

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

**EFFECTO DE LA CALEFACCIÓN EN EL ENRAIZAMIENTO DE
ESTACAS DE *Eucalyptus grandis***

por

Viviana DOS SANTOS MONTAÑO

**TESIS presentada como uno de
los requisitos para obtener el
título de Ingeniero Agrónomo.**

MONTEVIDEO

URUGUAY

2017

Tesis aprobada por:

Director: -----

MSc. Ing. Agr. Forestal Fernando Irisity

MSc. Ing. Agr. Forestal Guillermo Morás

Ing. Agr. María O'Neill

Fecha: 1º de setiembre de 2017

Autor: -----

Viviana Dos Santos Montaña

AGRADECIMIENTOS

A todos aquellos que contribuyeron directa o indirectamente en la elaboración del este trabajo.

A la Universidad de la República por el apoyo institucional que me brindó.

A Compañía Forestal Uruguay S.A., ingenieros, técnicos, personal de vivero y muy especialmente a la Ing. Agr. María O'Neill por haberme recibido como pasante en el vivero Ceballos y haber sido una gran mentora en la ejecución de los ensayos.

A los profesores e Ing. Agr.: Fernando Irisity y Guillermo Morás, por su guía e inmensurable ayuda a lo largo de todo el trabajo.

A mi familia y amigos por haberme apoyado siempre, en especial a mi padre Olmiro, mis hermanas, Carolina y Virginia, y a mi madre Alciria, quien estaría muy orgullosa de mí.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN	II
AGRADECIMIENTOS	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	VI
1. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u>	3
2.1. PRODUCCIÓN DE PLANTINES EN URUGUAY.....	3
2.2. PROPAGACIÓN VEGETATIVA.....	6
2.2.1. <u>Micropropagación</u>	7
2.2.2. <u>Macropropagación</u>	8
2.3. PROPAGACIÓN VEGETATIVA POR MEDIO DE ESTACAS.....	9
2.3.1. <u>Reseña histórica de la técnica</u>	10
2.3.2. <u>Ventajas e inconvenientes del uso de estacas</u>	11
2.3.3. <u>Tipos de estacas</u>	12
2.4. ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE <i>Eucalyptus sp.</i>	14
2.4.1. <u>Formación de raíces adventicias: bases fisiológicas y anatómicas</u>	15

2.5.	FACTORES QUE CONDICIONAN EL ENRAIZAMIENTO	18
2.5.1.	<u>Factores propios del material vegetativo utilizado</u>	18
2.5.2.	<u>Factores vinculados al ambiente y medio de enraizado</u>	23
2.6.	EFFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA RIZOGÉNESIS	26
3.	<u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	29
3.1.	SITIO EXPERIMENTAL.....	29
3.2.	DISEÑO EXPERIMENTAL	31
3.3.	INFRAESTRUCTURA.....	32
3.4.	MATERIAL VEGETATIVO A PROPAGAR	34
3.5.	OTROS MATERIALES	35
3.6.	INSTALACIÓN DE ENSAYOS Y PROCEDIMIENTOS.....	35
4.	<u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u>	38
5.	<u>CONCLUSIONES</u>	40
6.	<u>RESUMEN</u>	41
7.	<u>SUMMARY</u>	42
8.	<u>BIBLIOGRAFÍA</u>	43
9.	<u>ANEXOS</u>	48

LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Producción de plantas en vivero en el año 2015 según género y departamento.....	3
2. Cantidad de viveros y su participación en la producción total 2015.....	4
3. Propagación de plantas de <i>Eucalyptus</i> según forma de propagación en el año 2015.....	5
4. Temperaturas medias anuales de la serie histórica 1961 1990 para el departamento de Rivera.....	29
5. Diseño experimental completamente aleatorizado.....	31
6. Efecto de la temperatura del sustrato en la sobrevivencia y enraizamiento de estacas de <i>Eucalyptus</i>	39
Figura No.	
1. Ubicación y foto satelital del vivero Ceballos	30
2. Tipos de tratamientos de calefacción aplicados.....	31
3. Evolución de la temperatura nocturna según los diferentes tratamientos.....	32
4. Aporte medio de temperatura en la cámara de enraizado según tipo de tratamiento.....	33
5. Minijardín clonal de <i>Eucalyptus grandis</i> en canaletones con arena.....	34
6. Tipo de estaca cosechada y procesada.....	35

1. INTRODUCCIÓN

Se estima que el *Eucalyptus* fue introducido por el año 1850 vía Cabo de Buena Esperanza, al sur de África. Inicialmente se usaba como barrera de protección y abrigo para el ganado y luego como combustible para los hogares y fábricas, gracias a su buena producción de madera (Sánchez, citado por Luna, 2014).

En 1987 se aprobó la ley forestal en Uruguay y casi 30 años después la superficie forestada se multiplicó por más de 6 veces al pasar de 186 mil a 1,15 millones de hectáreas (MGAP. OPYPA, 2016). Los géneros que predominan en el área forestada, según orden de importancia son: *Eucalyptus sp.* y *Pinus sp.*

En la última década, el sector forestal uruguayo ha tenido un crecimiento considerable y se ha transformado en una de las principales actividades del país, representando en 2015 un 2,51% del PBI nacional (MGAP. OPYPA, 2016).

Si bien hubo un gran desarrollo e inversión en diferentes áreas del sector forestal, para lograr ese crecimiento, uno de los grandes cuellos de botella fue la producción de plantines de buena calidad y genética, a una gran escala; con el objetivo de asegurar la producción futura. Para ello fue necesario desarrollar y poner a punto técnicas más eficientes de producción en viveros.

Por lo tanto, uno de los grandes cambios en los viveros forestales, fue la producción de plantines de *Eucalyptus sp.* mediante propagación clonal, y no sólo por semillas.

El sistema de producción clonal fue adoptado gracias a un sinnúmero de ventajas que posee, entre ellas: la producción a gran escala y la conservación del genotipo deseado.

Para implementar ese nuevo sistema de producción, los viveros debieron modificar su estructura y forma de producir. Los cambios más notorios fueron la creación de jardines clonales para la producción del material vegetativo y la implementación de cámaras de enraizamiento bajo invernáculos, donde las estacas permanecen hasta enraizar.

Los factores que influyen en la producción clonal de *Eucalyptus sp.* son muchos, pero se destacan el tipo de material vegetativo, el origen del mismo y principalmente el ambiente donde ocurre la etapa de enraizamiento.

La clave en la producción clonal es lograr un alto porcentaje de enraizamiento de las plantas. Ello dependerá en gran medida, de la especie con la que se esté trabajando, del manejo y del control de las condiciones en la cámara de enraizamiento.

Según Santelices (1997), dentro de los factores ambientales que influyen en el enraizamiento de estacas se puede mencionar a la temperatura del sustrato. Afirma que el uso de cámaras calientes de enraizamiento puede mejorar la rizogénesis.

Es por ese motivo que las cámaras de enraizamiento suelen estar bajo invernáculos, ya que al generar un efecto invernadero alcanzan una mayor temperatura comparado al ambiente exterior. Además, los invernáculos tienen la ventaja de posibilitar el control de las condiciones internas (humedad y temperatura, entre otras).

A pesar del “efecto invernadero” creado por los invernáculos, para las condiciones de Uruguay, durante algunos meses del año se hace necesario el uso de sistemas de calefacción. Esto permite mantener la temperatura a un nivel adecuado y lograr un buen enraizamiento, así como, obtener plantas enraizadas en un lapso menor de tiempo.

En invierno se hace más evidente la necesidad de calefaccionar las cámaras de enraizado, pero lo que no queda claro es a partir de cuándo el encendido de la calefacción se reflejaría en un aumento significativo del porcentaje de enraizamiento.

Cabe destacar que el uso de calefacción en los invernáculos implica un costo extra en la producción de plantines. Además, se trata de una tecnología a ser aplicada con precaución, debido a que, si bien ayuda a acelerar el proceso de rizogénesis, el exceso de calor puede causar la muerte prematura de las raíces.

El trabajo que a continuación se presenta tiene como objetivo evaluar, para las condiciones del noreste de Uruguay (Rivera), la conveniencia del uso de calefacción en la cámara de enraizado, a principios de otoño.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. PRODUCCIÓN DE PLANTINES EN URUGUAY

Para el año 2015, la producción total de plantines en Uruguay ascendió a casi 69 millones de plantas. Cabe destacar que existe una clara predominancia del género *Eucalyptus* (99% del total producido) en relación a especies del género *Pinus* (MGAP. OPYPA, 2016, ver cuadro No.1).

Cuadro No. 1. Producción de plantas en vivero en el año 2015 según género y departamento.

Departamento	<i>Eucalyptus</i>	<i>Pinus</i>	total
Canelones	13.800		13.800
Durazno	5.199.000		5.199.000
Lavalleja	3.418.000		3.418.000
Montevideo	300.000		300.000
Paysandú	29.254.832	1.000	29.255.832
Río Negro	19.020.543		19.020.543
Rivera	4.071.020	29.580	4.100.600
Rocha	300.000		300.000
San José	2.990.000		2.990.000
Tacuarembó	1.440.000	492.000	1.932.000
Treinta y Tres	2.400.000		2.400.000
Total	68.407.195	522.580	68.929.775

Fuente: MGAP. DGF (2016)

En cuanto a las especies del género *Eucalyptus* que predominan, se destacan: *Eucalyptus dunnii* que representa el 57% del total de *Eucalyptus*, seguido de *E.grandis* con un 29%, *E.benthamii* 8%, *E.smithii* y *E.globulus ssp. E.maidenii* con un 2% cada uno (MGAP. OPYPA, 2016).

Los departamentos con mayor número de viveros fueron: Durazno, Lavalleja, Paysandú y Rivera (3 viveros cada uno). El departamento con mayor producción fue Paysandú con 42% de la producción total, le siguen Río Negro con el 28%, Durazno con el 8%, Rivera con el 6% y Lavalleja con el 5% (MGAP. OPYPA, 2016).

En una encuesta realizada por MGAP. OPYPA (2016) se recabó información de 20 viveros forestales en producción y se constató que sólo 3 de ellos representan más del 70% de la producción nacional de plantines (ver cuadro No.2).

Cuadro No. 2. Cantidad de viveros y su participación en la producción total 2015.

Producción de plantas	Número de viveros	Porcentaje de la producción total (%)
< 1.000.000	10	5
1.000.000		
2.000.000	2	3
2.000.000		
3.000.000	4	15
3.000.000		
10.000.000	1	6
>10.000.000	3	70

Fuente: MGAP. DGF (2016)

La producción de plantines en Uruguay en sus inicios fue mayormente a través de semilla en condiciones de invernáculo. Pero conforme pasó el tiempo y surgieron nuevos avances en el mejoramiento genético, la propagación agámica fue tomando cada vez más importancia, haciendo posible clonación de genotipos superiores, tanto por macro como por micropropagación y generando así, clones élite (Luna, 2014).

Así mismo, en el cuadro No. 3 se puede ver que existen especies en las cuales su forma de propagación es aún 100 % a través de semillas. Ejemplo de las mismas son: *E. bicostata*, *E. camaldulensis*, *E. maidenii*, *E. saligna*, *E. smithii* y *E. tereticornis*.

Por otro lado, gracias a los avances de mejoramiento genético y a características propias de ciertas especies que posibilitan el fácil enraizamiento, híbridos de *E. grandis* con *E. camaldulensis*, *globulus*, *tereticornis* y *urophylla* hoy en día se propagan 100% de forma clonal (ver cuadro No. 3).

Cuadro No. 3. Propagación de plantas de *Eucalyptus* según forma de propagación en el año 2015.

Espece	Clonal %	Semilla %
<i>Eucalyptus benthamii</i>	4	96
<i>Eucalyptus bicostata</i>		100
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>		100
<i>Eucalyptus dunnii</i>	40	60
<i>Eucalyptus globulus</i>	74	26
<i>Eucalyptus grandis</i>	73	27
<i>Eucalyptus grandis x camaldulensis</i>	100	
<i>Eucalyptus grandis x globulus</i>	100	
<i>Eucalyptus grandis x tereticornis</i>	100	
<i>Eucalyptus grandis x urophylla</i>	100	
<i>Eucalyptus maidenii</i>		100
<i>Eucalyptus saligna</i>		100
<i>Eucalyptus smithii</i>		100
<i>Eucalyptus tereticornis</i>		100

Fuente: MGAP. DGF (2016)

2.2. PROPAGACIÓN VEGETATIVA

La propagación de las plantas se lleva a cabo mediante dos formas fundamentales: la reproducción sexual y la multiplicación asexual, que presenta diversas modalidades de acuerdo a las aptitudes y morfología de cada especie (Rocha y Fett-Neto, 2004).

Por propagación vegetativa, se entiende la reproducción asexual de plantas a partir de partes de raíz, tallo, hojas o ramas originando plantas genéticamente iguales a la planta original (Vásquez, 2001). Esto es posible, debido a que las células vegetales conservan la capacidad de regenerar la estructura entera de la planta; esta capacidad se debe a factores como la totipotencia, es decir, que cada célula vegetal viviente contiene en su núcleo, la información genética necesaria para reconstituir todas las partes de la planta y sus funciones, a través de reproducción somática basada exclusivamente en mitosis; y la desdiferenciación o capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (Hartmann y Kester, 1995).

El proceso de propagación vegetativa no incluye meiosis, por lo tanto, los ramets (brotaciones originarias de la planta madre) son genéticamente idénticas a los ortets (planta madre). Variaciones fenotípicas entre los ramets dentro de un clon, existen, aún así. Las causas de dichas variaciones son, probablemente, el tamaño de la estaca, período en que las mismas son cosechadas y las condiciones en el vivero (o sea, vigor del propágulo o la calidad del sistema radicular, Namita et al., 2000).

Para las plantas superiores, Barbat (2006) menciona que las técnicas de mayor importancia comercial son: el estaqueado, injerto y algunas prácticas de cultivos *in vitro* relacionadas con la propagación.

La propagación vegetativa de individuos genéticamente seleccionados, permite multiplicar exactamente todas las características de interés por las que son seleccionados. Si las técnicas de propagación son las adecuadas para permitir la producción de plantas a escala comercial, se logran plantaciones genéticamente superiores y con un grado de uniformidad que facilita y mejora todas las actividades de manejo y explotación (Trujillo, 2005).

Con la propagación vegetativa, además de conservar el genotipo deseado, se evita los períodos juveniles prolongados y se acorta la madurez reproductiva (Baldini, citado por Gárate Díaz, 2010); también, es posible eliminar la dependencia del uso de semillas (Hartmann y Kester, 1995);

además, la propagación vegetativa es importante en el mejoramiento genético, porque permite multiplicar genotipos superiores y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos al utilizar tanto los componentes aditivos, como los no aditivos de la varianza genética total (Zobel y Talbert, 1988).

Hoy en día, ha aumentado considerablemente el interés por utilizar la propagación vegetativa en los programas operativos de plantación (Zobel y Talbert, 1988). Sin embargo, para llevar a cabo estos programas, existe la limitante que muchas plantas importantes económicamente tienen una baja capacidad genética y fisiológica para la formación de raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1995); además, la estrechez genética de las poblaciones propagadas vegetativamente suele convertirse en un problema frente a epidemias, de manera que, debe ser una norma, la búsqueda constante de clones élite, pero provenientes de diferentes ambientes, que permiten llevar a su vez, la variabilidad genética de sus sitios de origen (Zobel y Talbert, 1988).

La propagación clonal puede ser lograda por la macropropagación o por la micropropagación. La propagación vegetativa mediante macropropagación involucra métodos convencionales, como producción de estacas o injertos, mientras que la micropropagación es realizada a través de técnicas de cultivo de tejidos (Namita et al., 2000).

Las características biológicas del género *Eucalyptus* hacen que sea posible la clonación de genotipos superiores, tanto por macro como por micropropagación, generando así clones élite. Dichos clones son el producto final de la toma de decisiones de los mejoradores y son multiplicados por miles en los viveros para ser posteriormente cultivados en plantaciones comerciales, logrando así una productividad diferencial (Torres et al., 2012).

2.2.1. Micropropagación

El proceso de propagación *in vitro* (micropropagación en este caso) consiste en tomar una porción de tejido vegetal, y en condiciones de asepsia proporcionarle condiciones físicas y químicas apropiadas para que este se desarrolle y forme una planta (Carpinetti et al., 2008).

Así como otras técnicas de propagación asexual, la micropropagación permite obtener grandes cantidades de individuos genéticamente idénticos, permitiendo multiplicar un vegetal teóricamente al infinito, partiendo de un tejido de iniciación o tejido base, llamado “explante”, por ejemplo: un trozo de hoja, una yema apical o un segmento nodal (Carpinetti et al., 2008).

La técnica de micropropagación se usa en algunos programas operativos de producción de estacas para rejuvenecer el material y generar plantas madres más reactivas y apropiadas para la propagación masiva por enraizamiento de estacas (Gomes y Coucelo, citados por Bennadji et al., 2002).

Según Vásquez (2001), la micropropagación presenta tres ventajas principales:

- Es una técnica de fácil aplicación, que puede ser mecanizada y automecanizada para producir volúmenes considerables de plantines.
- Las células vegetales pueden ser conservadas de modo prácticamente indefinido en nitrógeno líquido, lo que asegura a futuros silvicultores el acceso a genes valiosos.
- Los cultivos de células pueden ser genéticamente alterados y clonados para producir árboles transgénicos.

2.2.2. Macropropagación

Las principales técnicas de macropropagación son: estacas, injertos y acodos, destacándose la utilización de estacas enraizadas a partir de material rejuvenecido (De Mello et al., 2002).

El injerto consiste en unir artificialmente una parte de una planta deseable, que se quiere propagar, con otra que le servirá de sostén de tal forma que la primera pueda continuar su crecimiento y desarrollo normal sobre la segunda. Las dos unidas, forman una nueva biología, que consta de la parte subterránea aportada por la planta sobre la cual se injerta, denominada patrón o portainjerto y las áreas que provienen de la parte que se injertó sobre la primera, llamada púa o injerto (Trujillo, 2005).

Por otro lado, el acodo consiste en obligar por medio del calor, la humedad de la tierra preparada y de incisiones o ligaduras a que echen raíces las ramas acodadas formando nuevos individuos dotados de cualidades idénticas a las de la planta de que derivan. Se distinguen dos tipos de acodos: aéreos y terrestres.

En cambio, la estaca se caracteriza por ser un fragmento de tallo de consistencia leñosa y con yemas que se separa de un árbol o de un arbusto y se introduce en un sustrato para que arraigue en él y forme una nueva planta. El proceso de cortar la estaca y plantarla para su posterior enraizamiento se denomina estaquillado. Se trata de una clonación: la estaca es genéticamente idéntica a la planta madre.

Normalmente se distinguen dos tipos de estacas, la macroestaca que tiene entre 6 a 8 cm de tamaño y la microestaca de 2 a 3 cm de tamaño (Carpineti et al., 2008).

El método de mini-estacas surgió en la década de los 90, después de la consolidación de las micro-estacas como sistema funcional de propagación (Assis, 2001).

La técnica de obtención de mini-estacas es similar a la técnica de estaca convencional, pero presenta variaciones metodológicas que permiten la optimización del enraizamiento. A partir de la técnica, utilizando brotaciones de plantas propagadas por el método de estaca, se obtiene la propia mini-estaca, como fuente de propágulo vegetativo. Para ello, después de plantados los plantines propagados por estaca convencional en el mini jardín clonal, se realiza la poda del ápice de brotación de la estaca enraizada. Este plantín emite nuevas brotaciones (mini-estacas) que son colectadas para el enraizamiento (Xavier y Da Silva, 2010).

2.3. PROPAGACIÓN VEGETATIVA POR MEDIO DE ESTACAS

De los métodos de multiplicación vegetativa probados en especies del género *Eucalyptus*, el enraizamiento de estacas es el más difundido y aplicado en varios países, especialmente en programas de mejoramiento para aumentar la producción de pulpa (Ipinza y Gutiérrez, citados por Bennadji et al., 2002).

En la propagación por estaca una sección del tallo, raíz u hoja se corta de la planta madre y se induce a formar raíces y brotes por medio de la manipulación química, mecánica y/o ambiental. La nueva planta resultante es un clon idéntico a la planta madre. Se considera reproducida una estaca, cuando posterior a su plantación, se presenta brotación de hojas y emisión de raíces (Vásquez, 2001).

Las estacas se pueden clasificar de acuerdo a la parte de la planta de donde proceden, así que puede haber estacas de tallo, de hoja, de yema, y de raíz (Hartmann y Kester, 1995).

Las estacas de tallo son el tipo más importante y pueden clasificarse según la naturaleza de la madera que las forman de la siguiente manera: madera dura, madera semidura, madera suave y herbácea (Hartmann y Kester, 1995).

La propagación vegetativa por estaca es el sistema de propagación más antiguo, es poco costoso, fácil de realizar, no requiere de habilidad especial por parte del operador y necesita poco espacio (Calzada, citado por Gárate Díaz, 2010).

Generalmente la propagación vegetativa es más costosa (por unidad “propagada”) que la sexual por semillas. Vásquez (2001) comenta que los costos de producción de propagación vegetativa de plantas que requieren techos de vidrio o módulos de enraizamiento en polietileno, calefacción y sistemas de humedad; son altos. Pero que en algunas especies la superioridad de los clones justifica la alta inversión en recursos que se debe hacer para acceder a esa tecnología.

Para las especies que puedan fácilmente ser propagadas por estacas este método tiene ventajas. La mayoría de las plantas pueden reproducirse en un espacio limitado a partir de unas pocas plantas madres. Esto es mucho más económico (comparado con otros métodos asexuales) rápido y simple, y no requiere de una técnica especial, como los injertos, los brotes o la micropropagación (Vásquez, 2001).

La propagación mediante estacas ha tenido mucho éxito debido a las numerosas ventajas que posee. Por un lado, se puede clonar y ampliar un genotipo de interés. De esta forma se puede fijar ese genotipo producto de años de mejoramiento genético y además se logra homogeneidad en la producción.

El ciclo de la propagación agámica mediante estacas, se divide en cuatro etapas: cosecha y elaboración de estacas (en jardín clonal), enraizado, cría y rusticación. Los tiempos de cada una de estas etapas dependen en alto grado de la estacionalidad. Cuando la temperatura y la luminosidad son mayores, los tiempos se acortan y en invierno los mismos se alargan, pero a modo general se puede decir que el ciclo promedio del *Eucalyptus* es de 125 días aproximadamente (Luna, 2014).

Al seleccionar material para estacas, Vásquez (2001), recomienda escoger árboles libres de enfermedades, vigorosos, bien formados, y de características superiores a las demás de la especie.

2.3.1. Reseña histórica de la técnica

Comercialmente la propagación vegetativa de *Eucalyptus* por estacas se inició en la República Popular del Congo en 1974, y a nivel regional en Brasil en 1979 en Espírito Santos. Convirtiéndose este último en un país pionero y

ejemplo a seguir por Uruguay, donde los primeros avances se realizaron durante los 90 con la ejecución del proyecto INIA-JICA (1993-1998), y trabajos de empresas como Eufores, Mundial Forestación, COFUSA, Weyerhaeuser y Forestal Oriental (Luna, 2014).

Los primeros avances se realizaron a partir de la técnica de cosecha de estacas de tocón. Debido a la imperfección del sistema para abastecer grandes áreas de plantación y mantener una uniformidad estacional, en el 2000 se comenzó a experimentar la técnica de mini estacas a partir de plantas madres. Colocadas en canaletones con arena bajo condiciones de invernáculo, adaptando la tecnología de Goncalves y Silveira a nuestras condiciones. De tal manera en el 2003 esta técnica fue llevada a cabo a gran escala por el vivero San Francisco, en el 2009 por el vivero Tres Cruces y en el 2012 por el Santana, logrando cada vez mejores resultados en cuanto a supervivencia y tasas de enraizamiento para los diferentes clones (Luna, 2014).

2.3.2. Ventajas e inconvenientes del uso de estacas

Gárate Díaz (2010), menciona dentro de las ventajas de la propagación por estacas los siguientes:

1. Simplicidad del procedimiento.
2. Absoluta homogeneidad en todos los árboles obtenidos.
3. Obtención de un gran número de árboles a partir de una sola planta madre.
4. Cultivos más cortos debido a la rapidez de esta técnica.
5. Ausencia de problemas de incompatibilidad entre dos partes vegetativas.
6. Perfecta conservación de las características clonales.
7. Necesidad de poco espacio.
8. Se evita la dependencia hacia el uso de semillas.
9. Es posible lograr un control preciso del parentesco.

La ventaja de la propagación por estacas en relación con la propagación por injerto, es la confiabilidad de la replicación genética de la planta madre; con esta técnica se puede obtener nuevas plantas a partir de

estacas con las características genéticas idénticas a las plantas madres. Generalmente se debe realizar con la finalidad de instalar “jardines clonales”, es decir, propagar las mejores plantas y sembrarlas en un lugar determinado para promover el cruzamiento entre ellas y así poder tener mejores semillas y por ende mejores plantas (López y Oliva, citados por Gárate Díaz, 2010).

Por otro lado, Gárate Díaz (2010) indica que dentro de los inconvenientes se pueden mencionar:

1. Imposibilidad de una resistencia especial de la raíz a condiciones desfavorables.
2. Reducidos porcentajes de prendimiento en algunas especies y variedades.
3. Producción limitada del material madre.
4. Riesgos de plagas y enfermedades, parcialmente peligroso para el clon.

En cuanto a la limitación primera, existen temores sobre la calidad del sistema radical de los árboles provenientes de la propagación por estacas, la experiencia de programas clonales demuestra que los árboles originados por estacas no son inferiores a los originados por semilla botánica en cuanto a sistemas radicales. Además, la calidad del sistema de raíces es justamente una de las características de selección de clones, existiendo una serie de tratamientos que permite mejorar la calidad del sistema radical formado (Mesén, 1998).

En un balance real de la propagación por estacas, debemos indicar que, posee muchas más ventajas que inconvenientes, dentro de las principales ventajas tenemos a la homogeneidad genética que se transmite a la descendencia, la precocidad de los cultivos, se evita que la semilla botánica sea la principal forma de propagación lo cual crea una dependencia y sobre todo no se requiere de mucho espacio para propagarlas. Por otra parte, tiene como principal inconveniente, el riesgo que puede existir frente al ataque de plagas, enfermedades y adversidades climáticas (Gárate Díaz, 2010).

2.3.3. Tipos de estacas

Desde inicios de la forestación clonal en los años 80 del siglo pasado, cuando la propagación de *Eucalyptus* a partir de estacas obtenidas de rebrote, pasó a tener importancia en la silvicultura brasilera, la mayor limitante para su aplicación, se debía a que solo era posible realizarlo en un número limitado de

especies y en ciertos clones. Debido a esta limitante que presentaban las estacas de rebrote se han desarrollado métodos alternativos, como las micro-estacas y mini-estacas (Assis, citado por Bennadji et al., 2002).

2.3.3.1. Micro-estacas

Esta técnica requiere estructuras más complejas tales como laboratorio de micropropagación, aumentando el costo de producción de los plantines (Assis, 2001).

Dicha técnica fue desarrollada en Brasil, al inicio de la década de los 90 del siglo pasado. La idea se originó a partir de observaciones de que la pérdida en la habilidad de enraizamiento, de estacas obtenidas de rebrotes, disminuye muy rápidamente con la edad del material (ortogenia, Assis, citado por Bennadji et al., 2002). Clones de *E. saligna* y *E. urophylla* que tenían igual porcentaje de enraizamiento *in vitro*, mostraban niveles diferentes de enraizamiento cuando se propagaban por estacas a partir de setos clonales. Esto indica que existía un factor relacionado al crecimiento del clon, que comprende el periodo entre plantación del jardín clonal y la cosecha del material (6 meses aproximadamente), que sería el responsable de estas diferencias (Bennadji et al., 2002).

Para verificar esta hipótesis, se utilizaron micro-estacas obtenidas de brotes apicales de plantas micropropagadas de *E. saligna*, obteniendo un 30% más de enraizamiento en comparación a estacas tradicionales. De esta manera se aplicó esta técnica mediante el uso de plantas juveniles o rejuvenecidas *in vitro*, como fuente de propágulos vegetativos. Estos son llamados micro tocones y los brotes de estos son usados como micro-estacas (Bennadji et al., 2002).

2.3.3.2. Mini-estacas

Este método surgió en la década de los 90, después de la consolidación de las micro-estacas como sistema funcional de propagación (Assis, 2001).

La técnica de obtención de mini-estacas es similar a la técnica de estaca convencional, pero presenta variaciones metodológicas que permiten la optimización del enraizamiento. A partir de la técnica, utilizando brotaciones de plantas propagadas por el método de estaca, se obtiene la propia mini-estaca, como fuente de propágulo vegetativo. Para ello, después de plantados los plantines propagados por estaca convencional en el mini jardín clonal, se realiza la poda del ápice de brotación de la estaca enraizada. Este plantín emite

nuevas brotaciones (mini-estacas) que son colectadas para el enraizamiento (Xavier y Da Silva, 2010).

2.3.3.3. Ventajas del uso de micro y mini-estacas

Beneficios operativos: existe un importante ahorro en comparación a un banco clonal en lo que respecta a fertilización, riego, control de malezas y transporte de material vegetativo, ya que todas las actividades se concentran en pequeñas áreas cerradas donde la cantidad de químicos aplicada es reducida (Bennadji et al., 2002).

Habilidad de enraizamiento: ésta es muy superior que en las estacas de rebrote, debido al alto grado de juvenilidad y al mejor estado nutricional de los tejidos, lo cual mejora la predisposición a enraizar y la velocidad de enraizamiento, lo cual es muy beneficioso por reducir a la mitad el tiempo de permanencia en el vivero, así como de exposición al ataque de hongos (Bennadji et al., 2002).

Mejora el sistema radicular: con una tendencia a la formación de un sistema radicular pivotante, en contraste al hábito lateral que predomina en las raíces formadas en estacas de rebrotes (Bennadji et al., 2002).

Homogeneización fisiológica: se eliminan los efectos de topófitis (persistencia de algunas características del árbol según el lugar donde se cosechó) como causante de importantes variaciones intraclonales en crecimiento y reducción de enraizamiento (Bennadji et al., 2002).

2.4. ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE *Eucalyptus sp.*

La clave en la producción clonal es lograr un alto porcentaje de enraizamiento de las plantas. Ello dependerá en gran medida, de la especie con la que se esté trabajando, del manejo y del control de las condiciones en la cámara de enraizamiento.

La propagación vegetativa requiere de material fisiológicamente juvenil o con rejuvenecimiento para así poder formar raíces.

Para obtener una alta tasa de enraizamiento de las estacas de eucalipto algunos factores son importantes, tales como un ambiente limpio, nebulización para prevenir el estrés hídrico (Poggiani y Suiter Filho, citados por Namita et al., 2000), un sustrato que proporcione un buen drenaje y aireación;

temperaturas elevadas (25° – 30°C); auxina (ácido indol butírico), usualmente utilizada en la base de la estaca (Hartney, citado por Namita et al.,2000).

2.4.1. Formación de raíces adventicias: bases fisiológicas y anatómicas

La formación de raíces adventicias en la estaca comprende una serie de complejos procesos anatómicos y fisiológicos, que se realiza por acción combinada de las auxinas y cofactores de enraizamiento que se promueven en las hojas y yemas. Los cofactores internos tienen una mayor influencia en la rizogénesis, tal como lo indican Hartmann y Kester (1995) respecto a la iniciación de raíces adventicias.

Según Hartmann y Kester (1995), las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones. Las raíces preformadas se desarrollan naturalmente, las raíces de lesiones se desarrollan solo después de que se ha realizado la estaca, como una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma; quedan expuestas sobre la superficie cortada, las células muertas y conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración se efectúa en los siguientes tres pasos: primero, la formación de una placa necrótica que sella la herida de un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma; segundo, después de unos días la formación de una capa de células del parénquima (callo) y tercero, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

Hartmann y Kester (1995), señalan que los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. Desdiferenciación de las células maduras específicas.
2. Formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por la desdiferenciación.
3. Desarrollo subsecuente de éstas, en primordios de raíces organizados.
4. Desarrollo de emergencia de estos primordios radicales hacia afuera, a través del tejido del tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca.

El origen de las raíces se localiza en un amplio rango de tejidos, de los cuales el cambium, el floema y el periciclo son los tejidos más importantes, mientras que la corteza, la médula y el xilema son de menor importancia (Haissig, citado por Díaz, 1991). Las raíces adventicias de estacas de tallos, se originan generalmente en el tejido del floema secundario joven, si bien, esas raíces proceden también de otros tejidos, como son el cambium, los radios

vasculares o la medula. Contrario a esto, los anillos de esclerenquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica (Beakbany, citado por Díaz, 1991). Los requisitos para la iniciación y la elongación de las raíces a menudo difieren, siendo el primero influido por la condición genética y estado fisiológico de la planta, mientras que el segundo es más sensible a los factores medio ambientales (Leakey, citado por Gárate Díaz, 2010).

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser lento (1 cm/hora) en raíces y tallos; además, es un transporte polar es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices, Strasburger, citado por Gárate Díaz, 2010).

Hartmann y Kester (1995) afirman que las plantas se pueden dividir en tres clases, respecto a la iniciación de raíces adventicias:

1. aquellas en que los tejidos proporcionan todas las diversas sustancias nutritivas, incluso auxina. Cuando se hacen las estacas y se les coloca en condiciones ambientales adecuadas, ocurre una rápida formación de raíces;
2. aquellas en que hay presentes amplias cantidades de cofactores de ocurrencia natural, pero en que la auxina es limitante. Con la aplicación externa de auxina, el enraizamiento aumenta considerablemente;
3. aquellas en que falta la actividad de uno o más de los cofactores internos, aunque la auxina natural puede o no estar presente en abundancia. Con la aplicación externa de auxina se obtiene poca o ninguna respuesta.

El callo es una masa irregular de parénquima en varios estados de lignificación (Hartmann y Kester, 1995) y es un recurso defensivo. El hecho de que una estaca llegue a formar una magnífica callosidad no es el índice de enraizamiento, pues las raíces no se forman de esa callosidad, sino que son continuidad de los radios vasculares de la estaca (Cañizares, citado por Gárate Díaz, 2010). En la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre sí y cuando ocurre simultáneamente es debido a su

dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1995).

Los meristemos juegan un papel muy importante al momento de la multiplicación vegetativa y esta multiplicación lleva consigo casi siempre la formación de nuevos meristemos. El meristemo caulinar dará lugar al aparato aéreo y el meristemo radical dará lugar al aparato subterráneo. Asimismo, indican que las yemas y las hojas son el asiento privilegiado de una cierta forma de “memoria” que dirigen a las células hacia la organización de meristemos radicales (Boutherin y Bron, citados por Gárate Díaz, 2010).

Formación de raíces en estacas de tallo

Las raíces adventicias se originan en el tejido del xilema secundario joven. Pueden ser de dos tipos, raíces preformadas y raíces de lesiones; las primeras están en los tallos o ramas cuando aún están adheridas a la planta madre y se vuelven latentes cuando se cortan las estacas y se ponen en condiciones favorables; las segundas se desarrollan solo después de haber hecho la estaca (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

Al hacer una estaca, las células quedan expuestas y se da un proceso de cicatrización, formándose una capa de suberina que protege al resto de células, luego estas células se empiezan a dividir y forman el callo; por último, por procesos de dediferenciación, empiezan a formarse las raíces adventicias (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

Por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias es dentro del tallo, cerca del cilindro vascular, fuera del cámbium; se mantienen en reposo hasta que se hace las estacas y se colocan en condiciones ambientales favorables. Por ejemplo, en *Populus sp.* se forma en el tallo a mediados del verano y luego emergen de las estacas hechas en primavera siguiente

La formación de raíces adventicias puede depender de ciertos factores inherentes no translocables, determinados por el genotipo de las células individuales del tejido. Aunque es probable que para establecer condiciones que favorezcan la iniciación de raíces, existan interacciones entre ciertos factores fijos no móviles, situados dentro de las células; podrían ser ciertas enzimas y nutrientes fácilmente conducibles y factores endógenos del enraizamiento (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

De acuerdo a Ovalle (2010), el callo es una masa irregular de células de parénquima en varios estados de lignificación. Este se origina en las células

jóvenes del cambium vascular y el floema adyacente, pero también puede contribuir a su formación, células de la corteza y de la médula. Se cree que a partir del callo se empiezan a formar las raíces, por lo que, al haber callo, se está asegurando que la estaca empezará a enraizar.

El enraizamiento es el desarrollo de las raíces cuya formación está influida por factores fisiológicos, bioquímicos y anatómicos y por las relaciones existentes entre ellos, en las estacas de tallo la mayoría de las raíces adventicias se originan en partes y formas diferentes de las normales. Se inicia con la división celular, seguida por el desarrollo de grupos de células en división hasta formar un meristemo apical de la raíz. Esta raíz perfora la salida a través de las capas superficiales de células, hasta salir a superficie (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

El proceso del enraizamiento de estacas de especies leñosas es complejo debido a los diversos factores que influyen la capacidad de enraizamiento, sin embargo, puede considerarse simple en el momento que se encuentre un método básico que logre facilitar el proceso del enraizamiento (Mesén, 1998)

2.5. FACTORES QUE CONDICIONAN EL ENRAIZAMIENTO

Muchos son los factores que afectan el enraizamiento de estacas. Éstos pueden agruparse en: factores relacionados al material vegetativo y factores relacionados a las condiciones y ambiente donde se da la etapa de enraizado. A continuación, se detallan los principales factores.

2.5.1. Factores propios del material vegetativo utilizado

2.5.1.1. Especie

Muchas especies no son propagadas vegetativamente a escala comercial debido a que presentan limitaciones en la capacidad rizogénica, tal es el caso de especies como *E. globulus*, *E. nitens*, *E. dunnii* y *E. viminalis* entre otros (Assis, citado por Bennadji et al., 2002).

Bennadji et al. (2002), clasifican a las especies de *Eucalyptus* en dos grupos:

- a) Fáciles de propagar por estacas: *E. grandis*, *E. saligna*, *E. tereticornis*, *E. pilularis*, *E. urophylla*, entre otros.

b) Difíciles de propagar por estacas: *E. citriodora*, *E. maculata*, *E. propinqua*, *E. cloeziana*.

Sin embargo, la técnica de producción de estacas se ha extendido a especies difíciles de enraizar como el *E. globulus*, en base a la selección de clones con alta capacidad de enraizamiento (Chaperon, citado por Bennadji et al., 2002). El mismo autor menciona que el porcentaje de enraizamiento en el Congo ha aumentado de 61% en 1976 a más de 90% en 1986 por mejoramiento de la técnica y por selección de clones.

2.5.1.2. Estado nutricional de la planta madre

La nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Los factores internos, tales como el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de las raíces de las estacas (Hartmann y Kester, 1976).

Es muy importante la concentración de carbohidratos o almidones seguidos de la presencia de nitrógeno, potasio y zinc. Entre las plantas progenitoras el equilibrio entre el contenido bajo de nitrógeno y alto en carbohidratos, puede favorecer el enraizamiento (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

En cuanto a los requerimientos nutricionales durante el enraizamiento de las estacas, la aplicación de nutrientes no es necesaria durante la fase de inducción, en vista que las estacas utilizan los nutrientes endógenos transportados básicamente a partir de los brotes, esto es un aspecto relevante de la importancia del óptimo estado nutricional de la planta madre (Gárate Díaz, 2010).

2.5.1.3. Juvenilidad de brotes

El período juvenil es la etapa de crecimiento donde las plantas no pueden florecer, incluso ante señales presentes en el ambiente que inducirían normalmente la floración (Hartmann y Kester, 1976).

Una limitante importante para utilizar estacas enraizadas, es su dependencia con la edad. Los árboles jóvenes suelen enraizar rápidamente, pero puede ser casi imposible enraizar los mismos árboles cuando están maduros (Zobelt y Talbert, 1988). En este sentido, Hartmann y Kester (1995) mencionan que la relación de juvenilidad con el crecimiento de las raíces, tal

vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja. Por lo tanto, en estacas de especies difíciles de enraizar, sería útil entonces poder inducir a las plantas adultas, a producir brotes juveniles y rejuvenecimiento de ramas (Zimmerman, citado por Gárate Díaz, 2010). Por esto, Mesén (1998) afirma que en la selección de árboles conviene considerar, la capacidad de rebrote del árbol.

La juvenilidad del material a propagar es una característica fundamental para conseguir un enraizamiento exitoso. El material que presenta un avanzado estado de maduración, normalmente no enraíza o lo hace en baja proporción (Gutiérrez, citado por Bennadji et al., 2002).

Zobel y Talbert (1988), mencionan que los tejidos fisiológicamente maduros tienen un menor porcentaje de enraizamiento, tardan más en iniciar el desarrollo de raíces y originan un menor número de raíces que el material juvenil.

Las plantas madres al momento de cortar las estacas deben estar en estado activo de crecimiento y no de floración, para que se encuentre en su máxima capacidad regeneradora (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

El *Eucalyptus* maduro produciría una sustancia que inhibe la emisión de raíces por parte de las estacas y su capacidad de enraizamiento estaría restringida apenas a un corto período de edad juvenil (Paton et al., citados por Bennadji et al., 2002).

Assis (2001), destaca que la mayoría de los problemas para propagar ciertas especies a escala comercial, se deben a procesos de aceleración de la maduración causando rápidamente pérdidas en la predisposición a enraizar, así como manifestaciones de efectos de topófitis.

Las dificultades asociadas a la propagación de árboles adultos hacen necesario recurrir a técnicas de rejuvenecimiento como medida intermedia para poder aplicar el estaquillado en forma operativa y funcional. Se han desarrollado varios métodos para retardar, al menos parcialmente, la maduración y ocasionalmente inducir rejuvenecimiento (Zobel y Talbert, 1988).

Las estacas pueden tomarse de ramas laterales o terminales succulentas, siendo mejores las primeras, debido a que ya ha disminuido el crecimiento rápido y han acumulado carbohidratos. Las estacas pueden separarse de diferentes regiones de las ramas, cuya composición química varía de la base a la punta, incrementándose el contenido de nitrógeno y disminuyendo el contenido de carbohidratos.

Generalmente enraízan mejor las estacas tomadas de las partes basales de la rama debido a las altas reservas de carbohidratos, en otros casos son mejores las estacas terminales, pues producen sustancias endógenas promotoras de enraizamiento, o hay menor diferenciación, facilitando a las células volverse meristemáticas (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

Individuos genéticamente idénticos, a menudo crecen en forma distinta, dependiendo de la posición que ocupaban en la planta madre (topófisis) y de la edad de ésta al tomar el propágulo (ciclófisis, Zobel y Talbert, 1988).

La topófisis, que es la persistencia de las características del material según su posición en el árbol donde se cosechó; por ejemplo, estacas e injertos, pueden retener características de ramas (hábito de crecimiento horizontal) en lugar de crecer como árboles (Wright, citado por Bennadji et al., 2002). La misma, afecta con distinta intensidad a diferentes clones, y es la principal causa de diferencias intra-clonales en crecimiento y reducción de habilidad para enraizar (Assis, citado por Bennadji et al., 2002).

Esta variación aumenta con la edad del ortet del que proviene, y aumenta también a medida que se acentúa la diferenciación entre órganos, tejidos y células en el ramet (Francllet, citado por Bennadji et al., 2002).

2.5.1.4. Diámetro de las estacas

La obtención de un sistema radicular de mayor peso seco, por lo tanto, de mayor desarrollo, está relacionado con el peso seco de la estaca utilizada; lo que en principio hace pensar de utilizar aquellas de mayor diámetro. Probablemente, esto se debe al mayor contenido de sustancias de reserva de la estaca, las que intervienen en el proceso de formación de raíces (Baggio et al., citados por Luna, 2014).

2.5.1.5. Presencia de yemas y/u hojas en las estacas

El mantenimiento de las hojas o de al menos una parte de estas es importante para el proceso de enraizamiento, debido a la producción de hidratos de carbono que resultan de la fotosíntesis y la auxina producida por las hojas y yemas apicales esenciales para el enraizamiento (Chaves et al., 2013).

La reducción de hojas está sujeta a la técnica cultural heredada de la producción de macroestacas, cuyo principal objetivo es reducir la zona de transpiración. Diversos autores plantean que las hojas cortadas son el puerto de entrada de hongos durante la fase de enraizamiento debido a lesiones

causadas en las hojas de la miniestaca. El trabajo realizado por Santana et al. (2010) en clones de *Eucalyptus urophylla* S. T. Blake, mostró que el mantenimiento de las hojas enteras en esquejes, produce resultados superiores para la altura, la masa corporal en peso seco de raíz y en peso seco de la mayoría de los clones y no causa ningún efecto paraguas (Blake, citado por Chaves et al., 2013).

La biosíntesis de la auxina se relaciona con las regiones meristemáticas y órganos pequeños tales como hojas de rápido crecimiento, las yemas apicales, puntas de las raíces y el desarrollo de las flores. La retención de las hojas de *Litsea divaricata* Mart, favorece la supervivencia y el enraizamiento no sólo para hacer la síntesis local de carbohidratos y auxina, sino también para la producción de algunos compuestos fenólicos, los cuales también se sintetizan en los brotes. Estos autores mencionan que los compuestos fenólicos como es el caso del ácido cafeico, clorogénico y catecol, interactúan con las auxinas, y la inducción al proceso de iniciación de raíces (Pacheco y Franco, citados por Chaves et al., 2013).

Diferentes estudios demuestran que para los híbridos de *Eucalyptus grandis* x *E. colina resinifera* Smith, el mayor enraizamiento se obtuvo en las estacas de cuatro hojas (Vendemiatti et al., citados por Chaves et al., 2013). Mientras que otros estudios muestran que se requiere la presencia de hojas para el enraizamiento, como en cedro rosado (*Cedrela fissilis* Vellozo, Chaves et al., 2013). También se debe tener en cuenta que para algunas especies, la ausencia de hojas en los esquejes o el recorte de las mismas, pueden ayudar al enraizamiento como en *Ficus carica* L., probablemente debido a un alto contenido de la auxina endógena en las estacas (Nogueira et al., citados por Chaves et al., 2013).

La presencia de hojas en las estacas, ejerce una influencia estimulante sobre la iniciación de raíces, debido a que desde ellas son transportadas auxinas y carbohidratos, hasta la base de la estaca (Hartmann y Kester, 1976).

Los estomas abiertos de las hojas, determinan necesariamente una pérdida de agua por transpiración que se produce por difusión. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis, de manera de satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radicular y a la vida de la estaca. Mencionan que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues, aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse (Braudeau, citado por Gárate Díaz, 2010).

En este sentido, la hoja debe recortarse a un tamaño tal, que proporcione el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y las ventajas de la fotosíntesis (Mesén, 1988).

2.5.1.6. Período de colecta de estacas

Las estacas de madera blanda se estresan fácilmente, por lo tanto, es importante recoger el material temprano en la mañana, se deben almacenar en frío y turgentes todo el tiempo (Vásquez, 2001).

2.5.2. Factores vinculados al ambiente y medio de enraizado

2.5.2.1. Factores de crecimiento

La aplicación de reguladores de crecimiento influye en la calidad y cantidad de enraizamiento y el tiempo y la uniformidad del mismo. De los materiales químicos sintéticos, el más recomendable para la producción de raíces es el ácido indolbutírico (Ovalle, 2010).

El efecto biológico que tienen las auxinas son la estimulación de la división celular, inicio de la formación de raíces de varias especies, inducción de la floración, inducción del amarre de frutos y desarrollo de frutos jóvenes, entre otros. El regulador de crecimiento más utilizado para estimular el enraizamiento de esquejes es el ácido indolbutírico (Weaver, citado por Ovalle, 2010).

Las auxinas se sintetizan en hojas y yemas, estas sustancias en las células jóvenes no diferenciadas, provocan la síntesis de ácido ribonucleico que interviene en la iniciación de primordios de raíces adventicias del tallo (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

La mayor parte de las estaquillas pueden ser tratadas con auxinas reguladoras del crecimiento como: ácido indolbutírico (IBA), naftalenacético (NAA), giberelina y zeatina, que son importantes sustancias que estimulan la producción de raíces en las estaquillas.

2.5.2.2. Luminosidad

Un aumento de la intensidad luminosa en la planta madre, aumenta la producción del número de estacas, pero tiene tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento (Boutherin y Bron, citados por Gárate Díaz, 2010). Así lo confirman Hartmann y Kester (1976) indicando que, de plantas madres que han recibido luz de baja intensidad se obtienen estacas que enraízan

mejor, que aquellas tomadas de plantas madres desarrolladas a luz intensa. Asimismo, los días largos favorecen el enraizamiento debido a que se eleva la tasa de auxinas endógenas en los brotes (Luna, 2014).

Según Gárate Díaz (2010), es necesario proporcionar sombra al área de propagación, para reducir la irradiación a niveles adecuados (la irradiación máxima en la mayoría de las especies es de 400 a 600 mol m⁻².s⁻¹).

2.5.2.3. Composición física y química del sustrato

La naturaleza del sustrato resulta también importante. Se puede considerar un buen sustrato aquel que proporciona un drenaje, aireación y soporte adecuado. Para lograr estas características se recurre a diferentes tipos de sustratos o mezclas en distintas proporciones. Algunos de los sustratos utilizados son: suelo, arena, turba, vermiculita, perlita, corteza desnaturalizada, aserrín y otros, donde el componente mineral es utilizado para aumentar la proporción de poros para aireación y drenaje (Vargas, citado por Luna, 2014).

El medio de propagación incluye un componente orgánico: turba, o corteza de árboles compostada. El componente mineral es utilizado para aumentar la proporción de poros llenos con aire y el drenaje, entre estos tenemos: vermiculita, perlita, arcilla expandida, arena gruesa, carbón mineral molido, piedra pómez; la mayoría de los sustratos usan una combinación de elementos orgánicos y minerales (Vásquez, 2001).

En general un medio de reproducción debe proveer suficiente porosidad para permitir una buena aireación y debe tener una alta capacidad de retener agua estando bien drenado y libre de patógenos (Vásquez, 2001).

Para las plantas que enraízan con dificultad, el medio puede tener una gran influencia tanto en el porcentaje de enraizamiento como en la calidad del sistema radicular que se forme. Existe una serie de factores a considerar. Por un lado, la porosidad en el medio, la cual debe ser suficiente como para permitir una buena aireación y una alta capacidad de retención de agua al igual que un buen drenaje. Otro factor es la sanidad ya que el medio debe estar libre de enfermedades e insectos, así como de hongos y bacterias. Por otro lado, para la producción de raíces es esencial el oxígeno en el medio, aunque su requerimiento varía en función de la especie (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

2.5.2.4. Control de humedad relativa

La humedad relativa es importante mantenerla elevada, para minimizar la transpiración y evaporación que se produce en las estaquillas cortadas. Ésta debe mantenerse cerca al punto de saturación, por ejemplo 80%, que se consigue mediante riego por aspersión muy fina o nebulización (Vásquez, 2001).

El ambiente bajo el cual se desarrollan las estacas va a ser variable en cuanto a la humedad. En estacas con hojas, el enraizamiento se ve estimulado, pero la pérdida de agua a través de ellas puede disminuir el contenido de agua en las estacas, las cuales llegan a morir por desecación antes de formar raíces (Hartmann y Kester, citados por Ovalle, 2010).

Como se comprende una estaca es mucho más delicada que una plántula ya que no tiene raíz y en consecuencia puede deshidratarse rápidamente. Para evitar esto, los invernáculos están provistos de niebla intermitente, que es agua finamente atomizada con una presión de al menos 4 kg/cm², lo cual evita la deshidratación de las estacas. Por otra parte, la humedad interna del invernáculo se debe mantener con aspersión del sistema fog, que es agua finamente atomizada con una presión del orden de los 60 a 70 kg/cm², para que se mantenga una humedad relativa del orden del 80 a 90% (Carpineti et al., 2008).

La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, citado por Luna, 2014).

Significa entonces que, para conseguir éxito en el enraizado, es necesario disminuir la transpiración para limitar la desecación de la estaca. Esto se logra manteniendo la humedad del ambiente alta, saturada (95 a 100%) y constante, para reducir al máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración, mediante el uso de cámaras cerradas e invernaderos con sistemas de nebulización (Gárate Díaz, 2010).

Por otra parte, la humedad interna del invernáculo se debe mantener con la acción del sistema fog, que es agua mucho más finamente atomizada con una presión del orden de los 60 a 70 kg/cm², para que se mantenga una humedad relativa del orden del 80 a 90% (Carpineti et al., 2008).

2.5.2.5. Temperatura del ambiente y del sustrato

En la mayoría de las especies, para el enraizamiento de las estacas, es satisfactoria una temperatura ambiente diurna de unos 21 a 27 °C, con temperaturas nocturnas de 15 °C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las estacas metabolizan más rápido y enraízan mejor (González, citado por Gárate Díaz, 2010).

Hay una relación directa entre la temperatura del ambiente y del sustrato. Una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis, por lo tanto, como regla general, se prefiere que exista una temperatura superior de 2 a 3 °C a favor del sustrato (Boutherin y Bron, citados por Luna, 2014).

La temperatura debe mantenerse entre 27 y 32°C, para lo cual se utiliza un sistema de enfriamiento del aire contenido en el invernáculo, gracias a la acción de un sistema adiabático de pared húmeda (cooling system). Para ello se instalan también ventiladores en el invernáculo que permiten circular el aire y hacerlo pasar por la pared húmeda (Carpineti et al., 2008).

Los invernáculos están provistos de niebla intermitente llamada mist, que es agua finamente atomizada con una presión de al menos 4 kg/cm², la cual evita la deshidratación de las estacas (Carpineti et al., 2008).

2.6. EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA RIZOGÉNESIS

El proceso de producción de raíces adventicias puede dividirse en tres fases: inducción, iniciación y expresión (Kevers et al., citados por Rocha y Fett-Neto, 2004). Cada fase tiene requerimientos específicos y son varios los factores, tanto endógenos como exógenos que regulan el enraizamiento.

La temperatura, un factor exógeno, puede potencialmente influenciar la capacidad de enraizamiento en varios aspectos, como la absorción de agua y nutrientes, así como el metabolismo en general, promoviendo o inhibiendo la actividad enzimática (Taiz y Zeiger, citados por Rocha y Fett-Neto, 2004).

En la mayoría de las especies, para el enraizamiento de las estacas, es satisfactoria una temperatura ambiente diurna de unos 21 a 27 °C, con temperaturas nocturnas de 15 °C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las estacas metabolizan más rápido y enraízan mejor (González, citado por Luna, 2014).

Hay una relación directa entre la temperatura del ambiente y del sustrato. Una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis, por lo tanto, como regla general, se prefiere que exista una temperatura superior de 2 a 3 °C a favor del sustrato (Boutherin y Bron, citados por Gárate Díaz, 2010).

Según Vásquez (2001), la temperatura para la propagación asexual del *Eucalyptus sp.*, debe mantenerse entre 18 °C y 25 °C.

Por otro lado, Rocha y Fett-Neto (2004), demuestran que una temperatura constante de 40°C puede ser letal para estacas de *Eucalyptus saligna* y *Eucalyptus globulus*. Así mismo, demostraron que el tiempo de enraizado fue mayor ante bajas temperaturas que ante altas temperaturas. En dicho trabajo también se pudo observar que temperaturas más elevadas, especialmente en la etapa de formación, promovió mayor densidad de raíces y mayor enlongación de las mismas, un efecto evidente tanto ante presencia como ausencia de auxinas exógenas.

En general, las temperaturas del sustrato deben fluctuar entre los 20 y 25 °C, e influye sobre la actividad biológica del suelo, entonces temperaturas inferiores a este rango interrumpen el desarrollo de las raíces y las altas temperaturas pueden limitar gravemente el crecimiento de la raíz y quemar la base de las estacas (Sánchez, citado por Gárate Díaz, 2010).

Ovalle (2010), menciona que la temperatura puede regular la producción de raíces, que debe desarrollarse antes del crecimiento del tallo y desarrollo de las yemas, recomendándose temperaturas mayores para la base de la estaca y menores para la etapa terminal.

A su vez, las temperaturas del aire muy elevadas, tienden a estimular el desarrollo de las yemas antes que el desarrollo de las raíces, e incrementar la pérdida de agua por las hojas; no obstante, se conoce que la temperatura ambiente óptima para el desarrollo de un cultivo, es probablemente la mejor para el enraizamiento de estacas (Hartmann et al., citados por Gárate Díaz, 2010).

Santelices (1997), demuestra con sus ensayos que sí existe efecto de la temperatura basal, en la inducción de raíces de las estacas de canelo (*Drimys winteri J.R. et G. Forster*). Hubo diferencias significativas entre los diferentes tratamientos (testigo, 18 °C, 21 °C y 24 °C), siendo la temperatura más alta (24 °C) la que determinó el mayor número de raíces promedio y la mayor longitud de las mismas.

Por otro lado, Portuguez y Mogilner (1967), concluyen que temperaturas altas durante el día y la noche, junto a iluminación artificial o natural de forma continua, mejoran el crecimiento de las raíces.

Veierskov y Andersem (1982), afirman que el número de raíces formadas en estacas de *Pisum sativum* L. cv. *Alaska* fue regulado tanto por la temperatura como por AIA, mientras que el tiempo de aparición de la primera raíz fue regulado sólo por la temperatura.

Bennadji et al. (2002), destacan que altas temperaturas al igual que el estrés hídrico, oxigenación, carbono activado y la reducción de la intensidad de luz, serían los principales factores físicos que estimulan el enraizamiento.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. SITIO EXPERIMENTAL

El ensayo fue realizado en el vivero Ceballos de la empresa COFUSA, durante la pasantía profesional del 5^{to} año de la carrera de Ingeniero Agrónomo de la UdelaR. Facultad de Agronomía.

El predio se encuentra localizado en el departamento de Rivera, Uruguay; a 31°07'22.03" de latitud sur y 55°24'38.1 6" de longitud oeste. La altitud media es de 191 msnm (ver figura No. 1).

El clima de la región es templado y se caracteriza por tener una de las mayores amplitudes térmicas del país, con temperaturas bajas en invierno y altas en verano (ver cuadro No. 4).

Cuadro No. 4. Temperaturas medias anuales de la serie histórica 1961-1990 para el departamento de Rivera.

Rivera	
Temperatura	°C
Mínima	-5,0
Máxima	41,5
Media	18,1

Fuente: INUMET (s.f.)

Figura No. 1. Ubicación y foto satelital del vivero Ceballos.



Fuente: Google Earth

3.2. DISEÑO EXPERIMENTAL

El ensayo fue planteado con un diseño estadístico completamente aleatorizado, con tres tratamientos y cuatro repeticiones. Cada tratamiento fue aplicado a una única unidad experimental compuesta por 48 estacas (ver cuadro No. 5).

Cuadro No. 5. Diseño experimental completamente aleatorizado.

Rep.	T1	T2	T3
R1	48 estacas	48 estacas	48 estacas
R2	48 estacas	48 estacas	48 estacas
R3	48 estacas	48 estacas	48 estacas
R4	48 estacas	48 estacas	48 estacas

T: tratamientos; R: repeticiones

Los tratamientos aplicados fueron diferentes sistemas de calefacción en la cámara de enraizado. Los mismos se detallan a continuación:

T1 : testigo (sin calefacción).

T2 : calefacción en la mesa (cañerías con agua caliente).

T3 : calefacción en el piso (losa radiante).

Figura No. 2. Tipos de tratamientos de calefacción aplicados



T1: testigo, T2: calefacción en la mesa, T3: calefacción y bandejas en el piso.

3.3. INFRAESTRUCTURA

Los ensayos fueron llevados a cabo bajo invernáculos industriales metálicos con ventilación forzada y con malla sombra. Los mismos son utilizados como cámaras de enraizamiento.

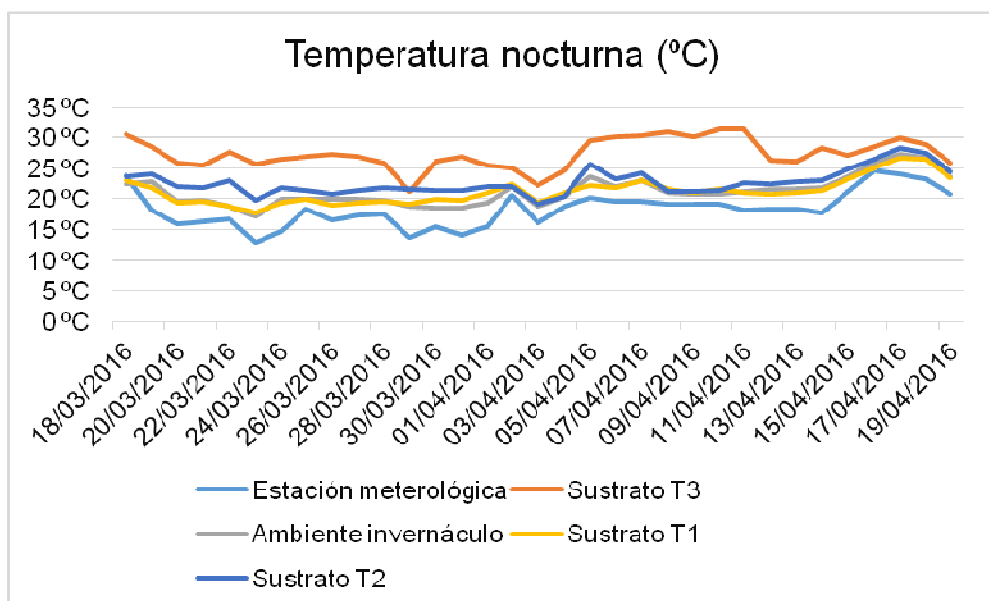
Para aplicar los tratamientos se utilizaron dos sistemas de calefacción: un sistema con losa radiante y otro de cañerías con agua caliente, dentro de las mesas donde van las bandejas suspendidas. En el primer sistema, a diferencia del segundo, las bandejas están sobre el piso en contacto con la losa radiante.

Ambos sistemas de calefacción fueron accionados por dos calderas a gas oil.

Cabe destacar que en el experimento no se buscó lograr una temperatura nocturna fija en cada tratamiento, sino que el objetivo fue aumentar en algunos grados la temperatura de la cámara de enraizado y evaluar el efecto del aumento de la temperatura nocturna, de cada tratamiento, en el porcentaje de enraizamiento.

Por lo tanto, la temperatura en las cámaras de enraizamiento varió de acuerdo a las condiciones ambientales, pero en el caso de los tratamientos dos y tres fue más alta por el efecto de la calefacción (ver figura No.3).

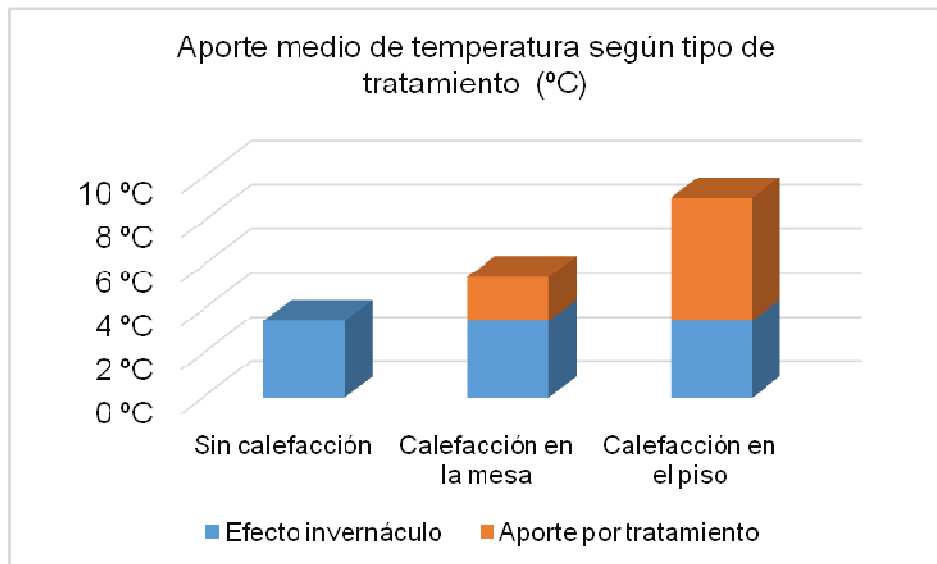
Figura No. 3. Evolución de la temperatura nocturna según diferentes tratamientos



En el caso del tratamiento uno, sin calefacción, no se modificó la temperatura del sustrato, sino que ésta dependió únicamente de las condiciones ambientales internas al invernáculo.

A su vez, en la figura No. 4 se puede observar el aporte medio de calor generado por cada uno de los sistemas de calefacción.

Figura No. 4. Aporte medio de temperatura en la cámara de enraizado según tipo de tratamiento.



El aporte calórico medio del tratamiento testigo (T1) es cero. En este caso, sólo se cuenta con el efecto invernáculo (+3,5°C) generado por la estructura del invernáculo.

Por otro lado, el tratamiento dos aporta 2°C a más con respecto al tratamiento testigo (T1). Un aspecto negativo de este sistema es su baja eficiencia de aporte calórico; parte del calor se disipa a medida que pasa por el sistema de cañerías de plástico. Otra desventaja, es que gran parte del calor generado se destina a calentar el volumen de aire contenido dentro de las mesas donde van las bandejas suspendidas. Por lo tanto, el calor que le llega al sustrato es menor ya que se diluye.

El tratamiento tres es el que mayor calor genera a nivel de sustrato, siendo su aporte 5,6°C más con relación al testigo. Este sistema, en términos

de eficiencia calórica es mejor, debido a que el sistema de calefacción (mediante losa radiante) se encuentra directamente debajo de las bandejas con tubetes. Por lo tanto, el volumen de aire que se debe calentar es menor, siendo simplemente el aire que se encuentra dentro de la bandeja entre los tubetes.

3.4. MATERIAL VEGETATIVO A PROPAGAR

Se utilizó un clon comercial de *Eucalyptus grandis* (C1), el cual fue definido por la empresa COFUSA acorde a su calidad maderera y no a su capacidad de enraizamiento. La empresa busca producir madera de buena calidad para aserrado.

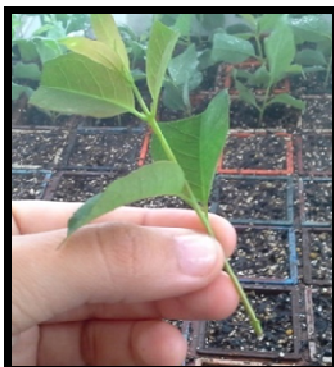
Las estacas utilizadas en el ensayo fueron colectadas en jardines clonales instalados en canaletones con arena (ver figura No. 5).

Figura No. 5. Minijardín clonal de *Eucalyptus grandis* en canaletones con arena.



Se cosecharon estacas siguiendo el mismo padrón que usa la empresa: con cierto grado de lignificación, de 7 a 10 cm de longitud y con el limbo foliar reducido en un 25 % excepto en el primer par apical de hojas (ver figura No. 6).

Figura No. 6. Tipo de estaca cosechada y procesada.



3.5. OTROS MATERIALES

- Tijeras de poda
- Cajas de espuma de polietileno para conservar material vegetativo durante la cosecha y procesado.
- Bandejas porta-tubetes.
- Tubetes de 90 cm³
- Sustrato (60% turba, 20% cáscara de arroz tostada y 20% de vermiculita).
- Fertilizantes (ver anexo).
- Sensores de temperatura para sustrato y para ambiente.
- Sistemas de calefacción accionados por dos calderas a gasoil.

3.6. INSTALACIÓN DE ENSAYOS Y PROCEDIMIENTOS

Los ensayos fueron realizados desde el 18 de marzo de 2016 hasta finales de abril del mismo año.

Para la instalación de los mismos, las estacas de *Eucalyptus grandis* fueron cortadas, procesadas y luego plantadas. El corte y el procesamiento se efectuaron en el mismo sitio para evitar el marchitamiento del material y con el mismo objetivo, el lapso de tiempo entre corte y plantación fue el mínimo posible.

Se cosecharon estacas de aproximadamente 10 cm de largo lo suficientemente lignificadas. Si bien el mantenimiento de las hojas es

importante para el enraizamiento, debido probablemente a la producción de hidratos de carbono que resulta de la fotosíntesis y las auxinas producidas por las hojas y yemas apicales (Hartman y Kester, 1995), en las condiciones de este vivero se ha comprobado lo contrario. Por eso, en esta experiencia se extrajo el 25% del limbo foliar, excepto del primer par apical.

La plantación se realizó en bandejas humedecidas por foggers. El sustrato usado en las mismas fue previamente fertilizado con osmocote, osmocote plus y superfosfato (ver anexos).

Al plantar, se enterraron las estacas a no más de 1,5 cm de profundidad. Se compactó con los dedos en torno al tallo de las mismas para asegurar que quedaran firmes y en posición vertical.

No se aplicó ningún tipo de fitohormona de enraizamiento a las estacas previo a la plantación.

Luego de la plantación, las bandejas fueron llevadas a los invernáculos (siguiendo el diseño experimental) para permanecer allí durante la etapa de enraizamiento.

No se aplicó ningún tipo de fungicida como medida preventiva. En el caso de algún foco de enfermedad fúngica se controló de forma localizada.

Se realizó la aplicación de fertilizante foliar a las hojas a partir del 5to día y durante 5 días (ver anexos).

Se buscó que las condiciones en las tres cámaras de enraizado fueran similares, excepto la temperatura nocturna, variable independiente que difiere entre tratamientos.

La rutina de apertura/cierre de mallas y de encendido/apagado de ventiladores, fue la misma en todos los invernáculos.

La calefacción, en el segundo y tercer tratamiento, se encendió desde las 22:30 hasta las 7:00 de la mañana siguiente. Se aplicó calefacción sólo durante la noche debido a que durante el día las temperaturas eran aún elevadas.

En los invernáculos (con y sin calefacción), se instalaron sensores de temperatura en el sustrato de las bandejas y en el ambiente. Estas temperaturas se registraron diariamente cada 15 minutos.

Se mantuvo una humedad relativa alta usando nebulizadores, lo que también sirvió para evitar que la temperatura ambiental no sobrepasara los 30°C. Se utilizaron foggers cuando fue necesario. El caudal de los foggers utilizados fue de 28 l/h a una presión de 2 bar.

Después de la plantación, sólo se realizaron intervenciones de limpieza, donde se eliminaron plantas muertas y hojas necróticas que podrían ser fuente de inóculo.

El parámetro analizado en este experimento fue el porcentaje de enraizamiento.

La evaluación del enraizamiento se determinó en tres momentos: a los 15, 25 y 30 días. Entre los 25 y 30 días es cuando la mayor parte de las plantas ha enraizado y pasa a la cancha de cría.

La medición del número de plantas enraizadas por unidad experimental se realizó en base a un sistema binario: enraizado o no enraizado. A su vez, el porcentaje de enraizamiento se calculó relacionando la cantidad de plantas con raíces visibles con respecto a la cantidad de estacas plantadas inicialmente.

El procedimiento de medición, consistió en levantar bandejas de cada tratamiento (en las fechas determinadas) y contar el número de plantas enraizadas por unidad experimental. El criterio usado para indicar enraizamiento, fue que la planta tuviera la presencia de al menos una raíz visible y/o saliente desde la parte inferior del tubete.

Los datos obtenidos en los diferentes tratamientos y a las diferentes edades, se analizaron mediante pruebas de varianza (ANAVA) y las diferencias se analizaron mediante prueba de comparación Duncan.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El experimento buscó evaluar el porcentaje de enraizamiento del clon C1 bajo tres tratamientos de calefacción y a diferentes edades (15, 25 y 30 días).

A los 15 días de plantadas las estacas, se constató una diferencia significativa en el porcentaje de enraizamiento, siendo el tratamiento tres, con losa radiante, el que más plantas enraizadas tuvo (45,8%, ver cuadro No. 6). Esto podría explicarse por el mayor aporte de temperatura de este sistema (+ 5,6°C) y por su mayor eficiencia al tener la fuente de calor (losa radiante) cercana a los tubetes.

Dichos resultados demuestran un aumento de la tasa de enraizado. Por lo tanto, la ventaja que ofrece este sistema de calefacción es la reducción de algunos días del ciclo productivo. Pero al ser un sistema con mayor intensidad de temperatura y, por lo tanto, mayor tasa de enraizamiento, se debe ajustar el momento óptimo en que la mayoría de las plantas deben pasar a la zona de cría.

En la misma fecha, el segundo tratamiento (cañerías con agua caliente), logró un promedio de 28,1 % de estacas enraizadas.

Quizá este sistema de calefacción no fue tan eficiente como el tratamiento tres, debido a que gran parte del calor se destinó a calentar el aire contenido dentro de la mesa, para así luego calentar el sustrato de los tubetes.

Por último, el tratamiento testigo (T1), fue el que menor porcentaje de estacas enraizadas tuvo a los 15 días: 12,5%. El mismo no contó con ningún tipo de calefacción nocturna en la cámara de enraizado, simplemente con el calor generado durante el día por el efecto del invernáculo.

Cuadro No. 6. Efecto de la temperatura del sustrato en la sobrevivencia y enraizamiento de estacas de *Eucalyptus*.

Temperatura media según tratamiento (°C)		Sobrevivencia y enraizamiento (%)		
		15 días	25 días	30 días
T1	21.2	12.5 c	35.9 a	45.3 a
T2	22.7	28.1 b	47.4 a	49.0 a
T3	27.4	45.8 a	38.5 a	46.9 a

Nota: valores medios señalados con letras minúsculas distintas, se diferencian entre ellos a un nivel de confianza del 95%.

Por otro lado, en la segunda y tercera medición (25 y 30 días respectivamente), no hubo diferencias significativas en el porcentaje de enraizamiento entre los diferentes tratamientos. Por lo tanto, el uso de calefacción no fue el factor limitante en esa etapa del proceso de rizogénesis (ver cuadro No.6).

Cabe destacar que de las tres mediciones realizadas (15, 25 y 30 días), el mayor porcentaje de enraizamiento se registró a los 30 días, siendo éste 47,15% de las estacas plantadas. A los 25 días el porcentaje medio de enraizamiento fue 40,6 %.

5. CONCLUSIONES

El uso de calefacción a principios de otoño, para las condiciones del noreste del país y al final de la etapa de enraizado (25-30 días), no se refleja en un aumento significativo en el porcentaje de estacas de *Eucalyptus grandis* enraizadas. En cambio, mediante este estudio se comprueba que al aplicar tratamientos de calefacción sí se logró una mayor velocidad de enraizado, habiendo así diferencias significativas en el porcentaje de enraizamiento a los 15 días.

En este caso se recomendaría el uso del tratamiento tres, con losa radiante, ya que es más eficiente y permite lograr el mayor porcentaje de enraizamiento a los 15 días de plantadas las estacas (45,8%)

Como el uso de calefacción representa un costo significativo en la producción clonal de las plantas, se recomienda aplicar calefacción hasta la mitad de la etapa de enraizado para ser más eficiente en términos económicos. De esta forma, hasta el decimoquinto día se logra aumentar la tasa de enraizamiento de las plantas y luego se deja de usar calefacción, cuando esta inversión ya no se refleja en un aumento significativo del porcentaje de enraizado de las estacas.

De los dos sistemas de calefacción evaluados (T2 y T3), se comprueba que en el tratamiento con losa radiante (T3), la rizogénesis de las estacas se ve acelerada y por lo tanto se visualizan antes las raíces en la parte inferior de los tubetes, en este tratamiento que en los demás.

6. RESUMEN

El estudio tuvo como objetivo evaluar el efecto de diferentes sistemas de calefacción en el enraizamiento de estacas de *E. grandis*, en el noreste de Uruguay y a principios de otoño. El experimento se realizó en el Vivero Ceballos de la empresa COFUSA, en el marco de una pasantía profesional de 5to año de la Facultad de Agronomía. El mismo consistió en aplicar tres tratamientos de calefacción a un clon comercial de *E.grandis* (C1), el cual se planta con el fin de producir madera de calidad para aserrío. Los ensayos se instalaron en marzo de 2016 y se llevaron a cabo hasta abril del mismo año. Los tratamientos aplicados fueron: un tratamiento testigo (T1) donde no se aplicó ningún tipo de calefacción; un con cañerías con agua caliente (T2) y un sistema de calefacción mediante losa radiante (T3). Dichos sistemas de calefacción fueron accionados por dos calderas a gas oil, las cuales se encendieron diariamente desde las 22:30 hasta las 7:00 de la mañana siguiente. Se registró diariamente la temperatura nocturna en cada tratamiento y para ello se instalaron sensores en el sustrato y ambiente. La temperatura media nocturna en el tratamiento testigo fue de 21,2°C, de 22,7°C en T2 y 27,4°C en T3. Las estacas de *Eucalyptus grandis* utilizadas en el ensayo fueron colectadas en jardines clonales instalados en canaletones con arena. Se cosecharon estacas con cierto grado de lignificación, de 7 a 10 cm de longitud y con el limbo foliar reducido en un 25 % excepto en el primer par apical de hojas. La supervivencia y el enraizamiento de los plantines se evaluaron a los 15, 25 y 30 días de plantados. Los resultados indicaron que a los 15 días hubo diferencias significativas entre tratamientos respecto al porcentaje de enraizamiento. El sistema con losa radiante (T3) fue el que mejor resultados logró con un 45,8% de las estacas enraizadas. En el tratamiento con cañerías con agua caliente (T2), el porcentaje de enraizamiento logrado fue de 28,1%, mientras que en el tratamiento sin calefacción (T1) se obtuvo el menor porcentaje de enraizamiento: 12,5%. En cambio, a los 25 y 30 días no se registró diferencias significativas en el porcentaje de enraizamiento en los diferentes tratamientos. A los 25 días, se obtuvo un porcentaje medio de enraizamiento igual a 40,6% y a los 30 días el mismo fue de 47,06%.

Palabras clave: Eucalyptus; Clon; Estacas; Enraizado; Temperatura; Calefacción.

7. SUMMARY

This paper aims at assessing the effect of different heating systems over the roots of some *Eucalyptus grandis* cuttings, in the northeast Uruguay during beginning of autumn. The experiment was carried out in the nurserie "Ceballos", which belongs to COFUSA company, within the training program for fifth graders at Agronomics University. The study consisted on applying three heating treatments on a commercial clone of *E.grandis* (C1), which is planted to produce high quality wood for sawing purpose. The tests were set up on March 2016, and took place until April of the same year. The treatments applied were: the witness treatment (T1) in which no heating system was applied; a treatment with hot water circulation through piping system (T2) and a heating system with radiant stone (T3). These heating systems were actioneted by two cattles powered by gas oil. They were daily turned on from 22:30 to 7:00 of the following morning. The night temperature for each of the treatments was daily registered, thus temperature sensors were installed over the substrate and the environment. The average night temperature on the witness treatment was 21,2°C, 22,7°C on T2 and 27,4°C on T3. The *Eucalyptus grandis* cuttings used were colected from a clonal garden installed over "canaletones" with sand. The harvested cuttings had a certain lignification grade, sized from 7 to 10 cm long, and had the leave reduced in 25% except on the primer couple of apical leave. The plant surviving and its rooting were assessed on the 15th, 25th and 30th day from planted. The results showed that at day 15 there was such a significant difference between treatments on the rooting percentage. The system with radiate stone (T3) was the one that got the best result, 45,8% of the cuttings rooted. On the piping system with hot water (T2), the rooting percentage reached was 28,1%, while on the witness treatment, it was the lowest: 12,5%. On the other hand, on the 25th and 30th day there were no significant difference on the percentage of cutting rooted. The average rooting percentage was 40,6% and 47,06% respectively.

Keywords: *Eucalyptus*; Clone; Cutting; Rooting; Temperature; Heating.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Assis, T. 2001. Evolution of technology for cloning *Eucalyptus* in large scale. In: Simposio Desarrollando el *Eucalyptus* del Futuro (2001, Valdivia, Chile). Trabajos invitados. Valdivia, Chile, s.e. s.p.
2. Barbat, T. 2006. La multiplicación de las plantas. (en línea). Viveros. no.6: 33-43. Consultado 25 feb. 2017. Disponible en http://www.horticom.com/revistasonline/revistas/viveros06/a_barbat.pdf
3. Bennadji, Z.; Trujillo, M.; De Mello, C.; Marayama, T. 2002. Propagación vegetativa del genero *Eucalyptus*. Montevideo, INIA. 37 p. (Aftercare Forestal INIA-JICA no. 9).
4. Carpineti, L. 1996. Propagación agámica de *Eucalyptus*. (en línea). In: Jornada Forestal de Entre Ríos (9ª., 1996, Concordia). Memorias. Concordia, Argentina, INTA. p. irr. Consultado 07 jun. 2017. Disponible en <http://forestoindustria.magyp.gob.ar/backup2/archivos/biblioteca/63-1996-03.pdf>
5. _____.; Harrand, L.; Oberscelp, J. 2008. La clonación en forestales; el caso del Eucalipto. In: Jornada Forestal de Entre Ríos (21ª., 2008, Concordia). El vivero; la transición de un vivero de semillas al vivero clonal. Concordia, Argentina, INTA. p. irr.
6. Chaves, S.; Xavier, A.; Palha, L.; Campos, S.; García, H. 2013. Padrões de miniestacas e sazonalidade na produção de mudas clonais de *Eucalyptus grandis* HILL X *E. urophylla* S. T. BLACK. Revista *Árvore*. 37: 67-77
7. De Mello, J.; Tabuchi, K.; Bennadji, Z.; Marayama, T. 2002. Macropropagación de *Eucalyptus grandis*. Montevideo, INIA. 13 p. (Aftercare Forestal INIA-JICA no. 10).
8. Díaz, E. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* L. Tesis Magister Scientiae. Turrialba, Costa Rica. CATIE. 111 p.
9. Gárate Díaz, M. 2010. Técnicas de propagación por estacas. (en línea). Tesis Ing. Agr. Ucayali, Perú. Universidad Nacional de Ucayali.

Facultad de Ciencias Agropecuarias. 167 p. Consultado 5 ene. 2017. Disponible en <http://190.187.112.98/webiiap/cdpublicaciones2011/documentos/pdf/PROBOSQUES/PU/76.pdf>

10. Hansen, J. 1989. Influence of cutting position and temperature during rooting on adventitious root formation and axillary bud break of *Stephanotis floribunda*. (en línea). Scientia Horticulturae. 40 (4): 345-354. Consultado 19 feb. 2017. Disponible en <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0304423889901088>
11. Hartmann, H.; Kester, D. 1976. Propagación de plantas; principios y prácticas. México, CECSA. 810 p.
12. _____; _____. 1995. Propagación de plantas; principios y prácticas. 4ª. ed. México, Continental. 760 p.
13. Higashi, E. M.; Silveira, R. L. A.; Gonçalves, A. N. 2000a. A evolução do jardim clonal na produção de mudas. (en línea). Circular técnica IPEF. no. 148. 12 p. Consultado 2 ene. 2017. Disponible en <http://www.ipef.br/publicacoes/ipefnoticias/ipefnoticias148.pdf>
14. _____; _____; _____. 2000b. Propagação vegetativa de Eucalyptus; princípios básicos e a sua evolução no Brasil. (en línea). Circular técnica IPEF. no. 192. 10 p. Consultado 6 ene. 2017. Disponible en <http://www.ipef.br/publicacoes/ctecnica/nr192.pdf>
15. INUMET (Instituto Uruguayo de Meteorología, UY). s.f. Estadísticas climatológicas. (en línea). Montevideo. s.p. Consultado 14 feb. 2017 Disponible en <http://www.meteorologia.com.uy/ServCli/tablasEstadisticas>
16. Luna, L. 2014. Caracterización de la propagación agámica en *Eucalyptus* en Uruguay. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Facultad de Agronomía. 113 p.
17. Mesén, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales; uso de propagadores de sub-irrigación. (en línea). Turrialba, Costa Rica, CATIE. 36 p. (Serie técnica. Manual técnico no. 30). Consultado 5 ene. 2017. Disponible en <http://books.google.com/books?isbn=9977573042>

- 18.MGAP. DGF (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca. Dirección General Forestal, UY). 2016. Estadísticas forestales 2016. Montevideo. 54 p.
- 19._____. OPYPA (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca. Oficina de Programación y Política Agropecuaria, UY). 2016. Análisis sectorial y cadenas productivas. Montevideo. 526 p. (Temas de Políticas).
- 20.Namita, E.; Vaz, R. L.; Natal, A. 2000. Propagação vegetativa de Eucalyptus; princípios básicos e a sua evolução no Brasil. Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais (IPEF). Circular técnica no. 192. 11 p.
- 21.Ovalle, L. J. L. 2010. Evaluación de concentraciones de auxinas para la propagación vegetativa comercial de 4 especies forestales: Melina (*Gmelina arborea*), Eucalipto (*Eucalyptus urograndis*), Pino(*Pinus patula*) y Pinabete(*Abies guatemalensis*). Tesis Ing. Agr. San Carlos, Guatemala. Facultad de Agronomía. 69 p.
- 22.Portuguez, A.; Mogilner, I. 1967. Crecimiento in-vitro de raíces de *Manihot esculenta* en distintas condiciones de iluminacion y temperatura. (en línea). Bonplandia. 2 (7): 113-120. Consultado 13 feb. 2017. Disponible en http://www.jstor.org/stable/41941105?seq=1#ndtn-page_scan_tab_contents
- 23.Rocha Correa, L. D.; Fett-Neto, A. G. 2004. Effects of temperature on adventitious root development in microcuttings of *Eucalyptus saligna* Smith and *Eucalyptus globulus* Labill. Journal of Thermal Biology. 29: 315 – 324.
- 24.Santana, R. C.; Dutra, T. R.; Carvalho, J. P.; Nogueira, G. S.; Grazz, P. H.; Félix De Barros, N. F. 2010. Influence of leaf area reduction on clonal production of *Eucalyptus* seedlings. (en línea). Cerne (Lavras). 16 (3): 251-257. Consultado 9 ene. 2017. Disponible en <http://www.scielo.br/pdf/cerne/v16n3/a01v16n3.pdf>
- 25.Santelices, R. 1997. Efecto de la temperatura del substrato sobre el arraigamiento de estacas de Canelo (*Drimys winteri* J.R. et G. Forster). (en línea). Ciencia de Ciencias Forestales. Investigación. 14-15 (1-2): 27-32. Consultado 13 feb. 2017.

Disponible en

http://revistacienciasforestales.uchile.cl/1997-1998_vol12-13/n1-2a3.pdf

26. Toledo, S. 2013. Guía para la presentación de trabajos finales. (en línea). Montevideo, Uruguay, Facultad de Agronomía. Departamento de Documentación y Biblioteca. 29 p. Consultado 09 mar. 2017. Disponible en <http://biblioteca.fagro.edu.uy/files/Guia.pdf>
27. Torres, D.; Bennadji, Z.; Nikichuk, N.; Scoz, R. Balmelli, G. 2012. Trazabilidad molecular como herramienta para asegurar la productividad esperada en plantaciones clonales. *In*: Jornada Técnica en Biotecnología Forestal (2012, Tacuarembó). Memorias. Montevideo, INIA. p. 4 (Actividades de Difusión no. 684).
28. Trujillo, M. 2005a. Micropropagación de genotipos selectos de *Eucalyptus grandis*. Revista INIA. no. 4: 26-28.
29. _____. 2005b. Propagación vegetativa de *Eucalyptus grandis*. (en línea). *In*: Seminario Avances en Propagación Vegetativa para el Género *Eucalyptus* (2005, Tacuarembó). Trabajos presentados. Montevideo, INIA. pp. 1-10. Consultado 19 oct. 2016. Disponible en <http://www.inia.uy/Publicaciones/Documentos%20compartidos/111219220807111623.pdf>
30. Vásquez, V. 2001. Silvicultura de plantaciones forestales en Colombia. (en línea). Tesis Ing. Agr. Ibagué, Tolima, Colombia. Facultad de Ingeniería Forestal. 304 p. Consultado 20 jul. 2015. Disponible en http://www.ut.edu.co/academi/images/archivos/Fac_Forestal/Documentos/LIBROS/LIBRO%20ARMANDO%20VASQUEZ.pdf
31. Veierskov, B.; Andersem, A. S. 1982. Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum*. III. The effect of IAA and temperature on content and translocation of carbohydrates in pea cuttings during rooting. *Physiologia Plantarum*. 55 (2): 179-182.
32. Xavier, A.; Da Silva, R. L. 2010. Evolução da silvicultura clonal de eucalyptus no Brasil. (en línea). *Agronomía Costarricense*. 34 (1): 93-98. Consultado 5 mar. 2017. Disponible en

http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0377-94242010000100009

33.Zobel, B.; Talbert, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México, Limusa. 545 p.

9. ANEXOS

FERTILIZACIÓN

Fertilización del sustrato utilizado en tubetes

Las siguientes cantidades de fertilizantes se mezclan con 5 bolsas de 45 lts de sustrato Carolina II (60% turba, 20% cáscara de arroz tostada y 2de vermiculita).

- 675 g de Osmocote (3 meses)
- 225 g de Osmocote plus (5 – 6 meses)
- 900 g de superfosfato

Fertilización foliar aplicada a partir del 5º. día y durante 5 días

Las siguientes cantidades de nutrientes son aplicadas cada 100 lts de agua:

- 38,7 g de nitrato de calcio
- 214,4 g de urea
- 14,4 g de MAP
- 38,4 g de sulfato de magnesio
- 24,0 g de cloruro de potasio
- 480 ml de micronutrientes

A su vez, la cantidad de cada micronutriente para diluir en 50 lts de agua son:

- 25 g de ácido bórico
- 5 g de sulfato de cobre
- 5,7 g de sulfato de zinc

- 15 g de sulfato de magnesio
- 1,5 g de molidrato de sodio

Fertilización foliar de crecimiento

Las siguientes cantidades son aplicadas cada 100 lts de agua:

- 4,75 kg de nitrato de calcio
- 6,75 kg de triple 20
- 5 kg de sulfato de magnesio
- 375 ml de micronutrientes

La dilución de micronutrientes se prepara para 20 lts de agua y lleva las siguientes cantidades:

- 500 g de ácido bórico
- 45 g de sulfato de cobre
- 45 g de sulfato de zinc
- 400 g de sulfato de manganeso
- 2,3 g de molibdeno de sodio

FOTOS

Tratamientos

Tratamiento 1: testigo (sin calefacción y bandejas sobre mesas).



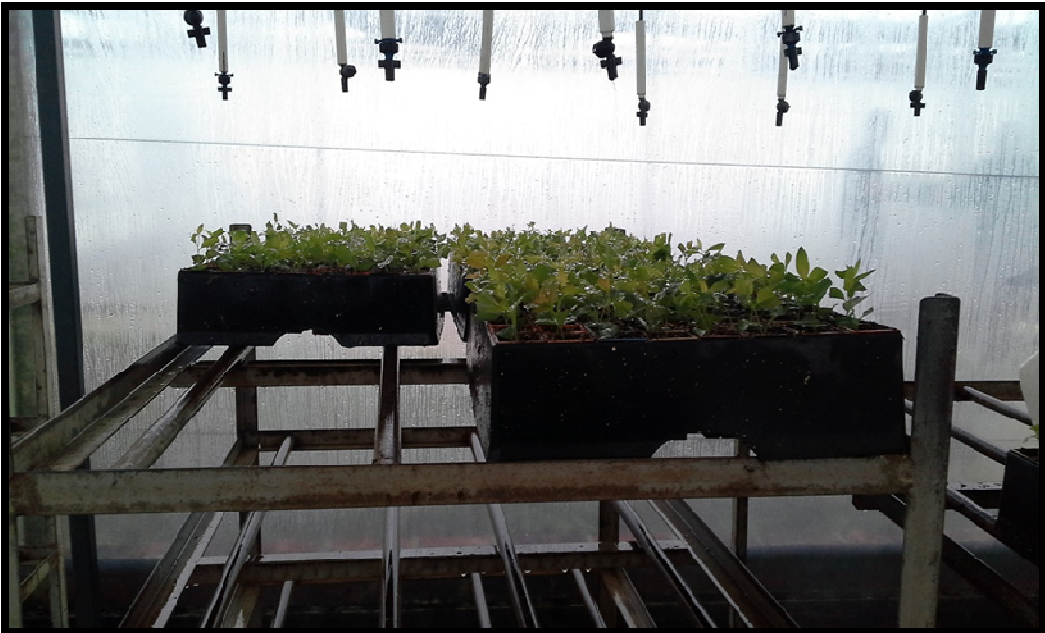
Tratamiento 2: calefacción en la mesa con cañerías con agua caliente.



Tratamiento 3: calefacción en el piso mediante losa radiante.

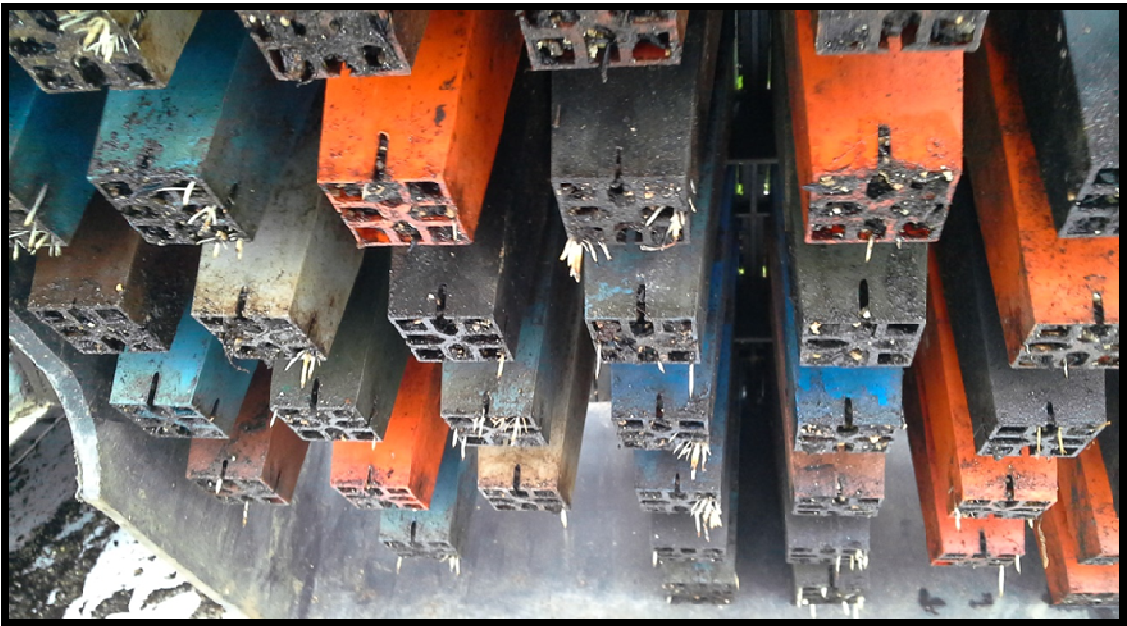


Plantación



Conservación de estacas recién procesadas en cajas de polietileno y plantación de las mismas en un ambiente humedecido por foggers.

Criterio de medición del enraizamiento



Producción de material vegetativo



Registro de temperatura

Sensores de temperatura instalados en el sustrato y ambiente.



REGISTRO DE TEMPERATURAS

Cuadro No. 1. Promedio del registro diario de la temperatura nocturna de diferentes tratamientos y ambientes.

Fecha	Estación meteorológica	Ambiente invernáculo	Sustrato t1	Sustrato t2	Sustrato t3
18/03/2016	23,81	22,35	22,97	23,66	30,55
19/03/2016	18,17	22,83	21,9	23,98	28,45
20/03/2016	15,99	19,53	19,44	21,94	25,94
21/03/2016	16,35	19,84	19,66	21,9	25,47
22/03/2016	16,82	18,84	18,73	23,03	27,71
23/03/2016	12,93	17,14	17,67	19,81	25,65
24/03/2016	14,74	20,04	19,45	21,73	26,56
25/03/2016	18,42	20,01	19,96	21,5	26,97
26/03/2016	16,5	19,97	19,07	20,82	27,23
27/03/2016	17,29	20,07	19,46	21,48	26,84
28/03/2016	17,62	19,89	19,67	21,81	25,97
29/03/2016	13,67	18,7	19,19	21,55	21,13
30/03/2016	15,6	18,51	20,1	21,52	26,1
31/03/2016	14,04	18,58	19,87	21,36	26,98
01/04/2016	15,49	19,38	20,98	22,08	25,54
02/04/2016	20,54	21,95	22,45	21,93	25,05
03/04/2016	16,24	18,88	19,48	19,28	22,3
04/04/2016	18,76	20,39	21,1	20,49	24,61
05/04/2016	20,23	23,63	22,18	25,74	29,57
06/04/2016	19,55	22,06	21,78	23,16	30,12
07/04/2016	19,67	22,99	23,05	24,34	30,26
08/04/2016	19,25	20,95	21,63	21,26	30,95
09/04/2016	19,2	20,85	21,04	21,14	30,13
10/04/2016	19,22	20,75	21,59	21,49	31,32
11/04/2016	18,15	21,31	20,98	22,6	31,44
12/04/2016	18,39	21,63	20,83	22,53	26,21
13/04/2016	18,32	21,53	20,98	22,85	26,14
14/04/2016	17,75	21,76	21,4	23,07	28,38
15/04/2016	21,29	23,71	23,26	24,85	27,09
16/04/2016	24,66	25,86	25	26,52	28,47
17/04/2016	24,01	27,31	26,8	28,29	29,97
18/04/2016	23,28	26,66	26,52	27,58	28,97

Los valores del cuadro No. 1 se obtuvieron como resultado del promedio diario de temperaturas registradas cada 15 minutos entre las 22:30 y 7:00 horas.

Cuadro No. 2. Porcentaje de enraizamiento según tratamiento y repetición.

Repetición	T1	T2	T3
1	43,8	39,6	50,0
2	25,0	54,2	33,3
3	31,3	56,3	33,3
4	43,8	39,6	37,5
5	12,5	20,8	8,3
6	35,4	6,3	20,8
7	29,2	8,3	6,3
8	41,7	56,3	29,2
Promedio	32,8	35,2	27,3