

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

**ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA
FORESTAL SECCIÓN JAÉN**



**EVALUACIÓN DEL EFECTO DEL TIPO SUSTRATO Y
DOSIS DE ÁCIDO NAFTALENO ACÉTICO (ANA) EN EL
ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS *Pinus radiata* D.**

T E S I S

PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO FORESTAL

PRESENTADO POR LA BACHILLER:

NANCY MARGOT GUTIERREZ YARLEQUE

ASESORES:

Ing. Mg. Sc. Segundo Medardo Tafur Santillán (UNC)

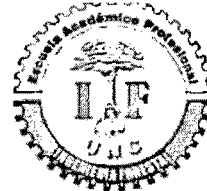
Ing. Julio Vilca Aquino (ADEFOR)

JAÉN – PERÚ

Mayo 2014



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL
SECCIÓN JAÉN



"Norte de la Universidad Peruana"
Fundada por Ley N° 14015 del 13 de Febrero de 1,962
Bolívar N° 1342 – Plaza de Armas – Telfs. 431907 - 431080
JAÉN – PERÚ

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS


En la ciudad de Jaén, a los veinte días del mes de Marzo del año dos mil catorce, se reunieron en el Ambiente del Auditorio Auxiliar de la Universidad Nacional de Cajamarca-Sede Jaén, los integrantes del Jurado designados por el Consejo de Facultad de Ciencias Agrarias, según Resolución de Consejo de Facultad N° 191-2013-FCA-UNC, de fecha 20 de Noviembre del 2013, con el objeto de evaluar la sustentación del trabajo de Tesis titulado: "Evaluación del Efecto del Tipo de Sustrato y Dosis de Ácido Naftaleno Acético (ANA) en el Enraizamiento de Estacas *Pinus Radiata* .D", de la Bachiller en Ciencias Forestales doña NANCY MARGOT GUTIÉRREZ YARLEQUE, para optar el Título Profesional de INGENIERO FORESTAL.

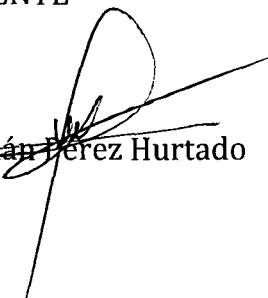
A las quince horas y diez minutos, de acuerdo a lo estipulado en el Reglamento respectivo, la Presidente del Jurado dio por iniciado el acto, invitando al sustentante a exponer su trabajo monográfico y luego de concluida la exposición, se procedió a la formulación de las preguntas correspondientes y a la deliberación del Jurado. Acto seguido, la Presidente del Jurado anunció la APROBACIÓN por UNANIMIDAD, con el calificativo de CATORCE (14). Por lo tanto, la graduando queda expedito para que inicie los trámites para que se le expida el Título Profesional de Ingeniero Forestal correspondiente.

A las dieciocho horas y cinco minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el acto.

Jaén, 20 de Marzo de 2014


Blga. M.C. Marcela N. Arteaga Cuba
PRESIDENTE


Ing. Leiwel Flores Flores
SECRETARIO


Ing. M.Sc. Germán Pérez Hurtado
VOCAL


Ing. M.Sc. Segundo M. Tafur Santillán
ASESOR

DEDICATORIA

A MI MADRE

EMPERATRIZ, YARLEQUÉ GUERRERO, por su Amor, cariño, apoyo, sacrificio y buenos consejos, sus esperanzas y confianza puesta en mí para culminar con mi carrera profesional.

A MI PADRE

JORGE ALFONSO, GUTIÉRREZ TORRES, por su fortaleza, sacrificio, apoyo moral, y haber enseñado a conseguir mi carrera profesional por sí misma, combinando el trabajo con el estudio, lo más valioso para servir con eficiencia y calidad como profesional.

A MIS HERMANOS, AHIJADOS Y SOBRINOS

MARISOL, MARCO, ZULEMA, DIOMEDES, WILSON, ROSILUZ, JHONI, FIORELLA, JASMIN Y DIEGO, quienes me brindaron su desinteresado apoyo y cariño para cumplir mis logros profesionales.

AGRADECIMIENTO

Hago presente mi honda gratitud y mi más sincero agradecimiento a:

Al Director, Personal Administrativo, Técnicos y Trabajadores de **ADEFOR** (Asociación Civil para la Investigación y Desarrollo Forestal) por su apoyo y experiencias compartidas en una forma incondicional.

Especial agradecimiento al Ing. Andrés Castro Abanto, Ing. Lucio Cotrina Jondeé, Ing. Ulises Pajares Gallardo, Nora Manrrufo, Sra. Lucrecia, Sra. Liliana, Sr. Fernando, Carlos Tanta, Lorenzo, César, Lucho, trabajadores del área de viveros y al técnico Elías Vásquez Benavides.

A los jóvenes practicantes de la Universidad Nacional Agraria la Molina (UNALM) y Universidad Nacional de Cajamarca (UNC).

A los Ingenieros. Segundo Medardo Tafur Santillán (UNC) y Julio Vilca Aquino (ADEFOR), asesores de la presente Tesis, por sus enseñanzas, orientación y apoyo.

Al Ingeniero Toribio Tejada por su apoyo en el análisis estadístico y guía en la utilización del SAS.

Al Ingeniero Carlos Tirado Soto por su apoyo en la guía de la presentación del Proyecto de Tesis y Revisión del documento.

A todos mis profesores, de la Universidad Nacional de Cajamarca Sede Jaén, por sus enseñanzas y acertados consejos durante mi vida de estudiante.

A mis amigos, compañeros y a todos quienes de una u otra forma contribuyeron en mi formación profesional.

ÍNDICE

DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTO	
RESUMEN	
ABSTRAC	
I. INTRODUCCIÓN	11
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	14
2.1 Caracterización del <i>Pinus radiata</i>	14
2.2 Mejoramiento genético de árboles forestales	20
2.3 Propagación vegetativa	24
2.4 El medio de enraizamiento	30
2.5 Hormonas reguladoras de crecimiento	31
III. MATERIALES Y METODOS	34
3.1 Ubicación del experimento	34
3.2 Ubicación del huerto semillero clonal de <i>Pinus radiata D.</i>	36
3.3 Condiciones ambientales durante el experimento	36
3.4 Materiales y equipos	40
3.5 Metodología	41
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	53
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	63
VI. BIBLIOGRAFÍA	66
ANEXO	71
Anexo 1:Glosario de términos	72
Anexo 2: Ficha técnica de <i>Pinus radiata D.</i>	77
Anexo 3: Cronograma de Actividades	79
Anexo 4: Archivo Fotográfico	80

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Temperaturas máximas, mínimas y humedad relativa del área de estudio, año 2011 y 2012	37
Cuadro 2. Temperaturas máximas, mínimas; tomadas en el Invernadero	39
Cuadro 3. Tratamientos en estudio resultado de la combinación de los niveles	42
Cuadro 4. Descripción de insecticida TIODAN y fungicida ATTACK	51

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Promedios por parcela de esquejes enraizados en invernadero de <i>Pinus radiata</i> (Datos originales)	53
Tabla 2. Promedios por parcela de esquejes enraizados en invernadero de <i>Pinus radiata</i> [Datos transformados con $Y = (X + 1)^{1/2}$]	53
Tabla 3. Análisis de variancia (ANVA) para los esquejes enraizados en invernadero de <i>Pinus radiata</i>	54
Tabla 4. Análisis de variancia (ANVA) para los efectos simples de los factores en estudio	54
Tabla 5. Prueba de significación de Duncan al 5% de probabilidades para el efecto del Sustrato (S) en el número de esquejes enraizados	55
Tabla 6. Prueba de significación de Duncan al 5% de probabilidades para el efecto de la Dosis (D) en el número de esquejes enraizados	55
Tabla 7. Prueba de significación de Duncan al 5% de probabilidades para el efecto de la interacción (S x D) en el número de esquejes enraizados	55
Tabla 8. Número y porcentaje totales de esquejes enraizados por tratamiento	59
Tabla 09. Datos promedios de otras características evaluadas en los esquejes de <i>Pinus radiata</i> en los tratamientos en estudio	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Injerto de púa	22
Figura 2. Injerto de escudete o injerto de yema en t	22
Figura 3. Injerto de yema	22
Figura 4. Mapa de ubicación política de la investigación	35
Figura 5: Huerto semillero Clonal de <i>Pinus radiata</i> D.	36
Figura 6. Croquis del trabajo experimental	43
Figura 7. Procedimiento para la desinfección de sustrato	45
Figura 8. Procedimiento en la preparación del material vegetativo	47
Figura 9. Procedimiento en el Corte, selección, desinfección y remojo de las estacas en ANA	48
Figura 10. Repique de estacas en el sustrato	49

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Datos de temperatura máxima, mínima y H° Relativa de la Estación Meteorológica UNC	38
Gráfico 2: Datos de temperatura máxima, mínima Tomadas en el invernadero	39
Gráfico 3. Diferencias de temperaturas en el ambiente Exterior e Invernadero	39
Gráfico 4. N° esquejes promedio de <i>Pinus radiata</i> en función del tipo de sustrato (S)	56
Gráfico 5. N° esquejes promedio de <i>Pinus radiata</i> en función a la dosis de hormona (D)	56
Gráfico 6. N° esquejes promedio de <i>Pinus radiata</i> en función del S x D	57
Gráfico 7. Número y porcentaje de esquejes enraizados de <i>Pinus radiata</i> por tratamiento	60

RESUMEN

El *Pinus radiata* D. Don es una de las especies pertenecientes a la familia Pinaceae, conocida como Pinus insignes Douglas y Pino de Monterrey. Es un árbol cuya madera presenta unas características físico-mecánicas similares al resto de las coníferas que la hacen muy apreciada para la industria de carpintería y mueble, embalaje y para la pasta mecánica. Entre las especies difíciles de propagar por medio de estacas es el género *Pinus*, por lo que fue necesario evaluar el efecto de ANA y tipo de sustrato en el enraizamiento de *Pinus radiata* D., utilizando el arreglo factorial 2T x 4D, en un diseño completamente al azar, con 8 tratamientos y 4 repeticiones por tratamiento, obteniéndose un coeficiente de variabilidad bajo de 0.88 %, y un análisis de varianza para los efectos simples de los factores, encontrándose una alta significación estadística entre sustrato con la dosis de hormona, ($d_2=2000$ ppm ANA); indicando que el ácido naftaleno acético estimula la aparición de raíces. El tratamiento T7 (Arena + 2000 ppm ANA), fue el único que enraizó con un 7.5%, estos resultados nos indica la baja capacidad rizogenética de esta especie. Se concluye que: Los esquejes de *Pinus radiata* tienen baja capacidad de enraizamiento cuando se recolectan de árboles plus adultos del campo, la mejor época recolección para enraizamiento es el mes de agosto, el sustrato más efectivo fue la arena, la dosis del Ácido naftaleno acético (ANA) fue de 2000 ppm.

Palabras Clave: Evaluación, efecto, sustrato, ANA, enraizamiento de estacas, *Pinus radiata*.

ABSTRAC

The *Pinus radiata* D. gift is one of the species belonging to the family Pinaceae, known as Pinus distinguished Douglas and Pine of Monterrey. It is a tree whose wood presents some characteristics physico-mechanical similar to the rest of the conifers that make it a very appreciated for the industry of carpentry and furniture, packing and for mechanical pulp. Among the species that are otherwise difficult to propagate by cuttings is the genus *Pinus*, so it was necessary to assess the effect of ANA and type of substrate in the rooting of *Pinus radiata* D. , using the factorial arrangement 2T x 4D, in a completely randomized design, with 8 treatments and 4 replicates per treatment, yielding a low coefficient of variability of 0.88 %, And an analysis of variance for the effects of simple factors, being a high statistical significance between substrate with the dose of hormone, (d2 =2000 ppm ANA), indicating that the acid naphthalene acetic acid stimulates the appearance of roots. The T7 treatment (Sand + 2000 ppm ANA), was the only one that deeply rooted with a 7.5 %, these results reveals the low rizogenética capacity of this species. It is concluded that: cuttings of *Pinus radiata* have low rooting capacity when it is harvested from trees plus adults of the field, the best time collection for rooting is the month of August, the substrate more effective was the arena, and the dose of the naphthalene acetic acid (NAA) was 2000 ppm.

Key Words: Evaluation, effect, substrate, ANA, rooting of cuttings, *Pinus radiata*.

I. INTRODUCCIÓN

El *Pinus radiata* D., es una de las especies exóticas de mayor importancia nacional e internacional. En Chile, se iniciaron repoblaciones a gran escala en los años 30, siendo en la actualidad el país del mundo con mayor extensión de *Pinus radiata*. Nueva Zelanda es uno de los mayores productores de *Pinus radiata*, con más de un millón y medio de hectáreas en ambas islas. Otros países con importantes superficies de *Pinus radiata* son Australia, Sudáfrica y España (Fernández y Sarmiento, 2006).

En Perú, a inicios de la década del 80 del presente siglo, la especie de *Pinus radiata* es considerada también en los programas de reforestación aunque en pequeña escala. En 1986 las estadísticas de reforestación del INFOR reportaban el establecimiento de 209,475 ha de plantaciones forestales a nivel nacional. De estas, el 23% (51138 ha) fueron localizadas en Cajamarca, Lambayeque, la libertad y Ancash (Picard 1988).

Esto es debido a sus múltiples usos; la madera es empleada en la construcción de viviendas, ventanas, puertas, muebles y leña. Además, es una especie que se adapta a una variedad de suelos ácidos o muy ácidos, la mayoría profundos, franco arenoso de buena permeabilidad y es la especie más utilizada en los programas de forestación y reforestación, particularmente en la sierra de Cajamarca, en donde según fuente ADEFOR, existen 25 000 hectáreas de plantaciones forestales, de las cuales el 40% es *Pinus radiata*.

Sin embargo en nuestro país no se ha realizado la mejora de esta especie. Aun sabiendo que el objetivo específico de un programa de mejora genética es el de mejorar las principales características cuantitativas y cualitativas a través de la selección progresiva de genes deseables y su perpetuación mediante la utilización de semillas o de clones mejorados. La combinación de la mejora genética selectiva y la multiplicación de clones mejorados posibilita la obtención de ganancias significativas que pueden ser rápidamente transferidas al bosque (Zobel and Jett 1995).

El papel que juega la propagación vegetativa en el campo de la silvicultura es fundamental, ya que permite multiplicar individuos élite (genotipos superiores) obtenidos en programas de mejora genética o seleccionados a partir de poblaciones naturales (Hartmann and Kester 1983), asegura la conservación de germoplasma valioso, aumenta la ganancia genética al utilizar los componentes genéticos aditivos y no aditivos (Zobel y Talbert 1988), y permite, además, ganar tiempo, ya que acorta los ciclos de selección en los programas de mejora.

También hay que tener en cuenta las desventajas o riesgos que conlleva la utilización de este tipo de propagación. El uso de clones supone la remoción de la variación genética en variables cuantitativas y cualitativas que se traducen en plantaciones más productivas y uniformes, lo que si bien puede resultar muy ventajoso, supone una reducción de la base genética, incrementándose las sensibilidades de las plantaciones a eventos tanto abióticas y bióticas.

Además, el enraizamiento de las estaquillas depende de otros factores muy diversos, tanto fisiológicos como ambientales, entre los que cabe destacar: la concentración endógena de fitohormonas, las reservas de carbohidratos y el grado de lignificación del tallo (Lyon and Kimuin 1997, Mateo *et al.* 2000), la posición de la estaca en la planta madre (Ruiz *et al.* 2005), la época de recolección, el tamaño de la estaquilla, la eliminación o no de las acículas, el estado sanitario y nutricional de la planta donante, la aplicación de tratamientos que estimulen el enraizado, las características del substrato utilizado, o el manejo cultural durante la fase de enraizado, principalmente, el riego, la humedad y la temperatura (Silva 1985).

Por la cual resulta importante la propagación vegetativa a través de estacas recolectadas de árbol fenotípicamente de calidad elegido del huerto clonal que se encuentra ubicado en el distrito baños del Inca, provincia de Cajamarca, de esta manera lograr el enraizamiento de las estacas, a través de la aplicación y efecto de dos tipos de sustratos y dosis de Ácido Naftaleno Acético (ANA), los cuales han permitido, obtener plántones que expresen el potencial genético de la planta "madre". Es decir mediante la investigación de la propagación por esquejes se podrá aportar conocimientos sobre la capacidad rizogénica de esta especie, para

emprender programas de propagación vegetativa de *Pinus radiata* y otros. En consecuencia, iniciamos la presente investigación con el **objetivo** de Evaluar el efecto de ANA y tipo de sustrato en el enraizamiento de *Pinus radiata* D.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Caracterización del *Pinus radiata*

Pinus radiata, árbol nativo de Estados Unidos de Norteamérica se lo encuentra en el estado de California sobre la Bahía de Monterrey. Dentro de su área natural, los factores que limitan la dispersión lo constituyen barreras naturales; el océano al oeste, la sierra y el desierto al este (Vidal 1962).

2.1.1 El pino radiata en el mundo

El área natural de pino radiata no supera unos pocos miles de hectáreas en tres puntos costeros de California (Estados Unidos) y en algunas zonas de las islas de Guadalupe y Cambria (México).

En Chile, se iniciaron repoblaciones a gran escala en los años 30, siendo en la actualidad el país del mundo con mayor extensión de *Pinus radiata* D. Se localiza entre 30-36° de latitud sur y supera las 1 500 000 hectáreas (78% del total de la superficie reforestada del país). Las cortas realizadas anualmente son de unos 17 500 000 m³.

En Argentina y Uruguay, también se localizan plantaciones, aunque ocupando una menor extensión.

En Nueva Zelanda, En la actualidad, este país es uno de los mayores productores de pino radiata, con más de un millón y medio de hectáreas en ambas islas. Otros países con importantes superficies de pino radiata son Australia y Sudáfrica.

En España, se localiza principalmente en la cornisa cantábrica, y se considera que no se ha extendido más por la dificultad para encontrar nuevos terrenos aptos para realizar plantaciones. Los factores que limitan su expansión son la limitada resistencia al frío, la escasez de precipitaciones y su irregularidad, y unas

condiciones demasiado cálidas y húmedas que favorezcan la aparición de enfermedades (Fernández y Sarmiento 2006).

En Perú, A inicios de la década del 80 del siglo pasado, la especie de *Pinus radiata* D. Don es considerada también en los programas de reforestación aunque en pequeña escala.

De 1976 a 1985 se reporta la reforestación de 109 052 ha, sin embargo, lo resaltante durante este periodo es que se efectúan algunos estudios de Prefactibilidad y factibilidad, con la intención de impulsar un desarrollo forestal masivo en los departamentos de Huánuco, Ancash, la Libertad y Cajamarca. Dichos estudios impulsaron la iniciación de importantes proyectos de reforestación a nivel regional. En 1986 las estadísticas de reforestación del INFOR reportaban el establecimiento de 209,475 ha de plantaciones forestales a nivel nacional. De estas, el 23% (51138 ha) fueron localizadas en Cajamarca, Lambayeque, la libertad y Ancash.

A nivel regional: Los trabajos con coníferas se iniciaron en la región de Cajamarca en Sunchubamba y Huacrarucro, alrededor de 1948, utilizando *Pinus radiata*, especie que posteriormente fue también instalada en Porcón (1962), Aylambo (1968). Sin embargo los trabajos más importantes en formación de macizos se iniciaron en 1975 en Chotén, Chilacat y Sorochuco, con el apoyo de la Cooperación Técnica y Económica del Reino de Bélgica al programa de desarrollo de Cajamarca (PRODESCA), a través del “Proyecto 03” y posteriormente del “Proyecto Silvoagropecuario” ejecutado en los años 1972 a 1976 (Picard 1988).

La reforestación se inicia en Cajamarca en 1976 con la creación de CICAFOR-Centro de Investigación y Capacitación Forestal. A la actualidad ADEFOR a nivel de Cajamarca a reforestado 25 000 hectáreas, de las cuales **10,000 has** pertenecen a *Pinus radiata* D. Don (Picard 1988).

2.1. 2 Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica del pino, se detalla de acuerdo al sistema de clasificación de (Cronquist 1981).

Reino	<i>Plantae</i>
División	<i>Pinophyta</i>
Clase	<i>Pinopsida</i>
Orden	<i>Pinales</i>
Familia	<i>Pinaceae</i>
Subfamilia	<i>Pinoideae</i>
Género	<i>Pinus</i>
Especie	<i>Pinus radiata</i> D.
Sección	<i>Taeda</i>
Grupo	<i>Insignes</i>
Sinonimias	Sinónimo: <i>Pinus insignis</i> Douglas
Nombres comunes	Nombre vulgar: Pino de Monterrey, pino insigne

Fuente: Maderas Villamor

2.1.3 Características botánicas y morfológicas

El porte del árbol varía según la espesura en que se haya desarrollado. En densidades normales como en las repoblaciones artificiales, durante 40 ó 50 años, forma copas estrechas y puntiagudas que dan a sus masas la silueta de abetales de picea. Luego dejan de crecer en altura y tienden a aplanarse. Si el sitio es resguardado y de suelo profundo, la altura de los pies dominantes puede llegar a 40 m, pero en los sitios peores, más expuestos o de suelo superficial, no pasan de 10 m.

Es muy rara la presencia de diámetros superiores al metro debido a la corta vida de este árbol que no suele durar más de 100 años en sus bosques naturales.

El coeficiente mórfico en los bosques artificiales varía entre un valor medio de 0,410 para árboles de 30 cm de diámetro y 0,385 para los de 40 cm.

Los árboles adultos presentan una corteza rugosa y gruesa que puede alcanzar los 8 cm de espesor. En Chile se estima que su porcentaje en volumen del tronco hasta diámetros en punta de 10 cm, en rodales coetáneos, varía entre 12,4% para diámetro medio del rodal de 12 cm, hasta el 23,4% para rodales con diámetro medio de 40 cm, con media de 17,5%.

El peso específico en verde del tronco con corteza se acerca y a veces rebasa los 1.000 kg/m³, pudiendo perder un 35% del peso a los 2 meses de almacenaje al aire libre en verano en el Norte de España (Echevarría 1944).

En cuanto a la densidad básica (peso seco volumétrico) de su madera varía mucho con su posición dentro del tronco. En la madera juvenil (5 anillos del centro) es de 300 a 350 kg/m³, mientras que en la más periférica, por encima del anillo 21, puede sobrepasar los 450 kg/m³ (datos de Nueva Zelanda).

El sistema radical en la mayor parte de su hábitat es superficial. Las raíces principales que sostienen el árbol están situadas en los 60 cm superiores. Para mejorar la resistencia al viento, en su empate con el tronco se desarrollan unos abultamientos característicos. Las raíces pueden extenderse hasta distancias de 12 m, entremezclándose e injertándose con las de otros pies. La mayor parte de las raíces se mantienen en los 30 cm superiores invadiendo con numerosas raicillas la espesa capa de mantillo cuando éste está presente.

2.1.4 Ecología y clima

Del comportamiento del *Pinus radiata*, en relación con el régimen térmico hay que destacar su capacidad para crecer con las temperaturas relativamente bajas que caracterizan allí al período vegetativo de su hábitat. Este comienza ya en enero, siendo la temperatura óptima del suelo para el crecimiento de sus raíces de 15 °C,

esto es, cinco grados menos que el óptimo de otros pinos. Contrasta en esto con su poca resistencia a heladas que le vetan su utilización en muchos países del sur de Europa.

En cuanto al régimen de lluvias, éstas suelen totalizar entre 400 y 500 mm, salvo en el extremo norte de su área, donde llegan a 900 mm. Es de destacar en toda el área la carencia casi total de precipitaciones durante el período estival, con un período seco que puede durar 5 meses.

2.1.5 Suelo

Los suelos son muy variados pues pertenecen a once series de cuatro órdenes de la clasificación americana. Son ácidos o muy ácidos, la mayoría profundos, franco arenoso de buena permeabilidad, por lo menos hasta que se presenta la capa arcillosa característica de muchos de sus pinares. Se le da mucha importancia a la profundidad a la que se encuentra esta capa arcillosa, ya que ejerce un papel crítico en la existencia de este bosque en sitios secos. Dicha capa impide que el agua se infiltre lejos, manteniendo la humedad todo el año a disposición del árbol. La profundidad óptima para dicha capa se estima entre 50 cm y 85 cm, suficiente para el sistema radical superficial de este pino. En la superficie de dicha capa arcillosa, ligeramente penetrable por las raíces, se dan condiciones ideales de humedad y de pH para una buena proliferación de micorrizas que permiten al pino una buena captación de agua y nutrientes.

2.1.6 Características de la madera

El *Pinus radiata* proporciona muy buena calidad en la carpintería de interiores y es de mala calidad en la fabricación de pasta de celulosa química.

El *Pinus radiata* es un árbol cuya madera presenta unas características físico-mecánicas similares al resto de las coníferas que la hacen muy apreciada para la

industria de carpintería y mueble, para estructuras de madera, embalaje y para pasta mecánica. Una de sus características más sobresalientes es su homogeneidad.

2.1.7 Dureza:

Este pino corresponde a la categoría de maderas blandas, muy parecidos a los que presenta la mayoría de los pinos que existen en España, por lo que la madera del radiata es muy fácil de trabajar y ofrece valores idóneos para la penetración de útiles cortantes, clavos y tornillos.

2.1.8 Repoblación:

En general, cuando se realiza su plantación el objetivo es la producción de madera. La mayoría de las veces se trata de producir madera de sierra y de desenrollo o chapa plana; para ello es preciso conseguir árboles con diámetros medios de 40 a 45 cm con corteza a 1,30 m del suelo.

Esta especie se plantó mucho en los últimos años en Galicia a causa de sus buenos crecimientos y de sus buenas características tecnológicas para distintos usos de la madera. Sin embargo, es una especie relativamente delicada de manejo, en particular en razón de su sensibilidad a plagas y enfermedades.

El *Pinus radiata* necesita estaciones con más de 900 mm de precipitación al año. Es sensible a las heladas, en particular a las heladas tardías, lo que limita su introducción en terrenos con grandes riesgos de heladas. En Galicia crece bien desde el nivel del mar hasta 700-1.000 m de altitud según la latitud y continentalidad. Por encima de estas altitudes su crecimiento disminuye, lo que hace que su plantación no sea interesante. Resiste mejor que el pino gallego al viento y a la nieve, en particular se tuerce y rompe menos, aunque el crecimiento sea lento.

El *Pinus radiata* es relativamente exigente pero crece bien sobre distintos tipos de suelo. Soporta bien los suelos ácidos y obtiene resultados óptimos sobre suelos de 60 o más cm de profundidad. Tiene problemas sobre terrenos demasiado pesados o compactos, de poco fondo o permanentemente encharcados. Esta especie alcanza su óptimo sobre laderas o fondos de valle de suelos profundos y frescos.

2.1.9. La humedad edáfica excesiva

Las raíces de las plantas necesitan oxígeno en el suelo para poder vivir. El *Pinus radiata* es altamente sensible a la asfixia radicular causada por altos niveles de agua en los suelos que eliminan la presencia de oxígeno; es frecuente que este proceso se produzca en las zonas bajas de los montes en los que las capas de suelo impermeable impiden el drenaje de las aguas superficiales que se mantienen estancadas en períodos más o menos prolongados de tiempo.

La escasez de agua en el suelo produce efectos de reducción del crecimiento y de pérdida de actividad, pero raramente muerte o daño irreparable de la planta.

2.2. Mejoramiento genético de árboles forestales

El mejoramiento genético de los árboles forestales puede definirse, como el aprovechamiento y manipulación de los recursos forestales en función del bienestar del hombre actual, con base en las leyes genéticas.

La conservación de recursos genéticos forestales no solo es una meta de los programas forestales en países industrializados sino también en países en desarrollo (Melchior 1977).

El programa de mejora protege el potencial evolutivo de las especies forestales, ya que el mejorador requiere ganancias hoy y mañana. Estas se logran a través de un ciclo de selección recurrente y una estructuración de la población base, población

seleccionada, población de producción, población de mejoramiento y pruebas genéticas (Ipinza 1998).

2.2.1 Huertos Semilleros Clonales

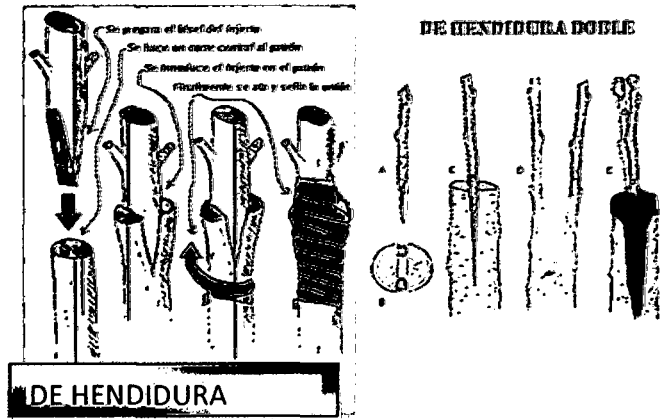
Se establecen colocando varios rametos de cada árbol seleccionado en un área escogida para la producción de semilla. Tiene dos ventajas principales:

- a). Los sitios para el huerto no están restringidos a las áreas apropiadas para ensayos y pueden establecer en áreas que faciliten el manejo y favorezcan la producción rápida de cantidades de semilla.
- b). Las selecciones para un HSC pueden provenir de varios sitios de prueba o simplemente de selecciones localizadas en sitios diferentes, mientras que los HSS usualmente se crean a partir de sólo uno o dos sitios (para una generación de cruzamientos dada).

Los estudios han demostrado que la mezcla de familias (progenies) en el vivero resulta en pérdidas diferenciales de familias en el vivero debidas a sus diferencias aparentes en germinación y curvas de crecimiento. Algunas familias son de rápido crecimiento inicial y pueden dominar a otras que empiezan tarde, pero que podrían ser de más rápido crecimiento en una fase posterior.

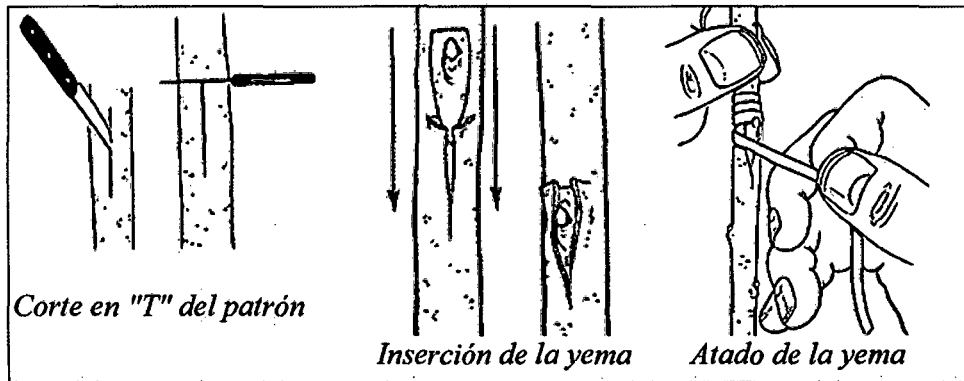
Los HSS usualmente son fuentes alternativas de semilla mientras se desarrollan los HSC. Los huertos semilleros clonales se establecen mediante injertos dentro de ello tenemos varios métodos como: injertos de púa, injerto de cuña o hendidura, injerto de botella, injerto de yema e injerto de yema en escudete.

Figura 1. Injerto de púa



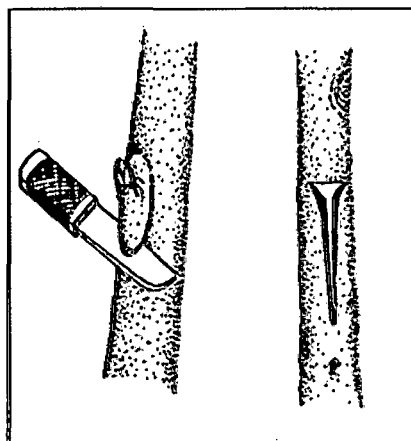
Fuente: INFOJARDIN

Figura 2. Injerto de escudete o injerto de yema en t



Fuente: INFOJARDIN

Figura 3. Injerto de yema



Fuente: INFOJARDIN

Época de injertación. Los injertos de púa se efectúan en el mes de setiembre y los injertos de yema entre octubre y noviembre.

Característica de la planta patrón

Vigorosidad: La planta patrón debe tener vigor, esté en perfecto estado fitosanitario y muestre un equilibrio entre la parte aérea y la radicular.

Edad: La planta a utilizar como patrón al momento de injertar debe tener entre 1 y no más de 3 años. Un aspecto importante a considerar es que la planta se encuentre en maceta (3,5 L), por lo menos seis meses al momento de injertar para su estabilización.

Tamaño: Debido al que el corte de injerto a realizar se efectúa en la base de planta patrón, la altura necesaria no será más allá de 30 cm. El diámetro de la planta patrón en la zona de injertación deberá ser a lo menos 0,5 cm y hasta 1 cm.

Poda: La planta patrón debe podarse en la zona apical para favorecer el engrosamiento en diámetro.

Colecta de púas. Las características deseadas de las púas serán las siguientes:

- Largo 25 a 30 cm
- Sanas
- Semilignificadas
- Con yemas a punto de brotar
- Sin frutos ni brotes nuevos (Ipinza 1998).

2.2.2 Huerto Semillero Clonal Fundo San Antonio

Se instaló en marzo del 2 000 en el valle de Cajamarca a una altitud de 2 671 msnm, por el programa de mejoramiento genético de ADEFOR, en un área total de 2.2 ha, bajo un diseño estadístico de bloques completos al azar, plantándose 864 injertos en un sistema cuadrado de 4x4 entre plantas, 24 injertos por árbol plus, seleccionando 37 árboles plus fenotípicamente en el campo , recorriéndose un área total de 2257 ha

de plantaciones de pino tanto en el ámbito del Departamento de Cajamarca y la Libertad.

La labor de injertado se llevó a cabo en invernadero, injerto lateral o de costado y de hendidura o diametral simple, con un rendimiento promedio de 53.27% (ADEFOR 2000).

2.3 Propagación vegetativa

El uso de la propagación vegetativa está aumentando rápidamente y es de vital importancia para el mejoramiento genético forestal. Siempre se le ha utilizado ampliamente para preservar genotipos en bancos clonales y establecer huertos semilleros clonales.

2.3.1 Usos de la propagación vegetativa

Los usos de la propagación vegetativa se describen en dos fases: para investigación y operativa (producción) las cuales se resumen de la manera siguiente:

A. Usos de la propagación vegetativa para investigación

1. Valoración genética del material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo-ambiente y determinación de las correlaciones ambientales y genéticas, tales como las manifestaciones juveniles y maduras de una misma característica.
2. Determinación de la magnitud y control de los efectos ambientales comunes o efectos que prevalecen en algunas especies.
3. Preservación de genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y arboreta para fines científicos y posibles uso posterior en programas operativos.
4. Traslado de plantas valiosas a un establecimiento central, como un laboratorio o invernadero, para estudio y mejoramiento genético intensivos.

5. Acortamiento del ciclo reproductivo para acelerar los procesos de cruzamiento y prueba.
6. En el caso de estudios no genéticos, para la disminución de la variabilidad genética en experimentos que reducirán la "Variación de error".

B. Usos de la propagación vegetativa para producción (uso operativo)

1. Desarrollo de huertos semilleros para producción operativa de semillas
2. Uso directo de los propágulos vegetativos en plantaciones operativas.

2.3.2 Ventajas de la propagación vegetativa

- Potencial para obtener mayores ganancias genéticas.
- Potencial para obtener una uniformidad en la cosecha de árboles mayor que la que es posible a través de la regeneración por semilla.
- Bajo ciertas condiciones, la oportunidad de acelerar los resultados de las actividades del mejoramiento genético forestal.
- El uso de la propagación vegetativa permite captar y transferir al nuevo árbol todo el potencial genético del árbol donador. En el caso de características como el crecimiento en volumen que tienen heredabilidades en sentido estricto bajas, parece posible obtener a corto plazo, en muchas especies, más doble de ganancias genéticas utilizando propágulos vegetativos en vez de la regeneración por semilla.
- Rapidez con la cual pueden utilizarse las cualidades genéticas deseadas de los árboles seleccionados.
- No es necesario esperar la producción de semillas para producir propágulos destinados a la plantación operativa, tan pronto como las pruebas de un árbol hayan demostrado que este posee un buen genotipo, puede utilizarse directamente en la reforestación operativa a través de la propagación vegetativa (Zobel y Talbert 1992).

Características y usos de las estacas en la propagación vegetativa

Partes aisladas de muchos vegetales (tallos, hojas, raíces) tienen la capacidad de producir una nueva planta al encontrarse en condiciones adecuadas. Esta propiedad regenerativa es la utilizada por los viveristas, horticultores y floricultores como una práctica corriente de multiplicación asexual, contando con los beneficios de la estabilidad genética y mayor rapidez en la obtención de nuevas plantas.

El proceso de formación de raíces adventicias implica tres pasos:

- 1- Diferenciación de células iniciales de raíces.
- 2- Formación de primordios.
- 3- Crecimiento macroscópico.

Desde el punto de vista fisiológico éste proceso es el resultado de la presencia o ausencia de un conjunto de factores determinantes (hormonas e inhibidores) y de "cofactores" de variada naturaleza química (vitaminas, aminoácidos, purinas, sales minerales, etc.) que, actuando en una determinada relación de concentración, dirigen la morfogénesis radical (Lallana 2003).

Las estacas deben poseer meristemas axilares o yemas, que al ser enterradas se desarrollan, transformándose las inferiores en raíces y hojas y las superiores en ramitas, estos brotes se alimentan de las reservas almacenadas en los tejidos, mientras las nuevas raíces les facilitan nutrientes tomados del suelo (Acosta 1959).

Las estacas deben extraerse durante la época de reposo vegetativo (mejor al final del invierno) de plantas madres, sanas, vigorosas y con buen agostamiento de la madera, a continuación deben colocarse en condiciones adecuadas para su enraizamiento en medios apropiados con humedad, temperatura y aireación. Las estacas se ponen a enraizar llevando alguna hoja, generalmente. El procedimiento comúnmente empleado para arrancar estacas, consiste en arrancar ramas del año y fraccionarlas seguidamente en trozos de 4 a 5 hojas, conservando las dos

superiores. Antes de plantarlas son tratadas con hormonas de crecimiento para facilitar la emisión de raíces, se efectúan incisiones longitudinales con la punta de la navaja, en la base, en una longitud de 2 a 3 centímetros. Se escogen estacas leñosas a partir de ramas de un año y a veces de dos años que, tratadas en ciertas condiciones, forman con relativa facilidad un abultamiento y gran número de raíces. Los resultados obtenidos muestran que las estacas de los frutales antiguos o membrilleros echaban raíces mejor que los que procedían de jóvenes setos recientemente establecidos o procedentes de plantas de un año; además las estacas que habían sido extraídos de la base del ramo habían arraigado mejor que los de la parte central o extremidad distal y se ha demostrado que en ciruelo, bropton y mirabolano, el enraizamiento había sido superior en otoño que en primavera (Urbano 2001).

Las estacas de árboles fisiológicamente maduros de muchas especies son difíciles o imposibles de enraizar, porque existe una pérdida progresiva de la aptitud para la propagación vegetativa con la edad, los tejidos fisiológicamente maduros tienen un menor porcentaje de enraizamiento, tardan más en iniciar el desarrollo de las raíces y originan un menor número de raíces que el material juvenil; pero tampoco esto significa que sea imposible, se pueden utilizar procedimientos como la elaboración de setos, embriogénesis somática u otros, estos métodos ayudan en la capacidad de enraizamiento y conservarlos en una etapa juvenil (Zobel y Talbert 1992).

La capacidad de las estacas para emitir raíces es una característica específica, determinada por la dureza de la madera y por el crecimiento de las plantas, las estacas de especies cuyos tejidos son blandos, enraízan mejor que las especies con tejidos consistentes, por otro lado, las estacas de plantas de crecimiento rápido arraigan fácilmente, a diferencia de las plantas de crecimiento lento (Llanos 1952).

La formación de raíces en estacas de pinos, tarda de 1 a 6 meses y está afectada por diversos factores, los cuales se interrelacionan controlando el proceso de formación de la raíz, el número promedio de raíces que forman y la velocidad con la que se desarrollaba. La iniciación del enraizado y el crecimiento de la raíz, son

procesos morfogénicos separados, y posiblemente las condiciones óptimas para su desarrollo son diferentes para cada caso. El crecimiento de la raíz está afectado por las condiciones ambientales y su iniciación está en relación directa con los nutrientes, hormonas e influencias ontogenéticas (Hartmann 1981).

En las estacas, una envoltura de tejido lignificado, puede en algunos casos actuar como una barrera mecánica, pero la propagación bajo nebulización y los tratamientos con auxinas, ocasionan una expansión y proliferación considerable en la corteza y el cambium, dando como resultado la ruptura de los anillos continuos de esclerénquima (Hartmann 1981).

Sobre el origen de la mayoría de las raíces adventicias en las estacas de tallo, se encuentran en grupos de células con capacidad meristemática. En plantas perennes leñosas, con una capa o más capas de floema y xilema secundarios, generalmente se localiza en el tejido del floema secundario en su etapa juvenil, aunque también puede originarse de los rayos vasculares, el cambium o la medula.

En estacas de *Pinus strobus*, los primordios de la raíz se forman en asociación de los rayos vasculares y los rastros foliares. Las estacas para enraizar, generalmente, forman en su extremo basal, un callo, que consiste en una masa irregular de células parenquimatosas en diferentes estados de lignificación, apareciendo las raíces a través de él, suponiéndose por ello que la formación del callo es esencial para el enraizado; sin embargo la formación de ambos, frecuentemente simultánea, se debe a su dependencia similar de condiciones internas y ambientales (Carrera 1975).

En España se ha evaluado la capacidad de enraizamiento y crecimiento en diversas familias de *Pinus radiata* D. Don, valorando el efecto de la posición de la estaquilla en la planta donadora y del contenedor utilizado para el estaquillado. Independientemente del protocolo de estaquillado utilizado, todas las familias clonales testadas presentan una buena capacidad de enraizado. Sin embargo, para conseguir un crecimiento raíz/parte aérea equilibrado y un buen desarrollo radical, es

recomendable producir estaquillas a partir de la parte apical del rebrote. Asimismo, se ha demostrado que el estaquillado en Jiffy 7-Forestal es un método de propagación muy eficaz, que además de posibilitar tasas de enraizamiento más elevadas, mejora en gran medida la morfología de las raíces al favorecer su ramificación y dificultar la aparición de deformaciones (Sánchez 2008).

En una investigación en Venezuela, se evaluaron dos protocolos de asepsia, tipos de púa (yemas y braquiblastos), épocas de recolección (otoño y verano) y posición de la púa (apical y basal) en el ortet, sobre el establecimiento y consolidación de microinjertos de *Pinus radiata* D. Don. Las púas se obtuvieron de clones adultos cultivados en vivero. Las asepsias consistieron en la inmersión en hipoclorito de sodio 2,5 %, durante 15 min (A1); o por 20 min, seguido de la inmersión en una solución de benomyl+cisteína $50\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$ c/u, hasta su utilización (A2- lavado con agua de grifo potable más $200\mu\text{l}\cdot\text{l}^{-1}$ de Tween 20 por 5min. Bajo cámara de flujo laminar se procedió a una inmersión en etanol diluido al 20 % v/v por 10s, seguido de un lavado con agua destilada estéril). Como patrón se utilizaron hipocótilos provenientes de semillas germinadas in vitro en medio QL ((Quoirin y Lepoivre, 1977), sin reguladores de crecimiento. Se realizaron microinjertos según la técnica apical de cuña. Estos se mantuvieron en tubos con medio QL + $0,1\text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ AIB y $1\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$ BAP, a $25 \pm 2\text{ }^\circ\text{C}$, intensidad lumínica de $80\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y fotoperiodo de 16h.en dicha investigación se llegó a concluir que:

- El tipo de púa y la época del año en que éstas sean colectadas y se realicen los microinjertos influyen en el éxito del establecimiento y consolidación de microinjertos de *Pinus radiata* adulto, siendo la yema apical colectada en otoño el material vegetal más reactivo.
- El tipo de asepsia y la época del año en que se colecten las púas y se realicen los microinjertos influyen en el establecimiento de microinjertos de *P. radiata*, donde las mejores respuestas se obtuvieron cuando los microinjertos fueron llevados a cabo en otoño y se sometieron al tipo de asepsia A2.

- Los braquiblastos basales tienden a ser las púas con mayores problemas de oxidación y contaminación, y la causa de inviabilidad de los microinjertos fue la oxidación del material vegetal (Materán y Vega 2008).

2.4 El medio de enraizamiento

Cuando el sustrato es ligero, suelto, esterilizado, de temperatura abrigada y con humedad permanente, pero no excesiva, se logra una rápida formación de raíces (Llanos 1952).

El medio de enraizamiento o sustrato debe ser filtrante, como arena de río mezclada con grava muy fina o preferiblemente, turba, perlita o vermiculita (Urbano 2001).

Los medios más convenientes para el enraizado son arena fina, vermiculita, turba, gravilla fina, etc. (Vastey 1962).

Urbano (2001), dice que la temperatura ambiental adecuada para el enraizamiento de esquejes debe oscilar entre 25 a 30 °C evitando las insolaciones; mientras que, Hartmann y Kester (1975), menciona que la temperatura ambiental adecuada para el enraizamiento de estacas debe oscilar entre 21 a 27 °C, durante el día y 15 °C durante la noche, y la temperatura del sustrato comprendidas entre 21 a 26 °C.

La transpiración foliar, que en estos casos no va acompañado de la absorción radicular, puede provocar marchites en las estacas; para evitarlo, además de vigilarlo con especial cuidado la humedad del suelo, se procurará reducir la tasa de transpiración humedeciendo el ambiente y la superficie de las hojas con sistemas de nebulización (Urbano 2001).

Refiriéndose a la humedad ambiental, indica que en una atmósfera seca se produce un aumento de transpiración y las estacas pueden desecarse, por lo que es necesario contar con alta humedad relativa entre 95 a 100 % (Oosting 1951).

2.5 Hormonas reguladoras de crecimiento

2.5.1 Hormonas vegetales

Las hormonas se pueden definir como sustancias orgánicas que, producidas en una parte u órgano de la planta, se trasladan a otro y, en muy bajas concentraciones inducen efectos fisiológicos definidos. Esta definición incluye todos los requisitos que una sustancia orgánica debe reunir para ser considerada una hormona: que se origine en el organismo; que generalmente se traslade del sitio de síntesis o liberación al sitio de acción; que actúe en muy pequeñas dosis; que induzca o afecte procesos fisiológicos definidos.

En general todas las partes de la planta en activo crecimiento son centros de producción hormonal, como los ápices meristemáticos radicales y caulinares, los meristemas secundarios, las hojas, las flores y los frutos en crecimiento; también las zonas de regeneración inducidas por heridas o lesiones, los tumores, etc.

Las plantas además sintetizan inhibidores: sustancias que inhiben o retardan el crecimiento, oponiéndose directa o indirectamente, y en forma total o parcial, a la acción de las hormonas. Por otra parte también se incluyen como factores de crecimiento y diferenciación a las vitaminas y otras sustancias denominadas co-factores (actúan como coenzimas), como por ej.: Tiamina, ácido nicotínico, piridoxina.

Desde el punto de vista hormonal se puede definir el crecimiento y desarrollo como fenómenos fundamentales integrados por múltiples procesos vitales ordenados en cierta secuencia y regidos por un complejo hormonal.

Las hormonas mejor conocidas por sus efectos y acción fisiológica, pertenecen a cincogrupos: auxinas, giberilinas, citocininas, ácido abscísico y etileno (Lallana 2003).

2.5.2 Características de las auxinas

Las auxinas, citocininas y particularmente las giberilinas, influyen sobre el inicio de formación de raíces, las auxinas AIB y ANA son las de mayor importancia, el propósito de tratar estacas con reguladores de crecimiento tipo auxina, es aumentar el porcentaje de estacas que formen raíces, acelerar la formación de las mismas, y a la vez aumentar el número y calidad de la raíces formadas. Así mismo, recomiendan sumergir en solución concentrada de auxinas, la base de la estaca por aproximadamente 5 segundos en soluciones de 500 a 10 000 ppm. Mientras que Urbano (2001), manifiesta que se obtiene una mejora en el porcentaje de arraigos con un tratamiento en soluciones de Ácido Indol Butírico, en concentraciones de 500, 1000 y 2000 ppm. Este tratamiento se efectúa por remojo instantáneo de 30 segundos, de la base de las estacas (Hartmann y Kester 1975).

Azcón – Bieto y Talón (2000), manifiestan que las respuestas que se producen tras la aplicación de auxinas a las plantas dependen de la concentración de la hormona así como en tipo de órgano tratado, así, cada órgano presenta una sensibilidad diferente frente a la auxina; es decir que las raíces son más sensibles que las yemas, y estas más sensibles que los tallos. En tal sentido el tratamiento con una disolución de 10^{-8} M de auxina producirá un crecimiento máximo en las yemas y una ligera estimulación en los tallos, mientras que el crecimiento de las raíces estaría fuertemente inhibido. La sensibilidad de un tejido u órgano puede variar con la edad y las condiciones ambientales.

Lallana (2003), afirma que las auxinas regulan una gran cantidad de funciones fisiológicas, como: mitosis (cariocinesis), alargamiento celular, formación de raíces

adventicias, dominancia apical, gravitropismo, abscisión, diferenciación de xilema, regeneración de tejido vascular en tejidos dañados.

Se encuentran en pequeñas cantidades en las plantas, con mayores concentraciones en los meristemas caulinares, laterales, yemas en actividad, órganos en activo crecimiento. Se debe tener en cuenta que la aplicación de una auxina sobre una planta normal no estimula su elongación, dado que el nivel interno existente es óptimo.

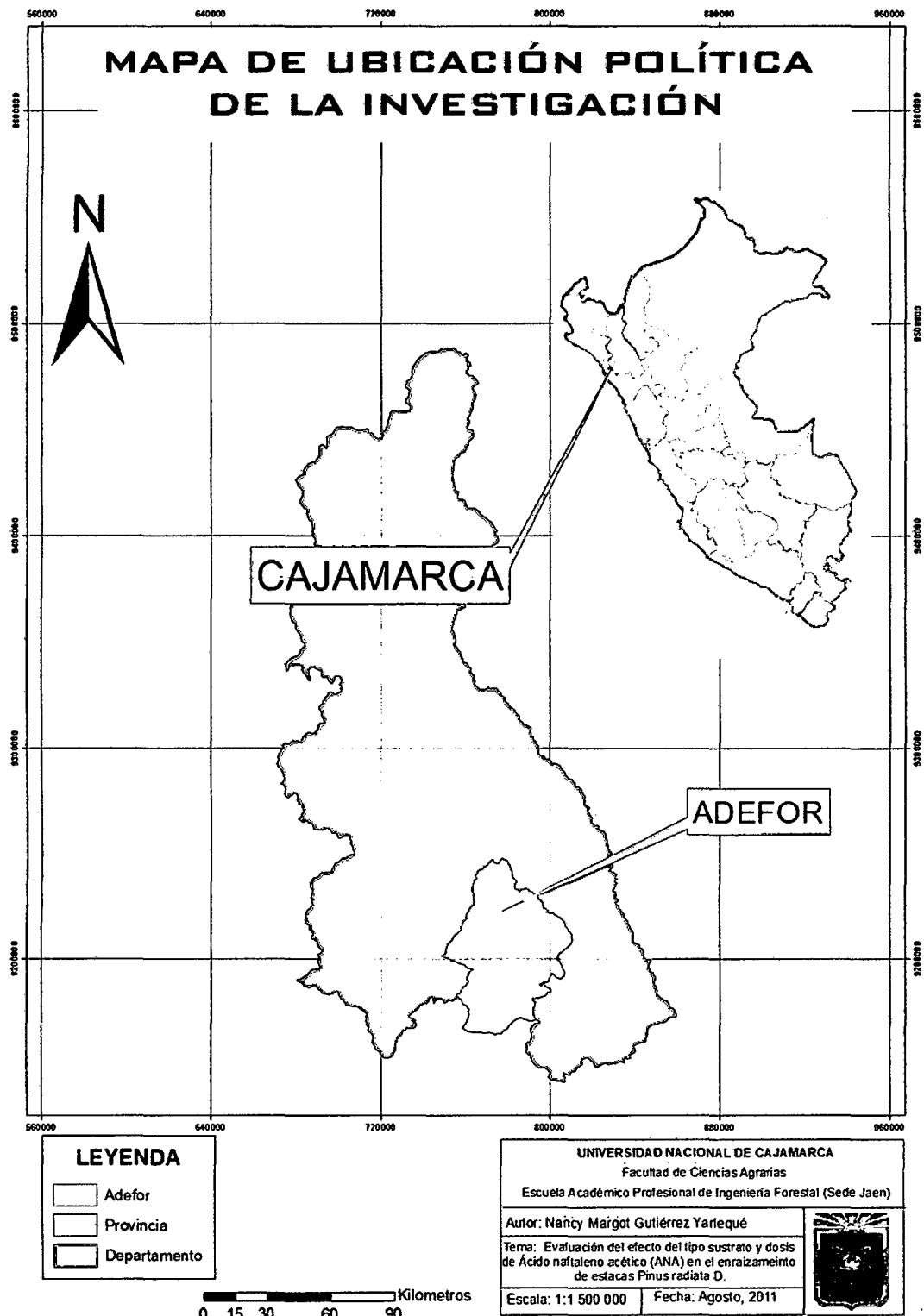
Según Bidwel (1979), menciona que en cuanto a los receptores y sitios de enlace de las auxinas se ha demostrado que en coleoptilos de maíz, se localizan en las membranas del retículo endoplasmático rugoso, donde podría facilitar la transferencia de iones de hidrogeno. Actuando así las auxinas también podrían afectar la disponibilidad de proteínas secretoras para la formación de la pared celular por el sistema retículo endoplasmático- aparato de Golgi. Aun sin saber exactamente como ejerce la auxina sus efectos, esta debe formar un complejo o reaccionar de algún modo con algún complejo celular para modificar la actividad química de la célula.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del experimento

La presente investigación se realizó en el Invernadero, perteneciente a la dirección de investigación de la Asociación Civil para la Investigación y Desarrollo Forestal (ADEFOR), ubicado en el Fundo Tartar a la altura del km³ de la carretera Cajamarca-aeropuerto, a una altitud de 2 676 msnm, con una temperatura promedio anual de 15,5 °C, humedad relativa promedio anual de 51% y precipitación de 496,6 mm/año. Geográficamente está ubicado en las coordenadas 7°08' de Latitud Sur y 78°29' de Longitud Oeste (ADEFOR 1998). Como se observa en la figura 4 de ubicación de la investigación.

Figura 4. Mapa de ubicación política de la investigación



3.2 Ubicación del Huerto semillero clonal de *Pinus radiata*:

Está ubicado en el Fundo San Antonio, distrito de los baños del Inca, Provincia y Departamento de Cajamarca, a una altitud de 2671 msnm.

Geográficamente se encuentra a 7° 08 de Latitud Sur, 78° 20 de Longitud Oeste, con una temperatura promedio anual de 16.01 °C, humedad relativa promedio anual de 48.92%, y una precipitación de 67710 mm/año.

El suelo presenta una topografía plana, situado cerca de la margen izquierda del río Chonta.

Figura 5: Huerto semillero Clonal de *Pinus radiata* D.



3.3 Condiciones ambientales durante el experimento

3.3.1 Condiciones en el ambiente exterior

Se obtuvieron los datos de la página de SENAMHI, 2011 de la estación meteorológica ubicada en la Universidad Nacional de Cajamarca, de temperaturas máximas, mínimas y humedad relativa en el ambiente exterior, desde la fase de instalación de estacas hasta la fase de enraizamiento por un periodo de 9 meses.

En los datos mostrados en el cuadro 1 y gráfico 1, la temperatura máxima se encuentra en un promedio de 20.2 °C y la temperatura mínima se encuentra en un promedio de 8.7 °C. La humedad relativa fluctúa de 56.2% a 79.9%, presentándose la máxima en los meses de diciembre 2011 hasta abril 2012 y la mínima en agosto a noviembre.

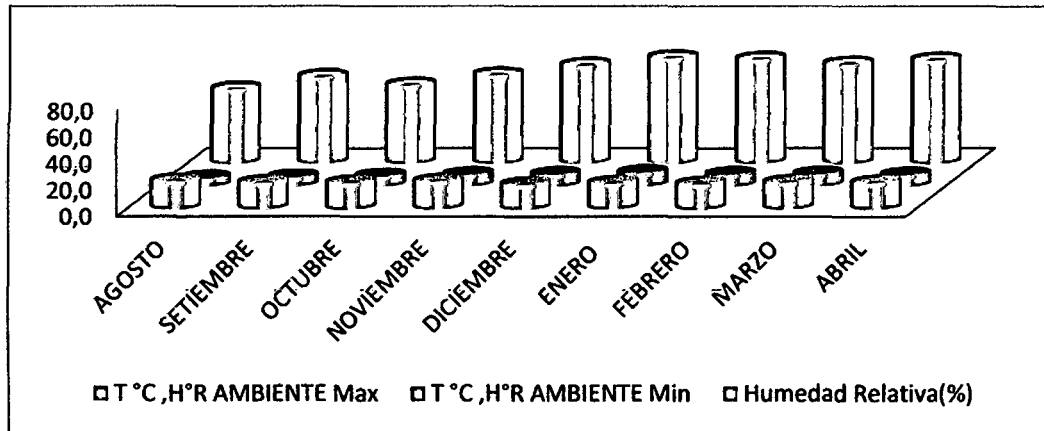
Según los datos obtenidos de la Estación Meteorológica de la Universidad Nacional de Cajamarca, el promedio de temperatura entre agosto del 2011 y abril del 2012, muestra picos de temperatura de valores entre 19 °C y 21 °C, como vemos en el gráfico 1.

Cuadro 1. Temperaturas máximas, mínimas y humedad relativa del área de estudio, año 2011 y 2012

AÑO	Mes	Max	Min	Humedad Relativa (%)
2011	AGOSTO	21.4	6.4	56.2
	SETIEMBRE	20.2	7.1	65.3
	OCTUBRE	20.3	8.0	59.3
	NOVIEMBRE	21.3	9.1	66.8
	DICIEMBRE	19.0	9.5	74.3
2012	ENERO	19.8	10.5	79.9
	FEBRERO	19.4	9.4	78.8
	MARZO	20.4	9.4	75.2
	ABRIL	20.2	9.0	78.2

Fuente: Estación Meteorológica Universidad Nacional de Cajamarca

Gráfico 1. Datos de temperatura máxima, mínima y H° Relativa de la Estación Meteorológica UNC



Fuente: Elaboración propia

3.3.2 Condiciones ambientales en Invernadero

Se realizaron registros de temperaturas máximas y mínimas en el invernadero, desde la fase de instalación de estacas hasta la fase de enraizamiento por un periodo de 9 meses. La temperatura fue monitoreada con un termómetro biescalar que registra temperaturas máximas y mínimas.

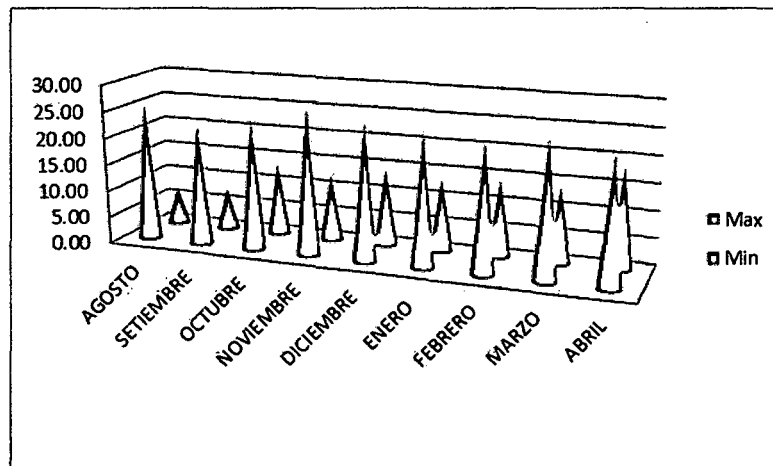
En los datos mostrados en el cuadro 2 y gráfico 2, observamos la temperatura máxima en un promedio de 24.6 °C y la temperatura mínima se encuentra en un promedio de 12.9 °C. Según los datos obtenidos en el invernadero de ADEFOR, el promedio de temperatura entre agosto del 2011 y abril del 2012, muestra picos de temperatura de valores máximos entre 22.38 °C y 26.96 °C en los meses de Agosto– Abril.

Cuadro 2. Temperaturas máximas, mínimas; tomadas en el Invernadero

AÑO	MES	Temperatura °C	
		Max	Min
2011	AGOSTO	26.05	7.055
	SETIEMBRE	22.38	7.95
	OCTUBRE	24.46	13.57
	NOVIEMBRE	26.92	12.39
	DICIEMBRE	25.48	14.56
2012	ENERO	23.80	13.52
	FEBRERO	23.74	14.33
	MARZO	25.15	14.05
	ABRIL	23.16	18.55

Fuente: Elaboración propia de datos tomados en el Invernadero

Gráfico 2. Datos de temperatura máxima, mínima Tomadas en el invernadero



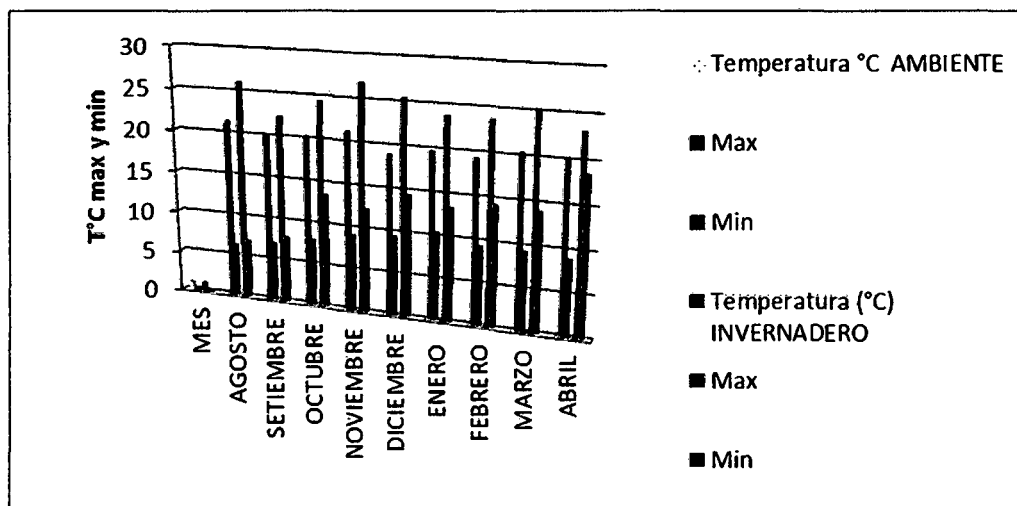
Fuente: Elaboración propia

3.3.3 Diferencias de temperaturas en el ambiente Exterior e Invernadero

En los datos mostrados en el gráfico 3, observamos el incremento de la temperatura máxima promedio aumenta de 4 °C en el invernadero, así mismo la temperatura mínima promedio aumenta en 4.2 °C, con relación a la

temperaturas máximas y mínimas de la estación meteorológica ubicada en la Universidad Nacional de Cajamarca cercana a la Asociación civil para la investigación y desarrollo forestal – ADEFOR.

Gráfico 3. Diferencias de temperaturas en el ambiente exterior e Invernadero



Fuente: Datos Senamhi - Datos tomados de Invernadero

3.4 Material y equipos

Material experimental

- ❖ Estacas aéreas recolectadas de árboles plus adultos de campo y hormona de enraizamiento (Ácido Naftaleno Acético-ANA).

Material de invernadero

- ❖ Sustrato: piedra gravilla, gravilla fina de 3 a 5 mm diámetro y arena de cerro.
- ❖ Termómetros de máxima y mínima
- ❖ Regaderas, tijeras de podar, mochila de fumigar, baldes, fuentes, cajas de tecnopor y papel periódico.

Material de laboratorio

- ❖ Equipos: refrigeradora (Electrolux), agitador magnético (Cimarec 2), destilador de agua (Kotterman), balanza analítica (AA-250).

- ❖ **Materiales:** Erlenmeyer Pyrex de 250, 500 y 1000 ml, placas petri ,vaso de precipitación, Pyrex de 9 cm de diámetro, pipetas de 10 ml, probetas Pyrex de 100, papel aluminio, pinzas, alcohol de 96°, guardapolvos, y etiquetas.
- ❖ **Productos químicos:**
 - Fungicida (Attack)
 - Insecticida (Tiodan)
 - Abono foliar (Growmore)
 - Formol
 - Benlathe y Pharmate

3.5 Metodología

a. Factores y tratamiento en estudio

Factor T: Tipo de sustrato

Niveles: t_0 = Gravilla

t_1 = Arena

Factor D: Dosis de hormona (ANA)

Niveles: d_0 = 0 ppm ANA (testigo)

d_1 = 1000 ppm ANA

d_2 = 2000 ppm ANA

d_3 = 3000 ppm ANA

Cuadro 3. Tratamientos en estudio resultado de la combinación de los niveles

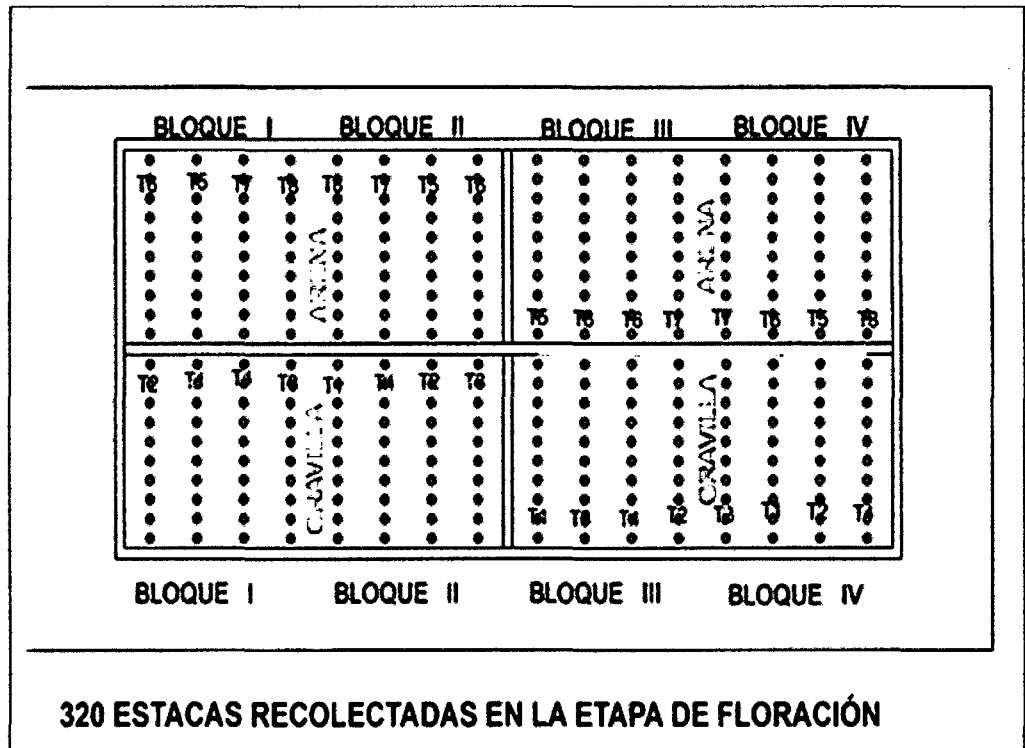
Tratamiento		Descripción
N°	Clave	
1	t ₀ d ₀	Gravilla + 0 ppm ANA (testigo)
2	t ₀ d ₁	Gravilla + 1000 ppm ANA
3	t ₀ d ₂	Gravilla + 2000 ppm ANA
4	t ₀ d ₃	Gravilla + 3000 ppm ANA
5	t ₁ d ₀	Arena + 0 ppm ANA (testigo)
6	t ₁ d ₁	Arena + 1000 ppm ANA
7	t ₁ d ₂	Arena + 2000 ppm ANA
8	t ₁ d ₃	Arena + 3000 ppm ANA

Fuente: Elaboración propia

Diseño experimental

Se utilizó el arreglo Factorial 2T x 4D, en un **Diseño Completamente al Azar (DCA)**, con 08 tratamientos y 4 repeticiones por tratamiento, disponiendo 10 sub-unidades (estacas) para cada tratamiento. En el diseño se muestra la distribución de los tratamientos en sus correspondientes bloques en las camas del invernadero.

Figura 6. Croquis del trabajo experimental



Fuente: Elaboración propia

3.5 Conducción del pre - ensayo

Para la realización de la investigación se efectuaron 3 ensayos, el primer ensayo se realizó el 18 de enero del 2011, en este pre ensayo, al final del mes se mostraron (180) estacas con problemas de marchitez y pudrición, al final del segundo mes (febrero), se presentó mortandad de las 140 estacas restantes.

Como antecedente al primer ensayo, se efectuó un segundo ensayo en el mes de marzo, realizando las evaluaciones hasta el mes de julio, donde no se obtuvo mejores resultados, es decir no logramos ninguna estaca enraizada, presentando los problemas descritos del primer ensayo, luego de los 3 meses de instalado el ensayo.

Posteriormente luego de realizar el tercer y último ensayo, en el mes de agosto, mejorando el manejo del ensayo en cuanto a los riegos, control de plagas,

aplicación del abono foliar, cambio de sustrato arena ya que el sustrato data de hace 20 años, colocado en este nuevo sustrato se sembraron las estacas de *Pinus radiata* aplicando la metodología propuesta para la presente investigación.

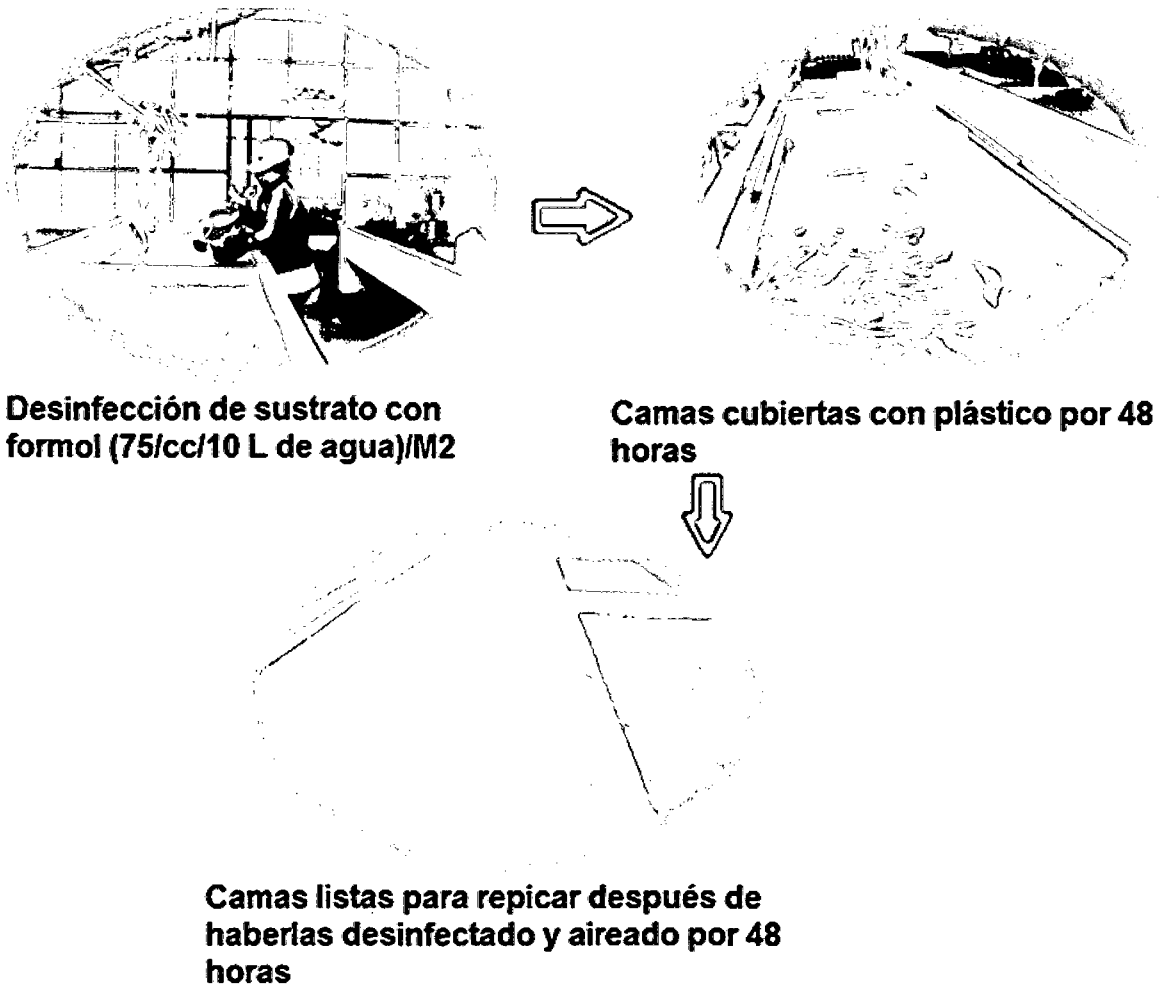
3.5.1 Preparación de sustrato en las camas de enraizamiento

Sustrato gravilla: Primero se colocó una capa de 5 cm de profundidad con piedra gravilla gruesa, encima 5 cm más de gravilla menos gruesa, encima se colocó 10 cm de gravilla fina de 3-5 mm de diámetro.

Sustrato arena: Primero se colocó una capa de 5 cm de profundidad con piedra gravilla gruesa, encima 5 cm de gravilla fina de 3-5 mm de diámetro, encima se colocó 10 cm de arena fina de cerro.

Desinfección de sustrato. Se aplicó una solución de 75 cc de formol / 10 litros de agua sobre cada m² de sustrato, procediéndose a tapar con plástico por 2 días ,luego se destapó las camas y se removió el sustrato dejándolo por 48 horas descubierto para su aireación, procediendo después a nivelar el sustrato, quedando listo para repicar las estacas (Figura 6).

Figura 7. Procedimiento para la desinfección de sustrato



3.5.2 Preparación de la hormona de enraizamiento

Solución 1000 ppm: 250ml de alcohol a 96° por 0.25 gramos de ANA.

Solución 2000 ppm: 250ml de alcohol a 96° por 0.50 gramos de ANA.

Solución 3000 ppm: 250ml de alcohol a 96° por 0.75 gramos de ANA.

Luego de preparar las soluciones, cada una de ellas fueron llevadas al agitador electrónico hasta que se disuelva el ácido naftalenacetico (ANA), llevando finalmente al refrigerador.

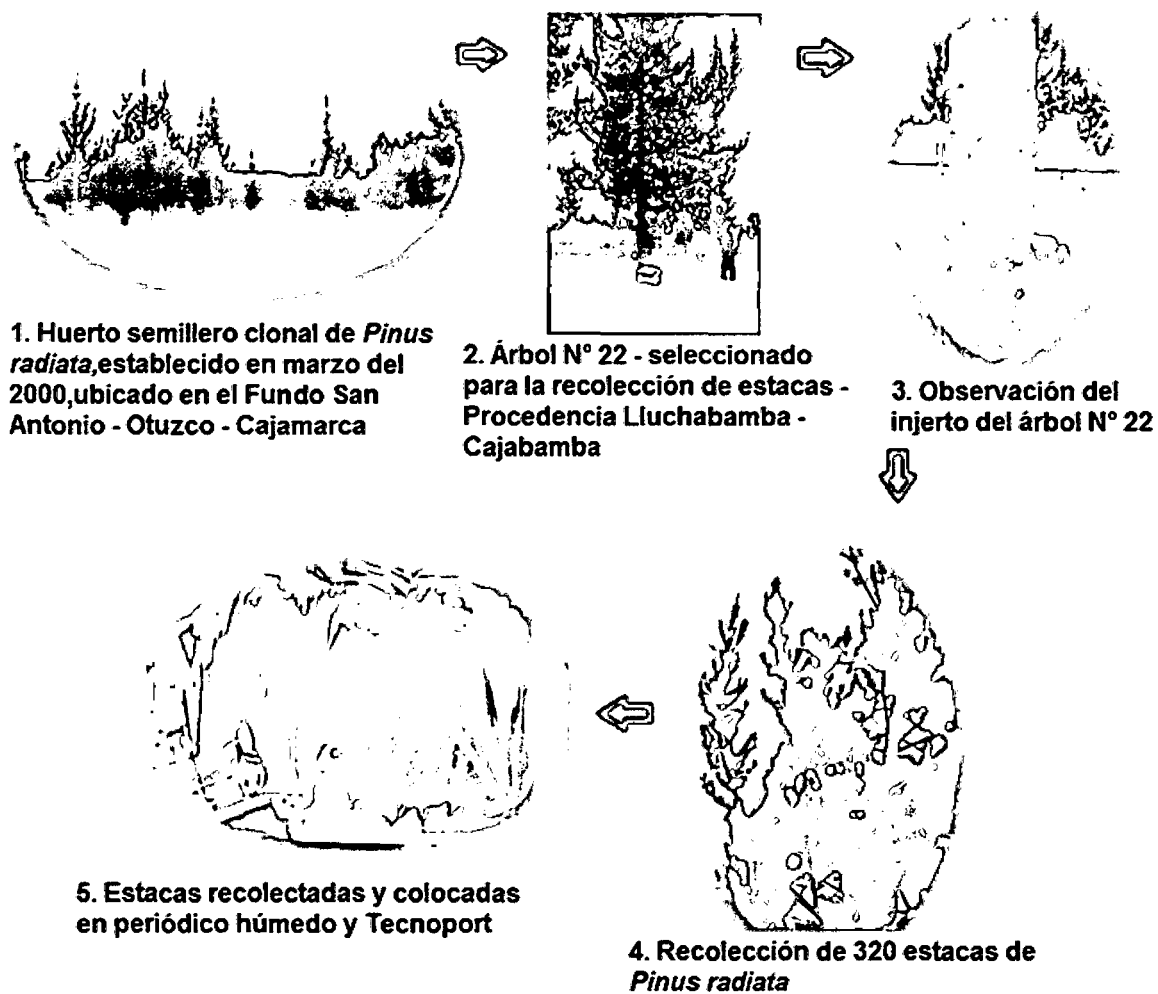


Foto 2. Preparación de hormona de enraizamiento

3.5.3 Recolección de estacas

La recolección de estacas se realizó del huerto semillero clonal de *Pinus radiata* D. (Fundo San Antonio) elegido debido a la calidad genética de sus árboles ya que dichos árboles provienen de semilla seleccionada de las plantaciones instaladas de los diversos programas de reforestación. En primer lugar se identificó el árbol con mejores características fenotípicas (**árbol 22, planta madre ubicada en el bloque VIII**) de procedencia LLuchubamba-Cajabamba; procediendo luego a recolectar con tijeras de podar, las estacas aéreas de 15 cm de largo por 0.5 a 1 cm de diámetro aproximadamente, de los árboles plus adultos del huerto semillero clonal las estacas recolectadas se depositaron en las cajas de tecnopor con papel periódico húmedo, para evitar la deshidratación (Figura 8).

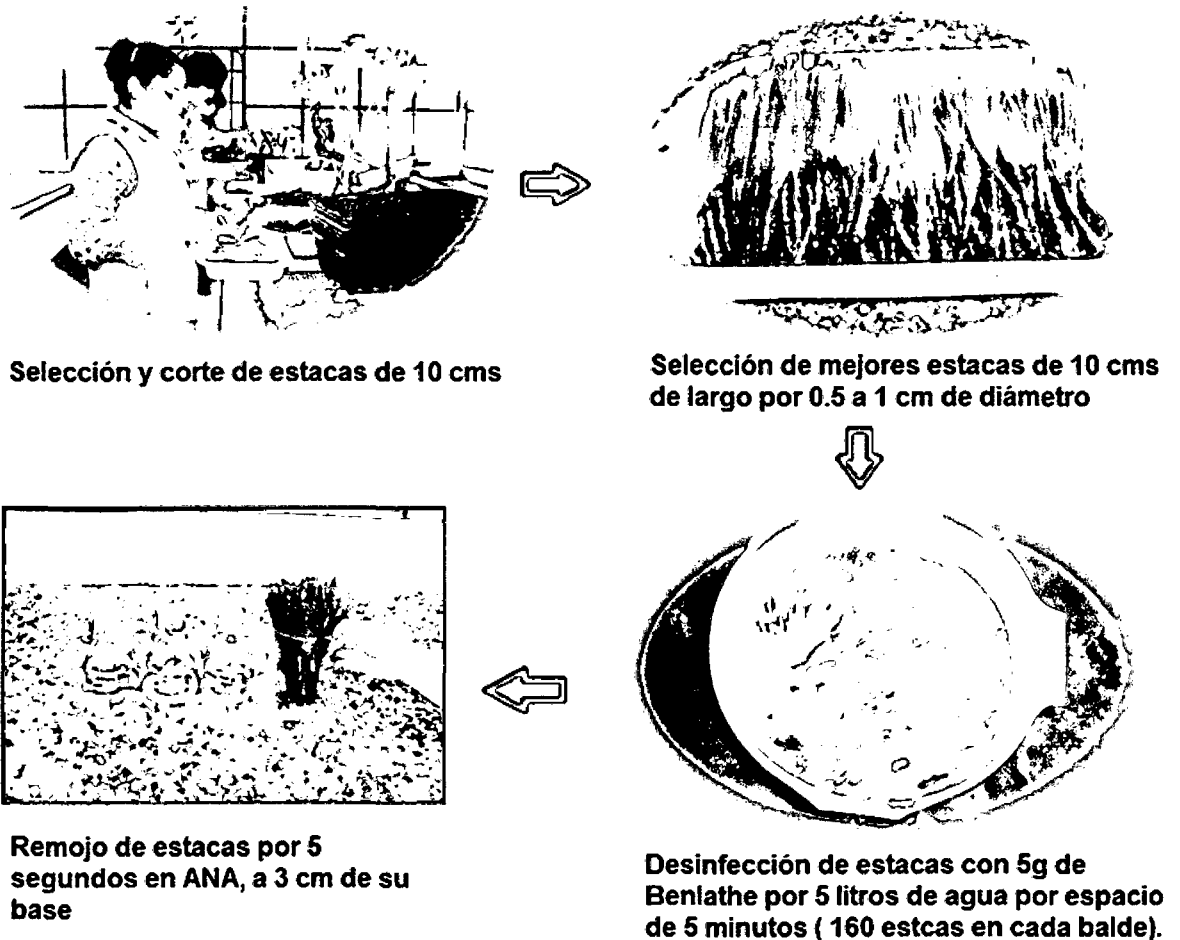
Figura 8. Procedimiento en la preparación del material vegetativo



3.5.4 Corte, selección, desinfección y remojo de las estacas en ANA

Se procedió a cortar con una tijera de podar las estacas a 10 cm de largo, seleccionando en esta misma etapa las mejores estacas, para luego sumergir 160 estacas en una solución de 5g de Pharmathe por 5 litros de agua por 5 minutos, realizando el mismo procedimiento para las otras 160 estacas, procediendo finalmente a depositar 10 cc de ANA en un vaso de 100 cc, remojando en esta solución el material vegetativo a 3 cm de su base (Figura 9).

Figura 9. Procedimiento en el Corte, selección, desinfección y remojo de las estacas en ANA



3.5.5 Repique de estacas en el sustrato

Se colocaron en posición vertical a 5 cm de profundidad dentro del sustrato, utilizando por tratamiento 10 estacas con 4 repeticiones, distanciadas a 0.26 cm entre hileras (tratamiento) y a 8.8 cm entre estacas (figura 6 y 10).

Figura 10. Repique de estacas en el sustrato



Repique de 320 estacas de *Pinus radiata* D.Don, en gravilla y arena, en sus respectivos tratamientos.

3.5.6 Conducción del experimento

Riegos del experimento en gravilla, durante los primeros 39 días después de haber instalado el experimento se regó dejando un día el material vegetativo, observando en esa etapa del riego, las estacas de un color amarillo, por la cual a partir de los 40 días se decidió, regar dejando 2 días, debido a que las camas de cemento retenían la humedad.

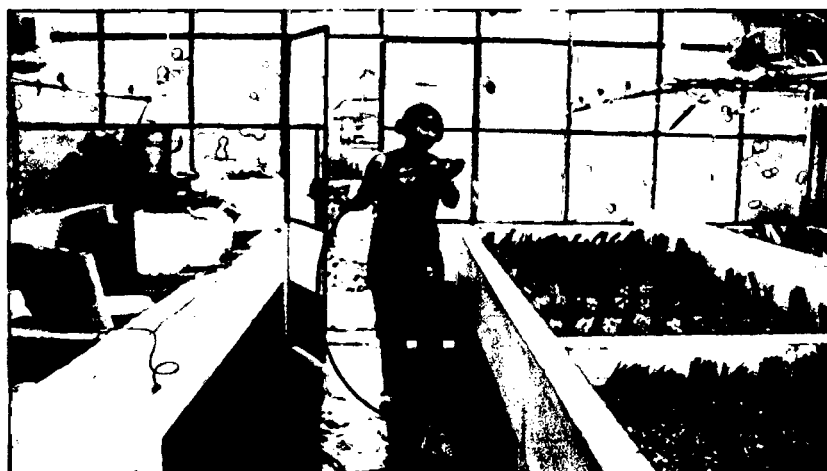


Foto 3. Aplicación de riegos en gravilla y arena

Riegos del experimento en arena, durante los 39 días de instalado el experimento se regó cada cuatro días el material vegetativo, observando en esa etapa del riego, un porcentaje de estacas de un color amarillo, presencia de insectos (colémbolos), por la cual a partir de los 40 días se retira las frecuencias de riego de 4 a 15, para lograr una adecuada capacidad de campo, para evitar la invasión de colémbolos ya que estos tienen presencia en sustrato con excesiva humedad. Al respecto la Revista forestal de Costa Rica 2005, dice que el riego en el invernadero debe ser preferiblemente nebulizado y automático. Si se trabaja con sustrato arena, un programa de riego adecuado debe mojar unas tres veces al día, con una duración de un minuto cada vez. En días muy soleados, calurosos o ventosos, el riego deberá aumentar su frecuencia (máximo 5 veces al día). En los días lluviosos y con una alta humedad relativa, el riego debe disminuir su frecuencia a una vez al día o a más días. Con esto se busca eliminar un exceso de humedad en el medio de enraizamiento.

Nebulización manual del experimento: se realizó el riego del piso del invernadero, con abundante agua provista de una manguera, en horas donde las temperaturas llegaban de 23 °C a 27 °C, se efectuó este procedimiento debido a que el invernadero de ADEFOR cuenta con el sistema de nebulización malogrado.

Remoción del sustrato; se realizó alrededor de las estacas con la finalidad de ayudar una mejor circulación del agua, para evitar la excesiva humedad en el sustrato. El procedimiento se realizó 3 veces al mes luego de un mes de haberlo instalado el experimento.

Aplicación de abono foliar, se aplicó growmore en 2.5 g/litro de agua sobre las 320 estacas cada 8 días.

El control fitosanitario, se aplicó cada 8 días, Pharmate 1g/litro, después de haberlo instalado el experimento. A pesar que se aplicó Pharmate y se retiró las

frecuencias de riego, la presencia de insectos continuaba, optando por realizar el control fitosanitario a los tres meses de instalado el experimento, con el fungicida **ATTACK** (2.0 g/litro de agua) y con el insecticida agrícola **TIODAN** (2.5 g/litro). Dichos productos químicos fueron agregados en una mochila fumigadora con capacidad de 15 litros, procediendo a fumigar las camas del invernadero. Dejando el invernadero herméticamente cerrado por dos días, sin permitir el ingreso de personas al invernadero. Procediendo al tercer día a remover el sustrato para lograr una aireación del mismo.

Cuadro 4. Descripción de insecticida TIODAN y fungicida ATTACK

Nombre	Tipo de Producto	Ingrediente activo	Nombre químico	Concentración	Fórmula química
Thiodan 50 WP	Insecticida, polvo mojable (WP)	Endosulfan	Sulfito de 1,2,3,4,7,7-hexacloro biciclo (2,2,1)-2-hepteno-5,6-bis-oximetileno	48,25 % p/p.	C ₉ H ₆ Cl ₆ O ₃ S
ATTACK K	Fungicida polvo mojable (WP)	Cymaxonil Mancozeb Aditivos	Cymaxanil 80g/kg + Mancozeb 640 g/kg WP	8%p/p 64% p/p c.s.p. 1kg	C ₄ H ₆ MnN ₂ S 4x(Zn)y C ₇ H ₁₀ N ₄ O ₃

Fuente: Elaboración propia

3.5.7 Evaluación del ensayo

Las evaluaciones se realizaron en el tercer mes hasta el séptimo, se extrajeron las estacas del sustrato, con mucho cuidado, contabilizando el número de estacas con raíces, número de raíces, longitud de la raíz más grande, así como el número y tamaño de brotes, por tratamiento.

Las observaciones a las estacas como parte del experimento, se realizaron cada 3 días, donde se observaron: color de las estacas, presencia de insectos u otros.

Primera evaluación: En los primeros meses se procedieron a observar las estacas sin extraerlas del sustrato, observando el estado, color, así mismo se observó la humedad del sustrato y pudrición de estacas.

Segunda evaluación: El tercer mes se extrajeron las estacas para evaluar la formación de callos y formación de raíces en las estacas.

Tercera evaluación: En esta etapa se evaluó las variables anteriores y la evaluación de problemas fitosanitarios, número de raíces promedio por estaca y por tratamiento, longitud promedio de raíces por estacas y por tratamiento.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Al término de la conducción, evaluación y análisis de las observaciones del presente experimento se ha obtenido los siguientes resultados:

Tabla 1. Promedios por parcela de esquejes enraizados en invernadero de *Pinus radiata* (Datos originales)

Sustrato :	t ₀ = Gravilla				t ₁ = Arena				Total
Dosis :	d ₀	d ₁	d ₂	d ₃	d ₀	d ₁	d ₂	d ₃	
	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1	0.0	
	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	
	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1	0.0	
	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1	0.0	
Y _{ij}	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.3	0.0	0.3
S=Y _{i..}	Y _{0.} = 0				Y _{1.} = 0.3				0.3
D=y.j.	Y _{.0.} = 0.0		Y _{.1.} = 0		Y _{.2.} = 0.3		Y _{.3.} = 0		0.3

Tabla 2. Promedios por parcela de esquejes enraizados en invernadero de *Pinus radiata* [Datos transformados con $Y = (X + 1)^{1/2}$]

Sustrato :	t ₀ = Gravilla				t ₁ = Arena				Total
Dosis :	d ₀	d ₁	d ₂	d ₃	d ₀	d ₁	d ₂	d ₃	
	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.05	1.00	
	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	
	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.05	1.00	
	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.05	1.00	
Y _{ij}	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00	4.2	0.0	10.15
S = Y _{i.}	Y _{0.} = 4.00				Y _{1.} = 6.15				10.15
D = y.j.	Y _{.0.} = 2.00		Y _{.1.} = 2.00		Y _{.2.} = 5.15		Y _{.3.} = 1.00		10.15

Tabla 3. Análisis de variancia (ANVA) para los esquejes enraizados en invernadero de Pinus radiata

[Datos transformados con $Y = (X + 1)^{1/2}$]

Fuentes de Variabilidad	Grados de Libertad	Sumas de Cuadrados	Cuadrados Medios	F cal	F tabular	
					0,05	0,01
Tratamientos	7	0.00492	0.00070	9.00	2.43	3.50
Sustrato (S)	1	0.00070	0.00070	9.00	4.26	7.32
Dosis (D)	3	0.00211	0.00070	9.00	3.01	4.72
S x D	3	0.00211	0.00070	9.00	3.01	4.72
Error	24	0.00188	0.00008			
Total	31	0.00680	-	-	-	-

C.V. = 0.88%

Tabla 4. Análisis de variancia (ANVA) para los efectos simples de los factores en estudio

Fuentes de Variabilidad	Grados de Libertad	Sumas de Cuadrados	Cuadrados medios	F cal	F tabular 0,05 0,01
Efectos simples - factor S	1	0.000	0.000	0.00 NS	4.26 7.32
Entre S en d ₁	1	0.000	0.000	0.00 NS	4.26 7.32
Entre S en d ₂	1	0.003	0.003	9.00 **	4.26 7.32
Entre S en d ₃	1	0.000	0.000	0.00 NS	4.26 7.32
Entre S en d ₄					
Efectos simples - factor D	3	0.000	0.000	0.0 NS	3.01 4.72
Entre D en t ₁	3	0.004	0.001	9.00 **	3.01 4.72
Entre D en t ₂					
Error	24	0.00188	0.00008	-	-

Tabla 5. Prueba de significación de Duncan al 5% de probabilidades para el efecto del Sustrato (S) en el número de esquejes enraizados [Datos transformados con $Y = (X + 1)^{1/2}$]

Orden de Mérito	Sustrato (clave)	N° Esquejes prom./parcela	Significación
I	t ₂	1.009	A
II	t ₁	1.000	B

Tabla 6. Prueba de significación de Duncan al 5% de probabilidades para el efecto de la Dosis (D) en el número de esquejes enraizados

Orden de Mérito	Dosis (clave)	N° Esquejes prom./parcela	Significación
I	d ₃	1.019	A
II	d ₂	1.000	B
III	d ₁	1.000	B
IV	d ₄	1.000	B

Tabla 7. Prueba de significación de Duncan al 5% de probabilidades para el efecto de la interacción (S x D) en el número de esquejes enraizados

Orden de Mérito	Tratamiento (clave)	N° esquejes prom./parcela	Significación
I	T7	1.038	A
II	T2	1.000	B
III	T1	1.000	B
IV	T4	1.000	B
V	T5	1.000	B

VI	T6	1.000	B
VII	T3	1.000	B
VIII	T8	1.000	B

Gráfico 4. N° esquejes promedio de *Pinus radiata* en función del tipo de sustrato (S)

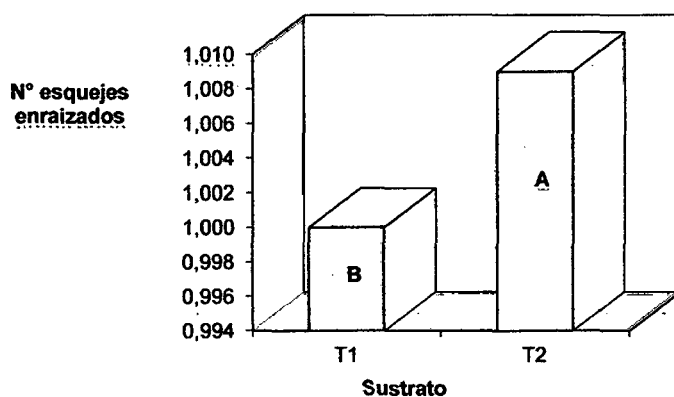


Gráfico 5. N° esquejes promedio de *Pinus radiata* en función a la dosis de hormona (D)

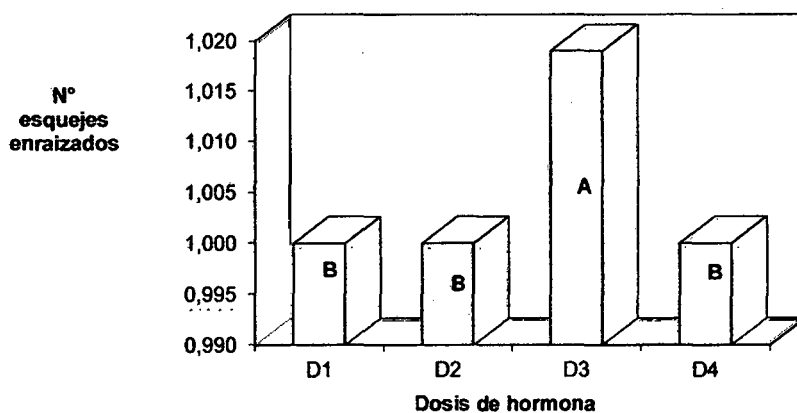
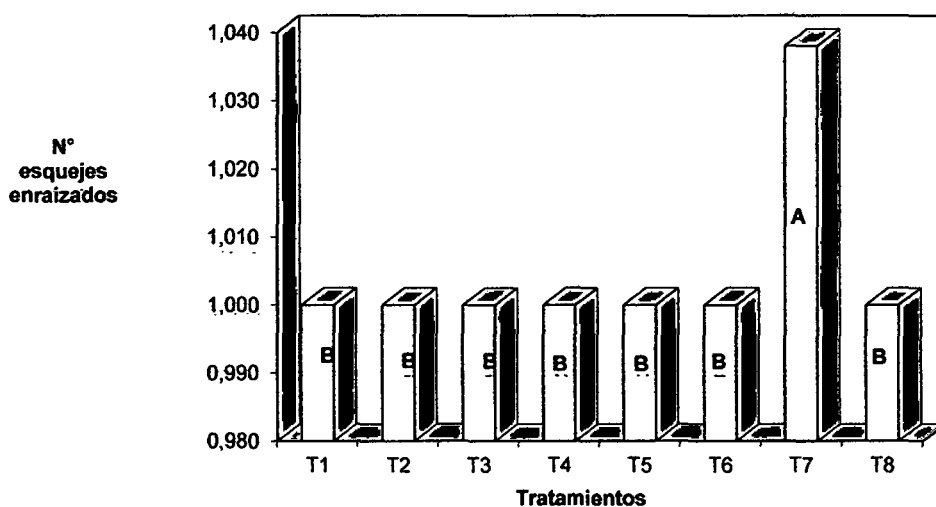


Gráfico 6. N° esquejes promedio de *Pinus radiata* en función del S x D



La tabla 03, muestra una alta significación estadística (**) para las fuentes tratamientos, sustratos, dosis de hormona y la interacción S x D, puesto que las F calculadas superan a las F tabulares a los niveles 0.05 y 0.01 de probabilidades, respectivamente, lo cual indica una clara diferencia entre los tratamientos en estudio, entre los sustratos de gravilla y arena, entre las concentraciones de hormonas y S x D; decimos que los dos factores actúan conjuntamente, es decir que no son independientes; para lo cual se realizará un análisis de efectos simples para cada factor en los niveles del otro factor en estudio.

El coeficiente de variabilidad, **C.V=0.88%**, es bajo, significando que el experimento ha sido conducido eficientemente.

Al realizar el análisis de variancia para los efectos simples de los factores (Tabla 04), se encontró alta significación estadística entre sustrato con la dosis de hormona, ($d_2=2000$ ppm ANA); indicando que el ácido naftaleno acético estimula la aparición de raíces, como es el caso de las raíces adventicias, a concentraciones por debajo y encima de 2000 ppm de ANA; inhiben totalmente la aparición de raíces al menos

para esta especie del *Pinus radiata*, aunque la concentración óptima depende de la especie y el tipo de tejido. Al respecto Vidal 2008, afirma que la concentración de AIB de 1.000 mg L⁻¹ en Berberidopsis corallina mostró los mejores resultados respecto al proceso de rizogénesis con un 90% de enraizamiento. Además encontró el mayor promedio de longitud de raíces en este mismo tratamiento con un promedio de 13,64 cm. El mayor número de raíces se obtuvo en el tratamiento 1.500 mg L⁻¹ con un valor promedio de 38,11 raíces por estaca. Así mismo Tafur 1993, afirma que la mejor concentración de 3000 ppm de ANA e AIB y la combinación de ambas es la mejor concentración para el enraizamiento de *Pinus patula*.

Asimismo existe alta significación estadística entre las dosis de hormona utilizados siempre que los esquejes sean expuestos en arena (t₂) para su enraizamiento, se obtiene la mayor respuesta de enraizamiento en arena debido que este tipo de sustrato es de textura suelta y porosa lo cual ayuda a la circulación del oxígeno y drenaje del agua importantes para el enraizamiento. Al respecto; (Díaz et al., 1991 y 1992; Leakey et al, 1990; Mesén et al., 1992 y 1993; Núñez, 1997); afirman que la arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de especies forestales, incluyendo *A. acuminata* y *C. odorata*.

Realizada la Prueba de significación de Duncan al 5% de probabilidad para el N° de esquejes promedio por parcela enraizados: Fuente tipo de sustrato (T), (Tabla 05, gráfico 4), se deduce que la arena (t₂) es superior estadísticamente a la gravilla, en el enraizamiento de esquejes, pues en comparación con la gravilla (t₁). Esto probablemente está asociada al efecto favorable de la temperatura del sustrato y ambiental del invernadero (Instituto tecnológico forestal de costa Rica 2002).

Realizada la prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el N° de esquejes promedio por parcela enraizados: Fuente dosis de hormona (tabla 06 y gráfico 5), donde claramente se nota que la dosis de hormona que dio el mejor enraizamiento es d₃:2000 ppm ANA, que es superior estadísticamente a las demás dosis (d₂, d₁ y

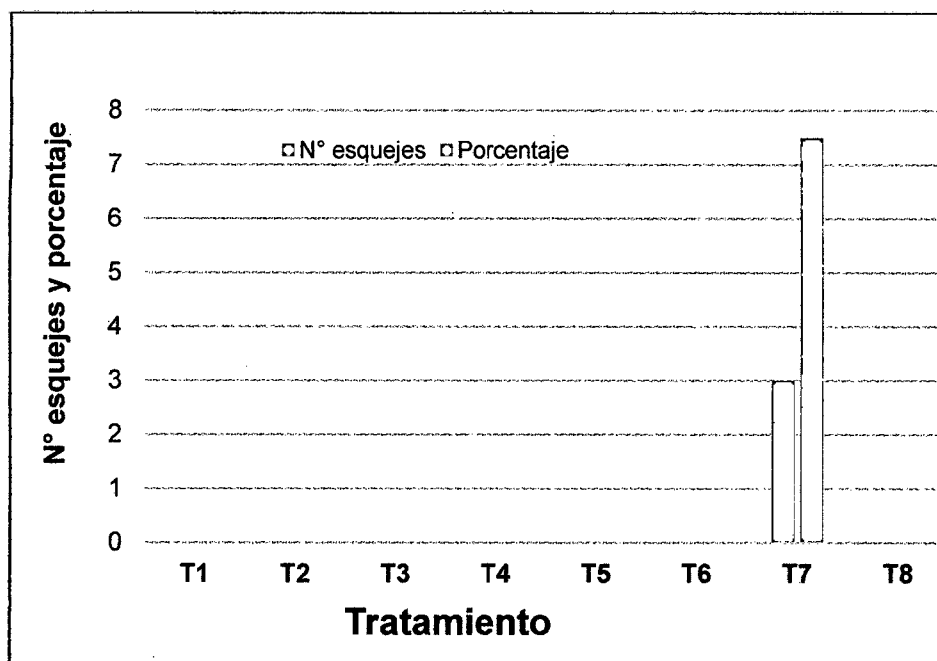
d₄), esto probablemente está asociado a las auxinas endógenas, las que a su vez propician una mayor plasticidad y elongación celular que finalmente se traduce en una mayor tasa de enraizamiento de esquejes. Al respecto Roca y Mroginski (1991), sostienen que las auxinas, estimulan la división y alargamiento celular tanto en yemas existentes como en la emergencia de raíces adventicias. Por su parte Devlin (1976), dice que las auxinas tiene efectos fisiológicos en: el alargamiento celular y en la iniciación radicular. Por lo tanto podemos decir que con valores inferiores o superiores a 2000 ppm de ANA, la respuesta tiende a decrecer, indicando que la concentración hormonal que requiere para enraizar la especie en estudio está alrededor de 2000 ppm.

Las observaciones anteriores quedan verificadas cuando se analiza el efecto de la interacción S x D en el enraizamiento de esquejes (tabla 07 y gráfico 6), este procedimiento estadístico demuestra que el tratamiento T7: arena + 2000 ppm ANA es estadísticamente superior a los demás tratamientos utilizados, pues bajo su acción diferencian los esquejes enraizados con el mayor número promedio por parcela al cabo de 4 meses en invernadero (1.038).

Tabla 8. Número y porcentaje totales de esquejes enraizados por tratamiento

Tratamientos	N° esquejes Enraizados	Porcentaje (%)
T1	0	0
T2	0	0
T3	0	0
T4	0	0
T5	0	0
T6	0	0
T7	3	7.5
T8	0	0
TOTAL	3	

Gráfico 7. Número y porcentaje de esquejes enraizados de *Pinus radiata* por tratamiento



Fuente: Elaboración propia

Los resultados sobre el enraizamiento de los esquejes en total y porcentaje según los tratamientos, se muestran en la tabla 08 y gráfico 7, donde podemos observar que el tratamiento T7 fue el único que enraizó con un 7.5%, estos resultados, en cierta medida nos indica la baja capacidad rizogénica de esta especie, aún más cuando el esqueje se recolectó directamente del árbol semillero del campo que es un tanto difícil de enraizar, no obstante, debemos tener en cuenta las condiciones desfavorables en las cuales se ha conducido el experimento, como la alta temperatura a medio día que llegó alrededor de 26.92 °C, el invernadero no cuenta con riego por nebulización para mantener verde las acículas de los esquejes, el riego se realizó manualmente empleando una regadera de 10 litros, donde se ha observado una saturación de agua tanto a nivel del sustrato como a nivel del área foliar de los esquejes, dando lugar a la proliferación de insectos de la clase Collembola, que fueron identificados en el laboratorio de entomología de la facultad de Agronomía de la Universidad Nacional

de Cajamarca, otras de las causas negativas para el enraizamiento pudo haber sido la temperatura relativamente baja en el fondo del sustrato (10 °C), comparados con los valores recomendados de 12.20 a 22.30 °C (Tafur, 1993).

Por su parte (Forestal Mininco 2006), dice, hemos constatado que la organogénesis de yemas de individuos adultos seleccionados es un proceso dependiente del genotipo y de la edad del árbol donador, existen genotipos a partir de los cuales es imposible conseguir enraizamiento, además, hemos podido observar como las yemas procedentes de los árboles más jóvenes enraízan mucho más rápido que de los árboles más adultos.

Lo dicho anteriormente se corrobora, en este trabajo de investigación, que el experimento fue instalado dos veces consecutivas en el invernadero, donde se obtuvieron resultados de 0% de enraizamiento.

OTRAS CARACTERÍSTICAS EVALUADAS

Tabla 09. Datos promedios de otras características evaluadas en los esquejes de *Pinus radiata* en los tratamientos en estudio

TRAT	CLAVE	ENRAIZAM. (%)	N° RAÍCES POR ESQUEJE	LONGITUD DE RAICES MAYOR	ALTURA PLANTA (cm)	N° BROTOS POR ESQUEJE	TAMAÑO DE BROTOS
T1	t ₀ d ₀	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T2	t ₀ d ₁	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T3	t ₀ d ₂	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T4	t ₀ d ₃	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T5	t ₁ d ₀	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T6	t ₁ d ₁	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T7	t ₁ d ₂	7.50	5.33	14.47	10.05	8.00	1.63
T8	t ₁ d ₃	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

En la tabla 09, se presentan los datos de las diferentes características evaluadas en los esquejes enraizados, correspondientes al tratamiento T7 (t₁d₂: arena+2000 ppm ANA).

Según Bidwell (1979), la actividad de un producto hormonal se mide en función del porcentaje de enraizamiento y del número de raíces formados en cada unidad del material de propagación.

Por su parte Tafur (1993), afirma que la especie *Pinus patula*, obtiene el 8% de enraizamiento de esquejes en invernadero, cuando emplea 2000 ppm ANA.

Se aplicó el abono foliar (Grow more) que tiene una concentración de 10% de nitrógeno, 50% de fósforo y 10% de potasio, elementos que estimulan al crecimiento del tallo debido a que este permite estimular el enraizamiento (Revista Forestal de Costa Rica 2005).

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente estudio y dentro de los lineamientos perseguidos a través del objetivo trazado, se concluye lo siguiente:

Los esquejes de *Pinus radiata* tienen baja capacidad de enraizamiento cuando se recolectan de árboles plus adultos del campo, alcanzando valores de 7.5%.

La época de recolección de estacas influye en el enraizamiento de estacas, siendo la mejor época en el mes de agosto.

El mejor sustrato para enraizamiento de esquejes de *Pinus radiata*, en comparación con la gravilla estadísticamente fue la arena.

Existen diferencias estadísticas entre las dosis de hormona del Ácido naftaleno acético (ANA), obteniéndose el mejor resultado con 2000 ppm.

Los factores en estudio (sustrato y dosis de hormona) no actúan en forma independiente, obteniéndose el mejor resultado por la acción conjunta de la arena + 2000 ppm ANA.

5.2 RECOMENDACIONES

Se **recomienda** continuar investigando en esta fase de enraizamiento, empleando tipos y concentraciones de auxinas (AIB, ANA) en forma individual o con la combinación de ambas, a fin de incrementar el porcentaje de esquejes enraizados. Asimismo seguir investigando con otras especies forestales como *Pinus patula*, *Pinus pseudostrobus* etc., con el objeto de establecer las técnicas adecuadas para la propagación vegetativa de estas especies.

En futuros ensayos se debe tomar la concentración de 2000 ppm de ANA, con el objeto de que nos ayude a investigar otras variables de importancia y que no se han podido priorizar en dicha investigación debido a que significaría extenderse.

Los riegos deben realizarse de acuerdo a los sustratos con los que se está trabajando, manteniendo su capacidad de campo.

Las camas del invernadero en la base debe realizarse la perforación de cuatro hoyos en cada cama, para que no haya retención de humedad.

La remoción de suelo debe efectuarse cada 3 días para facilitar la aireación y evitar la excesiva humedad en el sustrato.

Para la instalación de investigaciones futuras en la propagación de estacas a realizar en el invernadero, se deberá contar con un efectivo sistema de nebulización y así lograr un buen control de la humedad y temperatura.

En la recolección de estacas se debe tener en cuenta la edad del árbol debido a que en la presente tesis se ha logrado demostrar que no tienen buena capacidad rizogenética, es decir se deben considerar arboles de 2 a 3 años de edad.

Para futuras investigaciones se debe tomar en cuenta la utilización de otros sustratos, como tierra agrícola combinada con aserrín, tierra recogida debajo de los árboles de pinos con micorrizas para lograr de esta manera un buen porcentaje de prendimiento de los esquejes.

Repetir el ensayo teniendo en cuenta las recomendaciones ante mencionadas.

VII. BIBLIOGRAFIA

Acosta, S. 1959. Propagación vegetativa de leñosas y forestales. Editorial La Hacienda. 54 p.

Azcón – Bieto, J y Talón, M. 2000. Fundamentos de fisiología vegetal. Primera edición. Barcelona – España. 35 p.

Biblioteca coqcyt. Chile. Catálogo de Colémbolos LIB2.pdf .Visitado 01 de junio 2012. Disponible en <http://biblioteca.coqcyt.gob>.

Bidwell, R. 1990. Fisiología Vegetal. Primera edición. Editorial Calypso. México. 784 Pág.

Catie. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales. (En línea). Costa Rica. Revisado el 10 de junio del 2012.Edición digital.Pág.8 – 29.Disponible en <http://books.google.com.pe>.

Corporación nacional de investigación y fomento forestal. (CONIF).visitado 01 de junio 2012. Disponible en conif.org.

De Vastey, J. 1962. Estudios sobre propagación de especies forestales por estacas. Tesis Mag. Turrialba. Costa Rica. 67 p.

Departamento de Agronomía, Escuela de Ingeniería Agronómica. Revisado el 6 de julio del 2012. Disponible en <http://www.bioline.org.br>

Fernández, M. y Sarmiento M. 2006.Manual de gestión forestal sostenible (en línea). Colette & modo. España. AMÁBAR. Revisado 14 de junio 2012.Disponible en <http://www3.unileon.es/>.

Hartman, H. y Kester, D. 1975. Propagación de plantas, principios y prácticas. México. Editorial Continental. 810 p.

Infojardin. (En línea).España. Revisado el 16 de junio del 2012.Disponible en <http://articulos.infojardin.com/arboles/injertos-de-yema.htm>.

Insectos. Chile. Insectos de chile colémbolos .Revisado 01 de junio 2012.Disponible en <http://www.insectos.cl/curso/curso02.php>.

Ipinza, C. 1998. Mejoramiento Genético Forestal. Huertos Semilleros Clonales. Santafé de Bogotá. Pág.162.Página consultada (37,87-162).

Lallana, V. y Lallana M. 2003. Manual de Prácticas de Fisiología Vegetal. Hormonas vegetales. (En línea). Entre Ríos. Argentina. Revisado 01 de mayo 2012 .Edición digital.Pág.47.Disponible en <http://www.fca.uner.edu.ar>.

Llanos, G. 1952. Propagación de plantas. Bogotá. Colombia. 157 p.

Lyon J.P y Kimuin L.C.F. 1997. El efecto de posición central y los factores genéticos en el arraigamiento de estacas de *Acacia mangium* regroth esquejes de monte bajo. 554- 557 p.

Manuel, V. Maderas .Editorial Lugo. España. Revisado 14 de junio 2012. Disponible en <http://www.maderas.com>.

Materán, M, Vega, M. y Ríos, D. 2008. Reactivación de material vegetal élite de *Pinus radiata* d. Don. Mediante microinjerto in vitro. Edición digital.pág.5. Volumen. 33(1).disponible en <http://www.scielo.org>.

Melchior, G. 1977. Bases y posibilidades del mejoramiento genético de árboles forestales Colombia. Mejoramiento genético de árboles forestales. Bogotá. pag. 28. (Pág. consultada 3).

Mesén, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. Serie Técnica. Manual Técnico No. 30. Turrialba, CR. CATIE. Proyecto de Semillas Forestales-PROSEFOR. 36 p.

Mesén, F; Leakey, R; Newton, A. Propagadores de subirrigación. (En línea). Escocia. Revisado el 10 de enero 2013. Edición digital. Pág. 101 -109. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr>.

Mroginski, L y Roca, W. Establecimiento de cultivo de tejidos vegetales *in vitro*. Revisado el 6 de julio del 2012. Disponible en [http:// books.google.com.pe/Roca+ y+ Mroginski + \(1991\)](http://books.google.com.pe/Roca+y+Mroginski+(1991)).

Murillo, O; Rojas, J; Badilla, Y. 2003. Reforestación Clonal. 2 ed. Cartago, CR. Instituto Tecnológico de Costa Rica. 36 p.

Oosting, H. 1977. Ecología vegetal. Madrid. España. 436 p.

Picard, L. 1988. Estudio de factibilidad de 50 000 has de plantaciones forestales de producción en Cajamarca. Cajamarca. Perú. Pag. 296.

PROSEFOR Turrialba, Centro agronómico tropical de investigación y enseñanza – CATIE Programas de investigación Proyecto de semillas forestales. 1998. (En línea). Costa Rica. Revisado 06 de julio 2012. Edición digital 2 – 34. Disponible en <http://es.scribd.com>.

Quesada, M y Fernández V.2005.Revista Forestal. Actualización de listado de especies arbóreas de uso forestal y otros usos en Costa Rica (En línea). Costa Rica). Revisado enero. 2013. Disponible en <https://www.sfe.go.cr>

Roca. W y Mroginski. L. Establecimiento de un laboratorio de cultivo de tejidos vegetales.Revisado el 6 de julio del 2012.Diponible en [http://books.google.com.pe/Roca+y+Mroginski+\(1991\)](http://books.google.com.pe/Roca+y+Mroginski+(1991)).

Rodríguez. S.Capacidad de enraizamiento en estacas de setos provenientes de tres poblaciones de *Pinus Patula*. Veracruz. México. Revisado el 6 de Julio del 2012. Disponible en <http://cdigital.uv.mx/danielrodriguezsolano.pdf>.

Ruíz R., Vargas. J, Cetina V.M, Villegas A. 2005. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de Gmelina arbórea. Mex. Vol.28 (4): 319-326.

Sánchez, J. 2008. Optimización de la propagación vegetativa por estaquillado de genotipos de interés comercial de *Pinus radiata*. (En línea). Bilbao. España. Revisado 19 de enero. 2011. Disponible en <http://www.secforestales.org>.

Silva .A. 1985. Propagación vegetativa en Pinus sp. Silvicultura 2: 141.

Tafur, V. 1993. Propagación por esquejes de *Pinus patula* Schlech et Cham".Cajamarca.Perú.Pag.14.

Urbano, T. 2001. Tratado de fitotecnia general. Segunda edición. España. 896 p.

Vidal, J.1962. El pino y algunas especies de interés económico. *Pinus radiata*. Primera Edición. México. Unión tipográfica Editorial Hispano Americana. Pág. 233. Página consultada 173.

Wikipedia. Chile. Características generales de los colémbolos. Revisado 01 de junio del 2012. Disponible en Wikipedia.com.pe.

Wikisilva. Aula de silvicultura. (En línea). Pontevedra. Galicia. España. Revisado el 14 de junio 2012. Disponible en <http://silvicultura.wikispaces.com>.

Zobel b.J., Jett J.B. 1995. Genética de la producción de madera. Springer-Verlag, Berlin, 337 p.

Zobel B.J., Talbert J. 1988. Técnicas de Mejoramiento Genético de árboles Forestales. LIMUSA, México D.F., México.

Zobel, B y Talbert, J. 1992. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Propagación vegetativa. Primera reimpresión. Editorial Limusa. México. Pág. 545. (342-367).

ANEXO

Anexo 1: Glosario de términos

Análisis de varianza

Corresponde a un análisis estadístico que estima valores F (Coeficientes de Varianza), para determinar la probabilidad que las diferencias entre poblaciones o tratamientos son demasiados grandes como para ser debidas al azar.

Árbol candidato

Un árbol que ha sido tentativamente seleccionando para la inclusión en un programa de mejoramiento, pero aún no ha sido sancionado o comparado con los árboles del rededor.

Árbol élite

Un árbol que ha demostrado a través de las pruebas de progenie que produce descendencia superior.

Árbol plus

Un árbol sancionado como fenotípicamente superior, pero no probado genéticamente.

Árbol Exótico

Una población no nativa introducida en una nueva área.

Auxina

Hormona vegetal que ocasiona el crecimiento de las plantas por elongación celular.

Bancos clonales

Es un plantío de árboles seleccionados, propagados clonalmente y normalmente diseñado para facilitar el trabajo de mejoramiento.

Bloque

En un estudio de campo arreglado en un diseño en bloques aleatorizados, un bloque es una unidad de terreno que posee al menos una parcela de todas las unidades genéticas (familias, clones, procedencias) plantadas.

Braquiblastos

Tallo con entrenudos cortos y crecimiento limitado característico de las Gimnospermas.

Ciclófisis

Proceso de maduración del meristemo apical.

Citocininas

Son hormonas esenciales en el accionar de varios procesos vinculados al crecimiento y desarrollo de las plantas y relacionados a la acción de varios genes.

Clon

Totalidad de los propágulos que se originan de un Orteto.

1. Propagar una planta asexualmente por injerto, estacas enraizadas, cultivo de tejidos, o semillas apomicticas. Excepto para un nivel extremadamente bajo de mutación, todas las plantas de un clon son genéticamente idénticas.
2. Un grupo de plantas producidas desde estacas, tocones o brotes radiculares, cultivo de tejidos, o algunos otros métodos que producen descendencia genéticamente idéntica a la planta original.

Conservación de Germoplasma

Mantención de la variabilidad de una población.

Diseño de bloques completamente al azar

Es el diseño experimental más común utilizado en pruebas de campo de progenie, procedencia y clonales. Cada grupo genético en la prueba es repetido una vez en cada bloque. Todos los grupos genéticos son arreglados aleatoriamente dentro de un bloque y un nuevo patrón de aleatorización es usado para cada bloque.

Embriogénesis somática

La embriogénesis somática asexual o adventicia, consiste en el desarrollo de embriones a partir de células que no son el producto de una fusión gamética, o en otras palabras, es un proceso por el cual se produce una estructura bipolar (embrión) a partir de una célula somática.

Esporas

Una espora es una célula reproductiva producida por las plantas (hongos, musgos, helechos) y por algunos protozoarios y bacterias. La espora a menudo se desarrolla completamente después de un estado de latencia o hibernación.

Etileno

Es un compuesto químico orgánico formado por dos átomos de carbono enlazados mediante un doble enlace. Es uno de los productos químicos más importantes de la industria química, siendo el compuesto orgánico más utilizado en todo el mundo. Se halla de forma natural en las plantas.

Fenotipo

La característica visible de un árbol. El fenotipo es determinado por la interacción del genotipo con el ambiente en que este crece.

Ganancias genéticas

El cambio originado por la selección artificial en un rasgo específico. La ganancia es expresada en términos de cambios por generación o cambios por año. La ganancia está determinada por la intensidad de selección, variación de los progenitores, y la heredabilidad.

Genética forestal

Es el estudio de la heredabilidad en los árboles forestales.

Genotipo

Es el conjunto de genes que posee un individuo, los expresados y recesivos

Giberelinas

Son hormonas de crecimiento diterpenoides tetracíclicos involucrados en varios procesos de desarrollo en vegetales. A pesar de ser más de 100 el número hallado en plantas, sólo son unas pocas las que demuestran actividad biológica.

Gravitropismo

Crecimiento direccional de los organismos en respuesta a la gravedad. En las **Plantas**, la raíz principal es positivamente gravitrófica (crece hacia abajo) y el tronco principal es negativamente gravitrófico (crece hacia arriba), independientemente de las posiciones en que sean colocados. El Gravitropismo vegetal se piensa que es controlado por las auxinas.

Heredabilidad

Un cociente entre los factores genéticos y ambientales que influyen en la expresión de un rasgo.

Huerto semillero Clonal

Huerto semillero establecido desde árboles propagados vegetativamente, normalmente injertos. Los huertos semilleros clonales son establecidos en un árbol una parcela con diferentes rametos de cada clon localizado tan aparte como sea posible para reducir la autopolinización.

Interacción genotipo ambiente

Cambios en jerarquía o niveles de desempeño entre individuos cuando se prueba en diferentes ambientes.

Mejoramiento de árboles forestales

La aplicación de principios genéticos al mejoramiento y manejo de árboles forestales.

Mitosis

División de una célula en dos que tienen exactamente la misma información genética que la célula madre.

Ortet

La planta original desde la cual un clon es obtenido a través de estacas enraizadas, injertos, o cultivo de tejido u otro medio de propagación vegetativa. El árbol plus original utilizado para iniciar la injertación de un clon- para su inclusión en un huerto de semilla- es el ortet.

Orteto

Aquel del cual se han obtenido los propágulos vegetativos.

Propagación vegetativa

Propagación de una planta por medios asexuales, como yemación, injertos, enraizamiento.

Propágulo

Algún tipo de planta que será usada para la reproducción. Ella puede ser una plántula, estaca enraizada o no enraizada, un injerto, esplante de cultivo de tejido.

Pruebas clonales

Es un plantío que tiene varias a muchas plantas propagadas vegetativamente. Estas pruebas proporcionan estimaciones del desempeño relativo de diferentes genotipos, pero no necesariamente aportan información sobre su conducta genética.

Púa

Una ramita, yema, u otra estaca vegetativa que será injertada sobre otra planta. (o sistema radicular).

Rameto

Una copia de una planta reproducida vegetativamente. Cada rameto tendrá el mismo genotipo del árbol progenitor original, conocido como el ortet.

Rametos

Propágulos individuales de un Orteto, o de otros propágulos del mismo.

Raza

Una subpoblación, comúnmente bastante grande, de una especie que exhibe algún grado de uniformidad fenotípica (y presumiblemente genotípica) entre individuos dentro de una población y distinto de la especie como un todo.

Repetición

En una prueba genética una repetición contiene una parcela para cada grupo genético en la prueba.

Retículo endoplasmático

Es un organelo que se distribuye a través del citoplasma, desde la membrana nuclear hasta la membrana plasmática.

Selección Clonal

Elección de los mejores clones de una prueba Clonal.

Topófisis

Fenómeno que ocurre cuando las púas, yemas estacas enraizadas mantienen por algún tiempo el hábito de crecimiento en forma de rama (crecimiento plagiotrópico) que mostraron como brotes.

Varianza

Una medida estadística de variabilidad.

Anexo 2: Ficha técnica de Pinus radiata D.

Taxonomía	Familia	Pinaceae
	Sinónimos	Pinus insignis Douglas
	Nombres vulgares	Radiata o Monterrey pine
Distribución natural	Latitud:	35°N a 37°N
	Áreas:	Sitios aislados en la Costa de California
Clima	Rango altitudinal	0 a 3 000 metros
	P.M.A.	650 a 1 600 mm
	Régimen de lluvia	Invierno. Uniforme
	Estación seca (meses)	2 a 3 meses
	T. Máx. Prom. del mes más	20°C a 30°C
	T. Min. Prom. del mes más	2°C a 12°C
	Promedio anual	11°C a 18°C
Suelos	Textura	Arenosos o franco –
	Reacción (pH)	Neutro o ácidos
	Drenaje	Bueno
	Otras características	Requiere suelos fértiles
Silvicultura	Tamaño	25 a 35 metros de altura
	Descripción	Siempre verde
	Forma	Aceptable
	Necesidad de luz	Exigente de luz
	Otras características	Tolera vientos marinos. Susceptible a heladas.
Rendimiento	Volumen	12 – 20 m ³ /ha/año
Características de la madera	Densidad	0,38 a 0,50
	Durabilidad natural	No durable
	Preservación	Impregnación fácil
	Trabajabilidad	Fácil
	Condiciones de secado	Sin problema
	Otras características	Mejor madera en propiedades físico – mecánicas que los demás pinos
Utilización	Madera aserrada	Construcciones livianas.

	Madera rolliza	Postes para construcciones de transmisión. Estacas.
	Otros productos	Resina
Vivero	Fuentes de semilla	Estados Unidos. España.
	Semillas por kg	33 000 a 50 000
	Almacenaje	En seco, en frío, durante
	Pre-tratamiento	Ninguno
	Sistema de producción	En bolsas. A raíz desnuda
	Necesidades especiales	Necesita micorriza / sujeto a
	Tiempo de germinación y trasplante	Alcanza el tamaño para plantar de 10 a 12 meses.
Problemas Fitosanitarios	Plagas y enfermedades	Ataque por el hongo <i>Diplodiapini</i> , puede matar al

Fuente: Elaboración propia

Anexo 3: Cronograma de Actividades

ACTIVIDAD	AÑO:2011												AÑO 2012												AÑO 2013					
	EN	FE	MA	AB	MA	JU	JU	AGO	SE	OC	NO	DI	EN	FE	MA	AB	MA	JU	JU	AGO	SE	OC	NO	DI	EN	FE	MA	ABR	MA	JU
	E	B	R	R	Y	N	L	S	T	T	V	C	E	B	R	R	Y	N	L	S	T	T	V	C	E	B	R	IL	Y	N
Instalación del primer ensayo																														
Instalación del segundo ensayo																														
Preparación de la hormona de enraizamiento																														
Preparación de sustrato en las camas de enraizamiento																														
Desinfección de sustrato																														
Remoción, aireación y nivelación de sustrato																														
Recolección de estacas en floración de campo																														
Desinfección y remojo en ANA de estacas																														
Replague de estacas en sustrato																														
Mantenimiento del experimento																														
Evaluación del experimento																														
Análisis estadístico y redacción de tesis																														
Revisión de informes por asesores																														
Presentación de documento final																														

Anexo 4: Archivo Fotográfico

Foto 1. Preparación de sustrato en las camas de enraizamiento

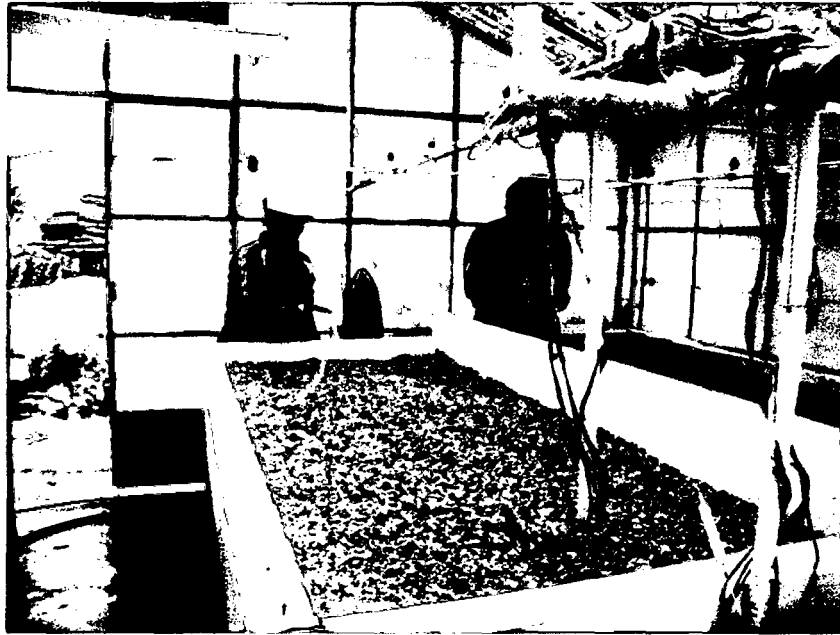


Foto 2. Camas cubiertas luego de desinfectar con formol



Foto 3. Camas cubiertas luego de desinfectar con formol



Foto 4. Huerto clonal semillero



Foto 5, 6, 7 y 8. Recolección de estacas

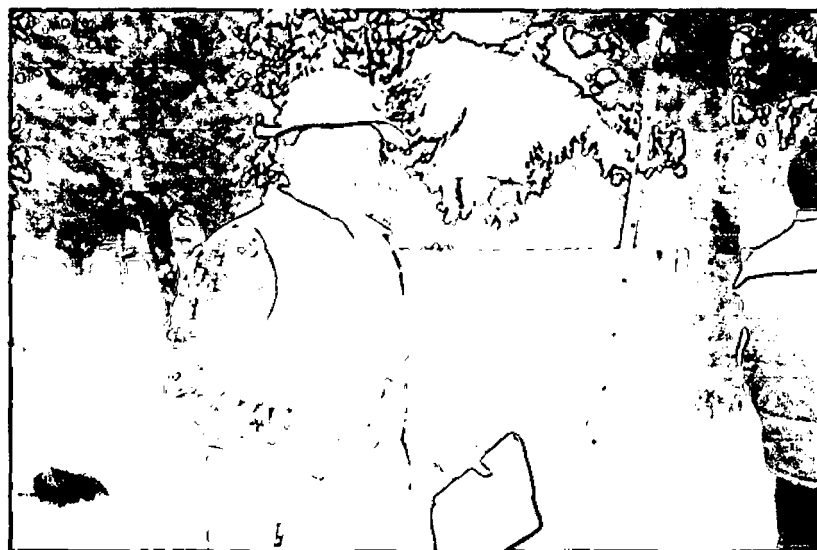




Foto 9. Corte de las estacas



Foto 10. Desinfección de estacas con Pharmathe



Foto 11 y 12. Remojo de las estacas en ANA

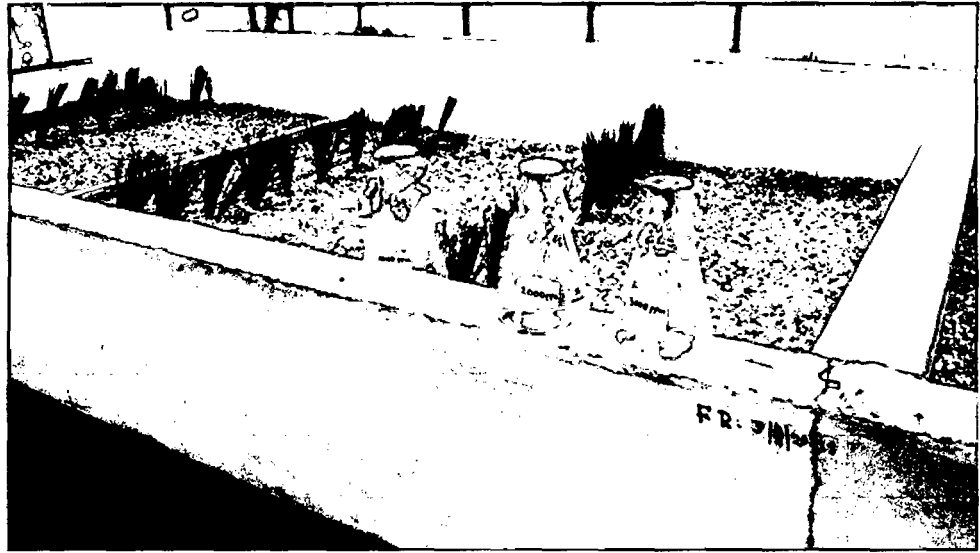


Foto 13. Repique de estacas en el sustrato de gravilla



Foto 14. Repique de estacas en el sustrato de arena

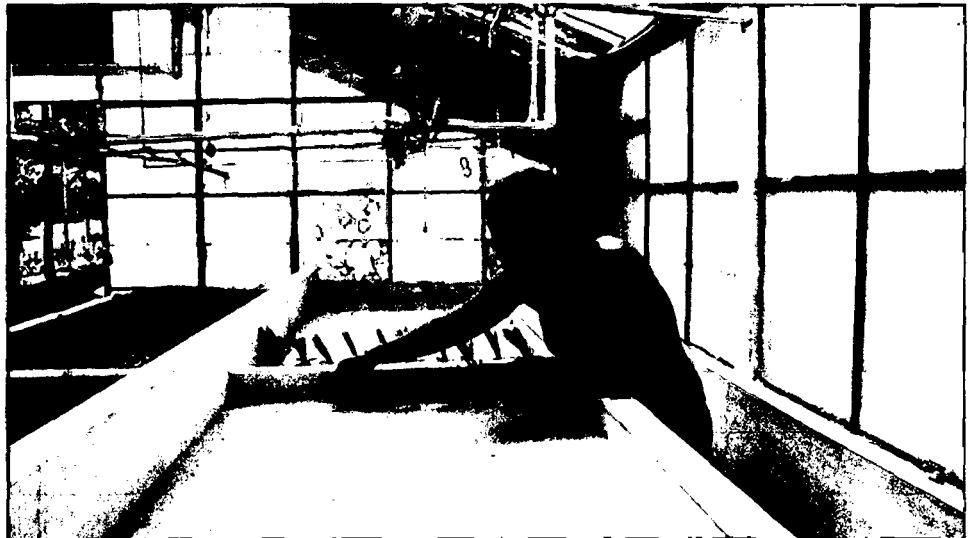


Foto 15. Repique de 320 estacas de *Pinus radiata*

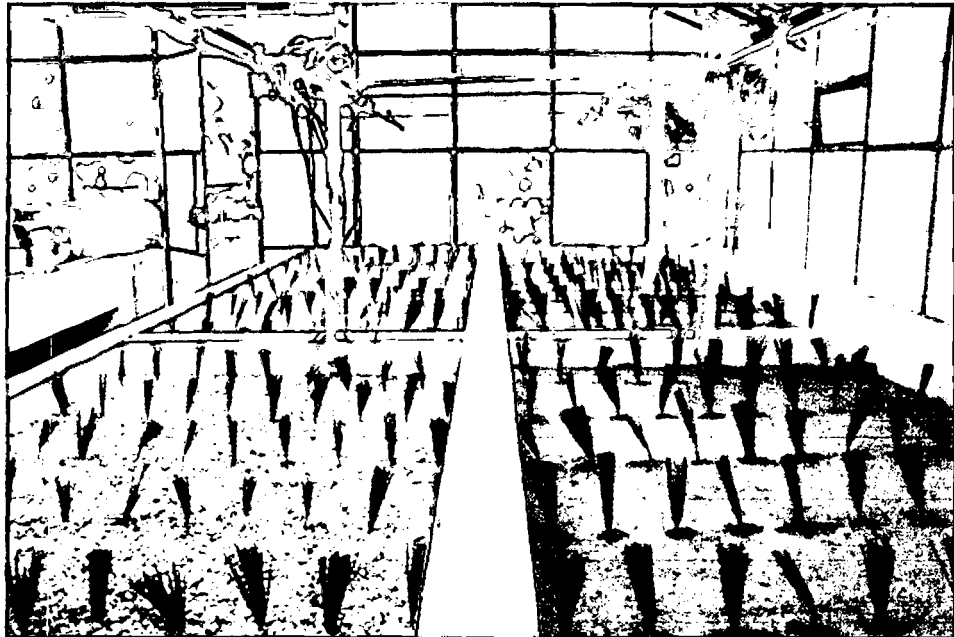


Foto 16, 17, 18, 19 y 20. Evaluación y resultados del ensayo





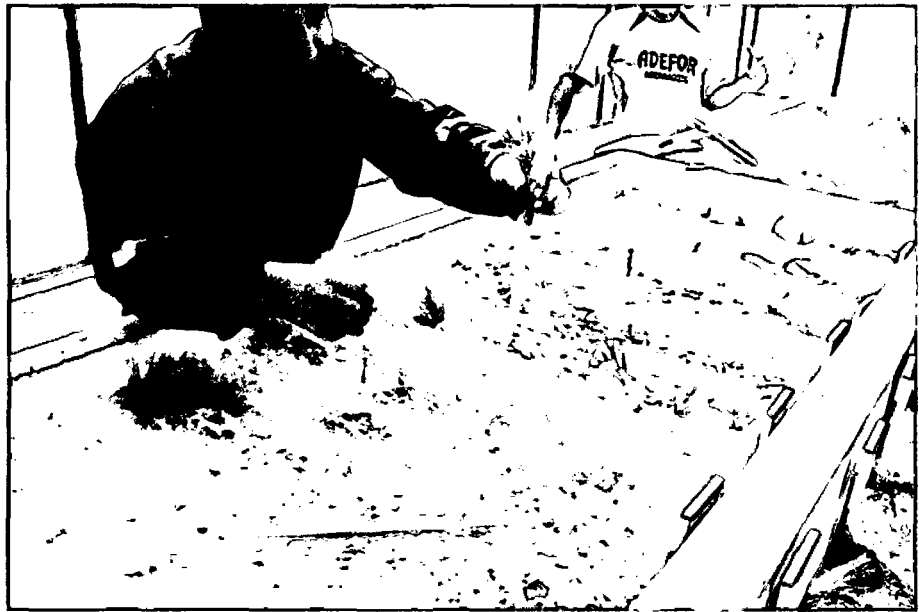
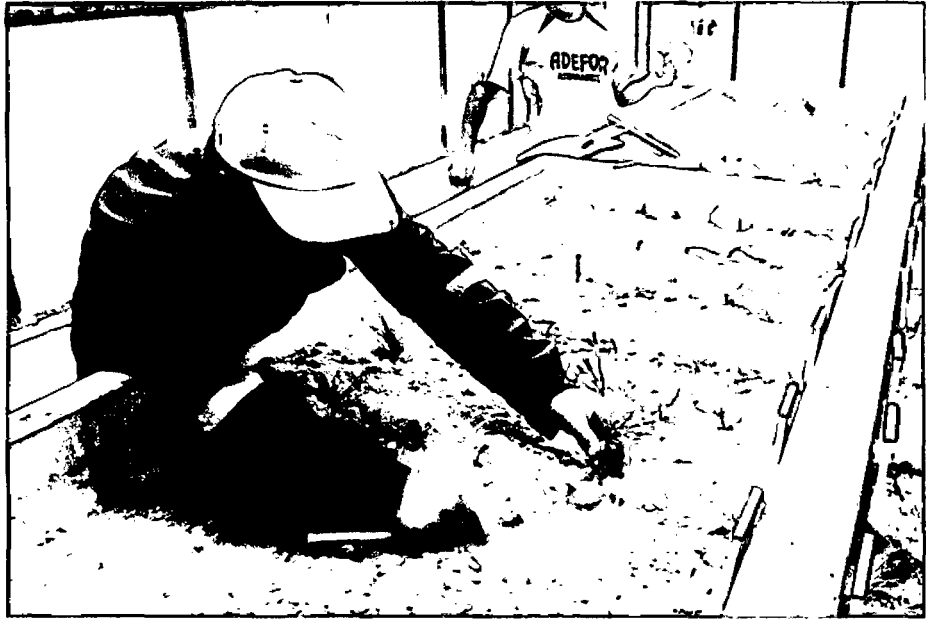


Foto 21 y 22. Mostrando las estacas enraizadas en compañía de los técnicos viveristas

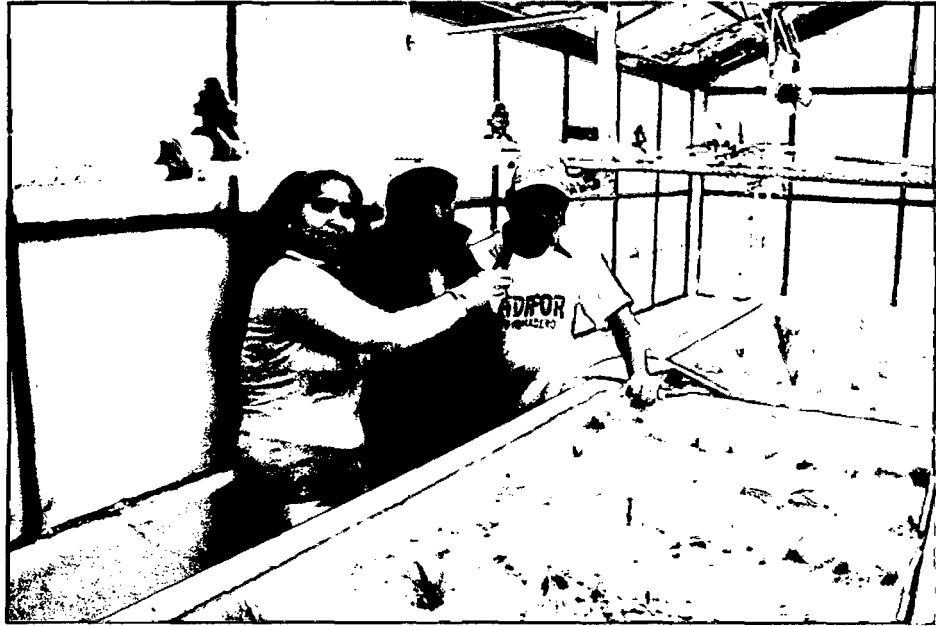


Foto 23. Técnicos viveristas y practicante mostrando las estacas enraizadas

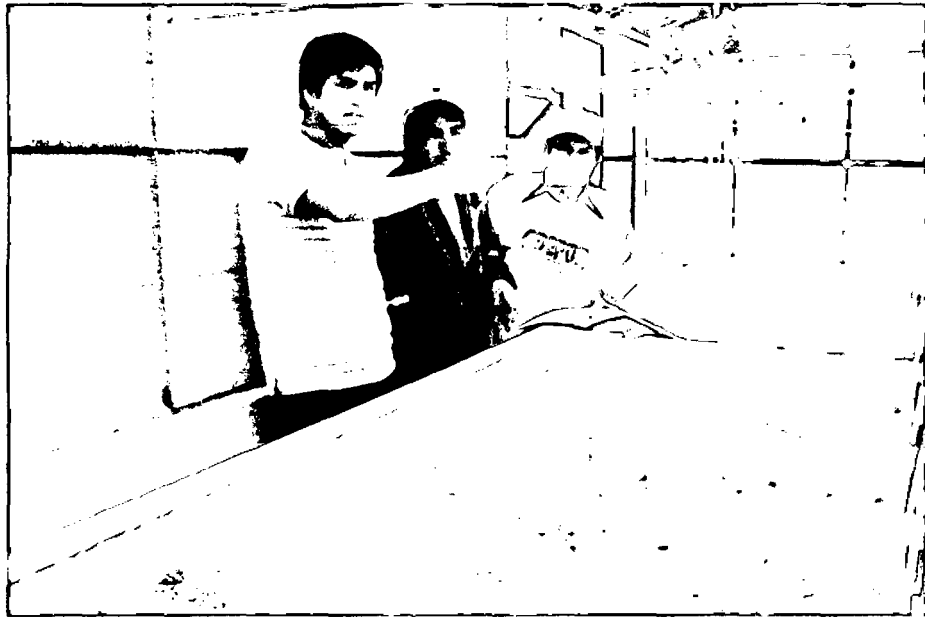


Foto 24: Repique de plántulas enraizadas en bolsa

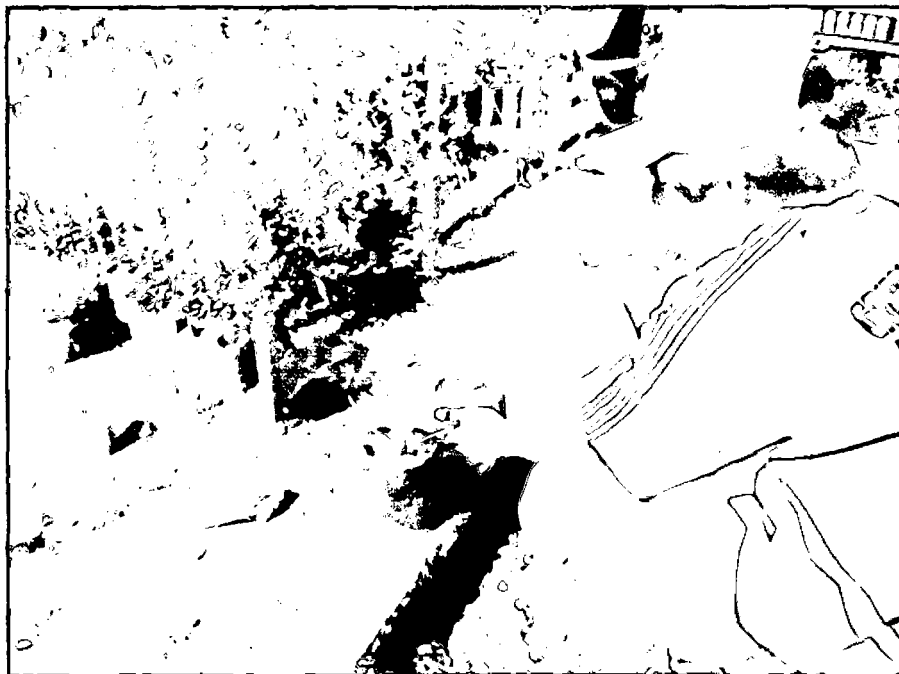


Foto 25 y 26: Plántulas repicadas en bolsa

