llevaron a la mufla sometidos a 700 °C, se sacaron al día siguiente de la mufla, se volvieron a pesar. Con estos datos se calculó el porcentaje de materia orgánica presente en los sustratos. Cada muestra por tratamiento, se realizó por triplicado.

Las determinaciones de nitrógeno total, se realizaron por el método de semimicro-kjeldahl. El fósforo por el método de Bray I, potasio por fotometría de flama, y calcio y magnesio por titulación con EDTA, utilizando como solución extractante acetato de amonio.

5.6.3 Condiciones en el invernadero

Dentro del invernadero se midieron la temperatura y la humedad relativa con un data logger HOBO® que realizaba las mediciones cada 15 minutos, en los 50 días que duraron los dos experimentos.

5.7 Experimento 1.- Aclimatización de plantas de *Paulownia tomentosa*, en diferentes sustratos.

5.7.1 Porcentaje de sobrevivencia

Una vez colocados todos los tratamientos en la cámara con malla sombra permanecieron ahí ocho días sin destapar los contenedores. Transcurrido ese tiempo se comenzó con el proceso de aclimatización de la siguiente manera: el primer día las plantas permanecieron destapadas de 8 a 15 minutos, dependiendo de la resistencia de las plantas a la deshidratación. La humedad condensada en las paredes de los vasos empleados como domos, se desechaba al sacudirlos y se le hizo un orificio en el centro de la parte superior del vaso. Al siguiente día se destaparon de 16 a 30 min, volviendo a sacudir el vaso y realizándole otro orificio en la parte superior, así se realizó sucesivamente incrementando el tiempo a una hora, dos, cuatro y ocho horas, hasta que las plantas se adaptaron a las condiciones de la cámara y se destaparon completamente.

Durante este proceso 30 plantas murieron por el ataque de hongos. Debido a esto se tomó la decisión de dejar únicamente seis repeticiones con tres plantas en cada tratamiento, para así continuar con el experimento dos. Con esa información se determinó el porcentaje de sobrevivencia.

5.8 Análisis estadístico

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar. Se realizaron análisis de varianza y comparación de medias de Tukey al 0.05% de probabilidad de error usando el paquete estadístico SAS (SAS, 1990) y se corrió un análisis de regresión usando el paquete estadístico MINITAB 14, para establecer la relación de los sustratos con la sobrevivencia de las plantas.

5.9 Experimento 2.- Crecimiento de las plantas de *Paulownia tomentosa* en diferentes sustratos.

5.9.1 Manejo en el invernadero

Después de la aclimatización de las plantas de *Paulownia tomentosa* se continuó con su evaluación, para estudiar su respuesta de desarrollo en la fase de adaptación en los sustratos utilizados. Se encendieron lámparas fluorescentes blancas frías, de las 18:00 hasta las 22:00, durante 35 días, con el propósito de alargar el periodo fotosintético y fomentar así su crecimiento.

5.9.2 Material vegetal

Se utilizaron plantas de *Paulownia tomentosa* provenientes del experimento uno, aclimatizadas durante 15 días (Cáp. 5.7.1).

5.9.3 Variables evaluadas

Se realizaron mediciones de altura de planta y número de hojas cada 15 días durante su crecimiento en el invernadero. Al final del experimento se tomaron nueve plantas al azar. Cada planta se cortó al ras del sustrato, se separaron las hojas del tallo, para medir área foliar y longitud de tallo y raíz, después se pesaron. Para obtener peso de biomasa fresca y seca, de la parte aérea y raíz de cada planta.

5.9.3.1 Altura de planta

Las mediciones de altura de planta se realizaron una semana después de su aclimatización, continuaron durante 15 días hasta finalizar el experimento. La altura de la planta se midió desde la base del sustrato hasta el ápice de la planta.

5.9.3.2 Número de hojas

Para contar el número de hojas, después de la de aclimatización, se marcó con esmalte de uñas la última hoja formada *in vitro*, esta hoja sirvió de referencia, para contar el número de hojas que se desarrollaron cada 15 días.

5.9.3.3 Área foliar

El área foliar de cada planta se midió con ayuda de un integrador LI-1600 (LI-COR, Lincoln, NE, EE.UU.), en cada caso se consideró en forma separada el área foliar de la hoja mas grande (visualmente) con la finalidad de tener una referencia del área que tenía dicha hoja.

5.9.3.4 Longitud de tallo y raíz

Después de concluido el experimento se midió la longitud de tallo y raíz. Al tallo se le cortaron las hojas y a la raíz se le retiró de cada uno de los sustratos, se lavó con agua corriente para desechar el resto del sustrato. Se secó y se midió su longitud.

5.9.4 Morfología de la raíz

Para poder describir la morfología de la raíz después de obtenerla y secarla, se separaron las raíces primarias, secundarias y terciarias y se describieron.

5.9.5 Peso de biomasa fresca y seca, de la parte aérea y raíz

Una vez obtenidas las partes de la planta, se pesaron y se colocaron en una bolsa de papel, para secarlas en la estufa a 70°C, durante tres días. Transcurrido el tiempo de secado se volvieron a pesar, para obtener el peso de la materia seca de hojas, tallo y raíz.

5.9.6 Análisis nutrimental de tejido vegetal

Las determinaciones químicas se realizaron en las muestras secas, de las plantas de paulownia de cada tratamiento; el N se determinó por el método de Semicro-Kjeldahl. Las concentraciones de P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Zn, Mn y B, fueron medidos en los extractos obtenidos por digestión húmeda, mediante un equipo de espectroscopía de emisión atómica de inducción por plasma ICP-AES VARIAN™ Liberty II (Alcántar y Sandoval, 1999).

5.9.7 Consistencia del cepellón

La medición de la consistencia del cepellón se realizó visualmente, retirando del contenedor el cepellón formado, colocándolo en una superficie rígida para observar su consistencia fuera del contenedor y aplicando la clasificación siguiente:

1.- No se deformó; 2.- Perdió del 10 al 20%; 3.- Se desintegró más del 20%

5.10 Análisis estadístico

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar. Se realizaron análisis de varianza y comparación de medias de Tukey con 0.05% de probabilidad, usando el paquete estadístico SAS (SAS, 1990). Se corrió un análisis de regresión usando el paquete estadístico MINITAB 14 para conocer la relación de las variables evaluadas con los sustratos.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Características físicas de los sustratos

Las características físicas de los sustratos son consideradas como parte de la fertilidad necesaria para la propagación de las plantas, debido a que proporcionarán la cantidad de agua, aire y soporte a la planta. Bosa *et al.* (2003), mencionan que las características físicas que debe tener un sustrato “ideal” son: densidad aparente de 0.10-0.30 g cm⁻³, porosidad total de 85%, espacio de aireación de 20-30%, mientras que Urrestarazu (2000), señala que la porosidad de aireación debe de estar entre 55 a 70%. No existen características físicas ideales para un sustrato debido a que éstas dependerán de los requerimientos de la especie que se propague y de los materiales utilizados.

De los sustratos utilizados en esta investigación para la aclimatización y adaptación de la especie de *Paulownia tomentosa*, se identificó al tratamiento T13 (turba 4:0 v/v) con la mayor porosidad total (Pt) igual a 84%. El tratamiento T5 (turba y agrolita 1:3 v/v) fue similar con 83%, en contraste el tratamiento T11 (tezontle, bagazo de caña de azúcar y suelo 2:1:1 v/v) presentó el valor menor con 57% y los tratamientos restantes presentaron valores intermedios desde 79% hasta 62% de porosidad total. En relación a la porosidad de aireación (Pa), el tratamiento T3 (tezontle y composta 3:1 v/v), presentó el mayor valor con 28.99%, mientras que el tratamiento T8 (composta y suelo 2:2 v/v), presentó el menor porcentaje con 4.46%, aún cuando ambos tratamientos presentaron 62.7 y 64.5% de Pt respectivamente, la Pa se modificó debido a los materiales que se utilizaron para su mezcla. El resto de los tratamientos presentaron valores medios entre 8.7% a 17.9% de porosidad de aireación (Cuadro 3). La porosidad de retención de humedad (Prh), está íntimamente relacionada con la porosidad total, para el caso de los tratamientos T5 y T13 presentaron los mayores valores con 73.43 y 76.4% respectivamente, en contraste con el tratamiento T3 que presentó el valor mínimo de Prh pero no el menor para la Pt (62.77%), el cual lo presentó el T11 con 56.96% y tuvo 41.91% de porosidad de retención de humedad. Esto destaca la importancia de los materiales que se utilizan para la mezcla de los sustratos.

Cuadro 3. Propiedades físicas de los sustratos, utilizados en la aclimatización y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

Tratamiento	Porosidad total %	Porosidad de aireación %	Porosidad de retención de humedad %	Densidad aparente g cm ⁻³	Densidad real g cm ⁻³
T1	65.94	8.68	57.27	0.82	2.39
T2	62.63	17.90	44.73	0.83	2.23
T3	62.77	28.99	33.78	0.88	2.38
T4	69.31	11.53	57.77	0.55	1.78
T5	83.00	9.57	73.43	0.17	1.04
T6	79.12	14.69	64.44	0.17	0.83
T7	76.15	15.67	60.48	0.19	0.78
T8	64.50	4.46	60.04	0.90	2.53
T9	65.20	14.82	50.38	0.71	2.03
T10	63.53	11.91	51.62	0.76	2.10
T11	56.96	15.05	41.91	0.75	1.74
T12	64.86	10.08	54.79	0.58	1.66
T13	84*	7.6*	76.4*	0.29*	1.83*

* Valores según Bastida, 2002

El tratamiento T8 presentó la mayor densidad aparente (0.90 g cm⁻³), en contraste con los tratamientos T5, T6, y T7 que presentaron la menor densidad con 0.17, 0.17, 0.19 g cm⁻³ los cuales se aproximaron al valor ideal (< 0.4 g cm⁻³) de densidad aparente (Urrestarazu, 2000). Así se pudo observar que los tratamientos antes mencionados junto con el T13 tuvieron los menores valores, lo cual se debió a la composición de sus materiales que eran turba y agrolita, (materiales porosos y livianos), mientras que el mayor valor en densidad aparente lo presentó el tratamiento (T8), formado por suelo y composta de cachaza que son materiales pesados (1.58 g cm⁻³ de densidad real) con relación a la turba y agrolita. En relación a la densidad real se observó la misma tendencia a la densidad aparente, así el mayor valor 2.53 g cm⁻³ lo presentó el tratamiento T8 y los valores menores se presentaron en los tratamientos T5, T6 y T7 (1.04, 0.83, 0.78 g cm⁻³). Con los resultados obtenidos se pudo observar que mientras la densidad real aumenta el

espacio poroso se reduce, como lo reportan Fernández *et al.* (2006), en la reutilización de sustratos para el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum*).

De acuerdo a lo indicado por Bosa *et al.* (2003), en relación a los valores “ideales” para las características físicas en los sustratos, los tratamientos T13 y T5 tuvieron el valor más aproximado para la porosidad total ideal (85%), mientras que los tratamientos T2, T3, T7 y T11 se aproximaron a los valores ideales de porosidad de aireación (20-30%), al igual que el tratamiento T3 estuvo dentro de los valores óptimos (25-35%) que recomienda Landis (1990) para especies forestales y los tratamientos T1, T4, T6, T7, T8 Y T12 estuvieron dentro de los valores óptimos de la porosidad de retención de humedad (55-70%). (Urrestarazu, 2000).

6.2 Características químicas de los sustratos

Las características químicas, en un sustrato aportan a la planta las condiciones necesarias para que se desarrolle favorablemente, es por eso que no existen las características ideales de un sustrato esto dependerá del material y la especie que se utilice. El pH es una de las características que diversos autores como Urrestarazu (2000) entre otros, establecen en un intervalo adecuado de 5.0 a 6.5, no así para Landis (1990) quien menciona que un pH arriba de 5.9 incrementa el ataque de hongos del género *Fusarium*. Los sustratos utilizados en esta investigación tuvieron valores de pH desde 4.75 hasta 7.23. Como se muestra en el Cuadro 4, los tratamientos T13, T5, T6 y T7, T11 y T12, tuvieron los menores valores de pH con 4.75, 5.27, 5.33, 5.64, 5.87 y 5.45 respectivamente. Los valores medios (6.84, 6.58, 6.95 y 6.88) los presentaron los tratamientos T4, T8, T9 y T10. Mientras que los mayores valores de pH 7.01, 7.07 y 7.23 lo presentaron los tratamientos T1, T2 y T3 respectivamente. Analizando los resultados, se muestra la importancia de las proporciones de los materiales en el sustrato, debido a que los tratamientos que presentaron los mayores valores de pH, solo tuvieron mezcla de dos materiales donde uno era tezontle, pero en otros donde también se utilizó el tezontle fue en los tratamientos T9, T10, T11 y T12 que fueron mezclas de tres materiales, en éstos los valores de pH fueron desde 5.45 a 6.95.

Cuadro 4. Propiedades químicas de los sustratos, utilizados en la aclimatización y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

Tratamiento	pH	M.O.	C.E.	Nitrógeno	Fósforo	Potasio	Calcio	Magnesio
	1:10	%	dS m ⁻¹	%	cmol _c kg ⁻¹	cmol _c kg ⁻¹	cmol _c kg ⁻¹	cmol _c kg ⁻¹
T1	7.01	7.22	0.77	0.731	90.22	2.95	28.92	10.75
T2	7.07	4.15	0.53	0.446	74.43	2.16	20.86	9.40
T3	7.23	1.24	0.3	0.115	85.71	1.20	13.56	6.27
T4	6.84	7.37	1.17	1.043	78.94	3.83	30.97	20.22
T5	5.27	3.89	0.38	0.256	55.26	1.41	13.63	6.72
T6	5.33	2.01	0.32	0.187	55.26	0.91	10.68	4.48
T7	5.64	1.44	0.2	0.070	48.49	0.40	7.10	2.04
T8	6.58	10.72	0.69	0.652	73.30	2.26	24.12	13.05
T9	6.95	3.59	0.5	0.293	78.94	1.70	17.53	8.12
T10	6.88	3.74	0.44	0.345	78.94	1.59	17.47	7.36
T11	5.87	1.78	0.04	0.097	6.20	0.36	3.32	2.24
T12	5.45	3.10	0.12	0.263	2.25	0.55	3.52	1.72
T13	4.75	6.95	0.52	0.275	57.3	1.4	14.1	6.6

Tomando en cuenta que el pH de los sustratos fue desde 4.75 hasta 7.23, y con base a lo señalado por Bosa *et al.* (2003) y Urrestarazu (2000), quienes mencionan que los valores “ideales” de pH en los sustratos van de 5.2 a 6.5, la mayoría de los tratamientos estuvieron dentro de ese rango a excepción de los tratamientos T1, T2, T3 y T4, donde los tres primeros estaban compuestos por tezontle y composta (1:3, 2:2, 3:1 v/v) y el último por agrolita y composta (1:1 v/v). El pH juega un papel importante en la aclimatización y crecimiento de plantas, debido a que la mayoría de los nutrientes están disponibles a pH de 4.5 a 6.5, arriba o abajo de estos valores, se disminuyen o aumentan la cantidad de algunos elementos que compiten entre sí. Por ejemplo en el rango de 6-7 de pH, existe una gran asimilación de fósforo, un pH arriba de 7 la cantidad puede retardar la absorción del fósforo (Buckman y Brady, 1977). También el pH juega un papel importante en la fijación del nitrógeno debido a que la nitrificación y fijación del nitrógeno se produce en valores de pH mayores a 5.5, mientras que la

degradación, aminización y amonificación se da en valores menores de pH (Buckman y Brady, 1977).

El porcentaje de materia orgánica (M.O.), la tuvo el tratamiento T8 con 10.72%, en contraste con los tratamiento T3 y T7 los que presentaron valores de M.O. de 1.24 y 1.44 %. Cabe mencionar que aún cuando las proporciones de composta (que fue una importante fuente de materia orgánica) fueron de 3 a 1 el porcentaje de M.O. fue diferente, así en el caso del tratamiento T8 donde solo tenía 2 partes de composta de cachaza tuvo 10.72% de M.O. y el tratamiento T4 que tuvo 3 partes de composta solo presentó 7.37% de M.O., esto se debió al tipo de material con el cual se realizó la mezcla, para el primero fue suelo y para el segundo agrolita, esto demuestra la influencia que tienen las mezclas de los materiales en las características químicas de los sustratos. La materia orgánica esta íntimamente relacionada con el pH, ya que a medida que existe mayor M.O. en un sustrato o suelo, se presenta un pH más ácido, aunque los resultados obtenidos no mostraron esa tendencia, esto se debe al grado de descomposición de la materia orgánica, así aun cuando existan altos contenidos de M.O. pero esta ya esté estabilizada, el pH tiende a ser neutro.

El tratamiento T4 presentó la mayor Conductividad Eléctrica (CE) con 1.17 dS m^{-1} , en contraste con el tratamiento T11 que presentó la menor con 0.04 dS m^{-1} . Los tratamientos T1 y T4 tuvieron la misma proporción de composta de cachaza pero el segundo material con el cual se mezclaron fue diferente, donde en el primero fue tezontle y en el segundo agrolita, debido a esto presentaron valores distintos de CE. Así mismo Bosa *et al.* (2003) mencionan que los valores ideales de CE en los sustratos, se encuentran en el intervalo de 0.75 a 2.0 dS m^{-1} . En los sustratos evaluados solo dos de los tratamientos T1 y T4 estuvieron dentro del intervalo ideal. La conductividad eléctrica esta íntimamente relacionada con los contenidos de calcio, potasio y magnesio.

Con relación a la concentración de nitrógeno los tratamientos donde se utilizó tezontle (T1, T2 y T3) y agrolita (T5, T6 y T7) en mezclas de dos materiales se

observó que a medida que alguno de los dos materiales aumenta la concentración de nitrógeno disminuye, esto demuestra nuevamente la influencia de los materiales con los cuales se realiza la mezcla de los sustratos.

En cuanto al fósforo, la mayor concentración ($90.226 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$), la tuvo el tratamiento T1, mientras que la menor la presentó el tratamiento T12 ($2.25 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$). Aún cuando los dos tratamientos presentan una parte de tezontle, presentaron los valores mayores e inferiores de fósforo, esto se debió nuevamente al material utilizado pero también estuvo aunado al número de materiales empleados para su mezcla, donde el primer tratamiento solo estuvo compuesto de dos y el segundo de tres.

Para el caso de la concentración de potasio, el tratamiento T4, presentó la mayor con $3.83 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, mientras que el tratamiento T11 presentó la menor con $0.36 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$. Para el calcio se tuvieron tendencias similares, el tratamiento T4 presentó $30.98 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, en contraste con el tratamiento T11 con $3.32 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$. Lo mismo se presentó para el magnesio el tratamiento T4 tuvo $20.22 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, pero en este caso el tratamiento T12 fue el que presentó el valor inferior con $1.72 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$. Los nutrimentos antes mencionados se pierden fácilmente con el riego debido a que son elementos fácilmente intercambiables, a medida que estos disminuyen el pH se vuelve más ácido (Buckman y Brady, 1977).

6.3 Condiciones en el invernadero

Las condiciones climáticas dentro del invernadero son dependientes de múltiples factores y tipos de materiales con los cuales es fabricado, en la Figura 1 se muestra la evolución de algunos parámetros climáticos dentro del invernadero durante el desarrollo de las plantas. La temperatura máxima promedio fue de $41.5 \text{ }^\circ\text{C}$, y durante nueve ocasiones fue superior a $45 \text{ }^\circ\text{C}$, estas temperaturas regularmente se presentaron entre las 15:00 y 18:00 horas. La temperatura media fue de $22.6 \text{ }^\circ\text{C}$ entre las 18:00 a 20:00 horas, y la temperatura mínima promedio fue de $15 \text{ }^\circ\text{C}$, y solo en cuatro ocasiones fue inferior a $13 \text{ }^\circ\text{C}$ y se presentaron entre las 7:00 y 9:00 horas.

En el proceso de aclimatización la temperatura es un factor importante que debe ser tomado en cuenta, debido a que cuando se maneja materia orgánica en sustratos, existen microorganismos que la degradan a temperaturas altas (40 °C) y dejan de trabajar con temperaturas inferiores a 12 °C (Buckman y Brady, 1977). Debido a lo anterior, en climas cálidos, existe poca materia orgánica, debido a que se degrada rápidamente por hongos y/o bacterias. Mientras que en climas templados, los contenidos de materia orgánica son altos, lo cual se debe a que existe una mayor cantidad de bacterias que hongos y por consecuencia la degradación de la M.O. es más lenta.

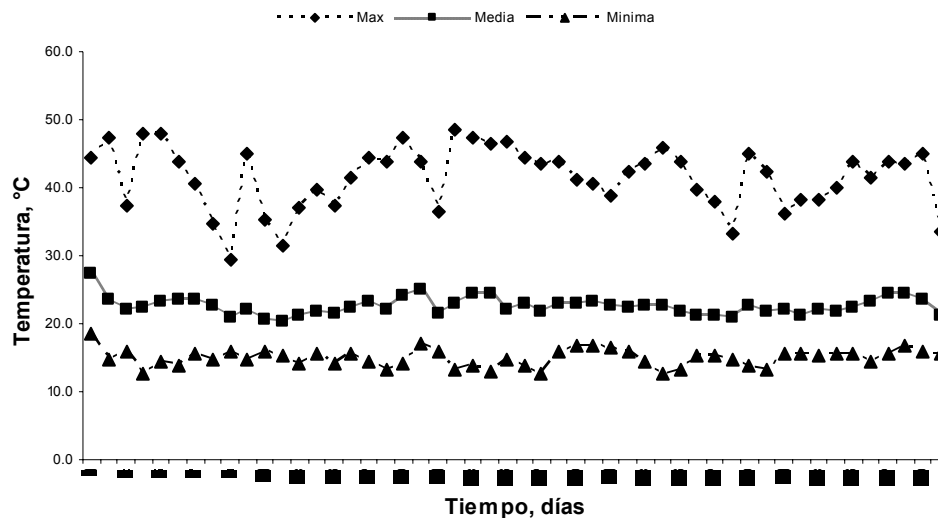


Figura 1. Temperaturas máximas, medias y mínimas registradas dentro del invernadero.

En relación a la humedad relativa ésta fue de 100% de las 23:00 a las 10:00 horas y disminuyó hasta ser menor de 30% a las 14:00 horas, en general la menor humedad relativa se presentó entre 14:00 y 18.00 horas. La humedad media promedio fue de 77.2% (Figura 2), lo que muestra que en general fue alta, con lo cual las condiciones de humedad relativa fueron favorables para el desarrollo de las plantas, cabe mencionar que los primeros 10 días de aclimatización las plantas estuvieron tapadas con vasos de plásticos con el fin de tener humedad relativa al 100%, después de este tiempo se adaptaron a las condiciones del invernadero.

La sobrevivencia de plantas está relacionada al porcentaje de humedad relativa que se tenga en el medio donde se desarrollan las plantas. Así en la aclimatización de plantas de orquídeas Colombo *et al.* (2005), encontraron mayor porcentaje de sobrevivencia (de 90 a 98%), cuando aplicaron riego automatizado creando humedad relativa de 90% en contrataste cuando usaron riego manual la sobrevivencia fue de 72% a 98%, y tuvieron 72% de humedad relativa. En la aclimatización de ginger rojo, González y Mogollón, (1998) humedecieron las plantas con un nebulizador, con frecuencia de 12 segundos, cada seis minutos en la primera semana y en la segunda fue de 12 segundos, cada 12 minutos. Después de este periodo, las transfirieron a un vivero con intensidad luminosa de 13,000 lux, 66% de humedad relativa y 30°C de temperatura; con estas condiciones obtuvieron 100% de sobrevivencia en las plantas

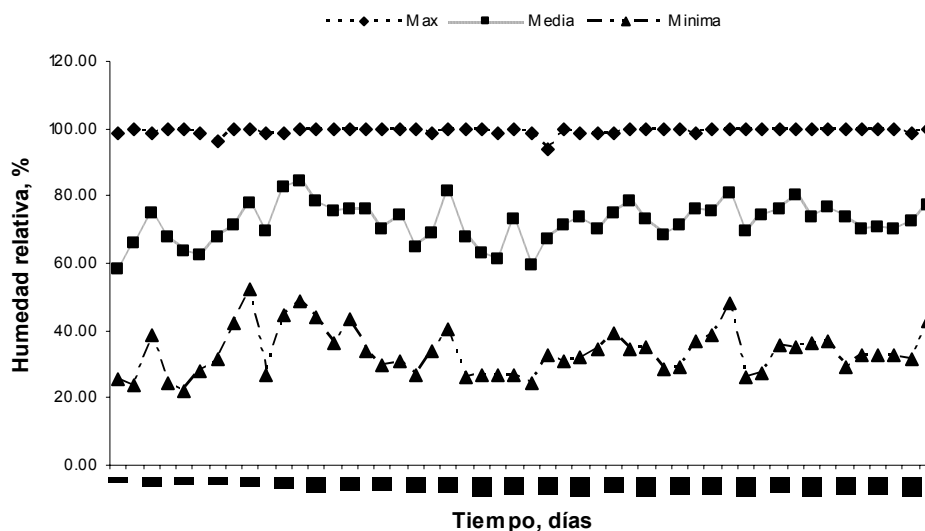


Figura 2 Humedad relativa máxima, media y mínima registradas dentro del invernadero.

Aunque no existe temperaturas y humedad relativa óptimas para la aclimatización de plantas del género *Paulownia*, en el presente ensayo el riego fue manual y se aseguró que las plantas en cuestión tuvieran condiciones favorables para su desarrollo, esto se logró, debido a que en la parte inferior donde estaban colocadas la plantas había tezontle, que se regó todos los días para proporcionar mayor humedad en el ambiente.

En la aclimatización y adaptación de plantas, la humedad relativa es factor importante debido a que amortigua la temperatura.

6.4 Experimento 1.- Aclimatización de plantas de *Paulownia tomentosa*, en diferentes sustratos

No existe un protocolo determinado para el proceso de aclimatización de plantas propagadas *in vitro*, éste va a depender de las condiciones en que se propague la planta y de la especie que se vaya a aclimatizar. Con base a los resultados de la investigación llevada a cabo por Paz *et al.* (2003), se adoptó la siguiente metodología en la presente investigación: se utilizaron contenedores de 237 mL, una vez llenos con el sustrato húmedo se realizó el trasplante, se cubrió con vasos de plástico a forma de domo para conservar la humedad relativa al 100%. Después de 10 días se destaparon y se expusieron gradualmente a las condiciones dentro del invernadero, de esta forma se aclimatizaron las plantas durante 5 días más. Después de este periodo se obtuvo de 100 a 67% de sobrevivencia de plantas de *Paulownia tomentosa*, la muerte de plantas se debió a la presencia de hongos que se presentaron probablemente en los sustratos que tenían composta de cachaza de caña de azúcar, debido a que esta no fue esterilizada.

Algunos autores utilizan diversos procesos de aclimatización, tal es el caso de Enríquez *et al.* (2005), quienes manejaron plantas de crisantemo obtenidas *in vitro* y durante la fase de aclimatización en invernadero, utilizaron malla al 50%, las plantas fueron colocadas en bandejas cubiertas de polietileno transparente durante cuatro semanas y aplicaron aspersion foliar una vez al día, con esta metodología obtuvieron 95% de sobrevivencia. Erig *et al.*, (2004), utilizaron envases de plástico transparente de dos litros con cuatro orificios en la parte inferior para el drenaje, cortados a la mitad para realizar el trasplante y sellaron el envase, por 10 días se mantuvieron así, después quitaron la tapa y dejaron pasar otros 10 días, para finalizar desecharon la mitad del envase para exponer directamente a la planta a las condiciones del invernadero con el fin de completar

30 días de aclimatización. En esta prueba obtuvieron hasta 85.3% de sobrevivencia de plantas de membrillo propagadas *in vitro*. Comenta el autor, que este tiempo de exposición progresiva de las plantas a las condiciones ambientales, reduce el estrés causado a la planta. Con base a estos experimentos podemos considerar que los resultados son satisfactorios y se puede recomendar este procedimiento para *Paulownia tomentosa*.

6.4.1 Efecto de las características físicas de los sustratos en la sobrevivencia de plantas de *Paulownia tomentosa*

Las características físicas como la porosidad total, aireación y retención de humedad, densidad aparente y real, presentes en los sustratos, tuvieron un efecto aparentemente en la fase de aclimatización de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*, debido a que la sobrevivencia de éstas, estuvo relacionada a la naturaleza y tipo de material que se utilizó para realizar la mezcla, a las altas temperaturas y humedad relativa presentes en el invernadero aunado a la no esterilización de los sustratos, lo cual provocó el desarrollo de hongos, que atacaron las plantas y mermaron la sobrevivencia de las mismas.

Los tratamientos T3 T5, T6, T7 T11, T12 y T13, tuvieron 100% de sobrevivencia. No así para T2, que presentó 92%, mientras que T1 y T10 tuvieron 88% y T9, presentó 75% de sobrevivencia. Los tratamientos que presentaron los menores valores de sobrevivencia fueron el T4 y T8 con 66.67% (Cuadro 5).

Así, los tratamientos que tuvieron 100% de sobrevivencia presentaron valores desde 76.15% hasta 84% de porosidad total. En la porosidad de retención de humedad tuvieron valores desde 60.48% a 76.4% a excepción de los tratamientos T3, T11 y T12, los cuales tuvieron 100% de sobrevivencia pero se encontraron fuera del rango para la Pt y Prh. Respecto a la porosidad de aireación no existió un intervalo definido. En los valores de densidad aparente, los tratamientos que presentaron 100% de sobrevivencia estuvieron dentro de los valores de 0.17 a 0.58 g cm⁻³ con excepción de los tratamientos T3 y T11. Para la densidad real, se tuvo la misma tendencia que para Da, debido a que estuvieron dentro del intervalo

de 0.78 a 1.83 g cm⁻³, con la diferencia que el único tratamiento fuera de este rango fue el T3.

Cuadro 5. Porcentaje de sobrevivencia en la aclimatización de plantas de *Paulownia tomentosa*.

Tratamiento	Materiales	Proporciones	sobrevivencia
		v/v	%
T1	T:C	1:3	87.50
T2	T:C	2:2	91.67
T3	T:C	3:1	100.00
T4	A:C	1:3	66.67
T5	A: Tu	1:3	100.00
T6	A: Tu	2:2	100.00
T7	A: Tu	3:1	100.00
T8	C:S	2:2	66.67
T9	T:C:B	2:1:1	75.00
T10	T:C:Tu	2:1:1	87.50
T11	T:B:S	2:1:1	100.00
T12	T:B:S	1:2:1	100.00
T13	Tu	4	100.00

A= agrolita, B= bagazo de caña de azúcar, C= composta de cachaza de caña de azúcar, S=suelo, T=tezontle, Tu=turba

En los tratamientos T5, T6 y T7 compuestos principalmente por turba se observó que favoreció la sobrevivencia de las plantas, en contraste Ortiz y Lara (1998), quienes mencionan que la turba utilizada como sustrato en la aclimatización de plantas de *Saccharum spp.*, presentó alta mortalidad, esto demuestra que la especie es un factor fundamental para definir el tipo de sustrato que se debe utilizar. En los tratamientos T1, T2 y T3, compuestos por tezontle y composta de cachaza de caña de azúcar (CCA), se observó, que a menor adición de CCA la sobrevivencia de plantas aumentó (Figura 3) aunque el coeficiente de determinación (R^2) es relativamente bajo, esto se debió a que fueron pocos datos de los tratamientos evaluados. Así el tratamiento T3 tuvo 100% de sobrevivencia con una parte de CCA, el T2 tuvo 91.67%, con dos partes de CCA y el tratamiento T1 el 87.50 % de sobrevivencia, con la adición de tres partes de CCA. Lo mismo fue

observado por Dourado *et al.* (1999), en sustratos que contenían cuatro, dos y una parte de CCA, la cual perjudicó el crecimiento de plantas de *Musa spp.*, en la aclimatización. En contraste Ortiz y Lara (1998), recomiendan utilizar una mezcla de litonita y CCA (compostada ocho meses y libre de impurezas) en proporción de 2.4:1.6 v/v, para la aclimatización de plantas de *Saccharum spp.* Al igual Izquierdo *et al.* (2002), recomiendan la aclimatización de microbulbillos de *Allium sativum* L., en un sustrato compuesto por una parte de litonita y tres de CCA.

Así también se registró que el tratamiento T4 compuesto por tres partes de CCA y una de agrolita, tuvo 67% de sobrevivencia, al igual que el tratamiento T8 que tuvo el mismo porcentaje, a pesar de que solo tenía dos partes de CCA, esto se debió a que las otras dos partes eran de suelo, provisto de flora microbiana que al tener materia orgánica disponible (con la adición de CCA) y condiciones favorables de temperatura y humedad, los microorganismos se reprodujeron y perjudicaron a la planta la cual estaba libre de impurezas ya que provenía de una reproducción *in vitro*, bajando así el porcentaje de sobrevivencia.

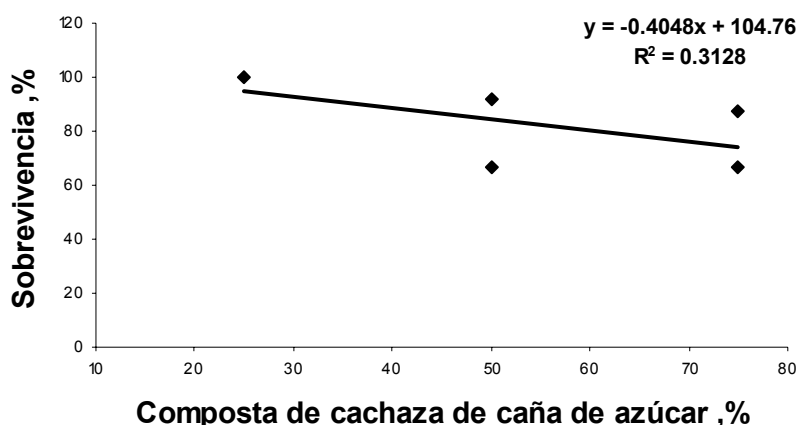


Figura 3. Efecto de la adición de composta de cachaza en la sobrevivencia de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

La composta de cachaza de caña de azúcar contiene en su mayoría, altos contenidos de materia orgánica (26%), que en condiciones de temperatura (30°C) y altos contenidos de humedad relativa (100%), favorecieron la producción de hongos (mohos y actinomicetos) para la descomposición de la M.O, esto trajo

como consecuencia la muerte de plantas en la aclimatización. Cabe indicar que en la producción de tubérculos de *Solanum tuberosum*, Hernández, (2001), recomienda la aplicación de cachaza como fuente orgánica al suelo, después del estiércol de bovino. También menciona que los materiales orgánicos son una fuente importante de nutrimentos para las plantas, además de incrementar la capacidad de retención de humedad, los mecanismos de transporte de iones entre la planta y el sustrato, aumentando así la capacidad de intercambio catiónico.

La mortalidad de plantas en los tratamientos, se debió a la presencia de hongos debido a la cantidad de materia orgánica que tuvo la CCA y a la no esterilización de los sustrato, que estuvo fundamentado en la recomendación de Zamora *et al.* (2005) de no esterilizar los sustratos obtenidos con compost o vermicompost, ya que presentan poblaciones microbianas, que tienen efecto supresor, en la actividad de poblaciones fitopatógenas. En la aclimatización de membrillo, Erig *et al.* (2004), no tuvieron porcentajes de sobrevivencia, a los 10 días de aclimatización de plántulas debido a la presencia de hongos en el sustrato compuesto por Plantmax[®]-vermiculita[®]-suelo (1:1:1 v/v), a pesar de que estos fueron esterilizados.

Los resultados obtenidos demuestran que la metodología utilizada en la aclimatización de plántulas de *Paulownia tomentosa* es eficiente, debido a que de los trece tratamientos utilizados, siete de ellos presentaron 100% de sobrevivencia, solo cuatro de ellos tuvieron de 90 a 75% y solo dos de los tratamientos presentaron los menores valores con 66.67%, afectado por las proporciones y naturaleza de los materiales utilizados para su mezcla y aún cuando uno de los menores porcentajes de sobrevivencia se obtuvieron en el tratamiento T8 con 4.46% de porosidad de aireación (Pa), en el tratamiento T13 con 7.6% de Pa se logró el 100% de sobrevivencia, por lo que no se puede considerar que este factor sea limitante en la aclimatización de plantas *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

En la evaluación de los tratamientos realizados por diferentes mezclas de materiales orgánicos e inorgánicos, utilizados como sustratos, fueron importantes las características físicas que se obtuvieron, pero no fue un aspecto determinante para la aclimatación de las plantas de *Paulownia tomentosa*, aún así los tratamientos que tuvieron 100% de sobrevivencia estuvieron dentro de rangos definidos a excepción de algunos tratamientos.

El poco tiempo que las plantas permanecieron en esas condiciones, los sustratos solo aportaron sustento en este proceso. Los materiales que se utilizaron para la mezcla, no se esterilizaron, hubo una mayor proporción de materia orgánica (composta de cachaza y suelo) esto provocó que se desarrollaran hongos y afectó el porcentaje de sobrevivencia de plantas de *Paulownia tomentosa*.

6.4.2 Efecto de las características químicas de los sustratos en la sobrevivencia de plantas de *Paulownia tomentosa*

Las características químicas determinadas en los sustratos aparentemente no estuvieron relacionadas con la sobrevivencia de las plantas de *Paulownia tomentosa*. Los tratamientos T5, T6, T7, T11, T12 y T13 que presentaron 100% de sobrevivencia tuvieron pH menor de 5.9. A excepción del tratamiento T3 que presentó el mismo porcentaje de sobrevivencia pero con pH de 7.23. No así para los tratamientos T4 y T8 que presentaron 66.67% de sobrevivencia, y el pH fue de 6.84 y 6.58, pero no indica que estos valores de pH en otros sustratos tuvieron el mismo porcentaje ya que el tratamiento T10 con pH de 6.88 tuvo 87.50% de sobrevivencia. Landis (1990), menciona que la mayoría de los nutrientes minerales para suelos orgánicos están disponibles en pH de 5.5 y para suelos minerales de 6.5. También señala que el pH puede afectar el tipo y número de microorganismos, incluyendo a los hongos fitopatógenos, indica que las pérdidas por el ataque de hongos del género *Fusarium* se incrementa en valores arriba de 5.9 de pH.

Respecto al porcentaje de materia orgánica (M.O.), los tratamientos T4 y T8 presentaron los mayores valores con 10.72% y 7.37% de M.O. y tuvieron el menor

porcentaje de sobrevivencia que pudo ser debido a la presencia de microorganismos que atacaron a la planta. Mientras que en los tratamientos T3, T5, T6, T7, T11 y T12 se logró 100% de sobrevivencia, estos presentaron contenidos de M.O. inferior a 3.89% a excepción del tratamiento T13 que presentó 6.95%. Los tratamientos T9 y T10 presentaron 3.59% y 3.74% de M.O., pero tuvieron 75 y 87.50% de sobrevivencia respectivamente. La materia orgánica es una fuente de flora edáfica (bacterias, actinomicetos, hongos y algas), la cual participa en los procesos de mineralización y humificación (Rodríguez, 2005), debido a esto existió mayor cantidad de microorganismos en los sustratos que presentaron alta cantidad de materia orgánica y estos a su vez pudieron afectar la sobrevivencia de las plantas.

Para la conductividad eléctrica (CE) los tratamientos T3, T5, T6, T7, T11 y T12 que presentaron 100% de sobrevivencia estuvieron en el intervalo de 0.04 hasta 0.38 dS m^{-1} de CE a excepción del tratamiento T13 que se salió de este rango con 0.52 dS m^{-1} de CE. El tratamiento T4 tuvo el menor porcentaje de sobrevivencia y su CE fue de 1.17 dS m^{-1} . A medida que la CE incrementa también aumenta la cantidad de sales en el medio modificando el pH, disminuyendo así la actividad de los microorganismos y la permeabilidad de las células radicales en contacto con el suelo, alterando el medio de cultivo y afectando la sobrevivencia de las plantas (Rodríguez, 2005).

El porcentaje de nitrógeno estuvo entre 0.070 y 0.275%, para los tratamientos que tuvieron 100% de sobrevivencia mientras que el tratamiento T4 presentó el mayor porcentaje de nitrógeno pero el menor de sobrevivencia (66.67%). Buckman y Brady (1977), mencionan que en ocasiones donde el nitrógeno es abundante, puede hacer disminuir la resistencia de las plantas a las enfermedades.

Los resultados de fósforo con relación a la sobrevivencia mostró que los tratamientos T5, T6, T7, T11, T12 y T13 que tuvieron 100% de sobrevivencia estuvieron dentro del intervalo de 2.25 a 55.26 $\text{cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, a excepción del

tratamiento T3 que tuvo el mismo porcentaje de sobrevivencia, con $85.71 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, el cual fue uno de los mayores valores después del tratamiento T1, que presentó $90.22 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, pero solo tuvo 87.50% de sobrevivencia. Debido a que el fósforo esta íntimamente relacionado con la cantidad de materia orgánica, esto pudo afectar la sobrevivencia de las plantas (Rodríguez, 2005).

Para el potasio, calcio y magnesio de los tratamientos que presentaron 100% de sobrevivencia, los valores de K, Ca y Mg estuvieron dentro de intervalos bien definidos, así para el caso de potasio los valores estuvieron entre 0.36 y $1.41 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, para el contenido de calcio el intervalo fue de 3.32 a $13.63 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$ y para magnesio de 1.72 a $6.72 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$ y los valores mayores de estos nutrimentos los presentó el tratamiento T4 con $3.83 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$ para potasio, $30.97 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$ para calcio y $20.22 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$ para magnesio, pero fue uno de los tratamientos con menor porcentaje de sobrevivencia (66.67%).

Con base en análisis de regresión realizados, en la Figura 4 se puede observar que los tratamientos que presentaron los valores menores de potasio, calcio y magnesio tuvieron 100% de sobrevivencia mientras el tratamiento que presentó el valor mayor de potasio, calcio y magnesio, tuvo la menor sobrevivencia (67%). Esto está íntimamente relacionado con la conductividad eléctrica, debido a que entre mas alto sea el valor, existe una mayor concentración de sales y por consecuencia afecta el desarrollo de la planta.

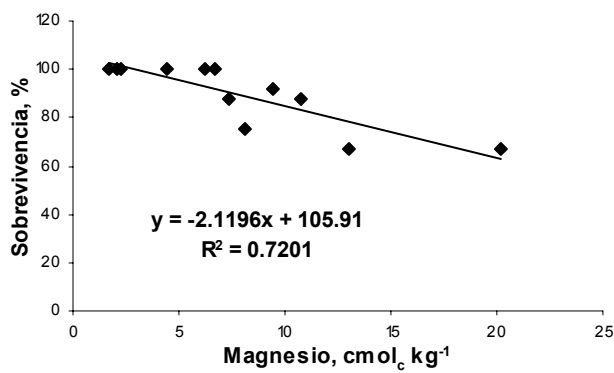
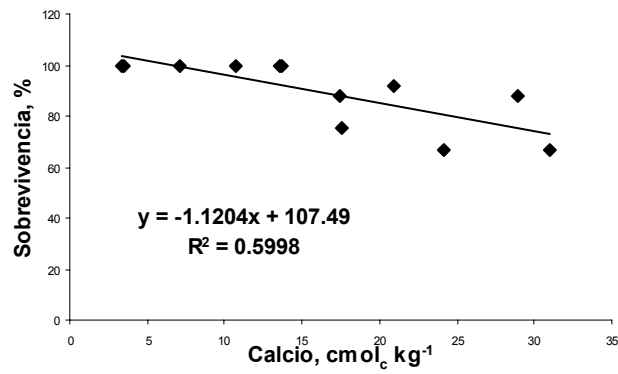
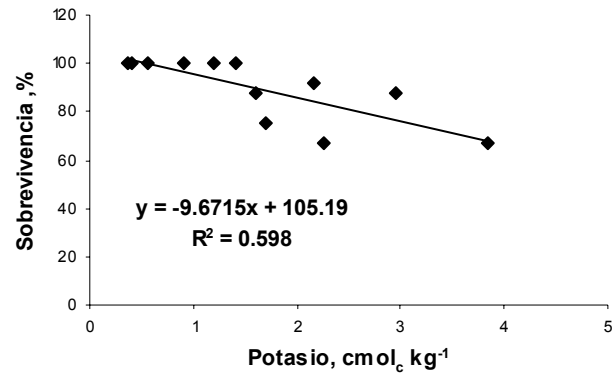


Figura 4. Efecto del potasio, calcio y magnesio en relación a la sobrevivencia de las plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.

6.5 Experimento 2.- Crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* en diferentes sustratos

Las plantas que se utilizaron en este experimento, fueron las provenientes de la fase de aclimatización, que provenían con determinada altura y número de hojas a la cual se le denominó inicial.

6.5.1 Efecto del sustrato en el crecimiento de las plantas

El tipo de material utilizado en la mezcla de los sustratos estuvo íntimamente relacionado con las variables de desarrollo de la planta, así la altura de planta, número de hojas, área foliar, longitud de tallo y raíz tuvieron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) por el efecto del sustrato, (Cuadro 6, 7 y 8).

6.5.1.2 Altura de planta y número de hojas formadas

La altura se midió tres veces con intervalos de 15 días. La primera medición se tomó como altura inicial de la planta. Debido al efecto del sustrato donde las plantas se aclimatizaron, estos tenían diferentes alturas cuando se inició el experimento, siendo los del tratamiento T13 y T5 que tenían mayor altura y superaban ($p \leq 0.05$) a los tratamientos T1, T2, T4, T11 y T12, pero eran iguales a los tratamientos T3, T8, T9 y T10 (Cuadro 6). A los 15 días, las plantas del T5 tenían mayor altura y destacaban entre los demás tratamientos con excepción del T6 y T13 que eran iguales, esta situación se mantuvo hasta los 30 días, donde las plantas que tenían menor crecimiento eran las de los tratamientos T11 y T12 que eran iguales a las de T1, T2 y T4 de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$), tomando en cuenta que el porcentaje de porosidad de aireación en estos tratamientos fue desde 8.6% hasta 17.9% no se puede considerar que este factor sea limitante en el crecimiento de las plantas. Cabe indicar que las plantas que tuvieron mayor crecimiento en 30 días (10.16 cm) fueron los del tratamiento T5 y la de menor respuesta (0.31 cm) las del T12 ambos con 9.57 y 10.08% de porosidad de aireación lo que confirma lo indicado anteriormente.

Cuadro 6. Crecimiento y formación de hojas en plantas de *Paulownia tomentosa*, en tres periodos de evaluación.

Tratamiento	Altura (cm)						Número de hojas					
	Inicial*		15 días		30 días		Inicial		15 días		30 días	
T1	3.36**	c	4.98	ef	6.04	fg	2.22	bc	3.99	de	5.66	e
T2	2.99	c	4.79	ef	6.23	fg	2.11	bc	4.50	cde	5.89	de
T3	4.49	abc	7.16	de	9.17	def	2.88	abc	5.77	abc	7.22	abcd
T4	3.44	c	5.48	def	6.82	efg	2.44	abc	4.50	cde	5.94	cde
T5	5.89	a	11.19	a	16.05	a	3.44	a	6.22	a	7.88	a
T6	4.72	bc	9.22	abc	13.00	abc	3.22	ab	6.00	a	7.44	ab
T7	4.11	bc	7.64	cd	11.49	bcd	3.11	abc	5.88	ab	7.44	ab
T8	4.27	abc	6.87	cde	9.34	def	2.50	abc	4.94	abcd	6.50	abcde
T9	5.41	ab	8.47	bc	10.03	cde	2.89	abc	4.66	bcd	6.11	bcde
T10	4.30	abc	6.77	cde	9.22	def	3.11	abc	5.55	abc	6.77	abcde
T11	2.97	c	3.50	f	3.522	g	2.00	c	2.50	f	2.55	f
T12	3.11	c	3.41	f	3.422	g	2.22	bc	3.33	ef	3.33	f
T13	6.02	a	10.30	ab	14.2	ab	2.88	abc	5.88	ab	7.33	abc
DMS	1.76		2.63		3.48		1.2168		1.3086		1.3905	

* Altura a los 5 días después de la aclimatización.

** Media de 18 observaciones (6 repeticiones de 3 plantas)

Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes (Tukey $p \leq 0.05$).

El número de hojas no era el mismo después de la fase de aclimatización así el tratamiento T5 superó ($p \leq 0.05$) a los tratamientos T1, T2, T11 y T12 pero era igual a los tratamientos T3, T4, T6, T7, T8, T9, T10 y T13 (Cuadro 6). En la segunda medición (a los 15 días) las plantas de los tratamientos T5 y T6 tenían el mayor número de hojas en comparación a los demás tratamientos a excepción del T3, T7, T8, T10 y T13 que eran iguales estadísticamente. A los 30 días el tratamiento T5 seguía destacando entre los demás tratamientos con excepción del T3, T6, T7, T8, T10 y T13 según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Las plantas de los tratamientos T5, T6, T7 y T13 compuestos por turba y agrolita en proporciones de 3:1, 2:2, 1:3 y 4:0 v/v, fueron los que presentaron las mejores alturas y número de hojas, a los 30 días 16.05, 13.00, 11.49 y 14.27 cm y 7.88, 7.45, 7.44 y 7.33 hojas, respectivamente. En esos tratamientos se observó que a medida que la agrolita aumenta en la mezcla, la altura de planta disminuye de 1 a 3 cm. Pero esta tendencia no quiere decir que el sustrato solo de turba, es mejor para la altura de la planta, debido que el tratamiento T13 (testigo solo turba), tuvo menor altura (14.28 cm), en comparación con el tratamiento T5 compuesto por turba y agrolita en una proporción 3:1 v/v, eso demuestra que es necesario el empleo de mezclas.

Considerando que las plantas se mantuvieron en el mismo sustrato desde que se trasplantaron y que la altura de plantas en todos los casos era similar al inicio del experimento, el incremento pudo ser atribuido al sustrato empleado y muestra que, aún cuando la turba tuvo 100% de sobrevivencia el crecimiento posterior es limitado.

Analizando los primeros tres tratamientos (T1, T2 y T3), que estaban compuestos por tezontle y composta (1:3, 2:2 y 3:1 v/v), el tratamiento que mostró mayor altura de plantas fue el T3 que pasó de 4.49 a 9.17 cm y de 5.7 a 7.22 en número de hojas, mientras que los otros dos solo crecieron de 2 a 3 cm y desarrollaron de 1 a 2 hojas, en los 30 días de evaluación. Esto pudo deberse al contenido de composta de cachaza ya que solo contenía una parte de CCA el tratamiento T3, mientras que el T2 y T1 tuvieron 2 y 3 partes respectivamente.

Los tratamientos que tuvieron alturas menores al resto, fueron el T4, T11 y T12 y para el número de hojas T11 y T12. El tratamiento T4 compuesto por agrolita y CCA (1:3 v/v), paso de 3.47 a 6.73 cm. Mientras que el tratamiento T11 compuesto por tezontle, bagazo y suelo (2:1:1 v/v), pasó de 2.97 y 3.52 cm de altura y de 2.00 a 2.55 en número de hojas y T12 fue desde 3.11 a 3.42 cm en altura y de 2.23 a 3.33 en número de hojas, a los 30 días de evaluación. Se pudo notar que las plantas prácticamente no crecieron y no formaron hojas. En estos

sustratos, el crecimiento de la planta se vio afectado por el bagazo de caña de azúcar debido a que mezclado con suelo y tezontle se hizo muy compacto, además de la poca retención de humedad (T11 y T12 con 41.91 y 54.79% de Prh respectivamente), y presentaron una relación raíz parte aérea alta de 4.98 y 4.49 respectivamente (Cuadro 8).

El crecimiento y hojas formadas después de la aclimatización de las plantas en los tratamientos T11 y T12, se vio afectado por el bagazo de caña de azúcar, debido a que tuvo materia orgánica abundante en carbono, con poca cantidad de nitrógeno. En estas condiciones los microorganismos, al no tener nitrógeno suficiente para su metabolismo, compitieron con la planta, pues a medida que degradaban la materia orgánica y obtenían el nitrógeno, lo utilizaban para sí mismos, dejando a la planta desprovista de este elemento que es fundamental para el crecimiento por lo que no se desarrollaron (Buckman y Brady, 1977). Otro factor importante que afectó el crecimiento de las plantas fue el diámetro de las partículas del bagazo de caña de azúcar, debido a que entre mas fino sea, la degradación es más rápida (Buckman y Brady, 1977). Fernández *et al.* (2006), recomiendan utilizar sustrato compuesto por bagazo de caña de azúcar, cáscara de cacahuete y arena en la producción de tomate, en invernadero. Al igual que Schivao y Martins (2002) mencionan que es posible la utilización de bagazo de caña de azúcar inoculado con hongos micorrízicos arbusculares de la especie *Glomus clarum* para la producción de guayabo.

De la primera a la segunda medición las plantas presentaron mayor crecimiento en comparación a la segunda y la tercera medición (Figura 5), esto se debió a que las plantas de *Paulownia tomentosa* son de rápido crecimiento y presentaron alturas hasta 16 cm, y los contenedores eran de 237 mL. Por lo que la planta disminuyó su crecimiento, debido a que las raíces habían ocupado todo el sustrato del contenedor.

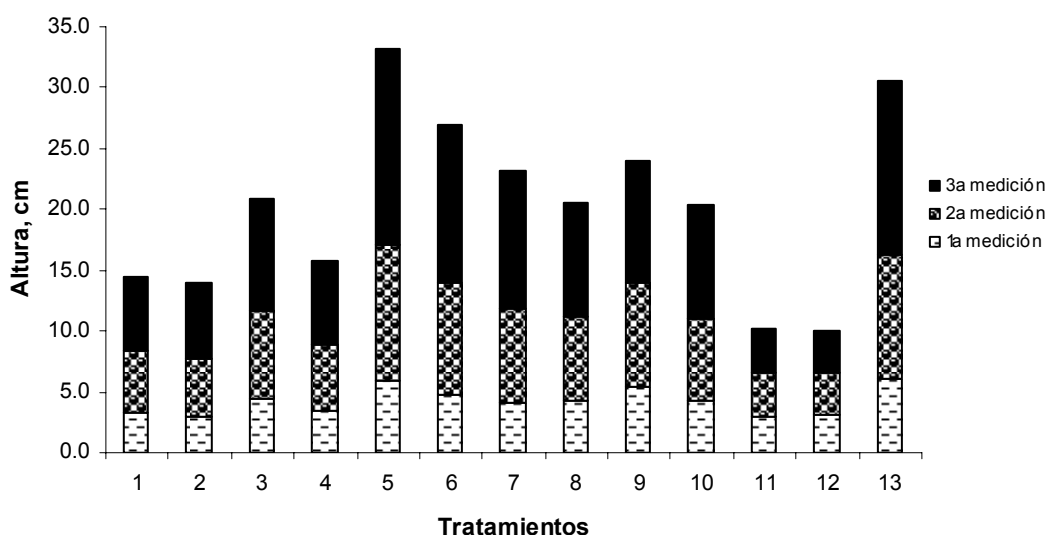


Figura 5. Crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa* en tres períodos de evaluación.

Los contenedores utilizados en la producción de plantas son importantes para el desarrollo de las mismas. Mendoca *et al.* (2003), evaluaron diferentes recipientes para la producción de plantas de *Carica papaya* L., que fueron bolsas de polietileno de 750 mL, bandejas de plástico con 70 mL por celda y tubos de pvc de 50 mL, y recomienda utilizar las bolsas de plástico debido que las plantas se desarrollaron mejor en ese tipo de contenedor.

Cabe indicar que después que concluyó el experimento, las plantas se trasplantaron a recipientes más grandes y se observó que conservaron el mismo ritmo de crecimiento. Con esto podemos decir que la fase de aclimatización es determinante, en el desarrollo de las plantas.

Al evaluar las propiedades físicas de los sustratos, con relación al crecimiento de las plantas, los tratamientos T5, T6, T7 y T13, presentaron las mayores alturas 16.05, 13.00, 11.49 y 14.27 cm respectivamente y número de hojas 7.88, 7.45, 7.44 y 7.33 hojas, la porosidad total estuvo entre 84 y 76%, de la cual la mayor parte estaba compuesta por la porosidad de retención de humedad. En lo que respecta a la densidad aparente presentaron entre 0.17 y 0.29 g cm⁻³, y en la

densidad real de 0.78 a 1.35 g cm⁻³. Mientras que los tratamientos T11 y T12, que tuvieron el menor valor en altura (3.58 y 3.50 cm) de plantas y número de hojas (2.50 y 3.33 hojas), presentaron menor porcentaje de porosidad total (56.96 y 64.86%) en comparación a los demás tratamientos. Landis (1990) menciona que la porosidad total debe exceder el 50%.

Los tratamientos T5, T6 y T7, presentaron pH entre 5.27 y 5.64, conductividad eléctrica entre 0.2 y 0.38 dS m⁻¹ y materia orgánica entre 1.44 a 3.89%, tuvieron mayor altura (16.05, 13.00, 11.49 cm) y número de hojas (7.88, 7.45, 7.44 hojas), a excepción del tratamiento T12, que a pesar que presentó un valor dentro del intervalo de pH mencionado, fue uno de los tratamientos que tuvo la menor altura y número de hojas, por lo que además del pH deben existir otros factores que afecten estas variables.

Los tratamientos que tuvieron las mayores alturas de plantas y número de hojas, mostraron valores medios de N, P, K, Ca, Mg y Na en comparación con los demás tratamientos. Las características químicas son importantes para la planta pero no se puede atribuir el desarrollo de la planta solo a ellas, debido al poco tiempo que permanecieron en los sustratos.

6.5.1.3 Área foliar

El área foliar (A_r) de hoja más grande y de toda la planta, se midió al concluir el experimento.

Los tratamientos T5, T6 y T13 tuvieron la mayor área foliar de la hoja más grande y superaban a los demás tratamientos, mientras que para el área foliar total los tratamientos T5 y T13 tuvieron la mayor A_r con excepción del T6 que era igual, de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$) (Cuadro 7).

El mayor número de hojas por planta se presentó en el tratamiento T3. En contraste el menor número que se presentó en los tratamientos T11 y T12. Las plantas de los tratamientos T5, T6 y T13, tuvieron las hojas con 44.673, 39.927 y

44.850 cm² de área foliar (Ar), mientras que los tratamientos T11 y T12 tuvieron las hojas más pequeñas de 5.119 y 5.179 cm² de Ar.

La mayor área foliar total, la presentaron las plantas de los tratamientos T5 y T13 con 238.34 y 248.85 cm², en contraste con los tratamientos T11 y T12 con 21.55 y 22.72 cm², que fueron los menores. Para el área foliar total de la planta se tuvo la misma tendencia que para el área foliar de la hoja mas grande, así el tratamiento T13 tuvo 248.85 cm² junto con el tratamiento T5, mientras que los tratamientos T11 y T12 tuvieron los valores menores con 21.55 y 22.72 cm².

Cuadro 7. Área foliar total y de la hoja más grande formada en la fase de crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa*.

Tratamiento	Hoja grande (área foliar)	Área foliar total
	cm ²	cm ²
T1	26.559 b	141.10 c
T2	21.660 b	112.82 c
T3	23.921 b	126.84 c
T4	28.260 b	146.43 c
T5	44.673 a	238.34 a
T6	39.927 a	215.33 ab
T7	28.049 b	138.77 c
T8	24.102 b	124.92 c
T9	22.793 b	132.12 c
T10	29.574 b	163.63 bc
T11	5.119 c	21.55 d
T12	5.179 c	22.72 d
T13	44.850 a	248.85 a
DMS	9.8156	60.145

Medias con letras distintas en la misma columna son estadísticamente diferentes (Tukey, p ≤0.05).

Se pudo observar que no necesariamente la planta con mayor número de hojas tuvo la mayor área foliar. Esto se debió, que los tratamientos con mayor área foliar tenían hojas grandes de 44.85, 44.67 y 39.93 cm² y las plantas de los tratamientos que tuvieron mayor número de hojas, pero menor cantidad de área foliar fue debido a que sus hojas más grandes fueron de 23.92 y 26.56 cm² hasta 5.12 y 5.18 cm² para los tratamientos T11 y T12 que tuvieron la menor área foliar. Este aspecto pone en evidencia la importancia de considerar el área foliar entre otros aspectos fisiológicos de la hoja (Bidwell, 1990), dado que ésta puede tener efecto en la fotosíntesis y con ello en el crecimiento de la planta. Cabe destacar que de los 13 tratamientos solo tres de ellos tuvieron la mayor área foliar total y de la hoja mas grande, así como los tratamientos que tuvieron el área foliar total menor. Esto hace referencia con base al análisis de regresión con alto coeficiente de determinación, que ya no sería necesario destruir a la planta para tomar el área foliar, con solo tomar el área foliar de la hoja mas grande se podría calcular el área total de la planta, como se demuestra en la Figura 6.

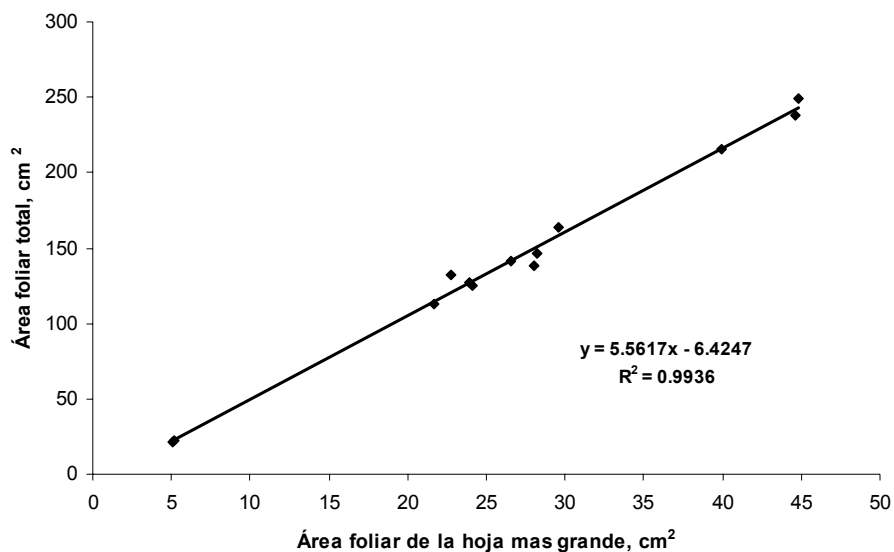


Figura 6. Relación del área foliar total con el área foliar de la hoja mas grande, en plantas de *Paulownia tomentosa*.

6.5.1.4 Longitud de tallo y raíz

Cuando el experimento concluyó se midió la longitud del tallo y de la raíz, con la finalidad de conocer la relación raíz parte aérea.

Como se muestra en el Cuadro 8, el tratamiento con la mayor longitud de tallo fue el T5 con lo cual superaba a los demás tratamientos pero igual al T6 y T13, mientras que para la longitud de raíz el tratamiento T11 superó a los demás tratamientos con excepción de los tratamientos T4, T7, T9 y T12 que eran iguales de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). Con respecto a la relación de la raíz parte aérea solo tres de los 13 tratamientos presentaron la menor relación los cuales fueron T5, T6 y T13 con 0.65, 0.84 y 0.68 respectivamente, mientras que los tratamientos T11 y T12 presentaron la mayor relación con 4.98 y 4.49.

Cuadro 8. Longitud de la parte aérea y raíz de las plantas de *Paulownia tomentosa*.

Tratamiento	Tamaño (cm)		Relación raíz parte aérea
	Tallo	Raíz	
T1	8.033 e	12.889 bc	1.60
T2	8.256 e	10.667 c	1.29
T3	11.666 cde	12.222 bc	1.05
T4	7.967 e	13.778 abc	1.73
T5	18.722 a	12.222 bc	0.65
T6	15.300 abc	12.889 bc	0.84
T7	12.589 cd	14.333 abc	1.14
T8	9.771 de	10.444 c	1.07
T9	12.922 bcd	15.222 abc	1.18
T10	12.044 cd	12.111 bc	1.01
T11	3.580 f	17.833 a	4.98
T12	3.500 f	15.722 ab	4.49
T13	16.600 ab	11.333 bc	0.68
DMS	3.7806	4.795	

Medias con letras distintas en la misma columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p \leq 0.05$).

Con base al análisis de regresión (Figura 7) aunque el coeficiente de determinación es bajo, las plantas que prácticamente no crecieron desarrollaron más su parte radical, aunque esto fue afectado por el tipo de sustratos donde crecieron ya que mientras en los tratamientos T11 y T12 formados por tezontle, bagazo y suelo (2:1:1 y 21:2:1 v/v) por cada centímetro que creció la parte aérea la raíz creció cuatro centímetros.

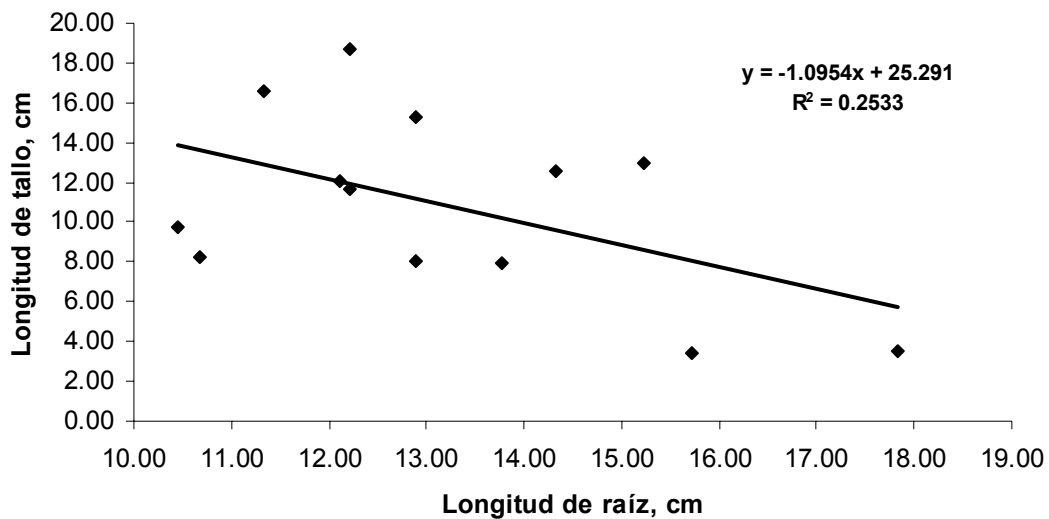


Figura 7. Correlación parte aérea y raíz de las plantas de *Paulownia tomentosa*.

6.5.2 Morfología de la raíz

El tipo de raíz que presentan las plantas de *Paulownia tomentosa* es larga y profunda. En las plantas aclimatizadas se presentaron ligeras variaciones debido a los sustratos utilizados. Así las plantas de los tratamientos que tuvieron la mayor longitud de raíz fueron los tratamientos T11 y T12 pero con crecimiento limitado de la parte aérea, mientras que el resto de los tratamientos tuvieron mayor crecimiento del tallo y la parte radical fue menor en proporción de uno a cuatro centímetros. Esto se debe, a que los tratamientos con raíces largas formaron raíz primaria y pocas raíces secundarias, mientras que los tratamientos con mayor longitud de la parte aérea, tuvieron raíces secundarias, terciarias y hasta cuaternarias, finas que abarcaron todo el sustrato del recipiente, lo que se puede

observar en las fotografías que se muestran en la Figura 8 (seleccionadas al azar una planta de cada tratamiento).

Con relación a la porosidad total, los tratamientos que presentaron los mayores valores (T5, T6, T7 y T13) tuvieron formación de raíces primarias hasta cuaternarias muy finas, mientras que los tratamientos que presentaron menor porosidad total solo formaron raíces primarias muy gruesas y largas, con algunas secundarias.

Los tratamientos T4 y T8 que tenían mayor materia orgánica, las plantas formaron abundantes raíces primarias, secundarias, terciarias y cuaternarias. Esto se puede observar en los tratamientos T1, T2 y T3 formados por tezontle y composta (1:3, 2:2, 3:1 v/v) que a medida que aumentaba el contenido de materia orgánica había más presencia de raíces en comparación al tratamiento uno que solo tuvo una parte de composta en su composición.

Se observó que las plantas tuvieron diferentes formas en la raíz causado por el efecto del sustrato donde se desarrollaron, la mayoría presentó abundante formación de raíces a excepción de los tratamientos T11 y T12 que estuvieron que solo mostró el crecimiento de su raíz primaria.

Cabe aclarar que no existe información sobre la morfología de la raíz para el género *Paulownia* pero con respecto a otras especies forestales, la morfología de la raíz de las plantas de *Paulownia tomentosa* fueron características debido a que la mayoría de las coníferas desarrollan desde la raíz primaria hasta cuaternarias, abarcando todo el sustrato de los contenedores, se puede atribuir a la compactación de los sustratos en el caso de los tratamiento T11 y T12, que se compactaron aparentemente con los riegos debido a los materiales utilizados en el sustrato. (Landis, 1990).

a)



b)

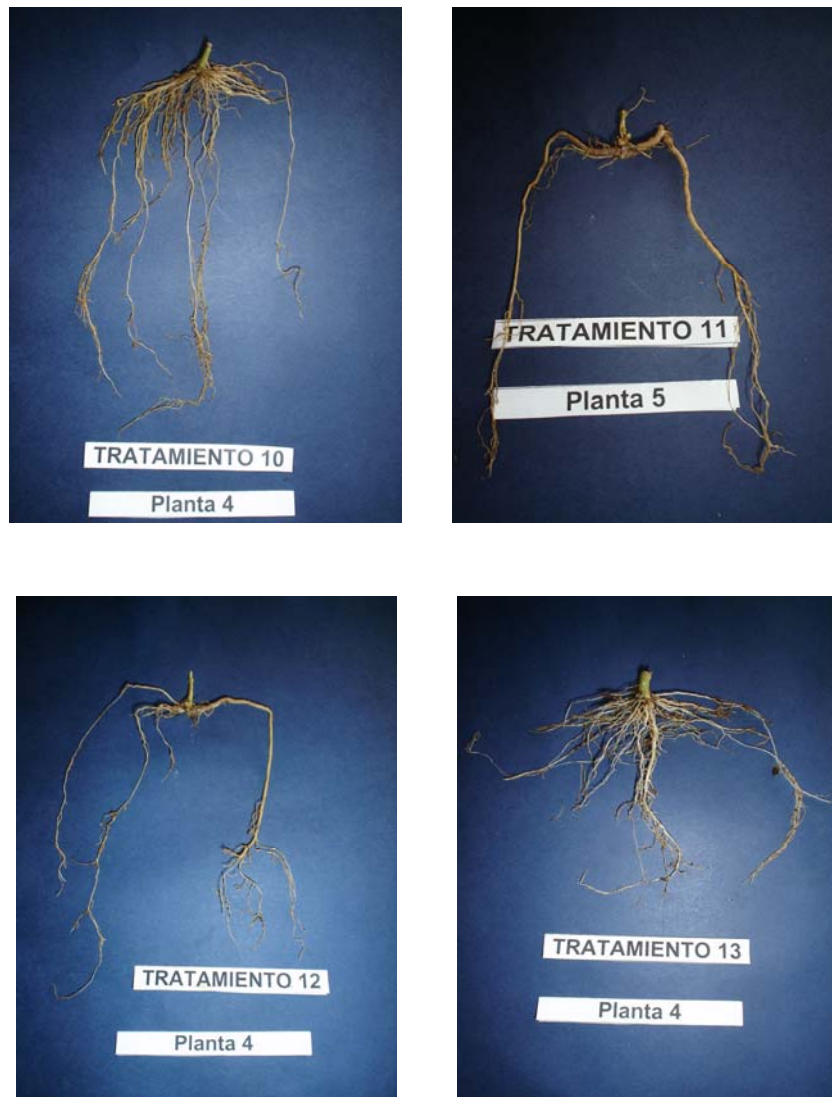


Figura 8. Morfología de las raíces de las plantas de *Paulownia tomentosa*.

6.5.3 Peso de biomasa fresca y seca de la parte aérea y raíz

Los tratamientos que tuvieron mejor desarrollo de la parte aérea y mayor número de hojas, obtuvieron mayor peso de biomasa fresca y seca. Mientras que los que tuvieron menor crecimiento y producción de hojas, obtuvieron el menor peso.

El mayor peso de biomasa fresca lo presentaron las hojas, así el tratamiento T5 superó a los demás tratamientos a excepción del tratamiento T13 que era igual. Para el peso de biomasa fresca de tallo los tratamientos T5 y T13 tuvieron el mayor peso y superaban a los demás tratamientos pero eran estadísticamente iguales al tratamiento T6. Mientras que para el peso de biomasa fresca de raíz el tratamiento T13 era superior al T2, T3, T4 y T8 pero igual a los demás tratamientos de acuerdo a la prueba de Tukey (Cuadro 9).

Cuadro 9. Peso de biomasa fresca y seca del tallo, hojas y raíz de *Paulownia tomentosa*.

Tratamiento	Peso fresco (g)					Peso seco (g)						
	Tallo		Hojas		Raíz	Tallo		Hojas		Raíz		
T1	0.32	c	1.39	c	0.34	abc	0.04	cde	0.23	ab	0.15	ab
T2	0.32	c	1.10	c	0.19	cd	0.05	bcde	0.16	b	0.13	ab
T3	0.30	c	1.21	c	0.12	d	0.06	abcd	0.17	b	0.18	a
T4	0.21	c	1.49	c	0.25	bcd	0.05	bcde	0.24	ab	0.15	ab
T5	0.86	a	2.48	a	0.37	ab	0.11	a	0.27	a	0.13	ab
T6	0.63	b	2.18	ab	0.31	abc	0.09	ab	0.26	ab	0.14	ab
T7	0.36	c	1.28	c	0.31	abc	0.05	bcde	0.18	ab	0.11	bc
T8	0.28	c	1.21	c	0.17	cd	0.07	abc	0.20	ab	0.06	c
T9	0.36	c	1.27	c	0.40	ab	0.06	abcd	0.17	ab	0.14	ab
T10	0.36	c	1.67	bc	0.30	abc	0.09	ab	0.22	ab	0.13	ab
T11	0.02	d	0.18	d	0.32	abc	0.01	e	0.06	c	0.13	ab
T12	0.02	d	0.22	d	0.32	abc	0.02	de	0.04	c	0.14	ab
T13	0.79	ab	2.58	a	0.45	a	0.09	ab	0.27	a	0.16	ab
DMS	0.190		0.587		0.173		0.0435		0.0977		0.0637	

Medias con letras distintas en la misma columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p \leq 0.05$).

Para el peso seco del tallo se presentó la misma tendencia del peso fresco, así el tratamiento T5 superó a los demás tratamientos pero era igual a los tratamientos T3, T6, T8, T9, T10 y T13. Al igual que para el peso seco de hojas, los tratamientos T5 y T13 superaron a los tratamientos T2, T3, T11 y T12 pero eran iguales estadísticamente ($p \leq 0.05$) a los demás tratamientos. Mientras que para el peso seco de raíz el tratamiento T3 fue superior a los tratamientos T7 y T8 pero fue igual a los demás tratamientos (Tukey, $p \leq 0.05$).

Como se muestra en el Cuadro 10 la mayor cantidad de humedad estuvo dada por las hojas mientras que la parte radical aportó en menor cantidad, a excepción de los tratamientos T11 y T12 que el mayor contenido de humedad estuvo dado por la raíz con 60 y 51%.

Cuadro 10. Porcentaje de humedad en tallo, hojas y raíz de plantas de *Paulownia tomentosa*.

Tratamientos	Humedad (%)		
	Tallo	Hojas	Raíz
T1	17	71	12
T2	21	74	5
T3	18	78	4
T4	11	83	6
T5	24	69	7
T6	21	73	6
T7	19	68	13
T8	16	75	9
T9	18	66	16
T10	14	77	9
T11	2	38	60
T12	2	47	51
T13	21	70	9

6.5.4 Análisis nutrimental de tejido vegetal

Se realizaron análisis nutrimentales a las plantas al final del experimento. Como se muestra en el Cuadro 11, las plantas que presentaron el mayor concentración de nitrógeno con 4.06 y 4.13%, fueron las desarrolladas en los tratamientos T8 y

T13, respectivamente, en contraste con el tratamiento T5 que presentó el menor valor con 2.85%.

En relación a la concentración de fósforo, los mayores valores 1.037, 1.037 y 1.489% los presentaron las plantas de los tratamientos T5, T8 y T13, mientras que el menor valor con 0.163%, lo presentaron las plantas del tratamiento T12.

Las mayores concentraciones de potasio 3.135 y 3.496%, lo presentaron las plantas de los tratamientos T5 y T13, en contraste con las plantas del tratamiento T12 que presentó el menor valor con 0.908%.

Con lo que respecta al calcio y magnesio las plantas de los tratamientos T2 y T8 tuvieron los mayores valores con 2.206 y 2.610% para calcio mientras que para Mg los mayores valores lo presentaron los tratamientos T2 y T3, en contraste con los tratamientos T11 y T12 que presentaron los menores valores con 0.846 y 0.412% para Ca y 0.636 y 0.308% para Mg.

Cuadro 11. Concentraciones nutrimentales de las plantas de *Paulownia tomentosa*.

Tratamiento	N	P	K	Ca	Mg	Fe	Mn	Zn	B	Cu	Na
	%					mg kg ⁻¹					
1	3.67	0.68	2.00	1.95	1.29	1.234	0.150	0.104	0.243	0.016	0.714
2	2.81	0.67	2.26	2.21	1.45	1.490	0.148	0.098	0.253	0.011	1.225
3	3.53	0.65	2.29	1.88	1.36	3.803	0.188	0.108	0.227	0.012	1.063
4	3.93	0.72	2.29	1.90	1.26	0.893	0.174	0.104	0.230	0.023	0.573
5	2.85	1.04	3.14	1.25	0.77	0.788	0.170	0.131	0.356	0.017	1.085
6	3.32	0.75	2.88	1.19	0.69	0.659	0.194	0.140	0.312	0.019	0.817
7	3.60	0.88	2.37	1.01	0.96	0.583	0.191	0.107	0.303	0.018	1.560
8	4.06	1.04	2.60	2.61	1.23	1.296	0.260	0.155	0.301	0.022	0.455
9	3.56	0.89	2.85	1.57	1.07	1.405	0.174	1.34	0.299	0.033	0.949
10	4.30	0.67	2.37	1.70	1.23	0.858	0.168	0.122	0.234	0.020	0.642
11	3.10	0.33	1.66	0.85	0.64	5.469	0.629	0.136	0.253	0.017	1.156
12	3.36	0.16	0.91	0.41	0.31	3.251	0.373	0.066	0.137	0.009	0.683
13	4.13	1.49	3.50	1.39	0.72	0.667	0.160	0.138	0.297	0.016	0.777

Las plantas del tratamiento T11 presentaron los mayores valores de Fe y Mn con 5469.85 mg kg⁻¹ y 629.60 mg kg⁻¹ respectivamente, a diferencia de los tratamientos T7, T1 y T2 que presentaron los menores valores, el primero en la concentración de Fe y los dos restantes para Mn, con 583 mg kg⁻¹ y 148.82 mg kg⁻¹ respectivamente.

En las concentraciones de zinc, boro y sodio, los tratamientos T8, T5 y T7 presentaron los mayores valores con 155.71 mg kg⁻¹ para el primer, 356.33 mg kg⁻¹ para el segundo y 1560.79 mg kg⁻¹ para el tercer nutrimento, en contraste con el tratamiento T12 presentó el valor inferior para Zn y B con 66.24 y 137.68 mg kg⁻¹ respectivamente y 455.69 mg kg⁻¹ para Na en el tratamiento T8.

La concentración de Cu en las plantas, el mayor valor lo presentó el tratamiento T9 con 33.88 mg kg⁻¹ mientras que el tratamiento T12 presentó el menor valor con 9.89 mg kg⁻¹ y el resto de los tratamientos estuvieron dentro del rango de 11.81 y 23.43 mg kg⁻¹.

Como se observó, las plantas que se desarrollaron mejor correspondieron al tratamiento T5, en relación a la altura de planta, número de hojas y área foliar así mismo presentó los mayores valores de P y K, mientras que el tratamiento T13 tuvo los mayores valores de N, P y K, que fue el tratamiento que se desarrolló mejor después del T5. En contraste el tratamiento T12 tuvo los valores más bajos de N, P y K, y por consecuencia las plantas no se desarrollaron favorablemente.

Cabe mencionar que de acuerdo a las concentraciones promedio de los elementos esenciales para la mayoría de las plantas superiores, (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn, B, Cu, entre otros) descritos por Alcántar y Trejo-Téllez (2007), los valores contenidos en las plantas de *Paulownia tomentosa* superan dichas concentraciones promedio.

6.5.5 Consistencia del cepellón

La consistencia del cepellón es una parte importante en la evaluación de sustratos, ya que de ésta depende el poder manejar a la planta adecuadamente para su trasplante a campo, un sustrato que sea pesado será más costoso de manejar que uno liviano, ya que también debe tener la cualidad de poder vaciarse fácil del contenedor sin que se desmorone. Además de esta dependerá el buen desarrollo de la planta debido a que entre mas compacto esté el sustrato la planta tendrá problemas fitopatógenos (Landis, 1990)

Así los tratamientos T5, T6 y T7 compuestos por turba y agrolita en proporción de 1:3, 2:2, 3:1 v/v, presentaron mayor consistencia al momento de vaciar los cepellones del contenedor, los cuales eran livianos y con facilidad se conseguía retirarlos. El comportamiento fue similar en tratamiento T13 debido a que estaba compuesto por turba (4:0 v/v). Los cuales se clasificaron en la categoría 1.

Los cepellones que no presentaron consistencia y que se desmoronaban fueron los tratamientos T1, T2 y T3 compuestos de composta y tezontle en proporción 3:1, 2:2 y 1:3 v/v donde se pudo observar que a medida el tezontle aumentaba en la composición, el cepellón era menos consistente. Los dos primeros tratamientos clasificaron en la categoría 2 mientras que el T3 fue en la categoría 3.

Para el tratamiento T4 y T8 que estaban compuestos, el primero por composta y agrolita (3:1 v/v), y el segundo por composta y suelo (2:2 v/v), los cepellones tuvieron mucha rigidez, además de que eran muy pesados. Clasificados en la categoría 1.

El cepellón del tratamiento T10 también presentó muy poca consistencia en el cepellón debido a que estaba formado por tezontle, composta y turba (2:1:1 v/v) y al momento de vaciarlos se desmoronaba. Y por esta cualidad se clasificó en la categoría 2.

Por último para los cepellones de los tratamientos T9, T11 y T12 que tuvieron una o dos partes de bagazo de caña de azúcar, se mostraron muy compactos y salían con facilidad del contenedor, pero era muy difícil que se desmoronaran. Los cuales se clasificaron en la categoría 1. Estas características se pueden apreciar en la fotografías de la Figura 9.

Landis (1990), relaciona la consistencia del cepellón con la sobrevivencia de plantas pero en el caso de esta investigación, tanto el tratamiento T3, que tuvo una categoría 3 como el que tuvo categoría 1 (tratamiento T5), tuvieron igual porcentaje de sobrevivencia de plantas. Las plantas que se desarrollaron mejor en cuestión de altura de planta, número de hojas, área foliar y morfología de la raíz, fueron las que crecieron en cepellones con mayor consistencia y eran livianos como los tratamientos T5, T6 y T7, en contraste con los tratamientos T11 y T12 los cuales eran consistentes pero muy rígidos y las plantas prácticamente no crecieron.

a)



b)



Figura 9. Consistencia del cepellón, de los sustratos utilizados en la aclimatización y crecimiento de plantas de *Paulownia tomentosa*.

7. CONCLUSIONES

Según los resultados obtenidos en la evaluación realizada se puede concluir que:

- a) Las características físicas de los sustratos donde las plantas tuvieron el mejor desarrollo fueron: porosidad total entre 76 y 83%, densidad aparente de 0.17 a 0.19 g cm⁻³ y densidad real de 0.78 a 1.04 g cm⁻³.
- b) Las plantas de los sustratos que presentaron valores de pH entre 5.27 y 5.87 así como CE de 0.04 hasta 0.38 dS m⁻¹, y el porcentaje de M.O. entre 1.24 y 3.10%, tuvieron los mayores valores de sobrevivencia de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.
- c) El sustrato que mostró los mejores resultados para la aclimatización de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*, fue el compuesto por tres partes de turba y una de agrolita,
- d) El suelo y la composta de cachaza de caña de azúcar no fueron favorables para la aclimatización de plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*, debido a su alto contenido de materia orgánica, la cual provocó el crecimiento de microorganismos que afectaron la sobrevivencia
- e) Las plantas de los tratamientos compuestos por tezontle, bagazo de caña de azúcar y suelo presentaron el menor crecimiento y desarrollo de plantas de *Paulownia tomentosa*.
- f) El tamaño de los contenedores limitó el crecimiento de las plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.
- g) La fase de aclimatización es determinante para el post-desarrollo de la plantas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.
- h) El número de hojas desarrolladas en las plantas de *Paulownia tomentosa*, no determinó el contenido de área foliar.
- i) La mayoría de las plantas desarrolladas en los diferentes sustratos presentaron una relación raíz parte aérea de 0.65 a 1.73, a excepción de los tratamientos formados por tezontle, bagazo y suelo (2:1:1 y 1:2:1 v/v), que presentaron una relación de 4.98 y 4.49.

- j) El mayor peso de biomasa seca y fresca lo presentaron las plantas desarrolladas en el tratamiento compuesto por turba y agrolita en proporción de 3:1 v/v y estuvo determinado por las hojas.
- k) El tratamiento formado solo de turba, tuvo los mayores valores de N, P y K mientras que el T5 solo tuvo los mayores valores de P y K.
- l) La mejor consistencia de cepellón (poroso y liviano), la presentaron los tratamientos formados por turba y agrolita, en contraste con los formados por tezontle, bagazo de caña de azúcar y suelo que tuvieron una consistencia rígida y pesada.

8. RECOMENDACIONES

Según los resultados obtenidos en la evaluación realizada se puede recomendar que:

- a) Para realizar evaluación de tipos de sustratos en la fase de aclimatización es necesario esterilizar los materiales que se utilicen para las mezclas cuando las plantas provenga de propagación *in vitro*.
- b) Es necesario seguir probando mezclas para la producción de plantas en invernadero, que sustituyan principalmente a la turba debido a que es material de importación.
- c) Al momento de realizar las mezclas es necesario analizar previamente el tipo de material y las proporciones de este al momento de la mezcla, considerando principalmente sus características físicas como: porosidad total, de aireación y de retención de humedad, así como la densidad aparente y real; y entre las químicas el pH, conductividad eléctrica, materia orgánica, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio.
- d) Se recomienda la metodología utilizada en la etapa de aclimatización para plantas propagadas *in vitro* ya que fue favorable para el desarrollo de las plantas de *Paulownia tomentosa*.
- e) El bagazo de caña de azúcar no se recomienda para la aclimatización de plántulas de *Paulownia tomentosa* propagadas *in vitro*.
- f) Se recomienda utilizar composta de cachaza de caña de azúcar madura (compostada al menos 8 meses), libre de impurezas, y esterilizada.
- g) Se debe utilizar el tamaño adecuado de contenedores tomando en cuenta el desarrollo de la planta y el tiempo que dure su fase de aclimatización y adaptación.

9. BIBLIOGRAFÍA

Abad, 1993. Manual de cultivo sin suelo. Universidad de Almería, España. Ediciones Mundi-Prensa. Almería, España.137-182p

Alcántar y Sandoval, 1999. Manual de Análisis químico de tejido vegetal. Publicación especial 10. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México. 156p.

Alcántar, G. G., y Trejo, T. L., 2007. Nutrición de cultivos. Ediciones Mundi-prensa México y Colegio de Postgraduados. México.454p

Anuario estadístico de la producción forestal de México, 2002 y 2004.

Atlas forestal de México, 1999.

Baker, J., 2006. Paulownia Intercropping in Heze, Shandong Province: Its Past Success, Current Demise, and Future Potential. University of state of Michigan. 24p

Bastida, T. A., 2002. Sustratos hidropónicos. Universidad Autónoma Chapingo. Serie de publicaciones AGRIBOT. Chapingo, Mexico. 72p.

Bidwell, R. G. S., 1990. Fisiología vegetal. AGT Editor, S.A. Primera reimpresión en español. 784p.

Bosa, N., Calvete, E. O., Klein V. A., Suzin, M., 2003. Crescimento de mudas de gipsofilia em diferentes substratos. Horticultura Brasileira. 21(3):514-519

Buckman, H. O. y Brady, C. N., 1977. Naturaleza y propiedades de los suelos. Edición Montaner y Simón S.A., Barcelona, España. 590p.

Colombo, L. B., Tadeo, de F. R., Marhino, de A. A., De Batista, F. I. C., 2005. Aclimatizacao de um híbrido de *Cattleya* em substratos de origen vegetal sob dois sistemas de irrigacao. Acta Scientarum. Agronomy. 27(1):145-150

- Da Silva, R. P., Peixoto, J. R., Vilela, J. N. T., 2001.** Influencia de diversos substratos no desenvolvimento de mudas de maracujazeiro azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *Flavicarpa* DEG). Revista brasileira de fruticultura. 23(2):377-381
- De Souza, E. R. B., Veloso, N. R., Fernandes, C. I., Divino, B. J., Mozena, L. W., 2000.** Emergencia e crescimento de plantas de cagaita (*Eugenia dysenterica* DC.) em diferentes substratos. Revista Brasileira de Fruticultura. 22(3):426-430
- Dos Santos A. M. R., Timbó A. L. O., Carvalho A. C. P. P., Morais S. J. P., 2004.** Avalicao de substratos e adubos organicos na aclimatizacao de plantulas de *Heliconia psittacorum*. Pesquisa agropecuaria brasileira. 39 (10):1049-1051
- Dourado, S. G., Alves, F. A., Toledo, P. M. C. Horts, B. C., y Lopes, de S. D., 1999.** Aclimatacao de mudas de bananeira (*Musa* spp.) “prata” (AAB) em diferentes substratos. Revista Ceres. 46(267):543-554
- Elhert, P. A. D., Luz, J. M. Q., Inneco, R., 2004.** Propagacao vegetativa de alfavaca-cravo utilizando diferentes tipos de estacas e substratos. Horticultura Brasileira. 22(1):10-13
- Enríquez, del V. J. R., Velásquez, T. B., Vallejo, F. A. R. y Velasco, V. V. A., 2005.** Nutrición de plantas de *Dentranthema grandiflora* obtenidas *in vitro* durante su aclimatación en invernadero. Revista Fitotecnia Mexicana. 28(4):377-383
- Erig, C. A., Schuch, M. W., Chaves, A. da C., 2004.** Enraizamiento *in vitro* e aclimatizacao de mudas de marmeleiro cvs mc e adams, utilizadas como porta-enxerto para a Pereira. Scientia Agraria. 5(1-2):61-68

- Fernandes C., Corá J.E., Braz L.T., 2006.** Alteracoes nas propriedades físicas de substratos para cultivo de tomate cereja, em funcao de sua reutilizacao. Horticultura Brasileira. Vol.24, No.1, p.94-98. Brasil.
- Foucard, J. C., 1997.** Los substratos para el cultivo fuera del suelo. Viveros. De la producción a la plantación. Innovaciones técnicas. Productos y mercados. Ed. Mundi prensa, p. 117-131. Barcelona, España.
- González, T.M., y Mogollón, N.J., 1998.** Comportamiento del Ginger rosado (*Alpinia purpurata* (Vieill) K. Shum.) en seis sustratos durante la fase de aclimatización. Proceedings of the Interramerican Society for Tropical Horticulture. 42:77-81
- Gratapalia D., Machado, M A., 1999.** Micropropagacao: In: Torres A.C., Caldas L.S., Buso J.A. (ed9. Cultura de tecidos e transformacao genética de plantas. Brsilia:EMBRAPA-SPI/EMBRAPA-CNPH. (1):183-260
- Hartmann, H. T., y D. E. Kester., 2002.** Propagación de plantas y principios básicos. CECSA. México D.F. 814p.
- Hernández, A., 2001.** Manejo agronómico integral de sustratos, métodos de siembra y biofertilización en la producción sostenible de tubérculos-semilla de papa por semilla sexual. Cultivos Tropicales. 22(2):21-27
- Hoffmann, A., Pasqual, M., Chalfun, J.N.N., y Borges, F.C., 2001.** Efeito de substratos na aclimatizacao de plantas micropropagadas do porta-enxerto de macieira "marubakaido". Ciencia Agrotecnia, Lavras. 25(2):462-467
- Hua, Z. Z., Ju, C C., Yu, L. X., Gao, X. Y.1986.** Paulownia in china: cultivation and utilization. Chinese Academy of Forestry Staff.Beijin, China. 87p
- Ingenio San Rafael de Pucté, 2004.** Información personal. Zafra 2003-2004. Javier Rojo Gómez, Quintana Roo.

- Izquierdo, H., Quiñones, Y., Disotuar, R. y Pedroso, D., 2002.** Evaluación de diferentes sustratos en la aclimatización de vitroplantas y microbulbillos de ajo (*Allium sativum* L.). Cultivos Tropicales. 23(3):63-69
- Jabur, M. A. y Martins, A. B. G., 2002.** Influencia de sustratos na formacao dos porta-enxertos: limoeiro-cravo (*Citrus limonia* Osbeck) e tangerineira-cleópatra (*Citrus reshni* Hort. Ex Tanaka) em ambiente protegido. Revista Brasileira de Fruticultura. 24(2):514-518
- Jackson M.L., 1970.** Análisis químico de suelos. Ediciones Omega. Barcelona, España. 642p.
- Landis, T.D., 1990.** Manual de viveros para la producción de especies forestales en contenedor. Vol. 2: Contenedores y medios de crecimiento. Departamento de Agricultura. Oregón, E.U.A. 52p
- Maciel, S. C., Voltolini, J. A., Pedrotti, E. L., 2002.** Enraizamiento *ex vitro* e aclimatizacao do porta-enxerto de macieria marubakaido micropropagado. Revista Brasileira de fruticultura. 24(2):289-292
- Mendoça, V., Neto, S. E. A., Darlan, R. J., Pio R. Y Almeida, G. T. Ch., 2003.** Diferentes sustratos e recipientes na formacao de mudas de mamoeiro “sunrise solo”. Revista Brasileira de fruticultura. 25(1):127-130
- Moraes, L. M., Dias, C. L.,C., Tadeo, F. R., 2002.** Sustratos para aclimatizacao de palntulas de *Dendrobium nobile* Lindl. (Orchidaceae) propagadas *in vitro*. Acta Scientiarum. 24(5):1397-1400
- Nogueira, R. J. M. C., Bandeira, A. M., Silva, J. F., 2003.** Efeito do substrato na emergencia, crescimento e comportamento estomático em plantulas de mangabeira. Revista Brasileira de Fruticultura. 25(1):15-18

- Olivera, O. V. Z., Gutierrez, E. M. A., Gutiérrez, E. J.A . y Andrade, R. M., 2000.** Cultivo *in vitro* de gerbera (*Gerbera jamesonii* H. Bolus) y su aclimatación en invernadero. *Bioagro*. 12(3):75-80
- Oliveira, J. A., Junqueira, N. T. V., Peixoto, J. R., Pereira, A. V., 2002.** Efeito dos substratos artificiais no enraizamento e no desenvolvimento de estacas de maracujazeiro-azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *Flavicarpa* Deg). *Revista Brasileira de Fruticultura*. 24(2):505-508
- Ortiz, R., De la fe C. y Lara, D., 1998.** Aportes a la tecnología de micropropagación de la caña de azúcar aplicada en cuba. I. Sustrato más eficiente para la adaptación de vitroplantas. *Cultivos tropicales*. 19(2):45-50
- Paulus, D., Medeiros, S. L. P., Santos, O. S., Rifle, C., Fabbrin, G., Paulus, E., 2005.** substratos na producao hidroponica de mudas de hortela. *Horticultura Brasileira*. 23(1):48-50
- Paz, D. R. Villegas, M. A. Trejo, L. C. Terrazas, S. T. Cervantes, M. C., 2003.** Niveles de sacarosa y pérdida de agua del medio de cultivo durante el enraizamiento in vitro de dos porta-injertos de vid. *Revista chapingo: serie horticultura*. 2(10):119-126
- Pedrotti, E. L. y Voltolini, J. A., 2001.** Enraizamiento ex vitro e aclimatizacao do porta-enxerto de macieira M.9. *Revista Brasileira de Fruticultura*. 23(2):234:239
- Rodrigues, P. H. V., Pereira, L. A. M., Ambrosano, G. M. B., Batista, D. M. F., 2005.** Acclimatization of micropropagated *Heliconia bihai* (heliconiaceae) plants. *Sci. Agric. (Piracicaba, Braz)*. 62(3):299-301
- Rodríguez, R., Escalona, M., Rodríguez, Y., Cid M., González O. J. L., 2000.** Aclimatización de plántulas de caña de azúcar (*saccharum* sp. híbrido) provenientes de sistemas de inmersión temporal. *Cultivos Tropicales*. 21(3):21-56

- Rodríguez, M. R., 2004.** Desarrollo y caracterización de sustratos orgánicos a partir del bagazo de agave tequilero. Tesis de doctoral. Colegio de Postgraduados campus Montecillo. 134p.
- Rodríguez, S. F., 2005.** Fertilizantes. Nutrición vegetal. Editorial AGT. México, D.F. 157p.
- Sánchez M (2003).** Paulownia tomentosa-paulownia. Asociación española de arboricultura. La cultura del árbol 34:27-28
- SAS, 1990.** SAS/STAT User's guide. Ver.6. SAS Institute, Inc Cary, NC. 1686p
- Schiavo, J. A. y Martins, M. A., 2002.** Producao de mudas de goiabeira (*Psidium guajava* L.), inoculadas com o fungo micorrizico arbuscular *Glomus clarum*, em substrato agro-industrial. Revista Brasileira de Fruticultura. 24(2):519-523
- Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales SEMARNAT, 2005.**
- Smiderle, O. J., Busch, S. A., Hissae, H .A., Minami, K., 2001.** Producao de mudas de alface, pepino, e pimentao em sustratos combinando areia, solo e Plantmax. Horticultura Brasileira. 19(3):253-257
- Torres, A. C., Duval, F. D., Ribeiro, D. G., Barros, A. F. F., Aragao, F. A. D., 2005.** Efeito de sacarose, cinetina, isopentil adenina e zeatina no desenvolvimento de embrioes de *Heliconia rostrata in vitro*. Horticultura Brasileira. 23(3):789-792
- Urrestarazu, G. M., 2000.** Manual de cultivo sin suelo. Universidad de Almería, España. Ediciones Mundi-Prensa. Almería, España.137-182p
- Vargas, H., Martínez, W. O., y Corchuelo, R. G., 1998.** Reguladores de crecimiento y sustratos naturales para la aclimatación de vitro-plántulas de piña *Ananas comosus* (L.) Merr. Agronomía Colombiana. 15(2,3):163-171

- Vargas, T. P., 2007.** Caracterización física, química y biológica de polvo de coco y tezontle como sustratos. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Campus Montecillo. Estado de México. 93p.
- Vidal, L. H. I., Souza, J. R. P., Fonseca, E. P., Bordin, I., 2006.** Qualidade de mudas de guaco produzidas por estaquia em casca de arroz carbonizada com vermicomposto. Horticultura Brasileira. 24(1):26-30.
- Villa, F., Pasqual M., Gomes de A. A., Salles, L. A. P., 2006.** Micropagacao da amoreira-preta (*Rubus* spp.) e efeito de sustratos na aclimatacao de plantulas. Acta scientiarum-Agronomy. 28(1):47-53
- Wagner, Jr. A., Couto, M., Franzon, R. C., 2004.** Efeito de sustratos na aclimatizacao de plantas micropropagadas do portaenxerto de amexeira marianna 2624. Revista Ceres 51(295):317-323
- Zamora, M. B. P., Sánchez, G. P., Volke, H. V. H., Espinosa, V. O. y Galvis, S. A., 2005.** Formulación de mezclas de sustratos mediante programación lineal. Interciencia. 30(6):365-369

www.wikipedia.org/wiki/Paulownia

Apéndice. Experimento 2.- Crecimiento de plantas de Paulownia tomentosa en diferentes sustratos.

Apéndice 1. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T1.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	21.434	21.434	7.72
Error	16	44.443	2.778	
Total	17	65.877		

Apéndice 2. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T2

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	31.370	31.370	25.38
Error	16	19.776	1.236	
Total	17	51.146		

Apéndice 3. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T3

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	65.423	65.423	114.28
Error	16	9.160	0.573	
Total	17	74.583		

Apéndice 4. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T4

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	34.028	34.028	40.62
Error	16	13.402	0.838	
Total	17	47.429		

Apéndice 5. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T5

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	309.55	309.55	219.46
Error	16	22.57	1.41	
Total	17	332.12		

Apéndice 6. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T6

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	205.10	205.10	57.67
Error	16	56.90	3.56	
Total	17	262.00		

Apéndice 7. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T7

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	163.79	163.79	103.06
Error	16	25.43	1.59	
Total	17	189.22		

Apéndice 8. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T8

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	76.990	76.990	61.92
Error	16	19.894	1.243	
Total	17	96.883		

Apéndice 9. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T9

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	63.347	63.47	9.60
Error	16	105.563	6.598	
Total	17	168.910		

Apéndice 10. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T10

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	72.580	72.580	26.04
Error	16	44.604	2.788	
Total	17	117.184		

Apéndice 11. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T11

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	1.0987	1.0987	5.90
Error	16	2.9783	0.1861	
Total	17	4.0770		

Apéndice 12. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T12

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	0.4541	0.4541	3.94
Error	16	1.8445	0.1153	
Total	17	2.2986		

Apéndice 13. Análisis de varianza de un modelo de regresión lineal simple, para la variable altura del tratamiento T13

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	203.93	203.93	458.63
Error	16	7.11	0.44	
Total	17	211.05		

Apéndice 14. Análisis de varianza de un modelo completamente al azar para la variable altura inicial, de las plantas de Paulownia en la fase de adaptación.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	80.7558	6.7296	8.47
Error	65	51.6528	0.7946	
Total	77	132.4087		
	C.V.	21.01937	R²	0.609898

Apéndice 15. Análisis de varianza de un modelo completamente al azar para la variable altura a los 15 días, de las plantas de Paulownia en la fase de adaptación.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	431.9597	35.9966	20.43
Error	65	114.5104	1.7616	
Total	77	546.4701		
	C.V.	19.19543	R²	0.790454

Apéndice 16. Análisis de varianza de un modelo completamente al azar para la variable altura a los 30 días, de las plantas de Paulownia en la fase de adaptación.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	1089.6169	90.8014	29.47
Error	65	200.2469	3.0807	
Total	77	1289.8639		
	C.V.	19.20	R²	0.8447

Apéndice 17. Análisis de varianza de un modelo completamente al azar para la variable numero de hojas inicial, de las plantas de Paulownia en la fase de adaptación.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	16.0221	1.3351	3.55
Error	65	244.129	0.3755	
Total	77	40.4350		
	C.V.	22.72	R²	0.3962

Apéndice 18. Análisis de varianza de un modelo completamente al azar para la variable numero de hojas a los 15 días, de las plantas de Paulownia en la fase de adaptación.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	91.4944	7.6245	17.55
Error	65	28.2377	0.4344	
Total	77	119.7321		
	C.V.	13.42	R²	0.7641

Apéndice 19. Análisis de varianza de un modelo completamente al azar para la variable número de hojas a los 30 días, de las plantas de Paulownia en la fase de adaptación.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	186.2026	15.5168	31.64
Error	65	31.8808	0.4904	
Total	77	218.0834		
	C.V.	11.37	R²	0.8538

Apéndice 20. Análisis de varianza completamente al azar para la variable hoja grande (área foliar), en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	16411.72	1367.64	36.28
Error	104	3920.85	37.70	
Total	116	20332.57		
	C.V.	23.15	R²	0.8071

Apéndice 21. Análisis de varianza completamente al azar para la variable área foliar, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	510933.29	42577.77	30.08
Error	104	147210.87	1415.48	
Total	116	658144.17		
	C.V.	26.67	R²	0.7763

Apéndice 22. Análisis de varianza completamente al azar para la variable número total de hojas, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	446.52	37.21	16.59
Error	104	233.33	2.24	
Total	116	679.86		
	C.V.	14.92	R²	0.6567

Apéndice 23. Análisis de varianza completamente al azar para la variable longitud de raíz, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	488.91	40.74	4.53
Error	104	935.66	8.99	
Total	116	1424.57		
	C.V.	22.71	R²	0.3431

Apéndice 24. Análisis de varianza completamente al azar para la variable longitud de tallo, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	2316.30	193.02	34.51
Error	104	581.64	5.59	
Total	116	2897.94		
	C.V.	21.84	R²	0.7992

Apéndice 25. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 1, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	17.799	17.799	3.52
Error	7	35.421	5.060	
Total	8	53.220		

Apéndice 26. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 2, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	0.000	0.000	0.00
Error	7	8.542	1.220	
Total	8	8.542		

Apéndice 27. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 3, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	0.235	0.235	0.09
Error	7	19.107	2.730	
Total	8	19.342		

Apéndice 28. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 4, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	3.3247	3.3247	3.48
Error	7	6.6953	0.9565	
Total	8	10.0200		

Apéndice 29. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 5, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	1.433	1.433	0.17
Error	7	60.142	8.592	
Total	8	61.576		

Apéndice 30. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 6, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	0.014	0.014	0.00
Error	7	33.046	4.721	
Total	8	33.060		

Apéndice 31. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 7, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	1.83	1.83	0.13
Error	7	100.13	14.30	
Total	8	101.97		

Apéndice 32. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 8, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	10.020	10.020	2.69
Error	7	26.109	3.730	
Total	8	36.129		

Apéndice 33. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 9, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	2.55	2.55	0.12
Error	7	148.66	21.24	
Total	8	151.22		

Apéndice 34. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 10, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	1.007	1.007	0.60
Error	7	11.815	1.688	
Total	8	12.822		

Apéndice 35. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 11, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	1.232	1.232	1.21
Error	7	7.144	1.021	
Total	8	8.376		

Apéndice 36. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 12, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	0.459	0.459	0.26
Error	7	12.297	1.757	
Total	8	12.756		

Apéndice 37. Análisis de varianza de regresión para la relación raíz tallo del tratamiento 13, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	1	26.294	26.294	3.97
Error	7	46.326	6.618	
Total	8	72.620		

Apéndice 38. Análisis de varianza completamente al azar para la variable peso fresco de raíz, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	0.9332	0.0777	6.57
Error	104	1.2313	0.0118	
Total	116	2.1646		
	C.V.	36.21	R²	0.4311

Apéndice 39. Análisis de varianza completamente al azar para la variable peso fresco de tallo, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	7.0089	0.5840	40.94
Error	104	1.4836	0.0142	
Total	116	8.4925		
	C.V.	31.86	R²	0.8253

Apéndice 40. Análisis de varianza completamente al azar para la variable peso fresco de hojas, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	12	57.0025	4.7502	35.13
Error	104	14.0645	0.1352	
Total	116	71.0671		
	C.V.	26.10	R²	0.8020

Apéndice 41. Análisis de varianza completamente al azar para la variable peso seco de raíz, en el desarrollo de las plántulas de Paulownia.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	0.0883	0.0073	4.63
Error	104	0.1651	0.0015	
Total	116	0.2534		
	C.V.	28.81	R²	0.3483

Apéndice 42. Análisis de varianza completamente al azar para la variable peso seco de tallo, en el desarrollo de las plántulas de *Paulownia*.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Tratamiento	12	0.0774	0.0064	8.71
Error	104	0.0770	0.0007	
Total	116	0.1545		
	C.V.	41.80	R²	0.5011

Apéndice 43. Análisis de varianza completamente al azar para la variable peso seco de hojas, en el desarrollo de las plántulas de *Paulownia*.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Fo
Regresión	12	0.5697	0.0474	12.70
Error	104	0.3887	0.0067	
Total	116	0.9584		
	C.V.	31.42	R²	0.5944

Apéndice 44. Modelos de regresión de los tratamientos utilizados en la aclimatización y adaptación de plantas de *Paulownia tomentosa*.

Tratamiento	Modelo de regresión	R²
T1	Y= 0.0922x + 3.383	0.3255
T2	Y= 0.1114x + 2.9677	0.06131
T3	Y= 0.161x + 4.4798	0.8772
T4	Y= 0.1161x + 3.4705	0.7173
T5	Y= 0.3503x + 5.6756	0.9319
T6	Y= 0.285x + 4.6108	0.7829
T7	Y= 0.2548x + 3.8428	0.8656
T8	Y= 0.1747x + 4.1548	0.7947
T9	Y= 0.1583x + 5.5442	0.3748
T10	Y= 0.1695x + 4.1701	0.6189
T11	Y= 0.0208x + 3.0508	0.2684
T12	Y= 0.0133x + 3.1384	0.1943
T13	Y= 0.2842x + 5.8452	0.9664