

**Sustratos, tamaño de recipiente y ambiente de cultivo en el crecimiento inicial de *Cariniana pyriformis* Miers**



**Shallon Natalia Sánchez Quintero**

**Directores:**

**Andrés Iván Prato Sarmiento**

**Ingeniero agrónomo - Magister en Fitotecnia**

**Cooperacion Colombiana de Investigacion Agropecuaria – Corpoica**

**Investigador – C.I La Suiza**

**Max Alejandro Triana Gomez**

**Ingeniero forestal - Magister en Producción, Manejo y Conservación de Recursos Naturales**

**Profesor– Investigador**

**Universidad Distrital Francisco Jose de Caldas - Facultad del Medio Ambiente y Recursos Naturales**

**UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS  
FACULTAD DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES  
PROGRAMA DE INGENIERÍA FORESTAL**

**Sustratos, tamaño de recipiente y ambiente de cultivo en el crecimiento inicial de  
*Cariniana pyriformis* Miers**

**Shallon Natalia Sánchez Quintero**

**Trabajo de grado  
Modalidad Investigación - Innovación  
Para optar al título de Ingeniera Forestal**

**Bogotá D.C, febrero de 2017**

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco a la vida por ponerme las personas indicadas para emprender este camino, en especial a mis padres quienes a lo largo de su vida con paciencia y amor fomentaron mi pasión por la academia, el enriquecimiento personal y espiritual. A mis abuelos que me han acompañado en este trayecto de aventuras y consejos. A mis hermanos y familiares que han participado en todas mis hazañas y aventuras, a la Universidad distrital Francisco José de Caldas, por permitirme conocer esta hermosa carrera, aprender del uso y manejo del bosque. Por último, a aquellos amigos y personas que constantemente compartieron mi sueño de ser ingeniera forestal. Por el camino que recorrimos Sie Ocasa.

A la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica) adscrita al Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural por el financiamiento y a los funcionarios del Centro de Investigación La Suiza por el apoyo durante la conducción del experimento, y a las Unidades Tecnológicas de Santander (UTS). Este trabajo de investigación hizo parte del proyecto “Estrategias de planificación y manejo de plantaciones forestales en agroecosistemas de Colombia” (inicio: enero/2014; termino: diciembre/2017), perteneciente a Red de Innovación de Cultivos Permanentes de Corpoica.

**Autor:** Shallon Natalia Sánchez Quintero

**Director externo:** Andrés Iván Prato Sarmiento

**Director interno:** Max Alejandro Triana Gómez

## **RESUMEN**

El abarco o colombiano mahogany (*Cariniana pyriformis* Miers - Lecythidaceae) es una arbórea nativa de Colombia con elevados atributos maderables y potencial en los programas de reforestación, sistemas agroforestales con cacao y restauración de bosques naturales. No obstante, se encuentra vulnerable a la extinción por lo que se buscan tecnologías que faciliten la producción de plántulas de manera eficiente y a bajo costo. El presente estudio fue conducido en el Centro de Investigación La Suiza – Corpoica (Rionegro, Santander) y evaluó dos ambientes de cultivo: vivero con malla negra para 65% de sombra y ambiente protegido con cobertura plástica antitérmica y fotoselectivo a la radiación U.V, proporcionando sombra del 50%. En cada ambiente se empleó el diseño de parcelas divididas en arreglo de bloques completos al azar con cuatro repeticiones. La parcela principal correspondió a cinco sustratos que contenían diferentes proporciones volumétricas de arena (Ar), corteza de pino molida (CP), fibra de coco lavada (FC), compost comercial (CT) y suelo de la región (Sr), a seguir: S1= 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr; S2= 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr; S3= 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr; S4= 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y S5= 25 % CP + 25 % CT + 50 %. La subparcela correspondió a dos tamaños de recipientes (bolsas plásticas): V1 (450 cm<sup>3</sup>, 10 cm x 16 cm) y V2 (550 cm<sup>3</sup>, 10 cm x 22 cm). Transcurridos 77 días después de la siembra, las plántulas dentro del ambiente protegido aumentaron sus valores frente al vivero un 6, 14, 27, 34 y 39 % para el diámetro de tallo (DT), altura (AP), Índice de Calidad de Dickson (ICD), masa seca total (MST) y area foliar (AF), respectivamente. Así mismo, el sustrato S2 registró los valores más altos para AP y DT, siendo superior solo con el sustrato S4. No hubo diferencias marcantes en los sustratos para el vivero. La bolsa plástica V1 evidenció mayor valor para el ICD. En general, no se alcanzaron atributos satisfactorios de calidad en las plántulas para su establecimiento en campo. Dado los mayores costes del sustrato S2, también se recomienda la producción del abarco en ambiente protegido empleándose el sustrato S1, puesto que promueve su vigor y es rentable.

**Palabras claves:** propagación, sustratos, especies nativas, Índice de Calidad de Dickson

## TABLA DE CONTENIDO

<b>1.</b>	<b>INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
<b>2.</b>	<b>OBJETIVO GENERAL</b> .....	<b>3</b>
<b>3.</b>	<b>OBJETIVOS ESPECÍFICOS</b> .....	<b>3</b>
<b>4.</b>	<b>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</b> .....	<b>4</b>
	<i>Cariniana pyriformis</i> Miers .....	4
	Sustratos más comunes empleados en los viveros forestales.....	5
	Calidad de plántulas.....	11
	Ambientes de cultivo .....	13
	Recipientes en vivero.....	14
<b>5.</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	<b>16</b>
	Área de estudio.....	16
	Instalación del ensayo .....	16
	Preparación de sustratos.....	18
	Diseño experimental y análisis estadístico .....	200
<b>6.</b>	<b>RESULTADOS</b> .....	<b>24</b>
	Influencia de los sustratos, tamaño de recipiente y ambiente de cultivo durante el crecimiento de las plántulas .....	24
	Costo de la materia prima para la formulacion de los sustratos.....	311
<b>7.</b>	<b>DISCUSIÓN</b> .....	<b>33</b>
<b>8.</b>	<b>CONCLUSIONES</b> .....	<b>36</b>
<b>9.</b>	<b>DISPOSICIONES FINALES</b> .....	<b>37</b>
<b>10.</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA</b> .....	<b>38</b>
<b>11.</b>	<b>ANEXOS</b> .....	<b>¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.</b>

## 1. INTRODUCCIÓN

Colombia es uno de los países con mayor biodiversidad en el mundo, es por esto que el Plan Nacional de Desarrollo Forestal del año 2000 adscrito al Programa de Ordenación, Conservación y Restauración de Ecosistemas Forestales y al Programa de Desarrollo de Cadenas Forestales Productivas, tienen como objetivo la investigación y el desarrollo de modelos competitivos para especies nativas. Sin embargo, el panorama actual continúa siendo poco alentador puesto que los bosques naturales representan alrededor de 84,1% de la oferta nacional de madera, mientras las plantaciones forestales tan solo aportan el 12,4% (MADR, 2011). Lo anterior resulta más crítico si son consideradas las 59.558.064 hectáreas de bosque natural que posee el país, con pérdidas de cobertura estimadas en 124.035 ha año<sup>-1</sup> (IDEAM, 2015). Esto surge de la falta de información robusta y consolidada en silvicultura de especies nativas que sean estratégicas en términos de conservación y productividad, lo que potencializaría la diversificación de la cadena forestal nacional.

Desde hace décadas, diversas instituciones públicas y privadas han realizado investigaciones en silvicultura, especialmente en germinación y propagación, enfocando especies objeto de conservación y de potencial productivo forestal como el abarco (*Cariniana pyriformis* Miers). Dicha especie posee ventajas para la conservación, reforestación y restauración de las zonas de vida de bosque húmedo y muy húmedo tropical (Klinger, 2008); además, se promueve como especie potencial en sistemas agroforestales con cacao. Todos estos mecanismos surgen a partir de la sobreexplotación de la madera, la tala y disminución de su hábitat natural que han ocasionado que sea categorizada como especie en Peligro Crítico (CR A2cd+4cd), según la IUCN, a nivel nacional (Cárdenas & Salinas, 2007). Por lo anterior, nace el interés de evaluar los factores que influyen en el crecimiento inicial y la calidad de plántulas de abarco producidas durante la fase de vivero.

*Cariniana pyriformis* Miers pertenece a la familia Lecythidaceae, abarca diez géneros y 210 especies distribuidas en Centroamérica y Suramérica. El género *Cariniana* consta de 16 especies descritas que se localizan desde Colombia y Venezuela hasta Brasil (Huang, Mori & Prance, 2008; Huang, Mori & Kelly, 2015). El abarco o colombiano mahogany es un árbol caducifolio, de alturas superiores a los 30 metros, diámetros a la altura del pecho DAP mayores

a 100 cm, que se caracteriza por tener copa frondosa y corteza desprendible en tiras largas (Cárdenas et al., 2015). El abarco es ampliamente utilizado en la construcción y fabricación, especialmente para la ebanistería y botes, así mismo su corteza y fruto son utilizados para artesanías y las semillas como alimento (Gómez & Toro, 2007; SINCHI, 2012).

Para la producción de especies forestales en las primeras etapas de crecimiento es importante monitorear factores asociados a la disponibilidad de nutrientes, el espacio de crecimiento y el ambiente de cultivo para su sobrevivencia, estos pueden ser estudiados en vivero evaluando las características fisiológicas y morfológicas de las plantas (Días, 2011).

El presente estudio evaluó el comportamiento que presentaron las plántulas de abarco bajo dos ambientes de cultivo, vivero con polisombra y ambiente protegido, dos tamaños de recipientes (bolsas plásticas) y cinco formulaciones de sustratos. Se planteó como hipótesis que dichos factores influyen en el tiempo requerido para la obtención de plántulas de alta calidad y vigor antes de su establecimiento en campo, siendo el ambiente protegido el sistema de producción que mayores ventajas conlleva comparativamente al vivero agrícola.

## **2. OBJETIVO GENERAL**

Evaluar el crecimiento inicial de abarco *Cariniana pyriformis* Miers en diferentes sustratos, tamaños de recipiente y ambientes de cultivo.

## **3. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Identificar las propiedades físico-químicas del sustrato más idoneo y rentable para la producción de plántulas de abarco durante la fase de vivero.
- Evaluar la influencia del tamaño del recipiente relacionado con variables morfológicas e índices de calidad para la producción de plántulas de abarco.
- Evaluar el ambiente de cultivo más apropiado para el crecimiento y desarrollo inicial de plántulas de abarco.

#### 4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

##### *Cariniana pyriformis* Miers

Especie forestal pertenece al reino Plantae, filo Magnoliophyta, clase Magnoliopsida, orden Lecythidales, familia Lecythidaceae y genero Cariniana. La subfamilia Lecythidoideae a la cual pertenece tiene ocurrencia natural en las regiones tropicales del hemisferio occidental, con diez géneros y 210 especies ampliamente distribuidas en Centroamérica y Suramérica. El centro de diversidad se localiza en la cuenca Amazonica y selvas Guayanas de tierras bajas firmes no inundables o “terra firme”. Por su parte, el género Cariniana consta de 16 especies localizadas principalmente en Colombia, Venezuela y Brasil (Huang et al., 2008; Huang et al., 2015; Catenacci, 2015).

Se conoce popularmente como abarco, jequitibá rosa o bacu; se caracteriza por crecer naturalmente en los bosques húmedos y muy húmedos tropicales. Estos árboles alcanzan altura de 40 m y DAP de 200 cm, con un rango altitudinal de 0 hasta 700 m, suelos drenados y profundos con temperaturas mayores a 24 °C y precipitaciones superiores a 2000 mm (López & Montero, 2005). Particularmente, la distribución en Colombia del abarco se localiza en los departamentos de Antioquia, Bolívar, Chocó, Córdoba, Boyacá, Norte de Santander y Santander, es decir, la cuenca Cauca – Magdalena, valle del Rio Sinú, valle del Medio y Bajo Atrato y la Sierranía del Perijá (Gómez & Toro, 2007; Cárdenas et al., 2015). Morfológicamente, se describe como de copa frondosa, tronco recto y cilíndrico, cuya corteza se desprende en tiras largas; hojas simples de borde aserrado y de disposición alterna. Finalmente, presenta un fruto en forma de pixidio leñoso y dehiscente que en su parte apical contiene una abertura capacitada para expulsar semillas unialadas de color café, dado su comportamiento ecológico es clasificada como heliófila durable (Cardona, David & Hoyos, 2010).

En general, la etapa de floración comienza en agosto teniendo la mayor producción a finales de diciembre y la etapa de fructificación posee un periodo de cuatro meses a inicio del año, donde su mayor producción se da durante el mes de marzo (López & Montero, 2005; Gómez & Toro, 2007). La producción de semillas por kilogramo es dependiente de su procedencia, la cual oscila entre 6230 y 7640; ésta especie germina entre los 15 y 27 días después de la siembra, su germinación es epígea y las condiciones lumínicas son indiferentes a la

germinación, es decir, son semillas no fotoblásticas (Pinilla et al., 2016). Por tener comportamientos adaptativos en zonas con algún grado de afectación, además de sus potencialidades como especie clave en los bosques tropicales, es altamente prometedora en zonas de reforestación y restauración de bosques naturales, con potencialidades de investigaciones en manejo y ecología de los mismos (Castro et al., 1993).

El abarco es una especie de importancia maderable, la demanda de su madera es muy alta debido a su resistencia, por ello, es ampliamente utilizada en construcción, fabricación de botes, chapas, madera estructural y ebanistería (López & Montero, 2005; Gómez & Toro, 2007; SINCHI, 2012), y su corteza interna para amarres con fines artesanales (Cárdenas & Salinas, 2007). La ganadería y agricultura extensiva dentro de su habitat natural junto con su ventaja maderable son factores que han disminuido las poblaciones de abarco a tal punto que ha generado que la especie se catalogue como en Peligro Crítico (CR A2cd+4cd), según la IUCN, a nivel nacional (Cárdenas & Salinas, 2007; Cardona et al., 2010).

### **Sustratos más comunes empleados en los viveros forestales**

Dentro de la producción de plántulas en vivero es necesario determinar el sustrato a utilizar, ya que este medio se comporta como un elemento estructural para el sistema radicular, que al ser mineral u orgánico influye en los procesos nutritivos. Pastor (1999) clasifica los sustratos de acuerdo a su comportamiento químico que puede ser inerte o activo, el primero se refiere a materiales que contribuyen especialmente al soporte de la plántula, los segundos están enfocados en la absorción y fijación de nutrientes necesarios para la plántula.

La producción forestal en viveros presenta diferentes obstáculos frente al sustrato adecuado para alcanzar el óptimo desarrollo de las plántulas. Para el manejo apropiado de las plántulas en vivero, Gaytan (2001) afirma que el sustrato debe cumplir con ciertas propiedades físicas y químicas, además de características que permitan el fácil acceso y manejo dentro del vivero. La necesidad de mejorar los rendimientos en el vivero ha impulsado la actividad forestal al fomento e innovación en materiales que permitan ser económicamente viables y accesibles para cualquier especie forestal, de tal modo que sea óptimo con relación al uso de los recursos disponibles (Portilla, 2013). Por este motivo, se generan alternativas distintas al suelo originario,

puesto que se generan problemas sanitarios y fertilidad, transporte del material, limitaciones o condiciones del sitio y la capacidad en las instalaciones del vivero.

En cuanto a los sustratos más comunes empleados en vivero para evaluar y monitorear el desarrollo de plántulas, los abonos orgánicos se encuentran dentro de los más usados en la producción forestal, con compuestos orgánicos como detritos y humus del suelo, residuos de árboles (cascaras, fibras y acículas), estiércol y suelo de maleza (Fonseca, 1988), dado que poseen macro y micronutrientes asociados a los requerimientos iniciales de las plántulas por su estructura, porosidad, interacción biótica e infiltración, entre otros (Pons 1983, Caldeira, Rondon & Shumacher, 2003; Zumkeller et al., 2009).

La disponibilidad de nutrientes, agua, oxígeno, calidad de semilla, tipo y tamaño de contenedor o recipiente, la combinación de sustratos y el manejo en el crecimiento de plántulas afectan la calidad de la plántula, es por esto que la utilización de sustratos de bajo costo y fácil disponibilidad resultan alternativas sostenibles para la rentabilidad y rendimientos en la producción (Zumkeller et al., 2009). Por lo anterior, Ribeiro (2011) sugiere tener mayor potencial de sobrevivencia posterior a la siembra, relacionados con un óptimo desarrollo foliar, estado fitosanitario y nutricional. En la Tabla 1 se mencionan los sustratos más comunes empleados en los viveros forestales.

**Tabla 1.** Sustratos más comunes empleados en viveros forestales de origen activo e inerte.

Sustrato	Tipo	Descripción
Turba	activo	Conocido como peat moss, de origen vegetal, compuesto por briofitas del genero <i>Sphagnum</i> , un estado de semidescomposición. Este material es mezclado con otros componentes pues su hidratación puede ser compleja.
Fibra de coco	activo	Proveniente de los residuos de la industria de coco, presenta estructura uniforme y alta capacidad de aireación, es decir, con alta porosidad total. Buenas características físicas, químicas y además demuestra ser eficiente para la producción de plantas forestales y hortalizas.
Corteza de pino	activo	Se utiliza como sustrato ya que genera altas tasas de crecimiento y se adapta a diferentes condiciones dependiendo del sitio. Además, presenta buenas propiedades de retención de agua y aireación. Sin embargo, tiene problemas de acidez.
Aserrín	activo	Subproductos de la industria de la madera, económicamente viable, lenta descomposición, presentan alto contenido de C/N. Según la especie del cual derive el aserrín, los contenidos de nitrógeno pueden variar, presenta desventajas por exceso de humedad, favoreciendo la compactación.
Perlita	inerte	Mineral compuesto de silicato de aluminio de origen volcánico, elaborado a altas temperaturas, que genera como producto partículas blancas de peso liviano. Se especializa por tener estructura de celdas el cual permite un buen drenaje y buena porosidad. Baja CIC.
Vermiculita	inerte	Se caracteriza por ser ligera en peso, una estructura conformada por placas, dando una alta proporción en superficie y volumen lo que conlleva a una alta retención de humedad. Posee altas cantidades de potasio y magnesio, elevada CIC. Se utiliza generalmente en combinación con otros sustratos activos.
Lana de roca	inerte	Se obtiene de mezcla de rocas basálticas, calcáreas y carbono de coque, sometidas a altas temperaturas. Se compone de una estructura fibrosa con altos contenidos de sílice y óxidos de aluminio. Posee pH alcalino y CIC baja, con gran porosidad y retención de agua.
poliestireno expandido	inerte	Formado por el troceado en floculos de plástico (4-12 mm) de color blanco, presenta poca retención de agua y gran porosidad, ligeramente ácido, generalmente es combinado con otros sustratos orgánicos para mejorar su aireación.
Estiércol	activo	De procedencia animal, los mayormente utilizados son vacuno y aviar, posee altos contenidos de nitrógeno, fosforo, potasio y materia orgánica, además sirve como fertilizante.
Compost	activo	Es la acción de diversos microorganismos sobre la materia orgánica fresca, por un proceso de elevadas temperaturas, reducción de volumen y de peso de los residuos y oscurecimiento el material. Reducción de la densidad aparente, alta macro porosidad y retención de agua.
Arena	inerte	Su capacidad de retención del agua es media, mientras la aireación disminuye con el tiempo a causa de la compactación; su CIC es nula y la velocidad de infiltración es alta.
Lombri-compost	activo	Proveniente de los procesos digestivos de lombrices, con gran carga enzimática, mantiene los nutrientes solubles que favorece la asimilación del sistema radicular. Su pH tiende a ser neutro o básico.

**Fuente:** Ruano et al. (2001); Lopez (2004); Boby & Valdivia (2005); Reyes, Aldrete, Cetina & López (2005); Jerez (2007); Portilla (2013); Sánchez (2013) y Andreau, Gimenez & Beltrano (2015).

La selección de los sustratos y las combinaciones necesarias para el desarrollo de la plántula debe considerar: la especie, los requerimientos silvícolas, condiciones climatológicas y por último el manejo y disponibilidad del sustrato. No obstante, se tiene como base algunas propiedades ideales en el sustrato adecuado para el desarrollo en plántulas en vivero, en la Tabla 2 se presenta un esquema elaborado conforme Martínez & Roca. (2011). Las características físicas y químicas de los sustratos están constituidos por la densidad aparente, este se utiliza para evaluar la capacidad de almacenaje de sustrato y su nivel de compactación, por lo que se recomienda una baja densidad aparente; la porosidad indica los regímenes de agua y aire dentro del sustrato, siendo ideal una proporción equilibrada de macro y microporos; la retención de agua está condicionada por la cantidad de microporos y el volumen del contenedor, por lo que se sugiere tener sustratos con 20 o 30% de agua fácilmente disponible (Ansorena, 1995).

**Tabla 2.** Propiedades físicas y químicas del sustrato idóneo para viveros forestales.

<b>Propiedades</b>	<b>Indicador</b>
Tamaño de partícula	0,25-2,50 mm
Densidad aparente	0,75 g cm <sup>-3</sup>
Densidad real	1,45-2,65 g cm <sup>-3</sup>
Espacio poroso real	>85%
Contenido de aire	20-30%
Agua fácilmente disponible	20-30%
Agua total disponible	24-40%
Agua de reserva	4-10%
pH	5,2-6,5
Capacidad de intercambio catiónico	75-100 meq 100 g <sup>-1</sup>

**Fuente:** Martínez & Roca (2011).

La importancia de conocer las características físicas y químicas de los sustratos más comunes en vivero, es base para determinar los constituyentes que distintas combinaciones aproximan los sustratos apropiados para esta investigación. A continuación, se muestra en la Tabla 3 las características de los costituyentes que se emplearon en el presente estudio y su utilización en viveros forestales.

**Tabla 3.** Características potenciales, ventajas y desventajas para especies forestales en los sustratos empleados de la presente investigación.

Sustratos empleados	Características potenciales	Ventajas y desventajas	Estudios en especies forestales
<b>Fibra de coco lavada</b>	Textura granular, alta porosidad además de alta capacidad de aireación, pH entre 5 y 6, baja densidad aparente, estructura física estable. Semejanza a la turba, buena germinación y enraizamiento (Muñoz, 2007).	Costos de transporte y almacenamiento puesto que su empaque y comercialización se da por medio de fardos prensados, es decir, tiene mayor fijación de agua. Carece de nitrógeno, su acidez es un factor que puede incidir en contra del desarrollo de las plantas (Roselló; Domínguez, Girona & Ruiz, 1999; Taviera, 2005; Muñoz, 2007).	Muñoz (2007) en la producción de plántulas para repique de <i>Eucalyptus globulus</i> a raíz cubierta, encontró que los tratamientos de fibra de coco lavada (100%), y de vermiculita (50%) + corteza de pino compostada (50%) presentaron diferencias altamente significativas.
<b>Corteza de pino molida</b>	Densidad aparente es baja, retención hídrica alta, buena aireación y porosidad, pH de 6,2, zinc elevado, cobre y boro deficientes, aluminio y fijación del fosforo (Grez & Gerding, 1995; Hashimoto, 2010).	Sus características físicas como la porosidad son claves para el desarrollo radicular, obteniéndose plántulas con mejor biomasa aérea. (Sánchez, Aldrete, Cetina & López, 2008). Su elevada acidez, bajo contenido de nitrógeno y fósforo pueden presentar problemas en la degradación biológica de la materia orgánica. Su sanidad influye positivamente pues que impide el desarrollo de microorganismos nocivos para la plántula (Muñoz, 2007).	Jerez (2007) expone que la corteza de pino es la más empleada para la producción de plántulas de <i>Eucalyptus globulus</i> , sin embargo, en su estudio no arrojó diferencias significativas dado a los bajos niveles de N, P, Cu, B y pH. Otros estudios afirman la influencia de la corteza de pino en las características de porosidad.
<b>Arena de río</b>	Granulometría de 0,5 y 2 mm, densidad aparente similar a la grava. Baja retención de agua, contenido de caliza 8-10% y pH 4 a 8. (Portilla, 2013)	Fácil acceso y de bajo costo, se recomienda lavar previamente, suele combinarse con turba, su durabilidad es alta. (Portilla, 2013).	Los mejores sustratos para el crecimiento de plántulas de <i>Tabebuia donnell</i> fueron lombricompuesto + arena (1:1), lombricompuesto + suelo + arena (2:1:1) y suelo + arena + lombricompuesto (1:1:1) (Tut Si, 2014).

<b>Compost</b>	Este producto se caracteriza por ser originario de un proceso aeróbico, especializado en mantener las condiciones óptimas de las plántulas, su pH oscila entre 6,5 hasta 8, el tamaño de la partícula debe ser variable, humedad de 50 a 60%.	Los desechos orgánicos transformados en abono orgánico contiene sustancias fenólicas que inciden en procesos metabólicos, respiratorios y nutricionales, y así mismo, es responsable del crecimiento, puesto que se comporta como una hormona por su contenido de ácido indolacético; además, cabe resaltar la importancia de la actividad enzimática que posee, ya que se asocia al humus como regulador del crecimiento (Hidalgo et al., 2009).	El efecto de 30 y 50% de compost de biosólidos fue evaluado en el crecimiento inicial de Ciprés, demostrando que el tratamientos de 50% arrojó diferencias significativas para el diámetro, altura y biomasa aérea y radicular durante todas las evaluaciones realizadas. (Varela y Brasil, 2011).
<b>Suelo</b>	Este componente generalmente se obtiene de las capas superficiales de los bosques y áreas próximas de cultivo, es de fácil acceso y reducido costo. La tendencia mundial es evitar su uso, puesto que contribuye a la degradación ambiental y constituye un riesgo sanitario a las plantulas. Puede contener nutrientes y materia orgánica optimos, sin embargo, sus características tienen amplia variación dependiendo de las características del área a extraer (Tut si, 2014)	El desprendimiento de grandes volúmenes de hojas y capas superficiales representa un gran impacto negativo en áreas de extracción y los bosques. Esta pérdida de materia orgánica influencia en la estructura del suelo, el drenaje o infiltración hídrica y la fertilidad. Por tanto, se debe incentivar prácticas sostenibles y rentables de manejo y conservación del suelo para los viveros, por lo que es deseable encontrar alternativas para sustituir el volumen y utilización de los sustratos extraídos de ecosistemas naturales (Benítez, Equihua & Pulido, 2002).	

## **Calidad de plántulas**

Los atributos morfológicos de naturaleza cuantitativa que habitualmente son empleados en estudios científicos o en el control de calidad de plantas en contenedor, son la altura de la parte aérea y el diámetro a la altura del cuello, mientras que los atributos cualitativos se refieren a la presencia de daños o heridas en las plántulas, estado sanitario y vigor, entre otras (Navarro, Villar & Del campo, 2006). Para lograr plantas con mejores características morfológicas y fisiológicas es necesario el desarrollo de técnicas de manejo desde el vivero. El tipo de sustrato, el contenedor a utilizar, la calidad de la semilla, el régimen de nutrición y el manejo adecuado del riego, son los elementos principales a considerar para obtener plántulas de calidad a un precio razonable (Leyva, Rosell, Ramirez & Romero, 2008).

La producción de plántulas de especies forestales tropicales está sujeta a la disponibilidad de nutrientes y el espacio de crecimiento, puesto que estos son determinantes para su sobrevivencia en campo; dichas variables pueden ser monitoreadas en vivero evaluando las características fisiológicas y morfológicas de las plantas (Díaz, 2011), razón por la cual resulta fundamental determinar el comportamiento que presenta el sistema radicular en distintos tipos de ambiente. El manejo de las plántulas está asociado a los parámetros establecidos en el proceso de germinación y época de siembra, es por esto que llegar al desarrollo óptimo de la plántula requiere experimentar y evaluar factores como el enriquecimiento con nutrientes, el espacio y el clima, no obstante, este último no es controlable y resulta ser de gran importancia en la calidad y el establecimiento de los árboles en sus primeras etapas de desarrollo (Neves, Silva & Duarte, 2010).

Dentro de las etapas de producción de plántulas Costa et al. (2012) expone la necesidad de monitorear las variables que inciden en vigor y robustez de las plantas, puesto que estas se alteran ya sea por el tipo de sustrato, ambiente de cultivo o el tamaño de contenedor. Es decir, una buena elección de estas variables indicaría las condiciones adecuadas para obtener plántulas de alta calidad. La relación entre las variables morfométricas como altura, diámetro del tallo, biomasa aérea y biomasa radicular conforman índices morfológicos claves para evaluar la calidad de plántulas. Algunos de los índices más evaluados son relación altura y diámetro del tallo, relación biomasa aérea y biomasa radicular e Índice de Calidad de Dickson. (González,

1993). A continuación, en la Tabla 4 se muestran los indicadores relacionados a las variables mencionadas anteriormente.

**Tabla 4.** Calidad y rango de variables morfológicas asociadas a la calidad de plántulas en vivero en especies forestales.

Variable	Calidad y rango		
	Alta	Media	Baja
<b>Relación altura/ diámetro de tallo</b>	<6	6-8	>8
<b>Relación: biomasa seca de la parte aérea/ biomasa seca del sistema radicular</b>	1,5-2	2-2,5	>2,5
<b>Índice de Calidad de Dickson</b>	>0,5	0,2-0,5	< 0,2

**Fuente:** Sáenz, Villaseñor, Muñoz, Rueda & Prieto (2010).

El índice morfométrico entre la biomasa aérea y la biomasa radicular es el encargado de medir el balance de biomasa en términos de transpiración y absorción. Rodríguez (2008) sustenta que el cociente de esta relación en valores superiores a uno dice que la plántula se adapta mejor a condiciones húmedas, sin embargo, valores inferiores deduce que la plántula se adapta a condiciones de estrés hídrico. Negreros et al (2010) sugieren que una de las variables más importantes para la evaluación del crecimiento inicial de plántulas es la asociación biomasa aérea/biomasa raíz, la cual está relacionada con características físicas como el follaje, y con condiciones de siembra como el espacio del sistema radicular, debido a que dicha variable está influenciada por el balance hídrico y transpiración, transporte de nutrientes y capacidad de absorción por las raíces.

Asimismo, la relación altura de la planta y diámetro del cuello o índice de esbeltez es medido para evaluar la resistencia mecánica de la planta y la sobrevivencia en campo, el coeficiente de dicha relación sugiere que valores cercanos a cinco se ajustan a una buena calidad de plántulas (Zumkeller, Galbiatti, De Paula & Soto, 2009). El Índice de Calidad de Dickson indica la potencialidad de la plántula en crecimiento y sobrevivencia en campo, en relación diámetro del tallo, altura de la planta y la masa seca total, parte aérea y del sistema radicular (García, 2007). Varios autores afirman que valores cada vez más altos indican plántulas de mejor

calidad, sin embargo, cuando son inferiores a 0,2, denotan un desarrollo inadecuado para su establecimiento exitoso en campo (Sáenz et al, 2010). Estos rangos varían significativamente en función de la especie y edad de la plantula, además es aconsejable el análisis en conjunto con las demás variables de calidad para un correcto juicio. A continuación, se expresa la fórmula matemática del Índice de Calidad de Dickson.

$$\text{Índice de Calidad Dickson} = \frac{\text{Peso seco total de la planta (g)}}{\frac{\text{Altura total (cm)}}{\text{Diámetro de cuello (mm)}} + \frac{\text{Peso seco de tallo (g)}}{\text{Peso seco raíz (g)}}}$$

### **Ambientes de cultivo**

Los regímenes lumínicos son característicos del tipo de bosque, como es el caso de los bosques tropicales que presentan claros por la caída de árboles y oscuridad parcial en el sotobosque. Los gradientes lumínicos a los que están sometidas las plantas en su ambiente natural son de gran importancia, puesto que este factor influye en el crecimiento de especies forestales nativas en vivero. La cantidad de luz que reciben las plantas en un determinado momento puede ser crucial en el desarrollo, y con esto se clasifican las especies según sus requerimientos lumínicos en sus estados de vida (Fetcher, Rojas & Strain, 1987).

Para observar el estado óptimo de crecimiento, Rivera et al. (2013) evaluaron distintas condiciones lumínicas (de oscuridad, penumbra y plena luz) en condiciones de vivero, con arena como único sustrato en las plántulas de abarco; con su investigación encontraron que las plántulas de mayor altura se manifestaron en un ambiente oscuridad en los cotiledones con orientación de 45° respecto a la superficie, mientras que su raíz fue menor en una relación (1:6) y presentó un mayor número raíces secundarias dispersas. El ambiente a luz plena manifestó en las plantas tallos menores con mayor resistencia, además de hojas orientadas horizontalmente, y de forma similar, el ambiente de penumbra permitió que se presentaran condiciones morfológicas semejantes al ambiente a plena luz. De esta forma se sugiere que esta especie es sensible a los cambios lumínicos, variable que se expresa en sus raíces y en la arquitectura foliar de las plántulas.

Dentro de la producción de plántulas surge la importancia de mantenerlas en condiciones que favorezcan el desarrollo, de igual modo, factores ambientales como temperatura, precipitación e intensidad lumínica se pueden condicionar por medio de ambientes protegidos,

por lo tanto el área de producción busca identificar los rendimientos y desarrollo eficiente de las plántulas evaluando ambientes protegidos que simulen las condiciones requeridas por cada especie (Costa, Ferreira, Silva & Nardelli, 2012).

Los niveles de intensidad lumínica a las que están sometidas las plantas pueden incidir en su crecimiento y desarrollo, puesto que esta funciona como fuente energética, es decir, que influye en los cambios morfológicos y fisiológicos del organismo. La incidencia lumínica, cantidad, dirección, composición espectral y fotoperiodo son componentes que definen las condiciones de cultivo al que estará sometida la plántula (Bustos, 2009), de igual modo, el grado de luminosidad incurre en la respuesta de la planta en el desarrollo de la parte aérea, debido a que se evidencia su comportamiento adaptativo mediante patrones fisiológicos dados por los recursos que ofrece el medio (Rego & Posada, 2011).

El fotoperiodo es la variable que dentro de un vivero forestal identifica la intensidad, calidad y duración de la luz. Para esto se generan experimentos de propagación a libre exposición o campo abierto, donde la luz no es controlada, y en ambientes cerrados que permiten controlar dichas variables, lo cual también influye en la estructura del vivero. En los viveros forestales es frecuente utilizar polisombra para calcular las condiciones lumínicas con el fin de disminuir la intensidad de luz solar (Landis, Tinus, McDonald & Barnett, 1989).

### **Recipientes en vivero**

La comercialización de plántulas requiere mantener unos recipientes que sean óptimos en términos económicos; el tamaño y tipo de envase interviene en los costos de propagación de la planta y en los costos de producción, de forma que, a mayor volumen de un recipiente, mayor será su retención de agua, mayor el volumen de nutrientes y mayor será su espacio para el desarrollo del sistema radicular, no obstante, aumenta los costos de producción (Gutiérrez & Rodríguez, 2011)

Los componentes como la calidad de la semilla, el recipiente o almácigo y el sustrato empleados en el vivero, son elementos que intervienen directamente en la producción forestal, por tanto, el rendimiento productivo se ve reflejado en la calidad de la plántula, dependiendo de la especie y los requerimientos de tamaño (recipiente y biomasa) y de la calidad de sustrato deseables (Santos, Longhi, Hoppe & Juarez, 2000). El tiempo de cultivo y el tamaño de

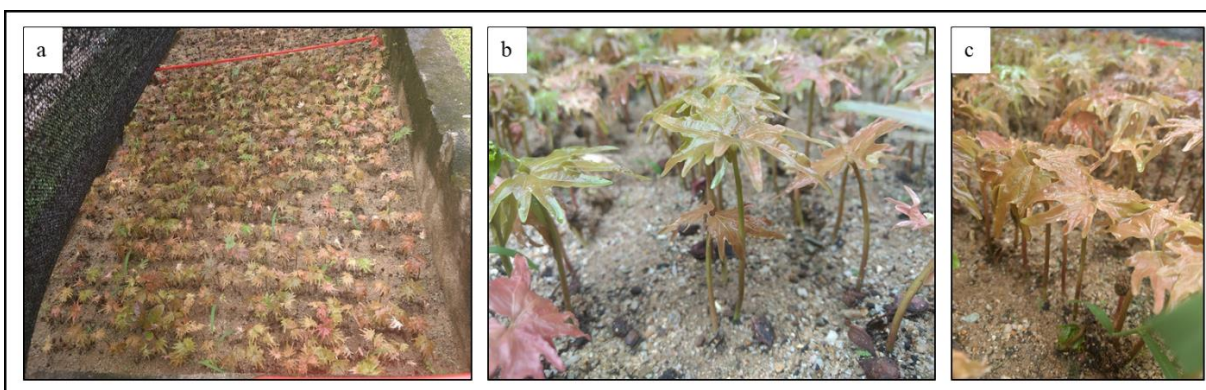
recipiente en el vivero está influenciado por el sistema radicular de las plántulas, puesto que un inadecuado recipiente, influye en el sistema radicular ya sea por deficiencia, por el porcentaje supervivencia y/o en la fragilidad del crecimiento de la plántula (Farias et al., 2005). Para las especies nativas forestales, también el tipo de recipiente es crucial por sus requerimientos nutricionales, facilidad de control y calidad, de forma que identificar la incidencia de diferentes tamaños de recipientes en el crecimiento inicial, resulta un recurso de gran importancia para la producción de plántulas (Carneiro, 1995).

El recipiente idóneo para la producción de plántulas está condicionado por el tamaño, puesto que este incide en la cantidad de sustrato a emplear, espacio de desarrollo radicular, el espacio que ocupe en el área de trabajo y su rentabilidad económica. Es por esto que Costa, Rodríguez, Carvalho, Martins & Do Amaral (2011) recomiendan utilizar bolsas con diferentes volúmenes, ya que esto permite una mejor movilización y optimización de espacio en diferentes ambientes. Sin embargo, el recipiente del cultivo debe condicionar el sistema radicular de acuerdo a la especie, al mismo tiempo que un buen ambiente, ya que este evitará problemas fitosanitarios, mantendrá la plántula fuerte y eficientes para poner en campo (Costa, Durante, Nagel, Ferreira & dos Santos, 2011).

## 5. MATERIALES Y METODOS

### Área de estudio

El estudio fué ejecutado en las instalaciones del Centro de Investigación La Suiza de Corpoica, ubicado en municipio de Rionegro, Santander (500 m de altitud, 07° 22' 17.3" N y 73° 10' 55.1" W) comprendido entre los meses de septiembre a noviembre de 2017. El clima de la región de acuerdo a la clasificación de Köppen es tropical ecuatorial (Af), con un régimen bimodal de precipitación (media anual de 1982 mm y 27,1 °C) y distribuidas en dos ciclos, abril a mayo y octubre a noviembre (Moreno & González, 2005, IDEAM, 2017). Las semillas de *C. pyriformis* fueron adquiridas a un distribuidor nacional y puestas a germinar (22/08/2017) en arena a una profundidad de 1 cm, al interior de bancadas de cemento con cubierta de malla color negro (65% de sombra), como se visualiza en la Figura 1. El tratamiento pregerminativo consistió en la inmersión de las semillas en agua por 12 horas a temperatura ambiente.



**Figura 1.** Cama de germinación para la producción de plántulas de *C. pyriformis* empleándose arena, antes de su selección y trasplante a bolsas plásticas. a) cama de germinación, (b y c) plántulas de *C. Pyriformis*

### Instalación del ensayo

Fueron evaluados dos ambientes de cultivo para la producción de plántulas de abarco de la siguiente manera (Figura 2):

- **A1:** vivero con malla color negro para 65% de sombra a una altura de dos metros sobre el nivel del suelo, manejándose riego de tipo aspersion (aspersores con caudal de 60 L h<sup>-1</sup> y área cubierta entorno a 13,6 L m<sup>-2</sup> h<sup>-1</sup>), accionado manualmente en dos intervalos diarios (6:00 am y 18:00) en días sin lluvia, cada uno con duración de 30 min.

- **A2:** ambiente protegido, compuesto por cubierta tipo arco, estructura en madera y policloruro de vinilo PVC (5 m x 18 m x 3 m – ancho x largo x alto), con ventanas laterales hasta 1 m sobre el nivel del suelo, cobertura plástica antitérmica para 50% de sombra y fotoselectivo a la radiación U.V, con 200 micrones de espesura. El riego empleado es de tipo microaspersión (goteros con caudal de 55 L h<sup>-1</sup> y área cubierta entorno a 86,9 L m<sup>-2</sup> h<sup>-1</sup>) accionado mediante un temporizador automático cuatro veces al día (7:00, 11:00, 16:00 y 22:00), cada uno con 3 min de duración.



**Figura 2.** Establecimiento del experimento para la producción de plántulas de abarco en ambiente protegido (a, b y c) y vivero con polisombra (d, e, f). C.I La Suiza – Corpoica.

Para los dos ambientes de cultivo las plántulas estuvieron instaladas en mesones elevados a 0,8 m del suelo y fue registrado cada 30 min los valores medios de temperatura y humedad relativa del aire con la asistencia de un datalogger (modelo DT-172, de la CEM ®) (Tabla 5). La precipitación, radiación fotosintéticamente activa - RFA y radiación solar global fueron registradas en una estación meteorológica móvil (modelo 2900 ET, de la WathcDog ®) localizada en el exterior de los ambientes. La media de la RFA y radiación solar global al mediodía durante el periodo experimental fue de 857,4 micromol m<sup>-3</sup> s<sup>-1</sup> y 682,4 W m<sup>-2</sup>, respectivamente.

**Tabla 5.** Temperatura mínima (Tmin), máxima (Tmax), media (Tmed), humedad relativa mínima (HRmin), máxima (HRmax) y media (HRmed) diurnas y nocturnas durante la producción de plántulas de *C.pyrififormis* para el ambiente protegido y vivero con polisombra. C.I La Suiza – Corpoica.

ambiente protegido / mes 2017	Diurnas <sup>1</sup>						Nocturnas <sup>2</sup>					
	T	T	T	HR	HR	HR	T	T	T	HR	HR	HR
	min	max	med	min	max	med	min	max	med	min	max	med
	°C			%			°C			%		
septiembre	22,1	44,6	32,9	38,0	95,6	67,6	21,2	25,5	22,8	89,8	95,7	94,1
octubre	22,6	46,2	34,0	35,3	96,1	64,8	21,4	24,5	22,6	93,6	96,5	95,7
noviembre	22,3	47,7	34,5	33,4	96,4	64,4	21,8	24,4	22,9	93,9	96,4	95,6

vivero con polisombra / mes 2017	T	T	T	HR	HR	HR	T	T	T	HR	HR	HR
	min	max	med	min	max	med	min	max	med	min	max	med
	°C			%			°C			%		
septiembre <sup>3</sup>	21,0	33,2	27,7	64,5	99,4	84,6	20,4	23,5	21,7	97,7	100,0	99,8
octubre <sup>4</sup>	20,9	32,3	27,3	66,7	99,5	84,8	20,6	26,8	23,4	89,6	99,4	95,0
noviembre <sup>5</sup>	21,5	38,1	29,9	53,1	98,9	77,5	21,1	23,7	22,1	97,3	98,9	98,6

Registros cada 30 min: <sup>1</sup> entre las 6:00 y 18:00 - <sup>2</sup> entre las 18:00 y 6:00. Precipitación mensual: <sup>3</sup> 224 mm - <sup>4</sup> 239,8 mm - <sup>5</sup> 257,9 mm.

## Preparación de sustratos

De acuerdo con los ambientes de cultivo descritos anteriormente se evaluaron cinco sustratos que contenían los siguientes constituyentes: corteza de pino molida (CP), fibra de coco lavada (FC), compost (CT), suelo de la región (Sr) y arena (Ar) conforme a las siguientes proporciones con base en volumen:

- S1: 20 % arena + 20 % compost + 60 % suelo de la región.
- S2: 20 % corteza de pino molida + 20 % compost + 60 % suelo de la región.
- S3: 20 % fibra de coco lavada + 20% compost+ 60% suelo de la región.
- S4: 25 % fibra de coco lavada + 25% compost + 50 % arena.
- S5: 25 % corteza de pino molida + 25 % compost + 50 % arena.

La corteza de pino provino de plantaciones comerciales (Pamplona, Norte de Santander) y beneficio antes de su uso por medio del triturado de las partículas tres veces en una picadora estacionaria de forraje (modelo Sertaneja Master, de la Nogueira ®). La fibra de coco lavada, de granulometría de 0-10 mm, se obtuvo comercialmente a una empresa nacional localizada en la ciudad de Medellín (Antioquia). El compost comercial se adquirió a una empresa local (Mesa

de los Santos, Santander), siendo elaborado a partir de gallinaza, cascarilla de café y aserrín en polvo. El proceso de compostaje dura alrededor de 60-70 días, antes de su comercialización. La arena de río y suelo procedente de propiedades rurales que habían sido cultivadas con cacao y café se colectó a una profundidad de 20 a 40 cm en área próxima al C.I La Suiza, siendo tamizadas con una malla zaranda de 5 mm.

Los sustratos formulados en cada tratamiento fueron diferenciados en sus propiedades físicas y químicas previamente a la instalación del experimento (Tabla 6 y 7) en el Laboratorio de Química y Física de Suelos, C. I. Tibaitata (Bogotá D.C) de Corpoica. Por lo tanto, se obtuvo la curva de retención de humedad a través del método de la mesa de tensión con cilindros. Así, de acuerdo al volumen de agua retenido en el sustrato se determinó la porosidad total (0 hPa) y espacio de aireación (0 a 10 haPa). La densidad aparente se determinó conforme al método de auto-compactación (De Boodt, M., Verdonck, O., & Cappaert, 1974). Por último, la concentración de macronutrientes y micronutrientes siguió la metodología empleada para suelos: acetato de amonio (Ca, Mg, K y Na); Bray II (CIC), fosfato monobásico de calcio, (fosforo) Olsen modificado, (azufre) y fosfato monobásico de calcio (Cu, Fe, Mn, Zn y B).

Asimismo, se evaluaron dos tamaños de bolsas de polietileno de baja densidad LDPE, color negro y calibre 3 con las siguientes características:

- V1: 450 cm<sup>3</sup>; 10 cm x 16 cm - ancho x alto, con fuelle en la base y seis orificios
- V2: 550 cm<sup>3</sup>; 10 cm x 22 cm – ancho x alto, con cuatro orificios en la base y sin fuelle

Posterior a esto, 21 días después de la siembra (DDS) se seleccionaron aquellas plántulas homogéneas (media de altura= 8,4 cm y diámetro de tallo= 1,83 mm), ausentes de hojas verdaderas y deformaciones del sistema radicular para ser trasplantadas a las bolsas plásticas. Por otro lado, se realizó fertilización de cobertura con el fertilizante compuesto 15-15-15 (N-P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-K<sub>2</sub>O) a los 63 DDS a una dosis de 0,5 g planta<sup>-1</sup>, siendo la cantidad total mezclada con agua y la solución resultante aplicada manualmente a razón de 10 ml plántula<sup>-1</sup> con el uso de una jeringa. Entre la quinta y sexta semana desde el trasplante hubo necesidad de controlar el ataque de grillos y hormigas cortadoras, por consiguiente, se aplicó en intervalos quincenales mediante una pulverizadora manual el insecticida comercial Regent SC (i.a fipronil) a una dosis de 1,5 mL L<sup>-1</sup> de la solución.

**Tabla 6.** Propiedades químicas y físicas de los sustratos usados antes de iniciar el ensayo: pH, conductividad eléctrica (CE), densidad aparente (Da), materia orgánica (MO), porosidad total (PT) y espacio de aireación (EA). C.I La Suiza – Corpoica.

*	pH <sup>1</sup>	CE <sup>2</sup>	Da <sup>3</sup>	MO <sup>4</sup>	PT <sup>5</sup>	EA <sup>5</sup>
	(H <sub>2</sub> O)	(dS m <sup>-1</sup> )	(g cm <sup>-3</sup> )	(g 100 g <sup>-1</sup> )		%
(S1)	6,74	3,2	1,19	3,64	61,9	57,1
(S2)	6,34	5,88	1,06	5,56	72,4	67,4
(S3)	6,22	4,67	0,99	8,32	65,7	60,9
(S4)	6,14	7,45	0,98	9,32	55,9	50,3
(S5)	6,39	5,16	0,99	3,86	56,5	51,7

\* Composición del sustrato con base en volumen: (S1) 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr; (S2) 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr; (S3) 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr; (S4) 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar; (S5) 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar. Donde Sr: suelo de la region; CT: compost; Ar: arena; FC: fibra de coco lavada; CP: corteza de pino molida. Método empleado: <sup>1</sup> VC\_R\_004, <sup>2</sup> Método A y B NTC 5350, <sup>4</sup> Walkey & black, <sup>3,5</sup> De Boodt et al. (1974).

**Tabla 7.** Concentración de macronutrientes y micronutrientes en los sustratos usados antes de iniciar el ensayo: calcio (Ca<sup>+2</sup>), magnesio (Mg<sup>+2</sup>), potasio (K<sup>+</sup>), sodio (Na<sup>+</sup>), capacidad de intercambio catiónico (CIC), fósforo (P), azufre (S), cobre (Cu), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y boro (B).

	Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	CIC	P	S	Cu	Fe	Mn	Zn	B
	(1)	(1)	(1)	(1)	(2)	(3)	(4)	(5)	(5)	(5)	(5)	(5)
	mg kg <sup>-1</sup> cmol (+) kg <sup>-1</sup>				mg kg <sup>-1</sup>							
(S1)	8,81	2,37	1,12	0,42	12,71	281,98	91,90	2,26	58,37	4,76	11,70	0,76
(S2)	14,09	3,83	2,32	0,73	20,97	314,62	185,95	2,69	70,10	12,09	15,98	0,92
(S3)	10,48	3,15	2,70	0,97	17,29	235,16	145,48	2,38	55,92	14,07	13,70	0,92
(S4)	12,65	4,04	3,61	0,99	21,29	323,13	281,90	2,44	64,68	15,93	16,25	1,08
(S5)	7,70	2,83	1,91	0,52	12,95	342,99	151,43	1,59	56,45	7,53	12,56	0,98

\* Composición del sustrato con base en volumen: (S1) 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr; (S2) 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr; (S3) 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr; (S4) 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar; (S5) 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar. donde Sr: suelo de la región. CT: compost; Ar: arena; FC: fibra de coco lavada; CP: corteza de pino molida. Método empleado: (1) acetato de amonio 1 N, pH 7, (2) Bray II. (3) fosfato monobásico de calcio, (4) Olsen modificado, (5) fosfato monobásico de calcio.

## Diseño experimental y análisis estadístico

En cada ambiente de cultivo se instauró un diseño completamente al azar en arreglo de parcelas divididas con cuatro repeticiones (Figura 3 y 4), siendo la unidad experimental compuesta de cinco plántulas. La parcela principal correspondió a cinco formulaciones de sustratos y la subparcela a dos tamaños de recipientes, para un total de 200 plántulas en cada ambiente de cultivo.



**Figura 3.** Croquis del ensayo dentro de los ambientes de cultivo que fueron evaluados, empleándose el diseño experimental de bloques completos al azar en arreglo de parcelas divididas. A: ambiente protegido, B: vivero con polisombra.



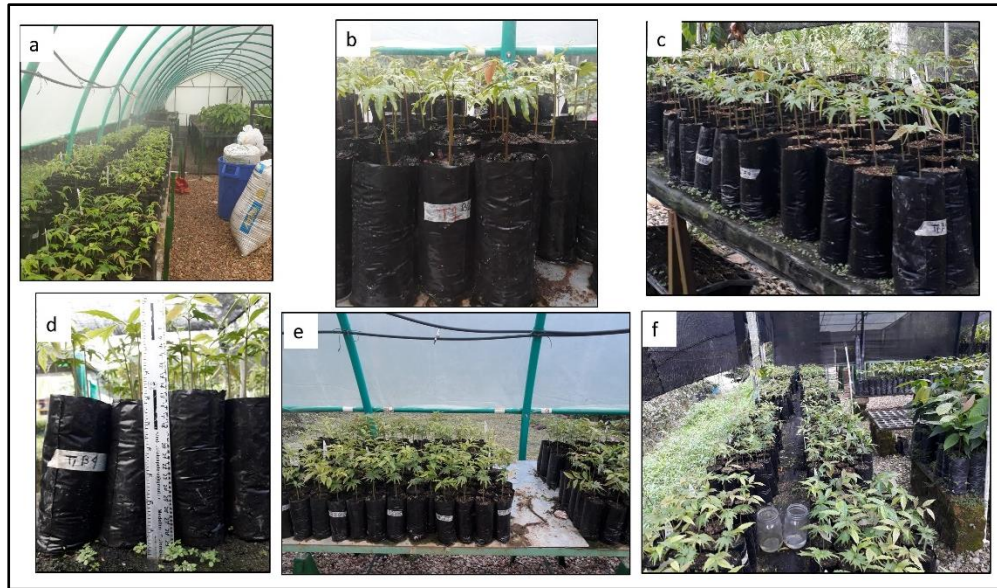
**Figura 4.** Croquis de un bloque para el establecimiento del experimento dentro de los ambientes de cultivo que fueron evaluados: ★ plántula. V1: bolsa plástica de 450 cm<sup>3</sup> (10 cm x 16 cm), V2: bolsa plástica de 550 cm<sup>3</sup> (10 cm x 22 cm).

A los 21, 35, 49, 63 y 77 DDS, según se visualiza en la Figura 5, se determinó:

- altura de planta (AP) medida desde la línea del sustrato hasta la yema terminal con apoyo de flexómetro (precisión de 0,1 cm).
- diámetro de tallo (DP) medida a nivel del sustrato con apoyo pie de rey digital (precisión de 0,01 mm).

Para tal fin, se seleccionaron al azar tres plántulas por tratamiento a excepción de la última medición (77 DDS) que fueron cinco plántulas y se determinaron las siguientes variables:

- masa seca de la parte aérea (MSA)
- masa seca del sistema radicular (MSR)
- masa seca total (MST)
- área foliar (AF)



**Figura 5.** Crecimiento de plántulas de abarco luego de 35 (a, b y c) y 49 (d, e, f) días después de siembra producidas en ambiente protegido y vivero con polisombra. C.I La Suiza – Corpoica.

Posterior del secado de las muestras en horno con ventilación forzada (65°C por 72 horas), se obtuvo la masa total de la unidad experimental pesada en balanza analítica (precisión de 0,001 g), la cual fué dividida por el número de plántulas, resultando dicho valor en la masa seca por plántula. Para el cálculo del área foliar por planta, las hojas fueron retiradas con ayuda de una tijera para ser fijadas sobre una placa de cerámica blanca (50 x 50 cm) y cubiertas por vidrio transparente. Se usó un flexómetro para el dimensionamiento. Entonces, las fotografías tomadas con cámara digital fueron analizadas a través del software para análisis de imágenes Imagej 1.45 ®.

Ademas, fueron determinados los siguientes índices de calidad de las plántulas:

- relación altura / diámetro de tallo (AP/DT).
- masa seca de la parte aérea / masa seca del sistema radicular (MPA/MSR).
- Índice de Calidad de Dickson (ICD) (Dickson, Leaf & Hosner, 1960).

A través del análisis de varianza ( $p < 0,05$ ) para cada ambiente de cultivo se evaluó el efecto de los sustratos y tamaño de recipientes. Posteriormente, se procedió al análisis de experimentos conjuntos o combinados para los dos ambientes (ambiente protegido y vivero con polisombra), una vez fue verificado que el cuadrado medio de los residuos (CMR) en el análisis de varianzas individual la razón entre el mayor y menor CMR no fue superior a 7 (Banzatto &

Kronka, 2013). Los análisis estadísticos se ejecutaron en el programa estadístico S.A.S 9.4 ®. Las medias fueron separadas mediante la prueba Tukey cuando su valor fue significativo  $p < 0,05$ , mientras para las interacciones se empleó un valor  $p < 0,10$ .

Finalmente, se evaluó el costo de la materia prima en términos de sustrato a utilizar, es decir, el costo de cada constituyente y su proporción para la formulación respectiva, con el fin de dar una aproximación económica de la combinación de cada constituyente. No se presupuestó el costo de la mano de obra para el beneficio de la corteza de pino y el tamizado de la arena y suelo.

## 6. RESULTADOS

### Influencia de los sustratos, tamaño de recipiente y ambiente de cultivo durante el crecimiento de las plántulas

Dado que la razón entre el cuadrado medio de los residuos en el análisis de varianza individual para cada ambiente de cultivo fue menor que 7 en todas las variables evaluadas, se procedió a realizar el análisis conjunto involucrando los dos ambientes (Tabla 8).

**Tabla 8.** Cuadrado medio del residuo de análisis de varianza individuales de los experimentos (ambientes) para el diámetro de tallo (DP), altura de planta (AP), relación altura de planta / diámetro de tallo (AP/DT), masa seca total (MST), relación masa seca de la parte aérea / masa seca del sistema radicular (MSA/MSR), Índice de Calidad de Dickson (ICD) y área foliar (AF) de plántulas de *C. pyriformis* a los 77 días después de siembra. C.I La Suiza – Corpoica.

Cuadrados medio del residuo del análisis de varianza individuales							
	DT	AP	AP/DT	MST	MSA/ MSR	ICD	AF
<b>A1<sup>a</sup></b>	0,01828	2,4034	0,44653	0,00514	0,21499	0,000024	82,179
<b>A2<sup>b</sup></b>	0,01560	0,93508	0,12713	0,00122	0,07426	0,000013	35,005
<b>RCMR</b>	1,18	2,27	2,51	4,43	2,45	1,86	2,35
<b>CV (%)</b>	11,6	55,0	60,8	89,4	60,1	42,6	56,9

CV – coeficiente de variación del análisis conjunto. RCMR= relación del cuadrado medio de los residuos. <sup>a</sup> ambiente protegido, <sup>b</sup> vivero con polisombra.

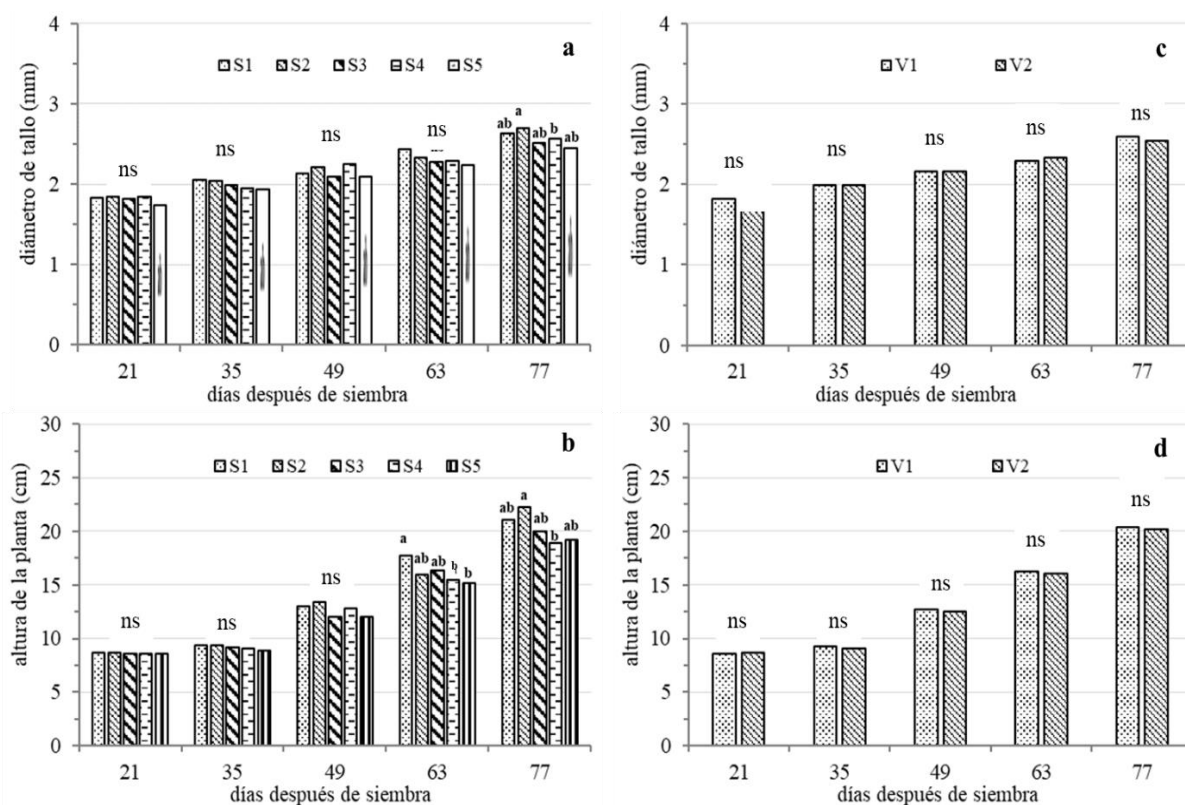
Hubo efecto simple del sustrato para la relación AP/DT, MST, relación MSA/MSR, ICD y AF, del tamaño de recipiente para el AP, MST, ICD, AF y del ambiente de cultivo para DT, AP, AP/DT, la relación MSA/MSR, ICD y AF. Se comprobó interacción entre ambiente de cultivo y sustrato para DT, AP, MST, ICD y AF, ambiente de cultivo y tamaño de recipiente para DT, AP, relación MST, ICD y el AF. También, se comprobó interacciones entre ambiente de cultivo y tamaño del recipiente para AP y AP/DT. No hubo interacción para tamaño de recipiente y sustrato e interacción triple entre los factores. (Tabla 9).

**Tabla 9.** Resumen del análisis de varianza para el diámetro de tallo (DT), altura de planta (AP), relación altura de planta / diámetro de tallo (AP/DT), masa seca total (MST), relación masa seca de la parte aérea / masa seca del sistema radicular (MSA/MSR), Índice de Calidad de Dickson (ICD) y área foliar (AF) de plántulas de *C. pyriformis* a los 77 días después de siembra. C.I La Suiza – Corpoica.

Fuente de variación	GL	Cuadrados medios						
		DT	AP	AP / DT	MST	MSA/ MSR	ICD	AF
<b>sustrato (S)</b>	4	0,0136 <sup>ns</sup>	12,83*	1,365*	0,063*	0,70**	0,00024*	997,07**
<b>tamaño (T)</b>	1	0,068 <sup>ns</sup>	11,16**	0,09 <sup>ns</sup>	0,060*	0,569 <sup>ns</sup>	0,00035*	2315,0**
<b>ambiente (A)</b>	1	0,469*	1510,32*	8,778*	0,889*	2,034**	0,0043*	10930,0*
<b>(S) x (T)</b>	4	0,006 <sup>ns</sup>	2,40 <sup>ns</sup>	0,471 <sup>ns</sup>	0,006 <sup>ns</sup>	0,303 <sup>ns</sup>	0,00003 <sup>ns</sup>	435,2 <sup>ns</sup>
<b>(S) x (A)</b>	4	0,051**	3,40***	0,640 <sup>ns</sup>	0,019*	0,498 <sup>ns</sup>	0,00016*	639,6*
<b>(A) x (T)</b>	1	0,004 <sup>ns</sup>	14,09**	3,230**	0,0009 <sup>ns</sup>	0,067 <sup>ns</sup>	0,000015 <sup>ns</sup>	268,2 <sup>ns</sup>
<b>(S) x (T) x (C)</b>	4	0,022 <sup>ns</sup>	2,58 <sup>ns</sup>	0,321 <sup>ns</sup>	0,007 <sup>ns</sup>	0,146 <sup>ns</sup>	0,000047 <sup>ns</sup>	38,23 <sup>ns</sup>

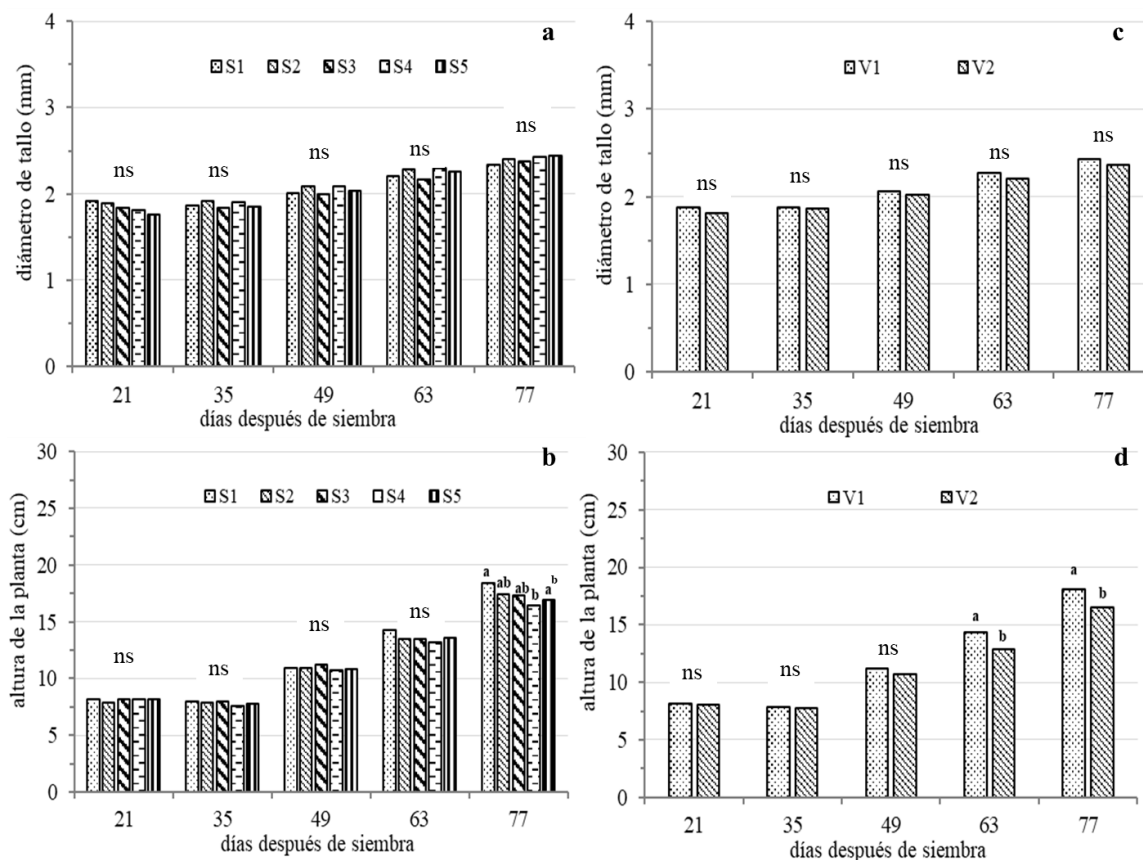
<sup>ns</sup> no significativo. \*, \*\*, \*\*\* significativo a 1%, 5% y 10% de probabilidad según la prueba F, respectivamente.

Según el comportamiento que mostró la Figura 6 para el ambiente protegido se evidenció diferencias significativas para el diámetro de tallo transcurridos 77 DDS, donde el sustrato S2 presentó el mayor diámetro de tallo con 2,70 mm, mientras que S5 presentó el menor valor con 2,45 mm; los sustratos S1, S3 y S4 no presentaron diferencias significativas entre ellos. Sin embargo, los tamaños de recipiente según el diámetro del tallo no presentaron diferencias significativas para ninguno de los días después de la siembra. Por otro lado, la altura de la planta presentó diferencias significativas transcurridos 77 DDS asociados al factor sustratos, siendo S2 el valor más alto con 22,24 cm, a diferencia de S4 el cual presentó los valores mínimos con 18,87 cm, los sustratos S1, S3 y S5 no presentaron diferencias significativas. Así mismo, la relación tamaño de recipientes y altura de la planta no presentó diferencias significativas para ninguna época de evaluación.



**Figura 6.** Altura y diámetro de tallo para plántulas de *C. pyriformis* según cinco formulaciones de sustratos (a y b) y dos tamaños de recipientes (c y d) a los 21, 35, 49, 63 y 77 días después de siembra producidas en ambiente protegido. Medias con diferente letra difieren entre sí para cada época de evaluación de acuerdo a la prueba Tukey ( $p < 0,05$ ). C.I La Suiza – Corpoica.

El vivero con polisombra con 65% presentó diferencias significativas para la altura de planta asociado al factor sustrato transcurridos 77 DDS (Figura 7), siendo S1 el de mayor altura (18,42 cm), mientras que S4 presentó menor altura (16,41 cm). Los sustratos S2, S3 y S5 no presentaron diferencias significativas entre ellos. Sin embargo, para los tamaños de recipiente se evidenció diferencias en relación a la AP para a los 63 y 77 DDS, donde V1 demostró mayor altura con respecto a V2 (14,37 y 12,88 cm, respectivamente) a los 63 DDS. Del mismo modo V1 con 18,13 cm y V2 con 16,47 cm, respectivamente.



**Figura 7.** Altura y diámetro de tallo para plántulas de *C. pyriformis* según cinco formulaciones de sustratos (a y b) y dos tamaños de recipientes (c y d) a los 21, 35, 49, 63 y 77 días después de siembra producidas en vivero con polisombra 65%. Medias con diferente letra difieren entre sí para cada época de evaluación de acuerdo a la prueba Tukey ( $p < 0,05$ ). C.I La Suiza – Corpoica.

En la Tabla 10 se muestra el efecto simple de los sustratos, tamaños de recipientes y ambientes de cultivo. La relación AP/DT presentó mayor valor para el sustrato S1 y S2 (7,95 y 7,80 respectivamente), con diferencias significativas respecto al S4 (7,04). Los sustratos S3 y S5 no presentaron diferencias significativas entre ellos. Para la relación MSA/MSR se evidenció diferencias significativas con el sustrato S5 que fue el más bajo (3,03). El ICD relacionado al factor tamaños de recipientes presentó diferencias significativas, siendo V1 mayor que V2 con 0,050 y 0,046 respectivamente. Así mismo, la variable MST presentó diferencias significativas para el tamaño de recipiente (V1=0,56 g plantula<sup>-1</sup> y V2= 0,50 g plantula<sup>-1</sup>). Por último, la relación MSA/MSR presentó diferencias significativas entre ambientes de cultivo (A1= 3,44 y A2= 3,14).

**Tabla 10.** Masa seca total (MST), relación masa seca de la parte aérea / masa seca del sistema radicular (MSA/MSR), altura de planta / diámetro de tallo (AP/DT) e Índice de Calidad de Dickson (ICD) de plántulas de *C. pyriformis* producidas en diferentes sustratos, tamaños de bolsas plásticas y ambientes de cultivo. C.I La Suiza – Corpoica.

Sustrato *	Relación AP/DT	Relación MSA / MSR
S1 – 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr	7,85 a	3,64 a
S2 – 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr	7,84 a	3,36 a
S3 – 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr	7,64 ab	3,42 a
S4 – 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar	7,13 b	3,15 a
S5 – 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar	7,40 ab	3,03 b

Tamaño de recipiente	ICD	MST (g plantula <sup>-1</sup> )
450 cm <sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm	0,050 a	0,56 a
550 cm <sup>3</sup> – 10 cm x 22 cm	0,046 b	0,50 b

Ambiente de cultivo	Relación MSA / MSR
Ambiente protegido	3,47 a
Vivero con polisombra	3,14 b

\* donde Sr: suelo de la región. CT: compost; Ar: arena; FC: fibra de coco lavada; CP: corteza de pino molida. Medias seguidas por la misma letra en la columna no difieren entre si según la prueba de Tukey (p<0,05).

Las interacciones entre ambiente de cultivo y sustratos (A x S) y ambiente de cultivo y tamaño de recipiente (A x T) para el diámetro de tallo (DT), altura de planta (AP), relación altura de planta / diámetro de tallo (AP/DT), masa seca total (MST), área foliar (AF) e Índice de Calidad de Dickson (ICD) están representadas en la Tabla 11, 12 y 13.

La interacción ambiente de cultivo y sustratos para diámetro de tallo no presentaron diferencias significativas entre cada ambiente, sin embargo, los sustratos S1 y S2 presentaron diferencias entre ambientes siendo mayores para ambiente protegido y menores para vivero con polisombra (2,63; 2,34 mm y 2,62; 2,40 mm, respectivamente). La interacción ambiente protegido y sustratos para altura de la planta presentó diferencias significativas en S4 siendo este el menor valor con 18,74 cm, mientras el ambiente vivero con polisombra no presentó diferencias significativas para altura de la planta, así mismo se presentó diferencias significativas según sustratos entre el ambiente de cultivo para altura de la planta.

**Tabla 11.** Interacciones entre ambiente de cultivo y sustratos (A x S), para el diámetro de tallo (DT), altura la planta (AP), masa seca total (MST), área foliar (AF), e Índice de Calidad de Dickson (ICD) de plántulas de *C. pyriformis* producidas en diferentes sustratos, tamaños de bolsas plásticas y ambientes de cultivo. C.I La Suiza – Corpoica.

<b>Interacción A x S</b>					
<b>Ambiente de cultivo</b>	<b>DT (mm)</b>				
	(S1)	(S2)	(S3)	(S4)	(S5)
Ambiente protegido	2,63 a AB	2,62 a A	2,52 a AB	2,56 a AB	2,45 a AB
Vivero con polisombra	2,34 b A	2,40 b A	2,38 a A	2,43 a A	2,44 a A
<b>Ambiente de cultivo</b>	<b>AP (cm)</b>				
	(S1)	(S2)	(S3)	(S4)	(S5)
Ambiente protegido	20,90 a A	22,17 a A	20,18 a A	18,74 a B	19,16 a A
Vivero con polisombra	18,40 b A	17,42 b A	17,29 b A	16,41 b A	16,94 b A
<b>Ambiente de cultivo</b>	<b>ICD</b>				
	(S1)	(S2)	(S3)	(S4)	(S5)
Ambiente protegido	0,066 a A	0,063 a A	0,049 a B	0,050 a B	0,052 a B
Vivero con polisombra	0,041 b A	0,041 b A	0,040 b A	0,040 b A	0,041 b A
<b>Ambiente de cultivo</b>	<b>AF (cm<sup>2</sup>)</b>				
	(S1)	(S2)	(S3)	(S4)	(S5)
Ambiente protegido	82,20 a A	75,40 a AB	62,57 a BC	49,30 a C	51,06 a C
Vivero con polisombra	41,31 b A	38,95 b A	42,06 b A	32,12 a A	41,73 a A
<b>Ambiente de cultivo</b>	<b>MST (g plantula<sup>-1</sup>)</b>				
	(S1)	(S2)	(S3)	(S4)	(S5)
Ambiente protegido	0,75 a A	0,75 a A	0,58 a B	0,54 a B	0,59 a B
Vivero con polisombra	0,48 b A	0,43 b A	0,42 b A	0,39 b A	0,40 b A

\* composición del sustrato con base en volumen: (S1) 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr; (S2) 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr; (S3) 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr; (S4) 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar; (S5) 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar. donde Sr: suelo de la region. CT: compost; Ar: arena; FC: fibra de coco lavada; CP: corteza de pino molida. Medias seguidas por la misma letra minúscula (columna) y mayúscula (fila) no difieren entre sí por la prueba de Tukey (p<0,05).

Para el ICD el ambiente protegido presentó diferencias donde el sustrato S1 y S2 fueron los mayores (0,066 y 0,063) con respecto a S3, S4 y S5, el vivero con polisombra no presentó diferencias entre sustratos, aquellos con diferencias significativas según el ambiente de cultivo para ICD fueron S1, S2 y S3, y con valores más altos en el ambiente protegido con respecto al vivero con polisombra. La interacción sustrato y ambiente de cultivo para el área foliar presentó diferencias dentro del ambiente protegido, siendo S1 y S2 los valores más altos (82,20 y 75,40

cm<sup>2</sup>) con respecto a S4 y S5. Por otro lado, los sustratos S1, S2 y S3 presentaron diferencias significativas entre ambientes de cultivo, donde el ambiente protegido registró áreas foliares mayores (82,20, 75,40 y 62,57 cm<sup>2</sup>) con respecto a vivero con polisombra. El ambiente protegido según los sustratos para MST presentó valores mayores en S1 y S2 (0,75 g plántula <sup>1</sup>) con respecto a los demás sustratos. Por último, todos los sustratos presentaron diferencias significativas según el ambiente de cultivo, siendo el ambiente protegido con los mayores valores para MST (Tabla 11).

**Tabla 12.** Interacciones entre ambiente de cultivo y tamaño de recipientes (A x T), para altura de planta (AP), relación altura de planta / diámetro de tallo (AP / DT), de plántulas de *C. pyriformis* producidas en diferentes sustratos, tamaños de bolsas plásticas y ambientes de cultivo. C.I La Suiza – Corpoica.

<b>Interacción A x T</b>		
<b>AP (cm)</b>		
	450 cm <sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm	550 cm <sup>3</sup> - 10 cm x 22 cm
Ambiente protegido	20,18 a A	20,27 a A
Vivero con polisombra	18,12 b A	16,45 b B
<b>Relación AP / DT</b>		
	450 cm <sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm	550 cm <sup>3</sup> - 10 cm x 22 cm
Ambiente protegido	7,75 a A	8,09 a A
Vivero con polisombra	7,47 a A	6,9 b B

\*Medias seguidas por la misma letra minúscula (columna) y mayúscula (fila) no difieren entre sí por la prueba de Tukey (p<0,05).

El tamaño de recipientes y ambiente de cultivos presentó diferencias significativas para altura de la plántula, siendo V1 y V2 en el ambiente protegido mayor con respecto a vivero con polisombra, sin embargo, entre el ambiente vivero con polisombra se evidenció diferencias significativas siendo V1 mayor con 18,12 cm a V2 con 16,45 cm. Además, el vivero presentó diferencias significativas entre tamaños de recipientes para la relación AP/DT siendo V1 superior a V2 con 7,47 y 6,97 respectivamente, además el tamaño de recipiente V2 presentó diferencias significativas entre ambientes de cultivo, siendo el ambiente protegido mayor al vivero con polisombra (Tabla 12).

**Tabla 13.** Interacciones entre sustrato y tamaño de recipientes (S x T), para área foliar (AF) de plántulas de *C. pyriformis* producidas en diferentes sustratos, tamaños de bolsas plásticas y ambientes de cultivo. C.I La Suiza – Corpoica.

	Interacción S x T				
	AF (cm <sup>2</sup> plantula <sup>-1</sup> )				
	(S1)	(S2)	(S3)	(S4)	(S5)
450 cm <sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm	62,10 a A	65,80 a A	59,83 a A	40,44 a B	58,43 a A
550 cm <sup>3</sup> - 10 cm x 22 cm	61,41 a A	48,55 a AB	44,80 a A	41,07 a B	34,36 b B

\* composición del sustrato con base en volumen: (S1) 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr; (S2) 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr; (S3) 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr; (S4) 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar; (S5) 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar. donde S: suelo de la región. CT: compost; Ar: arena; FC: fibra de coco lavada; CP: corteza de pino molida. Medias seguidas por la misma letra minúscula (columna) y mayúscula (fila) no difieren entre sí por la prueba de Tukey (p<0,05).

La interacción entre sustrato y tamaño de recipiente para el área foliar evidenció diferencias significativas entre el tamaño de recipiente V1, siendo el S5 el sustrato con el área foliar más baja (40,44 cm<sup>2</sup> plantula<sup>-1</sup>). Por otro lado, el tamaño de recipiente V2 presentó diferencias significativas siendo S1 el mayor valor con 61,41 cm<sup>2</sup> plantula<sup>-1</sup>. Sin embargo, entre sustratos y tamaños de recipiente S5 presentó diferencias significativas para V1 con 58,43 cm<sup>2</sup> plantula<sup>-1</sup> y V2 con 34,36 cm<sup>2</sup> plantula<sup>-1</sup> (Tabla 13).

### Costo de materia prima para la formulación de los sustratos

El costo para la preparación de cada sustrato de acuerdo a sus constituyentes registró valores mayores para el sustrato S4 (\$344.404 COP) y sustrato S5 (\$403.571 COP), ya que este valor comprende el uso de corteza de pino y es el constituyente más costoso dentro del estudio, además del aumento de las proporciones para fibra de coco lavada y compost en el caso de S4. Por otro lado, los precios más bajos en sustratos estuvieron registrados para el S1 y S3 con precios de \$137.863 COP y \$283.101 COP, respectivamente, esto se debe a la influencia del constituyente suelo puesto que arroja los precios bajos dentro del estudio, muy similar a la arena (Tabla 14).

**Tabla 14.** Costo por metro cubico según el tratamiento de sustrato formulado y de cada constituyente luego de realizar el beneficio para su uso, incluyendo el transporte desde el centro de origen al C.I La Suiza – Corpoica.

*	Constituyentes (%)					Costo m <sup>3</sup>
	CP	FC	CT	S	A	
(S1)	0	0	20	60	20	\$55.834
(S2)	20	0	20	60	0	\$158.435
(S3)	0	20	20	60	0	\$124.901
(S4)	0	25	25	0	50	\$146.655
(S5)	25	0	25	0	50	\$188.532
<b>Unidad de compra</b>	sacos de 100 L	sacos de 100 L	sacos de 100 L	camión 1 m <sup>3</sup>	camión 1 m <sup>3</sup>	
<b>Costo m<sup>3</sup></b>	\$550.000	\$382.330	\$130.000	\$37.391	\$37.143	

Tasa de cambio del mercado (24 de enero 2018): \$1 USD= \$2.858 COP. Fuente: Banco de la Republica. (L) litro; (S1) 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr; (S2) 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr; (S3) 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr; (S4) 25 % FC + 25 % CT +50 % Ar; (S5) 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar. donde Sr: suelo de la región; CT: compost; Ar: arena; FC: fibra de coco lavada; CP: corteza de pino molida. Distancia (km) en carretera desde el sitio de origen al C.I La Suiza – Corpoica para: arena y suelo (25 km); corteza de pino (170 km); compost (50 km) y fibra de coco lavada (450 km).

## 7. DISCUSIÓN

Se destacó la importancia de evaluar los sustratos y el ambiente de cultivo en la producción de plántulas. En este estudio, el sustrato que presentó mejores resultados para el ambiente protegido fué el S2 tanto para diámetro de tallo y altura de plántula (2,70 mm y 22,24 cm). Esta respuesta bajo condiciones de sombra a 50% del ambiente protegido responde a lo dicho por López & Montero (2005), donde clasifica *C. pyriformis* como especie heliofita durable o semiheliofita, esta clasificación afirma la necesidad del requerimiento lumínico en los primeros estados de crecimiento de abarco. Costa et al. (2012) explica la influencia que tiene la adaptación del ambiente de cultivo a las exigencias de la especie, en este caso el factor lumínico es el que implica el establecimiento de abarco. Investigaciones realizadas en *Cariniana legalis* afirman que la intercepción lumínica en 50% es positiva para el crecimiento de las plántulas puesto que diferentes intensidades lumínicas aceleran o retrasan factores morfológicos como altura de la planta, diámetro del tallo, relación materia seca aérea y materia seca raíz, y área foliar (Rego & Possamai, 2011), es decir, es equivalente a la intercepción lumínica proporcionada por el ambiente de cultivo protegido.

Puesto que los constituyentes del sustrato inciden en el crecimiento radicular y aéreo de las plántulas, Pinilla et al (2016) registraron para *C. pyriformis* diferencias en las altura según el ambiente de cultivo, con valores de 22 cm para la malla plástica transparente y 27 cm para la malla polisombra al 85% en un periodo de 4 meses, lo cual se diferencia de los resultados arrojados en el presente estudio con 22,4 cm en un periodo de 3 meses en ambiente protegido (intercepción lumínica de 50%). En ese estudio, el sustrato empleado estuvo constituido de tierra negra y arena aluvial en relación 2:1. Estudios realizados por Mosquera et al. (2012) evaluaron alturas de plántula entre 7,9 a 7,7 cm para los tratamientos T4 (gallinaza-arena relación 2:1) y T1 (tierra de hormiga, gallinaza y arena aluvial 1:1:1) respectivamente, el sustrato T4 fue compuesto por gallinaza y arena aluvial en relación 2:1 durante tres meses, sin embargo, los constituyentes para S2 del presente estudio difieren entre estos debido a que no se utilizó tierra de hormiga.

Las características físicas de los otros sustratos no fueron suficientes para superar el S2, puesto que su porosidad total (PT) fue alta con 72,4%, como lo expresa Sáenz & Narciso (1999) que atribuye que valores cercanos a 85% de porosidad son óptimos para las plántulas,

igualmente Vence (2008) sugiere que el espacio de aire tiene correlación con la porosidad total. Por consiguiente, el sustrato S2 (67,4%) presenta los valores más próximos al ideal. Las características químicas del sustrato S2, con pH= 6,34, CIC= 20,97 cmol kg<sup>-1</sup>, por lo que indica Jerez (2007) y Martínez & Roca (2011) se encuentran en los rangos óptimos (pH=5,2 hasta 6,8). Las características físicas de la corteza de pino en términos de porosidad influyen positivamente en el crecimiento de las plántulas de *Eucalyptus benthamii* (Kratz et al., 2017), además de la cantidad de microorganismos presentes que aumentan por la utilización de humus de lombriz, compost y estiercol en los sustratos (Contreras, Acevedo & Escalona, 2017).

Costa et al. (2012) concluyen en su estudio con *Tamarindus indica* que una combinación donde el sustrato tenga 80% de suelo y 20% de compuesto orgánico (material comercial compuesto de residuos de frutas, residuos de frigoríficos, legumbres, bagazo de caña, entre otros) es la ideal para el crecimiento de plántulas, por consiguiente, el mejor sustrato S2 es semejante puesto que contiene 60% de suelo y 20% de compost y corteza de pino molida 20%. De otro lado, Moreno et al. (2014) para *Acacia farnesiana* recomienda la utilización de vermicompuestos de 10 a 20% ya que este genera resultados óptimos en el crecimiento de las plántulas.

La altura de planta (AP) y la relación AP/DT demostraron diferencias significativas en el ambiente vivero con polisombra bajo el factor tamaño de recipientes, siendo mayores valores para V1. Estos resultados afirman el grado de incidencia del tamaño del recipiente en el crecimiento aéreo y en la biomasa de la parte radicular. Días (2011) indica que es indispensable evaluar los recipientes ya que estos influyen en el comportamiento de las plántulas *Cariniana estrellensis* en el desarrollo radicular y aéreo.

Dentro de las variables morfológicas que indican la calidad de plántulas, la relación AP/DT es una de las más importantes, este índice oscila en valores de 7 indicando que la plántula maneja calidad media para todas las interacciones (Escamilla et al., 2015). Como lo afirma Costa et al (2012), la producción de plántulas de *Tamarindus indica* dependen del sustrato, el ambiente de cultivo y el volumen del contenedor. Consecutivamente, el tamaño de recipiente V1 (450 cm<sup>3</sup>) presenta las mejores condiciones con 0,56 g plántula<sup>-1</sup> para la MST, igualmente, la relación MSA/MSR estuvo por arriba de 3. Zumkeller et al (2009) establece para *Tabebuia heptaphylla* como 2,0 un valor de alta calidad por lo que todos los sustratos están por encima de este valor siendo S1 con 3,64 y de acuerdo con Sáenz et al. (2010) estos valores indican baja calidad de la

plántula. Por otro lado, el ICD presentó valores inferiores a 0,1 y de acuerdo con Batista et al. (2009) entre menor sea su valor menor será su calidad, es decir que las plantas no están preparadas para plantar en campo. Dias (2011) registra valores para el ICD entre 0,35 a 0,86 de plántulas de *Cariniana estrellensis* producidas en diferentes tamaños de recipientes y vivero a pleno sol, luego de 180 DDS. La bolsa plástica con volumen de 560 cm<sup>3</sup> (18 cm altura x 6 cm ancho) proporcionó parámetros de calidad cercanos a los ideales, sin embargo, las plántulas poseían un sistema radicular atrofiado por el enrollamiento de las raíces. Dicha situación se evidencio parcialmente en el presente ensayo. Es de resaltar que el ICD reúne las variables morfológicas y sugiere que la calidad óptima sea mayor a 0,2 para su trasplante a campo (Rodríguez, 2008), aunque, depende de la especie y las condiciones en vivero.

La producción de plántulas debe considerar los costos que implica cada constituyente, eso indica que el sustrato S2, si bien es el que presento mayores valores y mejor respuesta, el costo del sustrato es elevado ya que la corteza de pino presenta precios desproporcionales con los demás, por su lejanía al C.I La Suiza. Por otro lado, el sustrato S1 también registra valores semejantes a S2, y es económico para la región.

Oliveira (2011) plantea que el tamaño tiene influencia directa en el costo final de producción ya que de esta deriva la cantidad de sustrato usado, espacio que ocupe en el área de trabajo, transporte, aclimatación, entre otros. Por esto, es necesario evaluar un volumen de recipiente que sea viable en términos prácticos y que garantice un desarrollo óptimo de las plántulas. Aunque el recipiente V1 (450 cm<sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm) contribuye a aumentar los atributos morfológicos de las plantúlas, no permite obtener en el tiempo evaluado un vigor y crecimiento óptimo de las mismas para su establecimiento en campo.

## 8. CONCLUSIONES

- Las plántulas dentro del ambiente protegido aumentaron sus valores comparativamente al vivero un 6, 14, 27, 34 y 39 %, en el diámetro de tallo (DT), altura de planta (AP), Índice de Calidad de Dickson (ICD), masa seca total (MST) y area foliar (AF), respectivamente. Lo anterior confirma que es una especie con plasticidad morfológica y condicionada a la intensidad lumínica asociada al gremio ecológico de heliofita durable o climax.
- El sustrato S2 (20 % corteza de pino molida + 20 % compost + 60 % suelo de la región) proporcionó mejores valores para las variables morfológicas de las plántulas de abarco en las distintas interacciones, además que posee características físicas y químicas semejantes a los sustratos óptimos que se requieren en la producción de plántulas forestales. Así mismo, la proporción del compost y su composición de gallinaza potencializa el efecto en las variables morfológicas.
- El sustrato más rentable para la producción de plántulas de abarco es el S1 (20 % arena + 20 % compost + 60 % suelo de la región), puesto que presenta precios factibles por constituyente y se asemeja a los índices de calidad obtenidos con el sustrato S2.
- Luego de 77 días después de siembra, no se obtuvieron atributos morfológicos e índices de calidad satisfactorios en las plantulas para los factores evaluados.

## **9. DISPOSICIONES FINALES**

- ✓ Se recomienda utilizar otros tamaños de recipientes y tiempos de cultivo para evaluar el crecimiento de las plántulas de abarco durante la fase de vivero.
  
- ✓ A largo plazo el uso de suelo para la formulación de sustratos no es sostenible ambientalmente y conlleva a riesgos sanitarios para la producción de las plántulas. Otras alternativas de constituyentes y proporciones deberán evaluarse.
  
- ✓ En futuros estudios se recomienda la evaluación de sustratos minerales diferentes a la arena en combinación con sustratos orgánicos.

## 10. BIBLIOGRAFIA

- Altamirano Quiroz, M., & Aparicio Rentería, A. (2002). Efecto de la lombricomposta como sustrato alternativo en la germinación y crecimiento inicial de *Pinus oaxacana* Mirov. y *Pinus rudis* Endl.. *Foresta Veracruzana*, 4 (1), 35-40. Recuperado de <http://www.redalyc.org/html/497/49740107/>.
- Andreau, R., Giménez, D & Beltrano, J. (2015). Soluciones nutritivas I en cultivos hidropónicos. En Beltrano, J & Giménez, D. (Eds.), *Cultivo en hidroponía* (pp. 73-90). Universidad Nacional de La Plata: Editorial de la Universidad de La Plata.
- Ansorena, J. (1995). Propiedades físicas de los sustratos. *Chile Agrícola*, 20 (208), 217-218.
- Barth, S., Eibl, B. I., & Montagnini, F. (2008). Adaptabilidad y crecimiento de especies nativas en áreas en recuperación del noroeste de la provincia de Misiones. *XIII Jornadas Técnicas Forestales y Ambientales de la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad Nacional de Misiones y EEA Montecarlo, INTA. Eldorado, Misiones*, 1-16.
- Barrera, R., & Chianching, Z. (2013). *Comportamiento de las plántulas de Cariniana decandra Ducke sembrados en diferentes sustratos, vivero-CIEFOR*. Puerto Almendras, Loreto, Perú.
- Batista, J. I. L. F. (2009). *Crescimento e qualidade de mudas de jequitibá-rosa (Cariniana legalis (Mart.) Kuntze) e canudo-de-pito (Mabea fistulifera Mart.) em resposta à calagem e a doses de fósforo* (tesis maestría). Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência Florestal, Brasil.
- Benítez, G., & Equihua, M., & Pulido Salas, M. (2002). Diagnóstico de la situación de los viveros oficiales de Veracruz y su papel para apoyar programas de reforestación y restauración. *Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 8 (1), 5-12. Recuperado de: <http://www.redalyc.org/html/629/62980101/>.
- Boby, M. F., & Valdivia, E. M. (2005). *Evaluación del comportamiento de tres especies forestales a nivel de vivero en el municipio de Telica, Departamento de Leon* (tesis pregrado). Universidad Nacional Agraria Facultad de Recursos naturales y del Ambiente programa ingeniería forestal, Mangua, Nicaragua. Recuperado de <http://repositorio.una.edu.ni/1064/1/tnk10b663.pdf>.

- Brissette, J. C., Barnett, J. P., & Landis, T. D. (1991). Container seedlings. In *Forest regeneration manual*, Springer Netherlands, 117-141.
- Bustos, Á. L. (2009). *Ensayo de calidad lumínica en plantas de Eucalyptus globulus, Eucalyptus nitens y Pinus radiata bajo cobertura de malla raschel y papel celofán de colores* (tesis pregrado). Universidad Austral de Chile, Chile.
- Caldeira, M. V. W., Rondon Neto, R. M., & Schumacher, M. V. (2003). Conteúdo e exportação de micronutrientes em acácia-negra (*Acacia mearnsii* De Wild.) procedência Batemans Bay (Austrália). *Revista Árvore*, 27(1), 9-14. Recuperado de <http://www.scielo.br/pdf/0D/rarv/v27n1/15916.pdf>.
- Cárdenas, L. D., & Salinas, N. (2007). Libro rojo de plantas de Colombia. Volumen 4. Cárdenas, L. D., & Salinas, N (Eds.), *Especies maderables amenazadas: Primera parte* .(pp 5-10). Bogota, Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas. (SINCHI).
- Cárdenas, D., Arboleda, N. C., Tunjano, S. S., Barrera, L. Q., Rodríguez, M. B., Rodríguez, S. G., & Peinado, Á. J. V. (2015). *Planes de manejo para la conservación de abarco, caoba, cedro, palorosa y canelo de los andaquíes*. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas, SINCHI.
- Cardona, N. F., David, H., & Hoyos, S. E. (2010). *Flora de la Miel, Central Hidroeléctrica Miel I, Oriente de Caldas, Guía ilustrada*. ISAGEN-Universidad de Antioquia, Herbario Universidad de Antioquia (HUA), Medellín, Colombia.
- Castro, D., C. Jiménez., D. Ríos., A. Restrepo., & M. Giraldo. (1993). *Utilización de las técnicas de cultivo de tejidos vegetales in vitro para la propagación y conservación de germoplasma de cuatro especies vegetales en vía de extinción en el oriente antioqueño: Comino (Aniba perutilis), abarco (Cariniana pyriformis), almedrón (Caryocar glabrum) y guayacán (Tabebura serratifolia)*. En: Cuadernos de Investigación y Desarrollo Regional CORNARE. El Santuario, Antioquia, 21-44.
- Catenacci, F. Lecythidaceae Poit. na região do Alto Rio Madeira, Rondônia Universidad de Brasília, Tesis de maestria
- Carneiro, J. D. A. (1995). *Produção e controle de qualidade de mudas florestais*. Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR (Brasil) Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos, RJ (Brasil) Fundacao de Pesquisas Florestais do Paraná, Curitiba, PR (Brasil).

- Contreras, J., Acevedo, I., & Escalona, A. (2017). Efecto del vermicompost sobre el crecimiento de plántulas de café (*Coffea arabica*). *Revista Unellez de Ciencia y Tecnología*, (26), 14-21. Recuperado de: <http://150.187.216.91/revistas/index.php/rucyt/article/download/115/126>
- Costa, E., Rodrigues dos Santos, L. C., de Carvalho, C., Martins Leal, P. A., & do Amaral Gomes, V. (2011). Volumes de substratos comerciais, solo e composto orgânico afetando a formação de mudas de maracujazeiro-amarelo em diferentes ambientes de cultivo. *Revista Ceres*, 58(2), 216-222. Recuperado de: <http://www.redalyc.org/html/3052/305226854011/>.
- Costa, E., Durante, L. G. Y., Nagel, P. L., Ferreira, C. R., & dos Santos, A. (2011). Qualidade de mudas de berinjela submetida a diferentes métodos de produção. *Revista Ciência Agronômica*, 42(4), 1017-1025. Recuperado de: <http://www.ccarevista.ufc.br/seer/index.php/ccarevista/article/viewFile/1331/637>.
- Costa, E., Ferreira, A. F. A., Silva, P. D. L., & Nardelli, E. M. V. (2012). Diferentes composições de substratos e ambientes protegidos na formação de mudas de pé-franco de tamarindeiro. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 34(4), 1189-1198. Recuperado de: [https://www.researchgate.net/profile/Edilson\\_Costa2/publication/262744204\\_Substrates\\_composition\\_and\\_protected\\_environments\\_for\\_tamarind\\_seedlings/links/54ada26e0cf2828b29fcb0ab.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Edilson_Costa2/publication/262744204_Substrates_composition_and_protected_environments_for_tamarind_seedlings/links/54ada26e0cf2828b29fcb0ab.pdf).
- Delarmelina, W. M., Caldeira, M. V. W., Faria, J. C. T., Gonçalves, E. D. O., & Rocha, R. L. F. (2014). Diferentes substratos para a produção de mudas de *Sesbania virgata*. *Revista Floresta e Ambiente*, 21(2), 224-233. Recuperado de: [http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S217980872014000200010&script=sci\\_abstract&lng=pt](http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S217980872014000200010&script=sci_abstract&lng=pt).
- De Boodt, M., Verdonck, O., & Cappaert, I. (1974). Method for measuring the water release curve of organic substrates. *Acta Horticulturae*. 37: 2054-2062. DOI: 10.17660/ActaHortic.1974.37.20.
- Dias, T. (2011). *Volumes de recipientes no crescimento de espécies florestais nativas* (Tesis Maestria). Universidade Federal do Espírito Santo. Programa de Pós-graduação em Agricultura Tropical, São Mateus, Brasil.

- Dickson, A., Leaf, AL, y Hosner, JF (1960). Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. *The Forestry Chronicle*, 36(1), 10-13. Recuperado de: <http://pubs.cif-ifc.org/doi/pdf/10.5558/tfc36010-1?src=recsys&>.
- Escamilla-Hernández, Nohemí, Obrador-Olán, José J., Carrillo-Ávila, Eugenio, & Palma-López, David J.. (2015). Uso de fertilizantes de liberación controlada en plantas de teca (*Tectona grandis*), en la etapa de vivero. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 38(3), 329-333. Recuperado de: [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0187-73802015000300012](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-73802015000300012).
- Farias, J. A., Hoppe, J. M., & Vivian, J. A. C. (2005). Comportamento de mudas de *Parapiptadenia rigida* (Benth) Brenan, submetidas a diferentes índices de luminosidade e em função de diferentes dimensões de recipientes. *Caderno de Pesquisa Série Biologia*, 17(2), 69-80.
- Fetcher, S. F., Rojas, G., & Strain, B. R. (1987). Efectos del régimen de luz sobre la fotosíntesis y el crecimiento en plántulas de árboles de un bosque lluvioso tropical de Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 35(1), 97-110. Recuperado de: <http://wilkes.edu/PDFFiles/WEISS/Fetcher/Fetcher%20et%20al%20RevBiolTrop%201986.pdf>.
- Fonseca, E.P. (1988). *Efeito de diferentes substratos na produção de mudas de Eucaliptus grandis W.Hill ex Maiden* (tesis maestría). Universidade Federal de Viçosa Mestrado em Ciência Florestal, Viçosa.
- Garbanzo, L, G, & Vargas, G, M. (2017). Actividad microbial en sustratos y análisis de crecimiento en almácigos de tomate en Guanacaste, Costa Rica. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 11(1), 159-169. <https://dx.doi.org/10.17584/rcch.2017v11i1.5716>.
- García, M. D. L. A. (2007). *Importancia de la calidad del plantín forestal. XXII Jornadas Forestales de Entre Ríos. Área Forestal de la EEA Concordia del INTA*. Concordia, Entre Ríos, Argentina.
- Gaytán, M. (2001). *Prueba de germinación de Pinus Cembroides var. zucc en Ocho Sustratos diferentes* (Tesis pregrado). Tesis Division de Agronomía Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Buenavista Ingeniería Agronómica, Saltillo, Coahuila, México.

- Gómez, R. M., & Toro, M. J. (2007). *Manejo de las semillas y la propagación de diez especies forestales del bosque húmedo tropical*. Boletín Técnico Biodiversidad, (2) (pp. 5-12) CORANTIOQUIA, Medellín, Colombia.
- González, M. (1993). *Estudio del efecto de diferentes regímenes de acondicionamiento de plantas de Raulí (Nothofagus alpina) 1-0 a raíz desnuda* (tesis pregrado). Universidad Austral de Chile. Facultad de Ingeniería Forestal, Programa de Ingeniería Forestal, Valdivia, Chile.
- Grez, R., & Gerding, V. (1995). Corteza, desecho reciclable de la industria forestal como formador de sustratos para la producción vegetal. *Bosque*, 16(1), 105-114.
- Gutiérrez, M., Gómez, R., & Rodríguez, N. F. (2011). Comportamiento del crecimiento de plántulas de cacao (*Theobroma cacao L.*), en vivero, sembradas en diferentes volúmenes de sustrato. *Corpoica. Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 12(1), 33-42.
- Hashimoto, P. N. (2010). Efecto del tipo sustrato de cultivo, la fertilización y el agua de riego en la composición mineral y el desarrollo de *Petunia x hybrida* Vilm (Tesis doctoral). Universitat Politècnica de València Departamento de Producción Vegetal - Departament de Producció Vegetal. España.
- Hidalgo P. R. H., Vielma, M. S., & Marín, C. (2009). Evaluación de sustratos a base de Vermicompost y enmiendas orgánicas líquidas en la propagación de parchita (*Passiflora edulis* v. *flavicarpa*) en vivero. *Revista UDO Agrícola*, 9(1), 126-135. Recuperado de: <https://dialnet.unirioja.es/download/articulo/3293844.pdf>.
- Huang, Y. Y., Mori, S. A., & Prance, G. T. (2008). A phylogeny of Cariniana (Lecythidaceae) based on morphological and anatomical data. *Brittonia*, 60(1), 69-74.
- Huang, Y. Y., Mori, S. A., & Kelly, L. M. (2015). Toward a phylogenetic-based Generic Classification of Neotropical Lecythidaceae-I. Status of Bertholletia, Corythophora, Eschweilera and Lecythis. *Phytotaxa*, 203(2), 85-121.
- Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. (2012). *Fichas técnicas de especies de uso forestal y agroforestal en la Amazonía Colombiana*. Bogotá D.C.
- IDEAM, INVEMAR, SINCHI, IIAP, IAvH (2017). Informe del Estado del Medio Ambiente y de los Recursos Naturales. Documento Síntesis. Bogotá, D.C.

- Jerez, M. (2007). *Comparación del sustrato de fibra de coco lavada con los sustratos de corteza de pino compostada, perlita y vermiculita en la producción de plantas de Eucalyptus globulus (Labill)* (tesis pregrado). Universidad Austral de Chile, Facultad de ciencias forestales, Ingeniería Forestal, Valdivia, Chile.
- Klinger, B. (2008). Estado de conservación de las especies forestales amenazadas, abarco “*Cariniana pyriformis*”, Jigua negro “*Ocotea cernua*”, Guayaquil “*Centrolobium paraense*”, Guayacán amarillo “*Tabebuia crysantha*” y Pino amarillo “*Podocarpus sp.*” en los municipios chocoanos de Riosucio, Carmen del Darién, Istmina, Río Quito y Juradó. *Revista Bioetnia*. 137-147.
- Kratz, D., Nogueira, A. C., Wendling, I., & Mellek, J. E. (2017). Physic-chemical properties and substrate formulation for Eucalyptus seedlings production. *Revista Scientia Forestalis*, 45(113), 63-76. Recuperado de: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/1070301/1/2017IvarSFPhysicchemical.pdf>.
- Landis T.D., Tinus R.W., McDonald S.E., & Barnett J.P., (1989). Seedling nutrition and irrigation. The container tree nursery manual. *Agric. Handbook 674*. USDA. Washington D.C.
- Leyva, R. F., Rosell, P. R., Ramírez, R. A., & Romero, R. I. (2008). *Manejo de endurecimiento por riego para elevar la calidad de las plantas de Eucalyptus sp. cultivadas en vivero de la Unidad Silvícola Campechuela*. Universidad de Granma. Central del Batey. Campechuela. Granma. Cuba.
- Lopez, G. R. (2004). *Sustitución de turba por compost urbanos en sustratos de vivero: efectos agroambientales* (tesis pregrado). Universidad Pablo de Olavide Facultad de Ciencias Experimentales, Ingeniería Agrícola, Sevilla, España.
- López, R., & Montero, M. I. (2005). *Manual de identificación de especies forestales con manejo certificable por comunidades*. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas" SINCHI", Bogota, Colombia.
- Martínez, P. F., & Roca, D. (2011). Sustratos para el cultivo sin suelo. Materiales, propiedades y manejo. *Sustratos, Manejo del Clima, Automatización y Control en Sistemas de Cultivo sin Suelo*, 37-77.

- MINISTERIO DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL. (2011). Plan de acción para la reforestación comercial. Recuperado de <http://fedemaderas.org.co/wp-content/uploads/2012/04/Plan-de-Accion-Reforestacion-Comercial.pdf>.
- Moreno H. G, González, O., IDEAM. (2005). *Atlas climatológico de Colombia*. Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial de Colombia. Sistema Nacional Ambiental. Fecha de consulta 15 de noviembre de 2017
- Moreno, A., Solís, G., Blanco, E., Vásquez, J., Guzmán, L., Rodríguez-Dimas, N., y F., Uriel. (2014). Desarrollo de plántulas de huizache (*Acacia farnesiana*) en sustratos con vermicompost. *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente*, 20(1), 55-62. Recuperado de: <https://dx.doi.org/10.5154/r.rchscfa.2013.03.009>.
- Mosquera-Perea, D. E., Medina-Arroyo, H. H., & Martínez-Guardia, M. (2012). Germinación y crecimiento inicial en *Abarco Cariniana pyriformis*: una alternativa para su conservación. *Revista Biodiversidad Neotropical*, 2(1), 53-59. Recuperado de: <https://revistas.utch.edu.co/ojs5/index.php/Bioneotropical/article/viewFile/54/58>.
- Muñoz, J.Z. P (2007). *Comparación del sustrato de fibra de coco lavada con los sustratos de corteza de pino compostada, perlita y vermiculita en la producción de plantas de Eucalyptus globulus (Labill)* (tesis pregrado). Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Forestales, Ingeniería Forestal.
- Navarro, R. M., Villar-Salvador, P., & Del Campo, A. (2006). *Morfología y establecimiento de los plántones. Calidad de planta forestal para la restauración en ambientes mediterráneos degradados. Estado actual de conocimientos*. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid, 67-88
- Negreros, P., Apodaca, M., & Mize, C. W. (2010). Efecto de sustrato y densidad en la calidad de plántulas de cedro, caoba y roble. *Madera y bosques*, 16(2), 7-18.
- Neves, G.J.M.; Silva, P.H.; Duarte, F.R. (2010). Uso de sustratos alternativos para produção de mudas de moringas. *Revista Verde* 5(1), 173-177.
- Oliveira, A., Medeiros Filho, S., & Esmeraldo Bezerra, A. M. (2011). Tempo de cultivo e tamanho do recipiente na formação de mudas de *Copernicia hospita*. *Acta Scientiarum. Agronomy*, 33(3), 533-538. Recuperado de: <http://www.redalyc.org/html/3030/303026597022/>.

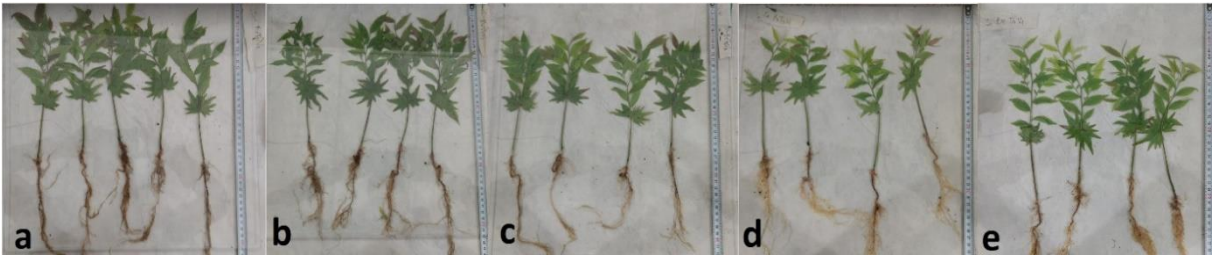
- Organización de las Naciones Unidas para La Agricultura y La Alimentación (FAO). (2002). *El cultivo protegido en clima mediterráneo*. Manual preparado por el grupo de cultivos hortícolas dirección de producción y protección vegetal (N°90). Recuperado en <http://www.fao.org/3/a-s8630s.pdf>.
- Pastor, S. J. (1999). Utilización de sustratos en viveros. *Terra Latinoamericana*, 17 (3), 231-235.
- Pinilla, H., Medina, H., Torres, J., Córdoba, E., Córdoba, J., Mosquera, Y., & Martínez, M. (2016). Propagación y crecimiento inicial del abarco (*Cariniana pyriformis* Miers), utilizando semillas silvestres. *Revista De Investigación Agraria y Ambiental*, 7(2), 87-97. Recuperado de: <http://hemeroteca.unad.edu.co/index.php/riaa/article/view/1559/1894>.
- Portilla, F. (2013). *Propagación vegetativa del aliso (Alnus acuminata HBK) utilizando dos tipos de sustrato en la parroquia La Esperanza* (tesis pregrado). Universidad Técnica del Norte, Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales, Carrera Ingeniería Forestal, Ibarra, Ecuador.
- Pons, A.L. (1983). Fontes e usos da matéria orgânica. *IPAGRO Informa* (26): 111-147
- Rego, G. M., & Possamai, E. (2011). Efeito do Sombreamento sobre o Teor de Clorofila e Crescimento Inicial do Jequitibá-rosa. *Pesquisa Florestal Brasileira*, (53), 179. Recuperado de: <http://pfb.cnpf.embrapa.br/pfb/index.php/pfb/article/viewFile/210/160>
- Reyes, J., Aldrete, A., Cetina, M., & López, J. (2005). Producción de plántulas de *Pinus pseudostrobus* Var. *apulcensis* en sustratos a base de Aserrín. *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente*, 11(2), 106-110. Recuperado de <http://www.redalyc.org/html/629/62911205/>. -
- Ribeiro, R. N. (2011). *Comparação dos sistemas de fertirrigação e hidroponia na produção de mudas de Cariniana estrellensis (Raddi) Kuntze* (tesis maestría). Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Faculdade de Ciências Agrônomicas da UNESP, Mestre em Ciência Florestal, Botucatu, Brasil. Recuperado de [https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/99791/ribeiro\\_rn\\_me\\_botfca.pdf?sequence=1](https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/99791/ribeiro_rn_me_botfca.pdf?sequence=1).
- Rivera, L. E., Peñuela-Mora, M. C., Jiménez Rojas, E. M., & Vargas Jaramillo, M. D. P. (2013). *Ecología y silvicultura de especies útiles amazónicas: Abarco (Cariniana micrantha*

- Ducke*), *Quinilla* (*Manilkara bidentata* (A. DC.) A. Chev.) y *Violeta* (*Peltogyne paniculata* Benth.). Leticia, Colombia: Universidad Nacional de Colombia Sede Amazonia.
- Rodríguez, A. D. (2008). *Indicadores de calidad de planta forestal*. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México, México.
- Roselló, A., Domínguez, A., Girona, R., & Ruiz, M. (1999). Comparación de diversos sustratos para su utilización en viveros ecológicos. *Lagascalía*, (25), 176-177.
- Ruano, R., López, E., Martínez, A., Villaplana, R., Fos, M., & Sanchís, E. (2001). *Sustratos alternativos al empleo de la turba en el cultivo de brinzales de pino*. III Congreso Forestal Español. Mesa, 3, 441-448.
- Sáez, P., & Narciso, J. (1999). Utilización de sustratos en viveros. *Terra Latinoamericana*, 17(3), 231-235.
- Sáenz, R. J. T., Villaseñor, R. F. J., Muñoz, F. H. J., Rueda, S. A., & Prieto, R. J. A. (2010). *Calidad de planta en viveros forestales de clima templado en Michoacán*. Folleto Técnico, (17).
- Sánchez, C. T., Aldrete, A., Cetina, V. M., & López, J. (2008). Caracterización de medios de crecimiento compuestos por corteza de pino y aserrín. *Madera y bosques*, 14(2), 41-49.
- Sanchez, L. F. (2013). *Influencia de sustratos activos para el crecimiento de pino (pinus radiata don.) producidos bajo condiciones del vivero forestal en la comunidad de cuticsa-santo tomas de pata-Angaraes-Huancavelica* (Tesis pregrado). Universidad Nacional de Huacavelica Facultad de Ciencias Agrarias, Acobamba, Perú.
- Santos, C. B. D., Longhi Jonas, S., Hoppe Martins, J., & Moscovich, F. A. (2000). Efeito do volume de tubetes e tipos de substratos na qualidade de mudas de *Cryptomeria japonica* (LF) D. Don. *Ciência Florestal*, 10(2), 1-15.
- Tut Si, M. O. (2014). *Evaluación de cinco sustratos para la producción en viveros de palo blanco (Tabebuia donnell-smithii Rose); Santa Catalina la Tinta, Alta Verapaz* (Tesis pregrado). Universidad Rafael Landívar, Facultad de Ciencias ambientales y agrícolas, Ingeniería forestal, Guatemala. Recuperado el 16 de 09 de 2015, de Universidad Rafael Landívar, Biblioteca: <http://biblio3.url.edu.gt/Tesario/2014/06/22/Tut-Maynor>.
- Varela, S. A., & Basil, G. (2011). Uso de compost en la producción de plantines de especies forestales. *Silvicultura en Vivero, Cuadernillo*, (4).

Vence, L. B. (2008). Disponibilidad de agua-aire en sustratos para plantas. *Ciencia del suelo*, 26(2), 105-114.

Zumkeller Sabonaro, Débora, Galbiatti, João Antonio, de Paula, Rinaldo César, & Soto Gonzales, José Luis. (2009). Producción de plantas de *Tabebuia heptaphylla* en diferentes sustratos y niveles de irrigación, en condiciones de invernadero. *Bosque (Valdivia)*, 30(1), 27-35. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002009000100005>.

## ANEXOS



**Figura 1.** Plántulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en ambiente protegido, transcurridos 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V1 (450 cm<sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm), según el sustrato empleado: a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.



**Figura 2.** Calculo del área foliar de plántulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en ambiente protegido, transcurridos 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V1 (450 cm<sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm), según el sustrato empleado: a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.



**Figura 3.** Plántulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en vivero con polisombra para 65%, transcurridos 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V1 (450 cm<sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm), según el sustrato empleado: a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.



**Figura 4.** Calculo del área foliar de plántulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en vivero con polisombra para 65%, transcurridos 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V1 (450 cm<sup>3</sup> - 10 cm x 16 cm), según el sustrato empleado: a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.



**Figura 5.** Plántulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en vivero con polisombra para 65% transcurridos, 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V2 (550 cm<sup>3</sup> - 10 cm x 22 cm): a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.



**Figura 6.** Calculo del área foliar de plantulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en vivero con polisombra para 65%, transcurridos 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V2 (550 cm<sup>3</sup> - 10 cm x 22 cm), según el sustrato empleado: a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.



**Figura 7.** Plántulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en ambiente protegido, transcurridos 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V2 ( $550 \text{ cm}^3 - 10 \text{ cm} \times 22 \text{ cm}$ ), según el sustrato empleado: a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.



**Figura 8.** Cálculo del área foliar de plantulas de *Cariniana pyriformis* Miers producidas en ambiente protegido, transcurridos 77 días después de la siembra para el tamaño de recipiente V2 ( $550 \text{ cm}^3 - 10 \text{ cm} \times 22 \text{ cm}$ ), según el sustrato empleado: a) S1 - 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr, b) S2 - 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr, c) S3 - 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr, d) S4 - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y e) S5 - 25 % CP + 25 % CT + 50 % Ar.

**Tabla 1.** Contenido foliar de nutrientes en plántulas de *C.pyriformis* producidas en distintos sustratos, ambientes y volúmenes de bolsas plásticas luego de 95 días después de siembra. C.I La Suiza - Corpoica

*	N <sup>1</sup>	P <sup>2</sup>	K <sup>3</sup>	Ca <sup>3</sup>	Mg <sup>3</sup>	S <sup>4</sup>	Na <sup>3</sup>	Cu <sup>3</sup>	Mn <sup>3</sup>	Zn <sup>3</sup>	B <sup>5</sup>	Fe <sup>3</sup>
	%						mg kg <sup>-1</sup>					
(S1)	2,35	0,26	1,16	0,78	0,26	0,12	0,05	3,76	44,16	16,20	64,00	477,06
(S2)	2,16	0,26	1,13	0,64	0,24	0,12	0,03	4,03	36,48	15,30	69,82	324,27
(S3)	1,90	0,34	1,35	0,66	0,23	0,12	0,05	3,89	37,20	16,27	65,55	323,90
(S4)	2,04	0,33	1,32	0,50	0,23	0,12	0,04	3,95	32,46	16,68	68,65	295,53
(S5)	1,75	0,34	1,39	0,69	0,26	0,10	0,04	3,23	34,14	21,51	68,65	216,76

\* composición del sustrato con base en volumen: (S1) 20 % Ar + 20 % CT + 60 % Sr; (S2) 20 % CP + 20 % CT + 60 % Sr; (S3) 20 % FC + 20 % CT + 60 % Sr; (S4) - 25 % FC + 25 % CT + 50 % Ar y (S5) 25% CP + 25% CT + 50% Ar. Muestras obtenidas a partir de hojas maduras de las plántulas, tanto del ambiente protegido como vivero con polisombra. Alrededor de 50 g de masa seca para cada tratamiento de sustrato. Método empleado: <sup>1</sup> extracción micro-Kjeldahl; <sup>2</sup> espectrometría; <sup>3</sup> espectrometría de absorción atómica; <sup>4</sup> turbidimetría; <sup>5</sup> colorimetría.