

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE INGENIERÍA AGRÓNOMICA



PAULINA MARLENE MERINO JIMÉNEZ

**TRABAJO DE INVESTIGACIÓN ESTRUCTURADO DE MANERA
INDEPENDIENTE COMO REQUISITO PARA OPTAR POR EL TÍTULO
DE INGENIERO AGRÓNOMO**

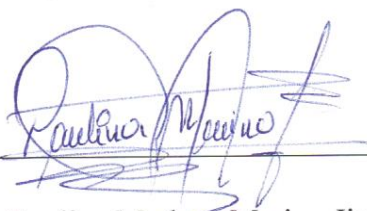
**“EVALUACIÓN DE UNA TÉCNICA DE PROPAGACIÓN ASEXUAL
CON ESQUEJES APICALES DEL CIPRÉS LIMÓN**

(Cupressus macrocarpa) Var. Gold crest”

CEVALLOS-ECUADOR

2015

La suscrita PAULINA MARLENE MERINO JIMÉNEZ, portadora de la cédula de identidad número: 180385873-5, libre y voluntariamente declaro que el trabajo de investigación titulado “EVALUACIÓN DE UNA TÉCNICA DE PROPAGACIÓN ASEXUAL CON ESQUEJES APICALES DEL CIPRÉS LIMÓN (*Cupressus macrocarpa*) Var. Gold crest”, es original, auténtica y personal. En tal virtud, declaro que el contenido será de mi sola responsabilidad legal y académica.



Paulina Marlene Merino Jiménez

DERECHO DE AUTOR

Al presentar este trabajo de investigación como uno de los requisitos previos para la obtención del título de Tercer Nivel en la Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ingeniería Agronómica, autorizo a la Biblioteca para que haga de éste trabajo un documento disponible para consulta, según las normas de la Universidad.

Estoy de acuerdo en que se realice cualquier copia de esta investigación dentro de las regulaciones de la universidad, siempre y cuando ésta reproducción no suponga una ganancia económica potencial.

Sin perjuicio de ejercer mi derecho de autor, autorizo a la Universidad Técnica de Ambato la publicación de este trabajo, o de parte de él.



Paulina Marlene Merino Jiménez

Fecha: 10 de junio 2015

Se Advierte
el reportado
18/01/16
✕

“EVALUACIÓN DE UNA TÉCNICA DE PROPAGACIÓN ASEXUAL

CON ESQUEJES APICALES DEL CIPRÉS LIMÓN

(*Cupressus macrocarpa*) Var. Gold crest”

REVISADO POR:



Ing. Agr. Mg. Segundo Curay Quispe
TUTOR



Ing. Agr. Mg. Alberto Gutiérrez Albán
ASESOR DE BIOMETRÍA

APROBADO POR LOS MIEMBROS DEL TRIBUNAL DE CALIFICACIÓN

FECHA



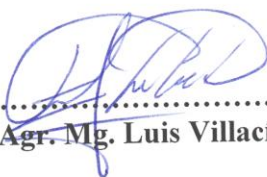
.....
Ing. Agr. Mg. Hernán Zurita Vásquez

13-01-2016



.....
Ing. Agr. Mg. Alberto Gutiérrez Albán

15-01-2016



.....
Ing. Agr. Mg. Luis Villacís Aldaz

15-01-2016

DEDICATORIA

- 1 Cantad a Jehová cántico nuevo;
Cantad a Jehová, toda la tierra.*
- 2 Cantad a Jehová, bendecid su nombre: anunciad de día en día su
salvación.*
- 3 Proclamad entre las naciones su gloria, en todos los pueblos sus
maravillas*
- 4 Porque grande es Jehová, y digno de suprema alabanza; temible sobre
todos los dioses.*
- 5 porque todos los dioses de los cielos son ídolos; pero Jehová hizo los cielos.*
- 6 Alabanza y magnificencia delante de él; poder y gloria en su santuario.*
- 7 Tributad a Jehová, oh familias de los pueblos, dad a Jehová la gloria y el
poder.*
- 8 Dad a Jehová la honra debida a su nombre; traed ofensas y venid a sus
atrios.*
- 9 Adorad a Jehová en la hermosura de la santidad; temed delante de él,
toda la tierra.*
- 10 Decid entre las naciones; Jehová reina. También afirmó el mundo, no
será conmovido; juzgará a los pueblos en justicia.*
- 11 Alégrese los cielos, y gócese la tierra; brome el mar y su plenitud.*
- 12 Regocíjese el campo, y todo lo que en él está; Entonces todos los árboles
del bosque rebosarán de contento.*
- 13 Delante de Jehová que vino; porque vino a juzgar la tierra. Juzgará al
mundo con justicia, y a los pueblos con su verdad.*

Reina Valera (1960)

Salmo 96

AGRADECIMIENTO

Gracias oh Señor Jesús por ser mi roca, mi fortaleza, mi sustento, ¡a quién iré sino a ti Señor!, en tiempos difíciles fue tu mano la que sentí, tu misericordia, tu amor, tu paz. Gracias por permitirme cumplir con un propósito más, se que tu voluntad es perfecta, tus caminos, tus proyectos son más altos que los cielos, tu sabiduría infinita y tanto amor que sólo digo *Gracias Padre*.

Extiendo mi más sincero agradecimiento a la Universidad Técnica de Ambato por abrirme las puertas, a formar parte de su legado, por brindarme el conocimiento amplio como eje de mi vida profesional, y por tal a la Facultad de Ingeniería Agronómica, pues ha sido en sus aulas mi formación académica así como el vínculo a maestros y personas de gran estima, ahora guardo los lazos de amistad, sinceridad y apoyo recibido.

Agradezco a todos los docentes de quienes no sólo adquirí enseñanza sino también apoyo, aún más por aquellos que me dieron amplitud y confianza para la realización de este ensayo Ing. Segundo Curay, Ing. Alberto Gutiérrez e Ing. Luis Villacís por su tiempo y minuciosidad con el objetivo de triunfo.

Agradezco inmensamente a mi madre, a mi padre por su apoyo y paciencia al verme crecer y dar ahora el fruto de mi esfuerzo.

A mis queridos hermanos quienes han tenido una palabra de aliento en momentos difíciles y de alegría para insistir en que lo iba a lograr y en especial a Santiago quien a más de ser mi hermano fue mi compañero de clase y amigo más cercano.

A mis amigos de la facultad de quienes tengo gratos recuerdos y muestras de apoyo sincero: Silvy, Raúl, Paúl, Rose, los quiero muchísimo.

Gracias también Juan Carlos por el apoyo en el tiempo de ejecución de mi tesis y cada instante que puede brindarme. Gracias amor.

Y de la manera más entregada agradezco a mi hermosa hija María Paula por ser esa mirada de inocencia que siempre me impulsó a estudiar y tener propósito aún cuando estaba agotada. Te amo hijita.

ÍNDICE DE CONTENIDO

<i>CAPÍTULO I</i>	<i>xiii</i>
<i>EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN</i>	<i>1</i>
1.1. TEMA DE INVESTIGACIÓN.....	1
1.2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	1
1.3. ANÁLISIS CRÍTICO.....	3
1.4. JUSTIFICACIÓN	3
1.5. OBJETIVOS	5
1.5.1. Objetivo General:	5
1.5.2. Objetivo Específico:.....	5
<i>CAPÍTULO II</i>	<i>6</i>
<i>MARCO TEÓRICO</i>	<i>6</i>
2.1. ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS.....	6
2.2. CATEGORÍAS FUNDAMENTALES	9
2.2.1. Propagación de plantas.....	9
2.2.1.1. Generalidades	9
2.2.1.2. Métodos de propagación	9
2.2.1.2.1. Reproducción Sexual	9
2.2.1.2.2. Propagación Asexual.....	10
2.2.1.2.2.1. Esquejes	10
2.2.1.2.2.2. Definición de plántula o pilón.....	11
2.2.2. Reproducción de especies leñosas	11
2.2.3. Coníferas	12
2.2.3.1. Reproducción de coníferas	12
2.2.3.1.1. Reproducción por estaquillas en las coníferas	14
2.2.3.1.2. El injerto de las coníferas	14
2.2.4. Hormonas	15
2.2.4.1. Generalidades	15
2.2.4.2. Auxinas	15
2.2.4.2.1. Ácido Indolbutírico IBA	17
2.2.5. Inducción Del Enraizamiento.....	18
2.2.6. Sustratos o agregados	19
2.2.6.1. Generalidades	19
2.2.6.2. Características de un Sustrato	20
2.2.6.3. Tamaño de los sustratos	21
2.2.6.4. Mezclas	22
2.2.6.5. Tipos de sustratos o medios de enraizamiento	23
2.2.6.5.1. Peat moss.....	23
2.2.6.5.2. Pomina	25

2.2.7. Familia Cupressaceae.....	26
2.2.7.1. Características botánicas	26
2.2.7.2. Géneros y especies	27
2.2.7.2.1. Género Cupressus L. “Ciprés”	27
2.2.7.2.1.1. Distribución.....	27
2.2.8. Cupressus macrocarpa Var. ‘Goldcrest’	28
2.2.8.1. Origen y Generalidades.....	28
2.2.8.2. Taxonomía.....	29
2.2.8.3. Variedades.....	30
2.2.8.4. Usos.....	30
2.2.8.5. Luz	30
2.2.8.6. Humedad	30
2.2.8.8. Suelo.....	31
2.2.8.9. Problemas de cultivo del Ciprés Gold crest	31
2.2.8.10. Enraizamiento	31
2.2.8.11. Planta Madre	32
2.2.8.12. Enraizado de esquejes	32
2.2.8.13. Adaptación	33
2.2.8.14. Trasplante.....	33
2.2.8.15. Poda y Pinzado.....	33
2.2.8.16. Fertilización.....	33
2.2.8.17. Plagas y Enfermedades	33
2.2.8.18. Cambio de Envase.....	34
2.3.8.19. Propagación.....	34
2.4. HIPÓTESIS.....	34
2.4.1. Variables independientes:	34
2.4.2. Variables dependientes:	35
2.5. OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES	35
2.5.1. Variable Independiente: Hormonas y Sustratos.....	35
2.5.2. Variable Independiente: Propagación asexual	36
<i>CAPÍTULO III.....</i>	<i>37</i>
<i>METODOLOGÍA</i>	<i>37</i>
3.1. ENFOQUE, MODALIDAD Y TIPO DE INVESTIGACIÓN.	37
3.3. CARACTERIZACIÓN DEL LUGAR	38
3.3.1. Clima.....	38
3.4. FACTORES DE ESTUDIO	38
3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL	39
3.6. TRATAMIENTOS.....	39
3.6.1. Cuadro de resumen de tratamientos	39
3.6.2. Análisis de datos recolectados	40
3.6.2.1. Análisis estadístico.....	40

3.6.2.2. Esquema de análisis de variación.....	40
3.7. DISEÑO DE PARCELAS	41
3.8. DATOS TOMADOS.....	41
3.8.1. Variables agronómicas	41
3.8.1.1. Días a la formación de callo.....	41
3.8.1.2. Porcentaje de sobrevivencia.....	42
3.8.1.3. Días a la formación de la radícula.....	42
3.8.1.4. Días a la formación del pilón	42
3.8.1.5. Altura de planta	42
3.8.1.6. Volumen del follaje.....	42
3.8.1.7. Volumen del sistema radicular.....	43
3.9. MANEJO DE LA INVESTIGACIÓN.....	43
3.9.1. Preparación del sustrato en bandejas.....	43
3.9.2. Trazado de ensayo.....	43
3.9.3. Obtención del material vegetal.....	43
3.9.4. Concentración de hormona IBA	44
3.9.5. Control de humedad y temperatura.....	44
3.9.7. Controles fitosanitarios	44
3.9.8. Recolección y toma de datos.....	44
<i>CAPÍTULO IV.....</i>	<i>45</i>
<i>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</i>	<i>45</i>
4.1. RESULTADOS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	45
4.1.1. Días a la Formación Del Callo	45
4.1.2. Porcentaje de Supervivencia	49
4.1.3. Días a la Formación de la Primera Raíz.....	52
4.1.3. Días a la Formación del Pilón	55
4.1.5. Altura de la Planta.....	58
4.1.6. Volumen del Sistema Radicular.....	59
4.1.7 Volumen del Follaje.....	62
4.2. VERIFICACIÓN DE LA HIPÓTESIS	64
<i>CAPÍTULO V.....</i>	<i>65</i>
<i>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</i>	<i>65</i>
5.1. CONCLUSIONES	65
5.2. RECOMENDACIONES	66
<i>CAPÍTULO VI.....</i>	<i>68</i>
<i>PROPUESTA</i>	<i>68</i>
6.1. TÍTULO	68
6.2. FUNDAMENTACIÓN	68

6.3. OBJETIVOS	69
6.3.1. Objetivo General	69
6.3.2. Objetivos Específicos.....	69
6.4 JUSTIFICACIÓN E IMPORTANCIA	69
6.5. IMPLEMENTACIÓN Y PLAN DE ACCIÓN.....	71
6.5.1 Sitio del ensayo	71
6.5.2 Planta Madre	71
6.5.3 Obtención de esquejes.....	71
6.5.4 Preparación de Hormona IBA 1500 ppm.....	72
6.5.5 Preparación del sustrato	72
6.5.6 Preparación de bandejas	72
6.5.7 Inmersión de esquejes en hormona	72
6.5.8 Colocación de los esquejes.....	72
6.5.9 Control de humedad y temperatura	72
6.5.10 Control fitosanitario	73
6.5.11 Trasplante	73
BIBLIOGRAFÍA	74
ANEXOS	81

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO 1: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO	45
CUADRO 2: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA REPETICIONES EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO	46
CUADRO 3: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO	46
CUADRO 4: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO	47
CUADRO 5: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO	48
CUADRO 6: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA.....	49
CUADRO 7: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA.	50
CUADRO 8: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA	51
CUADRO 9: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ.....	52
CUADRO 10: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ.....	53
CUADRO 11: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ	54
CUADRO 12: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ.....	54
CUADRO 13: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN.....	55
CUADRO 14: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN	56
CUADRO 15: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN	57

CUADRO 16: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN.....	57
CUADRO 17: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE ALTURA DE LA PLANTA.....	58
CUADRO 18: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE ALTURA DE PLANTA.....	59
CUADRO 19: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR.....	60
CUADRO 20: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR.....	60
CUADRO 21: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR..	61
CUADRO 22: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR.....	62
CUADRO 23: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE VOLUMEN DEL FOLLAJE.....	63
CUADRO 24: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL FOLLAJE.....	63

RESUMEN

La presente investigación se realizó en la provincia de Tungurahua, Cantón Ambato, Parroquia Juan Montalvo, en el sector Luz de América. El objetivo de la misma fue evaluar una técnica de propagación asexual con esquejes apicales de Ciprés limón "*Cupressus macrocarpa*" Var. Gold crest.

Para dicha investigación se necesitó determinar la mejor concentración de hormona IBA para el enraizamiento de los esquejes apicales de ciprés limón, así como determinar el sustrato adecuado para su enraizamiento, siendo los sustratos de prueba peet moss y pomina en diferentes porcentajes de mezcla. Los esquejes fueron puestos bajo cubierta, manteniendo la humedad relativa y temperatura necesarios. Además se utilizó el diseño experimental de parcelas divididas en un arreglo factorial 3*4 (3 porcentajes de sustratos*4 concentraciones de hormona IBA) teniendo un total de 12 tratamientos con 3 repeticiones cada uno.

Esta investigación permitió observar positivamente a la propagación asexual como una técnica adicional a la obtención de plántulas de Ciprés limón "*Cupressus macrocarpa*" Var. Gold crest. Es así como se manifestó en el transcurso del estudio que la formación de callo del esqueje fue más temprana en el sustrato S1 formado por 75% pomina+25% peet moss y el uso de la concentración de hormona H3 en concentración de 1500 ppm IBA, con 72.6 días.

En el porcentaje de sobrevivencia, el mejor resultado mostró el sustrato S3 formado por 75% pomina + 25% peet moss, con 88.9 %; además en esta variable no se mostró significancia en cuanto a la concentración de hormona usada. Además se evaluó la aparición de la primera raíz donde se obtuvo el mejor resultado en el tratamiento S1H3 formado por 25% pomina+75% peet moss con 1500 ppm IBA con 128 días.

Por otra parte en los días a la formación del pilón se pudo apreciar el mejor resultado en el tratamiento S3H3 formado por 75% pomina + 25% peet moss con 1500 ppm, con 178 días, y en la altura de planta no se tuvo significancia por aplicación de hormona, sin embargo el resultado medio en el rango establecido en sustratos fue en S1 (25% pomina+75% peet moss) con 8.67 cm.

En la variable volumen de raíz se concluyó que la mayor formación de raíces fue en el tratamiento S3H3 (75% pomina + 25% peet moss y 1500 ppm IBA), con promedio de 1.20 cc. Y que en cuanto al volumen de follaje, el uso de hormona tuvo significancia al 5% con H3 (1500 ppm IBA), dando un promedio general de 1.04 cc.

En cuanto a la investigación se propone promover una nueva tecnología de propagación, por una técnica para muchos difícil e imposible, pero que con el complemento investigativo se muestra a la misma trascendental a nuevas fronteras de evolución de viveros ornamentales en el ciprés limón Var. Gold crest, es así como se vincula a la sociedad a los requerimientos para el desarrollo óptimo de ésta técnica de propagación haciéndola totalmente aplicativa.

SUMMARY

This research was conducted in the province of Tungurahua, Ambato Canton, Parish Juan Montalvo, in the Luz de America sector. The aim was to evaluate the same technique with apical cuttings asexual propagation lemon Cypress "Cupressus macrocarpa" Var. Gold crest.

For such research is need to determine the best concentration of hormone IBA for rooting cuttings apical lemon cypress and determine the appropriate media for rooting substrates being peet moss and pomina test in mixing different percentages. The cuttings were placed under cover, keeping the relative humidity and temperature required. Besides the experimental design in a factorial arrangement divided 3 * 4 (3 * 4 percentage substrates hormone concentrations IBA) having a total of 12 treatments with 3 replications each plot was used.

This research was positively to the asexual propagation as an additional obtaining lemon cypress seedlings "Cupressus macrocarpa" Var technique. Gold crest. During the esudio that callus formation the cutting was earlier in the S1 substrate formed of 75% pomina + 25% peet moss and use of hormone concentration H3 in concentration of 1500 ppm IBA, with 72.6 days.

In the survival rate, the best result was S3 substrate formed of 75% + 25% pomina-peet moss, with 88.9%; also in this variable it showed no significance as to the concentration of hormone used. Besides the appearance of the first root where the best result was obtained in the treatment S1H3 pomina 25% + 75% peet moss with 1500 ppm IBA evaluated 128 days.

Moreover, in the days to training pylon could be seen the best result in the S3H3 treatment consisting of 75% pomina + 25% peet moss 1500 ppm, with 178 days and plant height no significance was had by hormone application, however the average score in the range substrates was set to S1 (25% + 75% pomina peet moss) with 8.67 cm.

In the variable root volume it was concluded that root formation was greater in the treatment S3H3 (75% + 25% pomina peet moss and 1500 ppm IBA), with an average of 1.20 cc. And in terms of volume of foliage, hormone use had significance at 5% with H3 (1500 ppm IBA), giving an overall average of 1.04 cc.

As for the investigation aims to promote a new technology spread, for a technique to many difficult and impossible, but the research shows complement to it vital to new frontiers of development of ornamental nurseries lemon cypress Var. Gold crest, is how society is linked to the requirements for the optimal development of this technique making it completely spread applicative

CAPÍTULO I

EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

1.1. TEMA DE INVESTIGACIÓN

**EVALUACIÓN DE UNA TÉCNICA DE PROPAGACIÓN ASEXUAL CON ESQUEJES APICALES DEL CIPRÉS LIMÓN “*Cupressus macrocarpa*”
Var. Gold crest**

1.2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Según el informe Final, Plan de Desarrollo Regional de la Región I-Ecuador (2013), las industrias forestales del Ecuador no han sido encuadradas dentro de un marco referencial adecuado que englobe tanto la producción como las interrelaciones entre extracción, fabricación y consumo; por otro lado tampoco ha sido considerada la integración vertical u horizontal, su nivel tecnológico y el empleo que depende de esta rama de la economía.

Además asevera que la visión general del sector forestal de Ecuador es impresionante, tanto por el número de empresas que participan, siendo primaria 2 346; explotación 1 611; transporte 1 945; remanufactura 3 198, como por el número de empleos que esas actividades forestales proporcionan, que están alrededor de 103 500.

El mismo autor manifiesta que “el perfil del vivero agroforestal no es una actividad fabril propiamente dicha; sin embargo es importante colocar aquí esta

inversión como parte del grupo de las actividades de corto plazo que se deben considerar, por lo que se identificaron dos tipos de viveros agroforestales que se adaptan mejor a estas condiciones. En la parte baja, donde predominan los bosques húmedos tropicales, el vivero puede tener especies como: laurel, guaba (*Inga sp*) lucenia, mascarey, pachaco, (*Toona sp*) y Chalviande. En la sierra, con clima húmedo megatérmico, el vivero puede tener especies como: nogal, aliso, ciprés y araucarias”.

“Dentro del contexto agroforestal y agroecológico, el establecimiento de viveros para la producción de plantas juega un papel muy importante e imprescindible para el desarrollo rural, puesto que es en el vivero donde se multiplican las especies que requieren los campesinos y productores para mejorar sus sistemas agrícolas y agroforestales. De su manejo técnico dependerá el éxito o fracaso de los programas de reforestación y replantación agroforestal”. (FACES, 2006)

Quelal y Tapia (1996), dicen que “las plantaciones en la sierra se han efectuado principalmente con las especies: eucalipto (55%), pino (40%), ciprés (3%), nogal, aliso y otras especies (2%) Cubriendo así una superficie de 56.058 Ha. En esta región donde se produce la mayor forestación hasta la presente fecha. Esto debido a la necesidad de contar con materia prima para la construcción sobre todo frente a la casi total ausencia del bosque explotable”.

Según López G, Mateo J., “las coníferas ornamentales tienen una gran importancia escénicas, ya que se encuentran presentes en gran cantidad de jardines tanto públicos como privados; sin embargo, una de las limitantes para una mayor presencia ornamental de estas especies son los altos costos que alcanzan en los invernaderos o lugares de venta. Estos precios son consecuencia de los problemas de su propagación, originando la necesidad de generar mayor información sobre los factores que influyen en la capacidad de enraizado”.

1.3. ANÁLISIS CRÍTICO

La producción de agroforestales en nuestro país está tomando impulso con la creciente creación de viveros, quienes emprenden este tipo de producción para proveer a empresas municipales o privadas como uso en conservación de recursos naturales o reforestación de sectores.

No obstante está quedando aparte el uso ornamental con este tipo de especies, que aunque no son nativas, el ciprés representa una extensión significativa en nuestro país, es así como se convierte en una atractiva especie.

El desconocimiento en la creación de espacios ornamentales con especies forestales, incluyendo el ciprés limón como principal, ha provocado un desinterés por la propagación del mismo, sobre todo de tipo asexual, siendo un limitante en fuentes de ingreso económico y teniendo una baja producción del mismo. Es así como estos limitantes en tecnologías de producción en ciprés limón, afectan sustancialmente al desarrollo, emprendimiento y mejora comunitaria.

1.4. JUSTIFICACIÓN

En el Ecuador aún podemos apreciar diferentes forestales tanto nativos como introducidos, siendo de gran importancia maderable en primer caso como apreciable en bosques, jardinería, sistemas agroforestales, ornato, programas de reforestación, servicios que estos proveen entre otros; gracias a sus propiedades estructurales.

El ciprés además es una especie de gran importancia en el medio medicinal, pues su aplicación tiene beneficios para ciertas dolencias, circulación e inclusive la digestión. También alivia dolores reumáticos y puede actuar como anti inflamatorio aplicado localmente. De igual manera su madera aunque no sea cotizada tanto en el mercado como otras por ejemplo las de roble o pino, el gran

olor que desprende su corteza fina y color pardo claro, semejante al del cedro, es bastante apreciado en la industria de aromas y fabricación de aceites.

Una de las dificultades del ciprés se muestra en la producción y maduramiento de los frutos que emiten semilla para su propagación, pues el mismo hecho de que no logre darse en Ecuador debido a sus condiciones climáticas a referencia de los países de cuatro estaciones, interfiere en la producción de sus flores, polinización y frutos que contengan semilla viable.

Según manifiesta Geilfu F. (1994) en el manual de agroforestería, “las semillas de ciprés se pueden conservar por mucho tiempo con 25 – 30% de germinación Las semillas de algunas especias deben estratificarse en arena húmeda por 2 - 3 meses”

Por lo tanto la propagación asexual se reduce a un en Cupressus macrocarpa, la reproducción sexual no es de fácil propagación, ya que su viabilidad es del 18 a 30%, el tiempo que toma la estratificación es largo, el porcentaje de germinación es bajo, y sobre todo la obtención de semillas es difícil y adicionalmente a una escasa producción en viveros, generando bajos ingresos.

Una de las ventajas de la propagación de ciprés limón, es que presenta un rápido crecimiento en diferentes condiciones de climas y suelos, una de las especies más conocidas en diferentes regiones del mundo, teniendo la capacidad de crecer y recuperar suelos a los cuales se les han alterado en extremo sus propiedades físicas y químicas, ornamental, en el área de la construcción, la industria del papel o en el establecimiento de plantaciones con fines exclusivos para la producción de árboles navideños.

En cuanto a su uso ornamental siempre ha tenido gran acogida en parques, aunque este se ha mantenido en una misma variedad, actualmente en otros países ha tenido una gran acogida científica y genética con lo que ha adquirido gran importancia comercial en la jardinería, e inclusive han alcanzado grandes

potenciales de producción a comparación de especies nativas tal es el caso de Kenya.

Ante lo expuesto, la presente investigación quiere brindar una tecnología de producción que impulse el desarrollo comunitario y socioeconómico de la población, mediante propagación asexual del Ciprés Limón, considerada como una variedad atractiva en razón de su matiz amarillo dorado brillante, con gran atractivo aún más en conjunto, con lo cual es necesario disponer de un medio de propagación más económico al hacerlo de manera vegetativa, y así extender información que ayude a crear fuentes directas de trabajo en la creación de viveros forestales y su distribución aceptada al medio ambiente

1.5. OBJETIVOS

1.5.1. Objetivo General:

- Evaluar una técnica de propagación asexual con esquejes apicales de Ciprés limón "*Cupressus macrocarpa*" Var. Gold crest.

1.5.2. Objetivo Específico:

- ✓ Determinar la mejor concentración de hormona IBA para el enraizamiento de esquejes apicales de ciprés limón.
- ✓ Determinar el sustrato adecuado para el enraizamiento de esquejes apicales de ciprés limón.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS

Según la Revista de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Chile, entre fines de noviembre de 1990 y mediados de octubre de 1991, se instalaron ensayos de enraizamiento de estacas de Alerce (*Fitzroya cupresoides*) y de Ciprés de las Guaytecas (*Pilgerodendronuvifera*). En ambas especies se probaron cuatro concentraciones de ácido indolbutírico en talco y benlate y un enraizante comercial: Rootone F. Como sustrato se usó tierra de vivero mezclada con arena y tierra de hoja.

Según esta revista, en Ciprés de las Guaytecas el enraizamiento varió entre 60 a 100% para los tratamientos con auxinas, mientras que el del testigo fue de 20%. En alerce, los valores fueron entre 35,5 y 66,7 % para los tratamientos y 37,8% para el testigo. Los resultados demuestran, por un lado que es factible propagar al Ciprés de las Guaytecas por estacas y por otro lado que es probable que el factor edad y/o posición de las ramillas en el árbol sean los causantes del menor porcentaje e inferior calidad de enraizamiento de las estacas de Alerce. Esto último es efectivo si se comparan estos resultados con otros anteriores obtenidos bajo las mismas condiciones de ambiente y de sustrato, para el testigo y para Rootone F.

Según cita una de las investigaciones realizadas por el CONICET en Argentina (2009), el ciprés de la cordillera (*Austrocedrus chilensis*) es una conífera vulnerable del bosque subantártico de Sudamérica, En este trabajo se

examinó la capacidad de diferentes genotipos de poblaciones de *A. chilensis*, para propagarse asexualmente por enraizado de estacas y por injertos. Se analizó además la influencia de auxinas exógenas, de la estación de colecta, del estadio ontogénico de las plantas donantes, de la estación de injerto y del tipo de púa. El sustrato de cama consistió en arena volcánica inerte, que se mantuvo en el nivel de humedad de capacidad de campo, mediante sub-riego. La temperatura del sustrato fue regulada entre 21 y 28 °C y la humedad que mantuvo dentro del túnel fue entre 75 y 100%. La capacidad de enraizado fue muy pobre, tanto para en muestras adultos (promedio = 0,27%) como para juveniles (promedio = 2,10%). Sólo una progenie juvenil de procedencia mostró resultados remarcables, con 33% de enraizado con 5.000 mg de nivel IBA L-1. La misma obtuvo dos estacas enraizadas con gel NAA en el mismo experimento. Los injertos mostraron buenos resultados a comienzos de primavera usando esquejes vigorosos y semileñosos, con un 80,95% de prendimiento. La compatibilidad entre genotipos de diferentes procedencias usados como púa y portainjertos fue amplia. Estos resultados indican que aunque *A. chilensis* es una especie de difícil enraizado, su propagación por injertos es factible utilizando tecnología de bajo costo.

Según Herrera B. (2012) quien evaluó el enraizamiento de estacas de sachá inchi en tres diferentes sustratos, con el uso de ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB), a diferentes concentraciones, en el cantón la Maná, obtuvo buenos resultados, en las variables evaluadas, paralelamente las estacas sin hormona también enraizaron pero con resultados significativamente inferiores, sin embargo los resultados son menores a los reportados en otras investigaciones con la utilización de una metodología diferente de propagación. El mejor sustrato para la propagación de estacas de sachá inchi fue el sustrato arena.

Según el mismo autor, los mejores resultados para las variables evaluadas se obtuvieron con el ácido indol butírico (AIB). La concentración con la cual se obtuvo mejores efectos para el enraizamiento de estacas de sachá inchi fue la concentración de 1500 mg/L tanto para el ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB). A si mismo, la mejor interacción fue la de sustratos x

concentraciones. De acuerdo con el análisis económico realizado, el tratamiento T8 (Arena + AIB + 1500 mg/L.), es el que presenta la mejor relación Beneficio/Costo de 3,33.

Velasco J. (1997), evaluó el enraizamiento de esquejes de *Gypsophila* (*Gypsophila paniculata*) var. Perfecta, utilizando tres sustratos arena, pomina y carbón vegetal, con aplicación de Raizal 400, fórmula desarrollada con N, P, K, Mg, S, y sin la aplicación del mismo en otros tratamientos. En este estudio determinó que Raizal no causó ningún efecto estimulador en el crecimiento de raíces, pues los sustratos drenaron la sustancia por su alta humedad, además el sustrato que manifestó mayor porcentaje de enraizamiento fue el de arena, aunque no se haya dado el de mayor volumen de raíz y su longitud, que fue mucho mayor en el de pomina y carbón vegetal y con la mayor sobrevivencia.

Galarza A. (2001), evaluó sustratos y dosis de hormonas para el enraizamiento de estacas de Olivo (*Olea europea*), para su estudio utilizó mezclas como arena, humus, pomina y cascarilla de arroz. Así mismo aplicó hormonagro N.-1 e IBA con dosis de 500 ppm y 4000 ppm. Como resultado obtuvo que el sustrato humus 25% + arena 50% + pomina 25%, produjo los mejores resultados, al obtener en menor tiempo la emisión de brotes, mayor número y mejor longitud de los mismos, así mismo la hormona Iba consiguió la mayor longitud de brote a los 60 días y los 90 días, así como la longitud de raíces y estacas prendidas, siendo en ambas dosis similares resultados.

Vega J. (1986), en su estudio de sustratos de enraizamiento para esquejes de clavel (*Dianthus caryophyllus* L.) y crisantemo (*Chrysanthemum coronarium*), probó siete sustratos arena, aserrín, carbón vegetal, cascajo, ripio, pomina, y un testigo con suelo franco, mostrando resultados óptimos en mayor número de raíces por esqueje de crisantemo en sustratos como ripio, arena y aserrín, a los quince, treinta y cuarenta y cinco días. Para los esquejes de clavel se obtuvo mejores resultados en ripio y arena en invernadero, y en carbón vegetal y aserrín en el campo a los treinta y cuarenta y cinco días.

2.2. CATEGORÍAS FUNDAMENTALES

2.2.1. Propagación de plantas

2.2.1.1. Generalidades

“La propagación de las plantas es una ocupación fundamental de la humanidad. Probablemente la civilización se inició cuando el hombre antiguo aprendió a sembrar y a cultivar ciertas clases de plantas que satisficían sus necesidades nutritivas y las de sus animales. La mayor parte de las plantas cultivadas se perderían o revertirían a formas menos deseables, a menos que se propagasen en condiciones controladas capaces de preservar las características que las hacen útiles. A través del tiempo a medida que se ha dispuesto de nuevos tipos de plantas, se ha tenido que desarrollar las técnicas para mantenerlas y, recíprocamente, conforme se ha hecho avances en los métodos de propagación, ha aumentado la cantidad de plantas disponibles para el cultivo”. (Hudson T, 1971)

2.2.1.2. Métodos de propagación

2.2.1.2.1. Reproducción Sexual

“La reproducción sexual implica la unión de células sexuales masculinas y femeninas, la formación de semillas y la creación de individuos con nuevos genotipos. La división celular (meiosis) que produce las células sexuales comprende la reducción de los cromosomas, mediante la cual su número se reduce a la mitad. El número original de cromosomas, se restablece con la fertilización, resultado de nuevos individuos que contienen cromosomas tanto del progenitor masculino como del femenino. Los descendientes pueden semejarse a cualquiera de los progenitores, a ambos o ninguno, dependiendo de las similitudes genéticas. Entre la descendencia de una combinación particular de progenitores puede haber una variación considerable”. (Hudson T, 1971)

2.2.1.2.2. Propagación Asexual

“La propagación asexual es posible porque la división celular (mitosis) ocurre durante el crecimiento y regeneración. La multiplicación por métodos asexuales ocurre con facilidad en las plantas superiores pero de ningún modo en los animales superiores. Esta es una de las diferencias fundamentales entre esos dos grupos. La mitosis ocurre en porciones o aéreas específicas de las plantas para producir el crecimiento. Estas son: el ápice de los tallos, el ápice de las raíces, el cambium y las zonas intercalares (bases de los entrenudos en plantas monocotiledóneas). También ocurre la mitosis cuando se forma callo en una parte herida de la planta y cuando se inician nuevos crecimientos en porciones del tallo o de la raíz. El parénquima del callo consiste en células nuevas que proliferan las superficies cortadas como respuesta a una herida. Cuando los puntos nuevos de crecimiento se inician en una estructura vegetativa como la raíz o la hoja, se les llama raíces adventicias o tallos adventicios. La mitosis es el principio básico del crecimiento vegetativo normal, de la regeneración y de la cicatrización de heridas, que hace posible prácticas tales de propagación vegetativa, como la reproducción por estacas, el acodo, la separación y la división. Estos métodos de propagación son importantes porque permiten la multiplicación a gran escala de una planta individual en tantas plantas separadas como lo permita la cantidad de material paterno. Cada planta individual producida por esos métodos es, en la mayoría de los casos, genéticamente idéntica a la planta de la que procede”. (Hudson T, 1971)

2.2.1.2.2.1. Esquejes

“Esta reproducción asexual se lleva a cabo en las plantas. Los esquejes son trozos o fragmentos de plantas que son separados de ellas con fines reproductivos. Estos esquejes se plantarán y darán lugar a una nueva planta idéntica a la planta de la que precede, o lo que es lo mismo, es un clon de ella.” (Morales m, 2009)

“La mayoría de las plantas se pueden reproducir por esqueje. Entre las coníferas, por ejemplo, las criptomeras, abetos rojos, tejos, enebros y cipreses, y entre las frondosas las especies de arce, azaleas, granados, jazmines, olivos, olmos, sauces y olmos de Siberia. Los vástagos de árboles frondosos deben tener una dureza mediana, y se pueden cortar a partir de finales de junio. Los vástagos de las coníferas tienen que ser del todo maduros, y se cortan poco antes de que salgan los brotes nuevos. Se puede favorecer el crecimiento de raíces introduciendo los esquejes antes de su plantación en preparados especiales para el crecimiento (hormonas de crecimiento de raíces). En el caso de las coníferas, sólo se utiliza la punta del brote, para el futuro esqueje”. (Lesniewicz P, 1988)

“Las partes aéreas de la planta capaces de producir raíces a partir de los nudos o del plano de corte reciben el nombre de esquejes. De ellos se obtiene plantas que son copias idénticas a la planta madre”. (Hans P, 2008)

2.2.1.2.2.2. Definición de plántula o pilón

“Se denomina plántula o pilón a la planta en sus primeros estadios de desarrollo, desde que germina hasta que se desarrollan las primeras hojas verdaderas”. (Sagastume H, 2011)

En el caso de la propagación por esquejes estaríamos considerando pilón a la formación absoluta de la raíz abarcando el sustrato totalmente, es así como estaría en la bandeja de propagación fuertemente arraigada, viviendo por sí sola y lista para el trasplante y a nuevas condiciones.

2.2.2. Reproducción de especies leñosas

Brumm F y Burchards O (1970), citan que “la reproducción de las especies leñosas puede hacerse generativamente (reproducción sexual), es decir, por semilla o vegetativamente, o sea por órganos vivos que se pueden separar de la

planta, y que puestos en condiciones especiales siguen desarrollándose dando una planta independiente (reproducción asexual)”.

Los mismos autores dicen que “para la multiplicación vegetativa se usan determinados órganos de reproducción, que pueden ser brotes, trozos de brotes, yemas u hojas de las partes aéreas de las plantas o trozos de raíz, vástagos y yemas de la parte enterrada”.

2.2.3. Coníferas

Guillén R. (1975), manifiesta que “la palabra conífera tiene su origen en el latín: (conus, cono y ferre llevar); significa pues: que lleva conos”.

Según Kenneth A. (1989), “las coníferas es el nombre que se da a un grupo de árboles atractivos, mayormente de hoja perenne, y a arbustos de gran valor en el jardín. Se suele clasificar los árboles y arbustos en dos grandes familias: los de hoja ancha y las coníferas”.

Además manifiesta que “por lo general sus hojas son muy pequeñas y de forma escariforme o acicular, duras o correosas en textura y a menudo presentan líneas o un difuminado color blanco azulado o gris. Las coníferas además carecen de verdaderas flores. Sus órganos reproductivos se llaman estróbilos y consisten en espigas unisexuales o conos de pequeñas hojas escamosas que sostienen los óvulos desnudos o sacos polínicos. Después de que el polen llevado por el viento ha fertilizado los óvulos, los estróbilos femeninos se convierten en los familiares conos, de donde proviene el nombre conífera”.

2.2.3.1. Reproducción de coníferas

Según Kenneth A. (1989), “con muy pocas excepciones, todas las especies de coníferas crecen mejor de semilla. De otra parte las especies de cultivo, rara

vez son idénticas al tipo de semilla y este aspecto se debe acentuar por medio de esquejes o injertos”.

Además asevera que “la forma tradicional de hacer injertos dignos de un experto es obtener los esquejes de coníferas de un marco fresco y umbrío. Se debe evitar dé directamente sobre el semillero. El mejor medio de enraizamiento es una mezcla por mitades de arena gruesa y mediana hasta vermiculita fina o turba”.

“Los mejores esquejes son las ramas fuertes formadas el verano anterior. El esqueje sale con una porción o yema del tallo madre y se le conoce como esqueje de yema. Se debe raspar el extremo de la yema y el otro extremo del esqueje si es necesario ya que el largo total no debe exceder los 10-13 cm. Se deben quitar todas las hojas de la parte inferior de cada esqueje, se embebe la base que tenga yema con polvo de hormonas de enraizamiento y de inmediato se planta el esqueje a una distancia de 4-5 cm uno de otra y a una profundidad entre una tercera parte y la mitad del largo del esqueje, por debajo de la superficie.” (Kenneth A. 1989)

Según Guillén R. (1975), “numerosas coníferas arraigan en estacas, pero la mayoría exigen un tiempo bastante largo para enraizarse, especialmente si no se utilizan los métodos modernos de multiplicación: invernaderos, sustancias de desarrollo, niebla artificial”.

Además dice que “para producir bajo invernaderos se elige ramas maduras de un año o dos que se separan a veces con el talón, es decir, con una débil porción del tronco más antiguo del pie madre; después de una preparación, los esquejes son trasplantados a una mezcla de arena y de turba con la mezcla terrosa bien apretada contra la base de los esquejes”.

También manifiesta que “el empleo de sustancias de desarrollo (hormonas) en el momento de la preparación de los esquejes acelera notablemente el proceso de enraizamiento”.

2.2.3.1.1. Reproducción por estaquillas en las coníferas

Brumm F y Burchards O (1970), dicen que “en general, ésta forma de reproducción se efectuará sólo para la obtención de variedades, ya que las especies se reproducen mejor por semilla. Por causas técnicas de reproducción no se necesitan plantas madre para la reproducción de coníferas. Las plantas jóvenes suministran una gran cantidad de material para hacer estaquillas, pero justamente en las coníferas el cliente de gran importancia a poder ver en las plantas madre las formas que adquieren con la edad. Lo que no siempre se puede reconocer en las jóvenes plantas de los viveros es cómo se manifestará más tarde la especie arbórea. Para estos casos son siempre necesarias las plantas madre y es necesario observar que la multiplicación se necesitan brotes principales completamente maduros y lignificados”.

“Las estaquillas se plantan a continuación en la tierra de multiplicación, formada por una mezcla de turba y arena, y se clavan en tierra fuertemente quedando muy enterradas. Después del estaquillado se riega abundantemente y la cama se mantiene cerrada”. (Brumm F y Burchards O, 1970).

2.2.3.1.2. El injerto de las coníferas

Brumm F y Burchards O (1970), citan “el injerto de las coníferas se hace de la misma forma para todos los géneros; se necesitan portainjertos bien enraizados en maceta, que proceden de plantas vigorosas de más de un año, obtenidas por semilla, que siempre son más vigorosas que la púas. Las púas han de cortarse poco antes de su uso, aunque también puede almacenarse largo tiempo en una cámara frigorífica empaquetada en bolsas de plástico”.

“Los injertos terminados se llevan a las camas de multiplicación, donde las macetas se entierran en turba húmeda procurando que la parte del injerto no quede cubierta por la turba. Desgraciadamente, se pudren algunos con gran facilidad”. (Brumm F y Burchards O 1970)

2.2.4. Hormonas

2.2.4.1. Generalidades

“El desarrollo normal de una planta depende en gran parte de la interacción de factores externos (luz, nutrientes, agua, temperatura) e internos (hormonas). Las hormonas vegetales o fitohormonas son aquellas sustancias sintetizadas en un determinado lugar de la planta y que se traslocan a otro donde actúan a muy bajas concentraciones, regulando el crecimiento, desarrollo, reproducción y otras funciones de las plantas. Hay cinco grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento, las auxinas, giberelinas, citoquininas, el ácido abscísico y el etileno. A cada grupo se les ha asignado un efecto dominante, pero es común encontrar efectos contradictorios en la respuesta fisiológica asociada a cada etapa de desarrollo (vegetativa y reproductiva). En el momento de optar por la propagación vegetativa la regulación hormonal dependerá de la especie (genotipo), del ambiente (estímulos físicos) y la respuesta se verá afectada por la concentración y proporción de cada una de estas hormonas”. (Rojas S.*et al*)

2.2.4.2. Auxinas

Según Rojas S, *et al*, “existen varios tipos de auxinas, algunas son naturales y otras sintéticas, se conocen el ácido indolacético (AIA), ácido naftalacético (ANA), ácido indolbutírico (AIB), 2,4,-D y 2,4,5-T. El ácido indol-3-acético o AIA es la más conocida, es una hormona natural que se produce en los ápices de los tallos, meristemos y hojas jóvenes de yemas terminales, de allí migra al resto de la planta en forma basipétala (de arriba para abajo) mediante un mecanismo activo, exhibiendo fuerte polaridad durante el transporte a través de las células del floema y del parénquima presente en el xilema; durante su circulación, la auxina reprime el desarrollo de brotes axilares laterales a lo largo del tallo, manteniendo de esta forma la dominancia apical. El movimiento de la auxina fuera de la lámina foliar hacia la base del pecíolo parece también prevenir la abscisión”.

El mismo autor manifiesta que “la función o modo de acción de las auxinas, se sitúa principalmente a nivel de las membranas celulares, donde se modifican la permeabilidad de ésta, llevando consigo también una modificación del funcionamiento celular y activando su metabolismo, esto tiene efecto sobre la división y crecimiento celular, la atracción de nutrientes y de otras sustancias al sitio de aplicación, además de las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas, entre otros aspectos. Hormonas sintéticas pueden ser aplicadas para promover el desarrollo de raíces a través de su acción antagónica en hormonas que inhiban las raíces”.

Beaulieu R *et al* (1973), afirma “los estudios sobre el cultivo de los tejidos han demostrado de una forma clara e indiscutible que la auxina es indispensable para la división celular. La mayor parte de los tejidos vegetales son incapaces de desarrollarse en medios que no contienen auxinas”.

Además el mismo autor afirma que “entre las muy numerosas sustancias auxínicas de síntesis experimentadas hasta hoy, tres han tomado gran importancia por lo que concierne al enraizamiento”.

- El ácido β indolacético (AIA).
- El ácido β indolbutírico (AIB) (IBA)
- El ácido naftalenacético (ANA)

Beaulieu R *et al* (1973), dice “las tres hormonas citadas-AIA, AIB y ANA- no tienen exactamente la misma acción sobre la rizogénesis y he aquí la causa (en parte al menos) de las propiedades secundarias de su molécula: facilidad de penetración y rapidez de conducción dentro de la planta”.

Según Weaver R (1976), “las auxinas tienen la capacidad de incrementar el índice de prolongación de las células de los coleóptilos y tallos. Influyen también en otros procesos fisiológicos, como son el desarrollo de los frutos y la

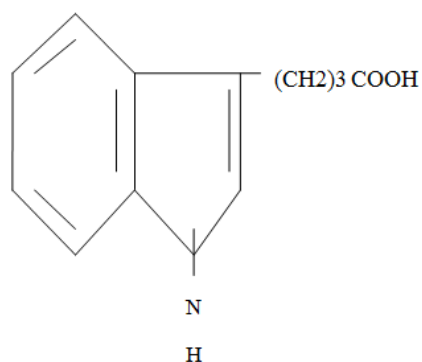
formación de las raíces. Una concentración baja de auxinas estimula la prolongación de las células; sin embargo una concentración extremadamente alta puede provocar inhibiciones”.

Según el mismo autor, “las auxinas estimulas también la división celular, por ejemplo frecuentemente fomentan el desarrollo de los callos, de los que se desprenden crecimientos similares a raíces. Las auxinas son muy efectivas en iniciar la formación de raíces de varias especies vegetales”.

2.2.4.2.1. Ácido Indolbutírico IBA

Weaver R (1976), sobre el IBA dice “es una de las mejores auxinas estimulantes del enraizamiento, tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructoras de auxinas, la destruyen en forma relativamente lenta, un producto químico persistente resulta muy eficaz como estimulante de raíces. . Debido a que el IBA se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación. Los reguladores de crecimiento que se desplazan con facilidad pueden causar efectos indeseables de crecimiento en la planta propagada. Las auxinas como el IBA estimulan la división celular, frecuentemente fomentan el desarrollo de callos de los que se desprenden crecimientos similares a raíces. Un producto químico persistente resulta muy eficaz como estimulante de las raíces”.

Beaulieu R, *et al* (1973), menciona “el AIB es más estable y menos soluble. Su molécula pasa menos rápidamente en los diferentes tejidos de la planta y por eso queda más tiempo en el punto de su aplicación. Su acción es más localizada”.



2.2.5. Inducción Del Enraizamiento

Según cita Rojas S., *et al*, “no todas las plantas tienen la capacidad de enraizar espontáneamente, por lo que a veces es necesario aplicar sustancias hormonales que provoquen la formación de raíces. Para favorecer y acelerar la emisión de raíces, se usan productos hormonales reguladores de crecimiento, pudiéndose mezclar o usar simultáneamente varios para aumentar el efecto de los mismos”.

“Como se describió anteriormente se debe prestar mucha atención a la dosificación de estas sustancias. Las auxinas localizadas y pueden transformarse rápidamente en tóxicas, sin embargo, en un suelo o en un sustrato orgánico, los microorganismos degradan con bastante rapidez estos productos. Los métodos de aplicación varían según la formulación del producto comercial, generalmente viene para uso directo en polvo o para disolución en agua. Para el segundo caso se pueden utilizar dos estrategias: remojo de las bases de las estacas (de 2 a 3 cm) en soluciones de baja concentración de la hormona por tiempos prolongados (de 4 a 12 horas) este método es lento y poco exacto, es difícil de realizar cuando el material es numeroso y algunas veces las hojas se marchitan durante el proceso, por ello se puede recurrir a soluciones con alta concentración y tiempos de inmersión cortos (5 a 15 minutos); una variante con buenos resultados es el uso de alcohol etílico como solvente con tiempos cortos de inmersión (5 segundos), posteriormente, antes de colocarlas en el sustrato de propagación, se somete la base de la estaca al aire frío para evaporar el alcohol. La mayoría de las especies forestales enraízan adecuadamente con AIB, aunque se ha observado que para algunos clones la adición de ANA resulta más benéfica. Para las especies forestales tropicales se recomiendan la inmersión de la base de las estacas en soluciones de AIB al 4% en alcohol etílico como solvente”. (Rojas S., *et al*)

Hurtado y Merino (1988), citan “si aplicamos AIA o ácido indolbutírico (AIB) a la base de las varetas de árboles caducifolios, se provocará (pasado unos días) una hinchazón blanco amarillento en la zona de la aplicación de la auxina.

Esta hinchazón es debida al desarrollo de callo, producido por la rápida división de células del parénquima”.

Según Weaver R (1976), “entre los que comúnmente se utilizan, uno de los mejores estimuladores del enraizamiento es la auxina IBA. Tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructores de auxinas, la destruyen en forma relativamente lenta”.

“Los reguladores del crecimiento pueden modificar tanto el tipo de raíces como el número en que se produzcan. El IBA produce un sistema de raíces fuertes y fibrosas, mientras que los ácidos fenoxiacéticos a menudo producen un sistema de raíces atrofiado y matoso, compuesto de raíces dobladas y gruesas”. (Weaver R, 1976)

2.2.6. Sustratos o agregados

2.2.6.1. Generalidades

Samperio G. (1997) cita que “el cultivo sin tierra o sin suelo, en efecto, permite el desarrollo del sistema radicular en un medio sólido o líquido, contenido en un espacio limitado y aislado fuera del contacto con el suelo (tierra)”.

Además dice que “los materiales que sirven para sustrato para el cultivo sin tierra pueden ser de origen diverso”:

- a) Orgánicos, como la cáscara de arroz, la viruta y el aserrín de madera, la cáscara de coco, etc.
- b) Naturales, entre los más utilizados destacan la grava, arena, tezontle, piedra pómez carbón mineral, piedra volcánica (como el basalto), perlita, vermiculita, ladrillo triturado o lana de roca; ésta es una combinación de

roca basáltica y roca calcárea fundida y puesta en un disco giratorio para obtener sólidos fibrosos, que son el sustrato.

- c) Sintéticos. También sirve de sustrato el hule espuma, el “tecnosport” y los pelets o esponjas de polipropileno (trozos de plástico), poliuretano, poliestireno, polietileno, etc.

La misma autora también manifiesta que “en algunos países se fabrican y comercializan diversos sustratos elaborados con materiales variados y características particulares de ligereza, retención de humedad, fáciles de manejar y desinfectar, con una duración de hasta 20 a 25 años, de diferentes medidas, etc”.

2.2.6.2. Características de un Sustrato

Según Hartmann, Kester y Davies (1990), manifiestan “en la germinación de semillas se utilizan diversos materiales y mezclas. Para obtener buenos resultados se necesita que el medio reúna las siguientes características”:

- a. El medio debe ser lo suficientemente macizo y denso para mantener en su lugar las semillas durante la germinación. Su volumen debe mantenerse bastante constante, seco o húmedo.
- b. Debe retener suficiente humedad para no regarlo con demasiada frecuencia.
- c. Debe ser lo suficientemente poroso de manera que escurra el agua excesiva, permitiendo una aireación adecuada.
- d. Debe estar libre de semillas de malezas, nematodos y diversos patógenos.
- e. No debe tener un alto nivel de salinidad.
- f. Debe poder ser pasteurizado con vapor o sustancias químicas sin que sufra efectos nocivos.
- g. Debe proporcionar una provisión adecuada de nutrientes cuando las plantas permanecen en él un largo período.

Aleconsult International (2015) en su página web cita “los sustratos se usan en dos procesos distintos para el desarrollo vegetal: la multiplicación y la producción”.

- “Para la multiplicación o reproducción se usa un sustrato fino para que la semilla o el esqueje tengan una óptima penetración con el medio para poder germinar y enraizar con facilidad”.
- “Para la producción se usa un sustrato poroso para que el sistema radicular de la planta obtenga las mejores condiciones para un buen desarrollo. Solamente raíces sanas y bien desarrolladas garantizan un buen crecimiento vegetal, salud de la planta, floración abundante y en el caso de la horticultura una buena producción”.

“Otros componentes como la perlita, arcilla, fibra de coco, etc. se utiliza adicionalmente pero en muy pequeñas cantidades”.

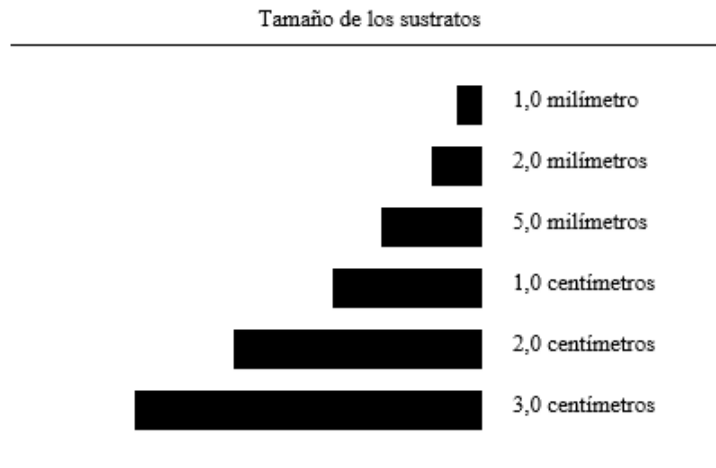
2.2.6.3. Tamaño de los sustratos

Según cita Samperio G. (1997) “el tamaño de las partículas o de los agregados para el cultivo determina el espacio poroso que queda entre una y otra, y constituye el espacio poroso: es decir, el lugar no ocupado por las partículas”.

“Este espacio puede ser dos tipos: cuando los poros o espacios son muy pequeños, se denominan poros capilares; y a los segundos, por constituir espacios más grandes, se les llama macroporos. Los espacios capilares son los que retienen la humedad; mientras que los macroporos, al vaciarse al final del período de riego, permiten la aireación de las raíces y, por tanto, su oxigenación”. (Samperio G. 1997)

También dice la misma autora que “de esta manera, el tamaño de las partículas del sustrato permite que haya un equilibrio entre el contenido de agua y

de aire. Por lo tanto, el tamaño del agregado es la clave para el correcto funcionamiento hídrico y aéreo del sustrato”.



2.2.6.4. Mezclas

Según citan Sánchez y Calderón citado por Jácome J (2011), señalan que “el trabajar con sustratos, es realizar mezclas en diferentes proporciones. La arena, la escoria o piedra pómez, son excelentes para garantizar la distribución de la humedad, pero sus proporciones y elementos dependen del análisis de las características de cada componente en particular”.

Según estos autores, “las proporciones en volumen de cada uno de los diferentes ingredientes empleados siempre deberán buscar un acuerdo con las características contempladas en él. En general, la experiencia señala como mejores sustratos aquellos que permitan la aireación del 15 al 35% de aire y del 20 al 60% de agua en relación con el volumen total”.

Según Jácome J (2011), sin embargo, “las mezclas más pesadas podrán utilizarse al aire libre”.

1. Debe retener la humedad

2. Debe permitir la buena aireación
3. Buena estabilidad física
4. Ser inerte biológicamente
5. Buen drenaje
6. Debe tener capilaridad
7. Debe ser liviano
8. Debe ser de bajo costo
9. Debe estar disponible.

2.2.6.5. Tipos de sustratos o medios de enraizamiento

2.2.6.5.1. Peat moss

“La turba o peatmoss es un sustrato que se extrae de depósitos de restos de la vegetación acuática, pantanosa o de ciénaga. Uno de los principales elementos que lo integran son los restos parcialmente descompuesta de musgo del género *Sphagnum moss*. Estos depósitos han permanecido congelados durante varios miles de años. Es un sustrato que se caracteriza por presentar una estructura mullida en la que el 95% del volumen son espacios porosos, con alto contenido de materia orgánica, partículas de tamaño intermedio, excelente retención de humedad con efecto absorbente como esponja, que puede llegar ser hasta el 70% del volumen total. Fácil de mezclar con otros productos”. (ACEA, 2013)

“Es un material pardo oscuro, con buena retención de humedad, buena aireación y alto contenido de materia orgánica”. (Cosechando natural)

“El Peat moss o *Sphagnum* es un sustrato recomendado para germinación y desarrollo a base de musgo *Sphagnum* en fibras de 1-20 milímetros, recomendado para el llenado de bolsas de cultivo y bancales. Al tener fibras de 1 - 20 mm se puede tener la seguridad de que se incrementará la aireación, mejorará el drenaje y mantendrá una excelente humedad para las hortalizas y flores y jardinería en general”. (Hydro Environment)

Florka (2015), en su página web menciona “el peat moss o turba es un material orgánico compacto, de color pardo oscuro y rico en carbono. Está formado por una masa esponjosa y ligera en la que aún se aprecian los componentes vegetales que la originaron. Tiene propiedades físicas y químicas variables en función de su origen. Se emplea como combustible y en la obtención de abonos orgánicos. Se pueden clasificar en dos grupos: turbas rubias (las que más le ha dado el sol) y negras”.

Aleconsult International (2015), en su página web manifiesta que “la turba, también conocido como peat moss, es un material orgánico compacto, de color pardo claro hasta oscuro y rico en carbono. Está formado en regiones nórdicas con pantanos por una masa esponjosa y ligera en la que aún se aprecian los componentes vegetales que la originaron. Tiene propiedades físicas y químicas variables en función de su origen. Se pueden clasificar en dos grupos: turbas rubias y negras. Las turbas rubias tienen un mayor contenido en materia orgánica y están menos descompuestas. Las turbas negras están más mineralizadas teniendo un menor contenido en materia. La turba rubia que es naturalmente ácida (pH 3,5 - 4,0), forma la base principal para la producción de substratos profesionales”.

Además manifiesta para ambos tipos de substratos que “es una relación equilibrada entre la cantidad de turba rubia y la turba negra para poder garantizar el drenaje en el caso de exceso de agua por un lado y la retención de la humedad y los nutrientes por el otro lado”.

Según manifiestan Fernández y Aguilar (1998), citados por Barona R (2004), las turbas son de materiales de origen vegetal, de propiedades físicas y químicas

Además este autor muestra en sus anexos el resultado del análisis de peat, moss BM₂ siendo:

Parámetros	Unidades	Resultados
pH		5,5
CE	Umhos/cm	110
MO	%	70
Porosidad	%	84
N	mg/l	52
P	mg/l	5,2
K	mg/l	35
Ca	mg/l	38
Mg	mg/l	17
Zn	mg/l	9
Mn	mg/l	0,5
B	mg/l	0,2
Turba	%	70
Perlita	%	15
Vermiculita	%	15

2.2.6.5.2. Pomina

Hartman y Kester (1974), manifiestan sobre la pomina que “es un material blanco – grisáceo de origen volcánico y se extrae de los derrames de lava. Forma granos pequeños esponjosos, absorbe agua en proporción de cuatro veces su peso, no tiene capacidad de amortiguamiento”.

Cita Miranda (1975), citado por Vega (1987) sobre este sustrato que “es un material inerte de enraizamiento, que mezclado con algo de turba se ha evidenciado como el medio más efectivo para la rapidez de arraigue de esquejes o estacas”.

Cita Mainardi (1980), quien es citado por Vega (1987) e indica “se presenta en forma de bolitas agregadas, muy ligeras, inerte, de color marrón

claro, poroso, contiene cantidades de agua superior a su peso respecto a otros materiales”.

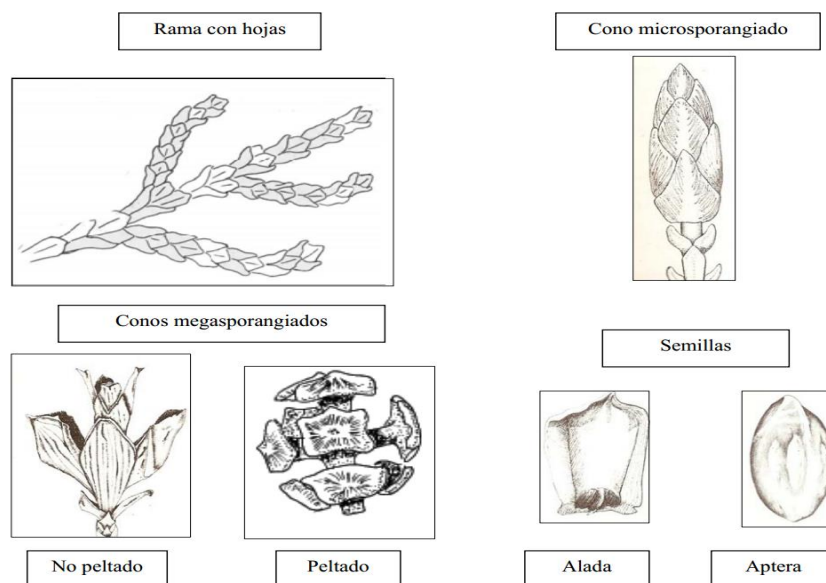
2.2.7. Familia Cupressaceae

2.2.7.1. Características botánicas

Según Luengo (213), “son árboles o arbustos resinosos, con hojas simples, aciculares o en forma de escama, enteras, que se sitúan en disposición opuesta o en verticilios, por 3 ó 4 y habitualmente perennes. Las cupresáceas no tienen verdaderas flores y sus órganos reproductores pueden ser monoicos (en la misma planta dos sexos) o en dioicos (en distintas plantas)”.

“La polinización es anemófila. Producen conos masculinos y femeninos, con escamas enfrentadas o en verticilios, que pueden ir en la misma planta o en plantas de distinto sexo”. (Luengo, 2013)

“Conos maduros leñosos o carnosos, de maduración anual o bienal, con las escamas provistas a veces de apéndice dorsal. Semillas aladas o ápteras”. (UNNE, 2013)



(Figuras extraídas de Dimitri M. J. 1989)

2.2.7.2. Géneros y especies

“Los géneros más importantes son: *Cupressus* (cipreses), *Juniperus* (enebros y sabinas), *Chamaecyparis* (cedro blanco de Oregón), *Calocedrus* (cedro blanco de California) y *Thuja* (árbol de la vida)”. (Luengo, 2013)

2.2.7.2.1. Género *Cupressus* L. “Ciprés”

“Coníferas arbóreas siempreverdes, con la corteza que se desprende y exfolia. Ramillas tetragonas, redondeadas o aplanadas. Hojas escamiformes, dispuestas en pares decusados, imbricadas, a menudo con una glándula resinosa. Conos globosos u ovalados, leñosos, con 6 a 14 escamas. Comprende unas 20 especies distribuidas por Norte América, hasta América Central, Norte de África hasta China Central”. (árboles ornamentales, 2013)

“El número de especies reconocidas dentro de este género varía considerablemente, del 16 al 25, o más, de acuerdo a la autoridad seguida, porque la mayoría de las poblaciones son pequeñas y aisladas, y si se debe conceder rango específico, subespecie o variedad es difícil de determinar”.(Web Academia, 2013)

“El género *Cupressus* tiene 20 especies, entre ellas: *Cupressus sempervirens* (ciprés común), *Cupressus arizónica* (ciprés de Arizona), *Cupressus macrocarpa* (ciprés de Monterrey), *Cupressus funebris* (Ciprés llorón), y *Cupressus lusitánica* (ciprés de Portugal)”. (Luengo O, 2013)

2.2.7.2.1.1. Distribución

“Se encuentra distribuida en regiones templadas o templado-cálidas de ambos hemisferios, pero más abundantemente en el hemisferio norte”. (UNNE, 2013)

2.2.8. *Cupressus macrocarpa* Var. 'Gold crest'

2.2.8.1. Origen y Generalidades

Según dice Guillén R. (1975), “es sin duda la mejor variedad dorada cultivada de *C. macrocarpa* en razón de su matiz amarillo dorado brillante, particularmente en invierno, se debe plantar a pleno sol para que adquiera su bonita coloración”.

Según cita Conifer Specialist Group (1998), citado por Cabrera, Martínez y Granada “el origen de *Cupressus macrocarpa* es de California en los Estados Unidos”.

Según la Universidad Autónoma de la ciudad de México UACM en su programa ambiental, manifiesta que “el Cedro limón en su área de origen, se le encuentra asociado a *Pinus radiata*. Generalmente presenta forma columnar o cónica cuando es joven, pero puede hacerse redondo con la edad. Al frotar las hojas desprende un olor a limón o a mandarina. Se propaga principalmente por semillas. Presenta resistencia alta a la contaminación y requiere de poco mantenimiento”.

Infojardín en su página web (2013), menciona que “*Cupressus macrocarpa*” 'Gold crest' (Ciprés limón, Pino limón) es de forma cónica en su edad adulta, pero sensible al frío, sus hojas son de color amarillo oro. Conífera extraordinariamente decorativa por su color amarillo oro. Muy recomendable para composición de rocallas y como pie aislado”.

Además según The Plant Finder's Encyclopedia (2003-2006), citado por Cabrera, Martínez y Granada (2007), “la planta de *Cupressus macrocarpa* Gold crest es un ciprés columnar elegante, uno de los mejores de forma oval abultado simétrico, hermosamente proporcionado. Es uno de las mejores confieras doradas

y especialmente en invierno cuando el color se acentúa más. Desde luego para llegar a esta majestuosa forma requiere años”.

Según The Virtual Plant Tag (2007), citado por Cabrera, Martínez y Granada (2007), “el Cedro Limón requiere sol completo, es de condiciones medianamente secas a secas, follaje siempre verde. Las hojas se amarillan en verano, el fruto es negro en la estación de otoño, es resistente a la sequía y tolerante a la salinidad”.

Según cita Ruta bonsái (2013) en su página web “el ciprés limón es un árbol originario del sudoeste de USA, alcanza los 30m de altura. Es un árbol perenne, muy aromático aroma similar al limón, resinoso, de hojas pequeñas color verde oscuro y grueso. Corteza muy agrietada y de color pardo-grisáceo. De forma piramidal muy característica. Sus conos masculinos son terminales pequeños de 2-4mm y los conos femeninos son más grandes 2-3cm y también terminales”.

“Generalmente usado como seto por su rápido crecimiento, le gustan los lugares muy soleados donde crece muy tupido y frondoso. Acepta casi cualquier tipo de suelo, generalmente es utilizado en zonas costeras. Es bastante resistente a las bajas temperaturas, resiste bien las heladas invernales”. (Ruta bonsái, 2013)

2.2.8.2. Taxonomía

Según Wikipedia Conifer Specialist Group (1998), la taxonomía del ciprés es:

Reino	Plantae
División	Pinophyta
Clase	Pinopsida
Orden	Pinales
Familia	Cupressaceae

Genero	<i>Cupressus</i>
Especie	<i>macrocarpa</i>

2.2.8.3. Variedades

Según cita Oregon State University (1999-2007), citado por Cabrera y Martínez (2007), árboles seleccionados de *Cupressus macrocarpa*:

- 'Golden Pillar' [Golden Pillar Cypress]
- 'Karoonda' [Karoonda Cypress]
- 'Wilma Gold crest' [Wilma Gold crest Cypress].

2.2.8.4. Usos

“Es cultivado como planta de sombra y ornato por la belleza y aroma de su follaje. Se utiliza para la formación de setos y como barrera contra el ruido. La mayoría de sus “variedades” con interés ornamental se producen con viveros comerciales y pueden injertarse entre sí. También se cultiva como bonsái”. (UACM, 2013)

2.2.8.5. Luz

“Requiere un sitio con tanta luz como sea posible”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.2.8.6. Humedad

“Gold crest crecerá mal en habitaciones con calefacción. De preferencia ubicarlo en una estancia fresca”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.2.8.7. Riego

“No riegue sistemáticamente cada cierto número de días, sino habrá que considerar la humedad que tenga el sustrato”. (Cabrera y Martínez, 2007)

“El riego se da cada tercer día aunque esto depende de la época del año ya que en época de lluvias va a depender mucho del temporal que se presente o en su defecto diario si hay altas temperaturas, mayores a 30°C. La planta indica cada cuando regar”. (Cabrera y Martínez, 2007)

“Crece en cualquier suelo bien drenado y a pleno sol con refugio del frío y los vientos de sequía. Tolera condiciones secas cuando se estableció”. (Royal Agricultural Society, 2013)

2.2.8.8. Suelo

“Tolera todo tipo de suelos, desde ácidos hasta ligeramente alcalinos, incluso resístela cercanía al mar. Crece mejor en suelos arenosos y con cierta humedad”. (UAVM, 2013)

2.2.8.9. Problemas de cultivo del Ciprés Gold crest

“Las raíces se pudren fácilmente por exceso de riego. La base de la planta se torna de color marrón. Si se secan por las puntas, puede ser por falta de Magnesio”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.2.8.10. Enraizamiento

Según Hansen (1990), citado por Cabrera y Martínez (2007), “los esquejes entre 7 a 20 cm. de longitud enraízan igualmente en primavera. Esquejes

grandes (13-20 cm.) producen un mayor número de raíces que los esquejes pequeños (7-13 cm.) excepto cuando existen altas temperaturas o bajas condiciones de luz. Los tallos de color café de segundo año enraízan igualmente que tallos de un año de crecimiento. Tratando los esquejes con sustancias promotoras del enraizamiento (Talco IBA 1 a 2% de ingrediente activo) producen altos porcentajes de enraizamiento (83-88%) y un gran número de raíces en cada esqueje (3.9) comparado con esquejes no tratados (30% y 2.7 raíces). Los mejores enraizamientos se dan en marzo (85%) con respecto a los de julio (26%) y Octubre (1%)”.

2.2.8.11. Planta Madre

“La planta madre puede estar en piso o en envase de más de 20 litros. El manejo de la planta madre es similar a las plantas en desarrollo”. (Cabrera y Martínez, 2007)

Según Curay (2013), (1) las plantas madres corresponde a la planta donante de esquejes que puede ser en el caso de coníferas de un año en adelante, con características a la vista vigorosa, sana y con el brillo verde claro del follaje en Gold crest. Además que por su transferencia genética o clonación, se debe escoger la planta madre que muestre sanidad absoluta, pues aquí veremos la descendencia con las mismas propiedades.

2.2.8.12. Enraizado de esquejes

“Los esquejes se cortan de 10 a 12 cm. Con 5 cm. de la base para poder colocarlas en la maceta de seis pulgadas llenas de sustrato en cada maceta se colocan de 25 a 30 esquejes. A los esquejes se les coloca enraizador y posteriormente se les ubican bajo cubierta plástica lechosa con retención del 50% de luz se da un riego diario y en tres meses enraíza”. (Cabrera y Martínez, 2007)

CURAY S. 2013, Cultivos Ornamentales (entrevista personal), Ingeniero Agrónomo, Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ciencias Agropecuarias

2.2.8.13. Adaptación

“Las macetas con esquejes enraizados se colocan bajo malla sombra durante un mes para adaptarlos”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.2.8.14. Trasplante

“Posteriormente cada uno de los esquejes enraizados se colocan en envase de 1 L con tierra lama y estos se ubican a la intemperie”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.2.8.15. Poda y Pinzado

“Responde muy bien a la poda invernal y al pinzado durante la época de crecimiento, siempre brotando con fuerza. Es pinzado más común se realiza con las yemas de los dedos, eliminado la punta de los brotes, se realiza durante primavera y verano”. (Ruta Bonsai, 2013).

2.2.8.16. Fertilización

“Se fertiliza con Nitrofoska líquida de 30 a 40 ml por bomba de 25 l, una vez por semana. Cuando se cambia a envase de 8 l se fertiliza con sulfato de amonio al voleo una vez por mes”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.2.8.17. Plagas y Enfermedades

“Los principales problemas que se presentan son ácaros y phomopsis. Se aplica Folidol 40 ml por bomba de 25 l de agua, este tratamiento se hace semanal y puede ser aplicado en conjunto con Nitrofoska. Cuando la planta ya se encuentra en envase de 8 l., aplicar cada mes Captan dos cucharaditas en bomba de 25 l y Thiodan 40-50 ml o Furadan 30-40 ml/bomba”. (Cabrera y Martínez, 2007)

“Es atacado por escamas y conchuelas en primavera y en suelos encharcados puede ser atacado por Phytophthora un hongo del suelo de muy difícil erradicación”. (Ruta Bonsai, 2013)

2.2.8.18. Cambio de Envase

“A los 9 meses se transfiere del envase de 1 l a envase de 8 l. en donde se ocupa sustrato compuesto del 35% de tierra de hoja y 65% de tierra lama. Los riegos se dan cada tercer día o diario”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.3.8.19. Propagación

“Propagar semimaduro por estaquillas de crecimiento vigoroso joven en verano tardío”. (Cabrera y Martínez, 2007)

2.4. **HIPÓTESIS**

H1 La aplicación de hormona y el sustrato 50% + 50% de pomina y peet moss, alcanzaran los mejores resultados en la propagación asexual del ciprés limón.

H0 Sin la aplicación de hormona y el sustrato 50% + 50% de pomina y peet moss, los resultados serán limitados en la propagación asexual del ciprés limón.

2.4.1. **Variables independientes:**

- Concentración de hormona
- Mezcla de sustratos.

2.4.2. Variables dependientes:

- Tiempo a la formación del callo.
- Porcentaje de sobrevivencia
- Tiempo a la formación de la radícula
- Tiempo a la formación del pilón
- Altura de planta
- Volumen del sistema radical
- Volumen del follaje

2.5. OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES

2.5.1. Variable Independiente: Hormonas y Sustratos

VARIABLE	CONCEPTO	INDICADOR	ÍNDICE
HORMONA	Se entiende por hormonas vegetales aquellas sustancias que son sintetizadas en un determinado lugar de la planta y se traslocan a otro, donde actúan a muy bajas concentraciones, regulando el crecimiento, desarrollo ó metabolismo del vegetal.	- Concentraciones H0 H1 H2 H3	0 ppm 500 ppm 1000 ppm 1500 ppm

SUSTRATO	Un sustrato es todo material sólido distinto del suelo, natural de síntesis o residual mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta desempeñando, por tanto un papel de soporte.	- Mezclas	
		Peat moss +	
		Pomina	%
		S1	75+25
		S2	50+50
		S3	25+75

2.5.2. Variable Independiente: Propagación asexual

PROPAGACIÓN ASEXUAL	Acción y efecto de formación de una nueva planta, emite raíces y follaje a partir de un esqueje.	*Porcentaje de prendimiento	%
		*Tiempo a la formación del callo.	días
		*Porcentaje de sobrevivencia	%
		*Tiempo a la formación de la radícula	días
		*Tiempo a la formación del pilón	días
		*Altura de planta	cm
		*Volumen del sistema radicular	cc
		*Volumen del follaje	cc

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1. ENFOQUE, MODALIDAD Y TIPO DE INVESTIGACIÓN.

En esta investigación los datos se analizaron estadísticamente estableciendo comportamientos e interacciones, predominando así un enfoque cuantitativo.

Además las modalidades de investigación que se empleó fueron bibliográficas y documentales, a través del diseño experimental de acuerdo a los factores en estudio, así como explicativa de acuerdo a la referencia que hacen los resultados.

3.2. UBICACIÓN DEL ENSAYO

El ensayo se realizó en la propiedad del Ing. Segundo Curay, ubicada en el sector Luz de América. Provincia de Tungurahua, Cantón Ambato, Parroquia Juan Montalvo, Correspondiente a las siguientes Coordenadas Geográficas: 01°19'23.0" Latitud Sur y 078° 37'15,7" Longitud Oeste. A una altitud de 2878 msnm. Estos datos tomados según el Sistema de Posicionamiento Global (G.P.S.).

3.3. CARACTERIZACIÓN DEL LUGAR

3.3.1. Clima

Según la Estación Meteorológica de Querochaca, los datos climáticos tabulados de cinco años 2009 – 2013, de la zona son los siguientes:

Temperatura media anual:	13.3°C
Precipitación anual:	592.36mm
Humedad relativa media anual:	77,41 %
Nubosidad media anual (octas):	6,66
Evaporación total mensual:	92,6 mm

3.4. FACTORES DE ESTUDIO

➤ Material Vegetal

Esquejes apicales

➤ Concentración de hormona IBA

Sin hormona	H0
500 ppm	H1
1000 ppm	H2
1500 ppm	H3

➤ Sustrato

Peat moss 75% + Pomina 25%	S1
Peat moss 50% + Pomina 50%	S2
Peat moss 25% + Pomina 75%	S3

3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL

Se utilizó el diseño de parcelas divididas en un arreglo factorial 3*4 (3 porcentajes de sustratos*4 concentraciones de hormona IBA) teniendo un total de 12 tratamientos con 3 repeticiones cada uno.

3.6. TRATAMIENTOS

3.6.1. Cuadro de resumen de tratamientos

El total de tratamientos aplicados fueron 12, como se indica en el siguiente cuadro:

Nº	Símbolo	Esqueje apical de ciprés limón con sustratos y concentraciones de hormona IBA
1	S1H1	Peat moss 75 + Pomina 25%/ 500 ppm
2	S2H1	Peat moss 50 + Pomina 50%/ 500 ppm
3	S3H1	Peat moss 25 + Pomina 75%/ 500 ppm
4	S1H2	Peat moss 75 + Pomina 25%/ 1000 ppm
5	S2H2	Peat moss 50 + Pomina 50%/ 1000 ppm
6	S3H2	Peat moss 25 + Pomina 75%/ 1000 ppm
7	S1H3	Peat moss 75 + Pomina 25%/ 1500 ppm
8	S2H3	Peat moss 50 + Pomina 50%/ 1500 ppm
9	S3H3	Peat moss 25 + Pomina 75%/ 1500 ppm
10	S1H0	Peat moss 75 + Pomina 25%/ sin hormona
11	S2H0	Peat moss 50 + Pomina 50%/ sin hormona
12	S3H0	Peat moss 25 + Pomina 75%/ sin hormona

3.6.2. Análisis de datos recolectados

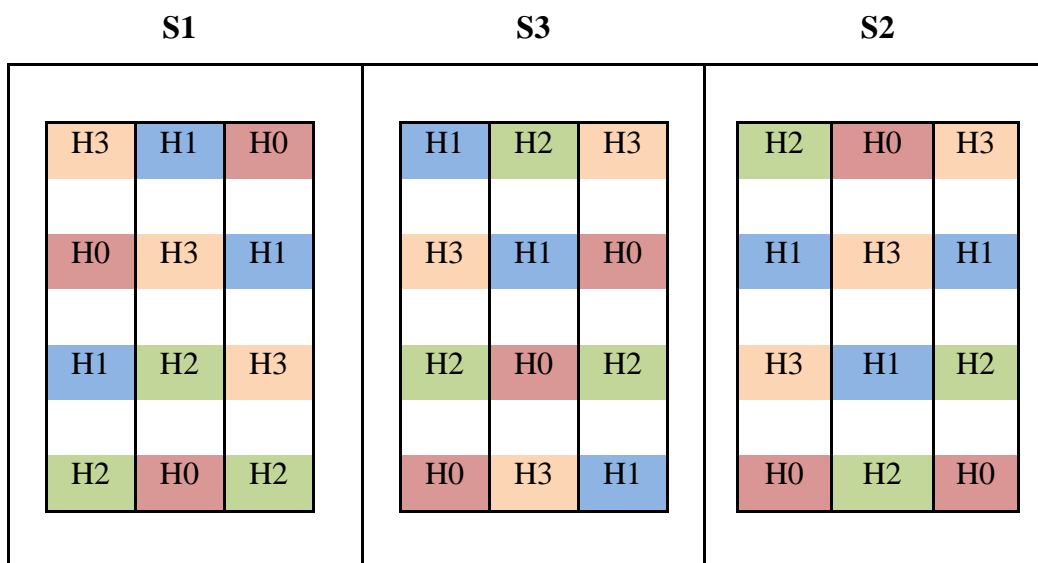
3.6.2.1. Análisis estadístico

Los datos recolectados se procesaron a través del análisis de varianza (ADEVA) utilizando el programa estadístico InfoStat, además se realizó la prueba de Tukey para determinar diferencias entre tratamientos, hormona y sustratos determinando así el que produjo los mejores resultados.

3.6.2.2. Esquema de análisis de variación

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD
Repeticiones	2
Sustratos (S)	2
Hormonas (H)	3
Tratamientos	11
Error Experimental	22
TOTAL	35

3.7. DISEÑO DE PARCELAS



3.8. DATOS TOMADOS

3.8.1. Variables agronómicas

3.8.1.1. Días a la formación de callo

Se contabilizó el número de días transcurridos desde la colocación del esqueje a la formación del callo es decir cuando las plantas presentaban la proliferación de células meristemáticas apareciendo una hinchazón o bulto con coloración blanquecina, se tomó en cuenta que la base de los esquejes presente esta protuberancia. Se evaluó de manera sistemática tomando el primer esqueje y luego se continuó el muestreo cada 3 esquejes.

3.8.1.2. Porcentaje de sobrevivencia

Se tomó como dato al número de plantas sanas, vivas y con callo a los 15 días después de la formación del callo. Se evaluó el total de esquejes por tratamiento.

3.8.1.3. Días a la formación de la radícula

Se contabilizó el número de días transcurridos desde la plantación a la formación de la radícula, se evaluó de manera sistemática tomando el primer esqueje y luego se continuó el muestreo cada 3 esquejes.

3.8.1.4. Días a la formación del pilón

Se contó los días transcurridos desde la instalación del ensayo a la formación total de la plántula enraizada y que ésta sostenga por completo el sustrato, se tomó de manera sistemática.

3.8.1.5. Altura de planta

Se midió la altura de la planta utilizando cinta métrica cuando el esqueje formó el pilón, se evaluó de manera sistemática tomando el primer esqueje y luego se continuó el muestreo cada 3 esquejes.

3.8.1.6. Volumen del follaje

Se evaluó de manera sistemática tomando la primera planta y luego se continuó el muestreo cada 3 plantas, cuando el pilón estuvo totalmente bien formado, en cada uno de los tratamientos.

3.8.1.7. Volumen del sistema radicular

Para su evaluación se tomó de manera sistemática la primera planta y luego se continuó el muestreo cada 3 plantas cuando el pilón estuvo bien formado, para lo que se lavó el sustrato previamente.

3.9. MANEJO DE LA INVESTIGACIÓN

3.9.1. Preparación del sustrato en bandejas

La mezcla del sustrato se realizó en las proporciones establecidas con peat moss y pomina, las bandejas fueron de 84 alveolos de los que se llenó 42 en cada una. La ubicación de las bandejas de enraizamiento fue de 70 cm de alto desde el piso. El sustrato fue desinfectado con una aplicación de Vitavax en dosis de 1 cc/l

3.9.2. Trazado de ensayo

Se señalaron los bloques, los tratamientos y se distribuyó al azar como se manifiesta en el esquema de campo. Se colocó letreros con los respectivos tratamientos y repeticiones.

3.9.3. Obtención del material vegetal

El material vegetal que se cortó fue de plantas madres de un metro a metro cincuenta de altura, con las mejores características, se obtuvo los esquejes apicales necesarios de ciprés limón de acuerdo al número de tratamientos y repeticiones. Los esquejes midieron de 5 a 8 cm de largo, y se verificó que no esté lastimada la base del corte, para evitar proliferación de enfermedades.

3.9.4. Concentración de hormona IBA

Se utilizó la hormona IBA (ácido indol-butírico) de concentración total 98%, la misma que fue preparada en una solución de alcohol etílico al 60%, en las concentraciones requeridas para cada tratamiento. Aquí se sumergió la base de los esquejes por un tiempo de 5 segundos, e inmediatamente fueron colocados en la bandeja respectiva.

3.9.5. Control de humedad y temperatura

El control de humedad fue por nebulizadores controlados computarizadamente en su encendido, siendo un intervalo de 7 segundos cada 7 minutos hasta la formación del callo, 5 segundos cada 12 minutos una vez formado el callo, e ir disminuyendo las nebulizaciones de acuerdo al enraizado del esqueje. La humedad relativa se manejo de 70% a 90%. El control de temperatura al excederse se utilizó manguera de riego para mojar el piso durante varios minutos hasta controlar la humedad ambiental lo oportuno en propagación de 18°C a 28°C como máximo.

3.9.7. Controles fitosanitarios

Se aplicó drenchs de Propamocarb y Carbendazim en dosis de 2cc/l y 1cc/l respectivamente desde la implantación del ensayo, una vez por semana para prevenir pudriciones radiculares. Así también la aplicación de Fosetyl Aluminio 1gr/l según manifestó proliferación de enfermedad.

3.9.8. Recolección y toma de datos

Según se iban manifestando las variables a tomar los datos fueron tomados en cada uno de los tratamientos y repeticiones.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. RESULTADOS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

4.1.1. Días a la Formación Del Callo

Se indican los datos para días a la formación del callo (Anexo 1). El análisis de varianza (Cuadro 1), presentó diferencias significativas al 1% para repeticiones, tratamientos, sustratos, hormonas. El coeficiente de variación fue de 18.81% y el promedio general de días a la formación del callo de 86.

CUADRO 1: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO

Fuentes de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Valor de F
Repeticiones	3.72	2	1.86	3.72**
Tratamientos	2730.22	11	248.20	496.40**
Sustratos	2464.39	2	1232.19	2464.38**
Hormona	209.56	3	69.85	139.70**
Error	10.94	22	0.50	
Total	2744.89	35		

Coefficiente de variación: 18.81%

ns= no significativo

** = diferencias significativas al 1%

Una vez aplicada la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 2), para repeticiones se visualizaron tres rangos de significación, donde la tercera repetición llegó al primer lugar con una media de 99.5 días, la primera en el rango dos con 99.08 días y la segunda repetición en último lugar con 98.33 en media de días de formación al callo.

CUADRO 2: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA REPETICIONES EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO

Repeticiones	Medias (días)	Rangos
3	99.50	a
1	99.08	b
2	98.33	c

La prueba de Tukey al 5% para tratamientos en la variable días a la formación del callo (Cuadro 3), reportó seis rangos de significación, siendo menor en el cuarto tratamiento S1H3 (25% pomina+75% peet moss y 1500 ppm IBA), con un promedio de 72 días; en tanto que el tratamiento que tuvo mayor número de días a la formación del callo fue el tratamiento cinco S2H0 (50% pomina+50% peet moss y 0 ppm IBA), con un promedio de 95 días, ubicándose en el último rango.

CUADRO 3: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO

Tratamientos	Medias (días)	Rangos
S1H3	72.6	a
S1H0	74.6	a b
S1H2	75.6	b

S1H1	76.6	b
S3H3	84.6	c
S2H3	90.0	d
S3H2	92.3	e
S3H1	93.3	e f
S2H2	93.6	e f
S2H1	94.6	f
S3H0	95.0	f
S2H0	95.3	f

Para el factor sustratos, la prueba de Tukey al 5% para días a la formación del callo (Cuadro 4), refleja tres rangos de significación bien definidos. La formación del callo más temprana fue en el sustrato S1 (25% pomina+75% peat moss) con 74 días, mientras que en S3 (75% pomina+25% peat moss), tuvo el mayor número con 93 días, siendo así el de último rango.

CUADRO 4: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO

Sustratos	Medias (días)	Rangos
S1	74	a
S2	91	b
S3	93	c

En la prueba de Tukey al 5% para hormona en la variable días a la formación del callo (Cuadro 5), se observó tres rangos siendo H3 (1500 ppm IBA) el de menos días con 82 por lo tanto es el primero y H0 (0 ppm IBA) el de último lugar con 88 días, es decir el que ha tardado más.

CUADRO 5: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO

Hormona	Medias (días)	Rangos
H3	82	a
H2	87	b
H1	88	b c
H0	88	c

Con los resultados obtenidos estadísticamente, así como en la observación de campo se concluye en la variable días a la formación del callo como mejor tratamiento a S1H3 (25% pomina+75% peet moss y 1500 ppm IBA), con un promedio de 72 días, siendo el de tiempo más corto, se establece que este resultado aplica al uso del sustrato S1 (25% pomina+75% peet moss), debido a que posiblemente al ser una mezcla en su mayoría formado por peet moss, actuó como fuente de nutrición con respecto a lo citado por Barona R. (2004), quién en el análisis de sustratos realizado en su investigación, el peet moss muestra nutrientes como N en una proporción de 52 mg/l, K 35 mg/l, Ca 38 mg/l, Mg 17 mg/l, materia orgánica de 70% y una porosidad de 80%. Por lo tanto con la observación de campo se puede acotar que el manejo de humedad y temperatura apropió a este sustrato ventaja en la formación de callo, por su contenido nutricional así como la retención de humedad requerida a esta etapa del esqueje y el manejo de temperatura óptimo. Además Burés S. (1999), manifiesta la composición de este material basado en turba Sphagnum la misma que tiene una gran porosidad y excelente retención de agua. En cuanto al análisis de la concentración de hormona se obtuvo alta significación en H3 (1500 ppm IBA), aseverando lo que manifiesta Weaver R. (1976), en que las auxinas como el IBA estimulan la división celular, frecuentemente fomentan el desarrollo de callos de los que se desprenden crecimientos similares a raíces.

4.1.2. Porcentaje de Supervivencia

Los datos del Anexo 2 y el análisis de varianza para la variable porcentaje de supervivencia (Cuadro 6), presentó diferencias significativas al 1% en tratamientos y sustratos. Además el coeficiente de variación fue de 14.99% y el promedio general de 78.97 %

CUADRO 6: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE PORCENTAJE DE SUPERVIVENCIA

Fuentes de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Valor de F
Repeticiones	60.24	2	30.12	1.94 ^{ns}
Tratamientos	2158.92	11	196.27	12.64**
Sustratos	2046.79	2	1023.39	65.90**
Hormona	63.29	3	21.10	1.36 ^{ns}
Error	341.71	22	15.53	
Total	2560.88	35		

Coeficiente de variación: 14.99%

ns= no significativo

** = diferencias significativas al 1%

La prueba de Tukey al 5% para tratamientos en la variable porcentaje de supervivencia (Cuadro 7), reportó tres rangos de significación. El porcentaje de supervivencia fue mucho mayor para los tratamientos nueve S3H0 (75% pomina+25% peet moss con 0 ppm IBA), doce S3H3 (75% pomina+25% peet moss con 1500 ppm IBA) y el tratamiento diez S3H1 (75% pomina+25% peet moss con 500 ppm IBA) ubicándose en el mismo rango siendo del 88% de supervivencia en esquejes y en el mismo rango el tratamiento once S3H2 con 87.30%. En el último rango consta el tratamiento S1H2 (25% pomina+75% peet moss con 1000 ppm IBA) con el 67.47%, dando así el menos porcentaje de supervivencia de esquejes.

CUADRO 7: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA

Tratamientos	Medias (%)	Rangos
S3H0	88.90	a
S3H3	88.90	a
S3H1	88.10	a
S3H2	87.30	a
S2H0	80.97	a b
S2H3	80.93	a b
S2H2	78.60	a b c
S2H1	74.60	b c
S1H3	71.40	b c
S1H0	70.63	b c
S1H1	69.83	b c
S1H2	67.47	c

En cuanto al factor sustratos, la prueba de Tukey al 5% en porcentaje de sobrevivencia, se mostraron tres rangos de significación bien definidos. El mayor porcentaje de sobrevivencia se observó en el sustrato S3 (75% pomina+25% peet moss) con 88.3% de esquejes, ocupando el primer rango y en último rango con el menor porcentaje de sobrevivencia tenemos el sustrato S1 (25% pomina+75% peet moss) con 69.83 %. (Cuadro 8)

CUADRO 8: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA

Sustratos	Medias (%)	Rangos
S3	88.30	a
S2	78.78	b
S1	69.83	c

A partir del análisis estadístico obtenido y la experiencia en el campo a través de la investigación se concluye que en la variable porcentaje de sobrevivencia, se evidenció a los tratamientos con el sustrato S3 (75% pomina+25% peet moss), con resultados altamente significativos, determinando así la influencia del sustrato a partir de la formación del callo; a esto cita Penningsfel y Surzmann (1983), que son aptos como sustratos los que a causa de su granulometría y estabilidad estructural ofrecen la posibilidad de una aireación elevada. Mientras más elevada es la retención de agua del sustrato, menos frecuentes deben ser los riegos. Por lo tanto es de vital importancia la mezcla de materiales con alta capacidad de campo con otros que faciliten la filtración del agua por su tamaño de partícula. Es así como con un mejor drenaje de agua evita la pudrición del esqueje, diseminación de enfermedades y formación de algas. Nicolas (1986) citado por Foucard C (1997) menciona que las características hídricas del sustrato- en la gestión del riego-serán pues, tenidas en cuenta únicamente para el cálculo de la dosis de riego. Es aquí donde analizamos que el tiempo e intervalos de riego nebulizado afectaron a los otros sustratos con menor drenaje siendo éste el caso del peet moss, causando inclusive excesiva formación de algas.

4.1.3. Días a la Formación de la Primera Raíz

Se presentan los datos de formación de la primera raíz en el Anexo 3. El análisis de varianza (Cuadro 9), presentó diferencias significativas al 1% en tratamientos, así mismo en sustratos y hormonas. El coeficiente de variación es de 11.78 % y el promedio general en la formación de la radícula en días es de 134.

CUADRO 9: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ

Fuentes de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Valor de F
Repeticiones	2.06	2	1.03	0.18 ^{ns}
Tratamientos	1316.31	11	119.66	22.03**
Sustratos	1051.56	2	525.78	92.40**
Hormona	99.42	3	33.14	5.82**
Error	125.28	22	5.69	
Total	1443.64	35		

Coeficiente de variación: 11.78%

ns= no significativo

** = diferencias significativas al 1%

Realizando la prueba de Tukey al 5% para tratamientos en la variable días a la formación de la primera raíz, se reportó cuatro rangos de significación (Cuadro 10). Los días a la formación de la primera raíz fueron menores en el cuarto tratamiento S1H3 (25% pomina+75% peet moss y 1500 ppm IBA), con un promedio de 128 días; en tanto que el tratamiento que tuvo mayor número de días en su formación de primera raíz fue el tratamiento nueve S3H0 (75% pomina+25% peet moss y 0 ppm IBA), con un promedio de 145 días, ubicándose en el último rango.

CUADRO 10: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ

Tratamientos	Medias (días)	Rangos
S1H3	128.3	a
S1H1	128.6	a
S1H0	129.0	a b
S2H0	129.6	a b
S1H2	130.3	a b
S2H1	130.6	a b
S2H3	132.0	a b
S3H3	135.0	a b
S2H2	136.0	b c
S3H2	143.0	c d
S3H1	144.0	d
S3H0	145.0	d

En el factor sustratos, la prueba de Tukey al 5% para días a la formación de la primera raíz (Cuadro 11), mostró tres rangos de significación bien definidos. La formación de la primera raíz se dió más rápidamente en el sustrato S1 (25% pomina+75% peet moss) con 129 días, mientras que en S3 (75% pomina+25% peet moss), se dio el mayor número 141 días.

CUADRO 11: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ

Sustratos	Medias (días)	Rangos
S1	129	a
S2	132	b
S3	141	c

En la prueba de Tukey al 5% para hormona en la variable días a la formación de la primera raíz se vió dos rangos (Cuadro 12), siendo H3 (1500 ppm IBA) el de menos días con 131 por lo tanto es el de primer rango y H2 (1000 ppm IBA) el de último lugar con 136 días, es decir el que ha tardado más.

CUADRO 12: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ

Hormona	Medias (días)	Rangos
H3	131	a
H1	134	a b
H0	134	a b
H2	136	b

Se puede concluir a partir del análisis de varianza y la observación en el trayecto de la investigación que los tratamientos basados en el sustrato S1 (25% pomina+75% peet moss) presentaron menor número de días en la formación de la primera raíz, podría ser debido a la mejor selección de esquejes más fuertes o a la mayor cantidad de riqueza mineral que contiene el sustrato peet moss es así como Bures S. (1999), manifiesta que al ser una turba de Sphagnum tiene una gran

porosidad al aire, ofrece una retención de agua excelente y absorbe las materia nutritivas. Estas características favorecen la formación de raíces. En cuanto a la concentración de hormona, hace referencia el análisis estadístico a H3 (1500 ppm IBA), en cuanto a ésta hormona Weaver R. (1976), dice que es una de las mejores auxinas estimulantes del enraizamiento, tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructoras de auxinas, la destruyen en forma relativamente lenta, un producto químico persistente resulta muy eficaz como estimulante de raíces.

4.1.3. Días a la Formación del Pílon

Según el Anexo 4, el análisis de varianza realizado en la variable días a la formación del pílón (Cuadro 13), se identificó diferencia significativa al 1% en tratamientos, sustratos y hormona. El coeficiente de variación es de 11.01% y el promedio general de días a la formación del pílón es de 196.

CUADRO 13: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN

Fuentes de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Valor de F
Repeticiones	10.72	2	5.36	1.32 ^{ns}
Tratamientos	3914.97	11	355.91	87.66**
Sustratos	3736.72	2	1868.36	460.19**
Hormona	99.42	3	33.14	8.16**
Error	86.61	22	4.06	
Total	4012.31	35		

Coeficiente de variación: 11.01%

ns= no significativo

** = diferencias significativas al 1%

Realizando la prueba de Tukey al 5% para tratamientos en la variable días a la formación del pilón (Cuadro 14), se reportó cuatro rangos de significación. Los días a la formación del pilón fueron menores en el tratamiento número 12, S3H3 (75% pomina+25% peet moss y 1500 ppm IBA), con un promedio de 178 días; en tanto que el tratamiento uno tuvo mayor número de días en su formación del pilón S1H0 (25% pomina+75% peet moss y 0 ppm IBA), con un promedio de 209 días, ubicándose en el último rango de significación.

CUADRO 14: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN

Tratamientos	Medias (días)	Rangos
S3H3	178.3	a
S3H2	184.3	b
S3H0	186.3	b
S3H1	187.3	b
S2H3	193.3	c
S2H1	194.3	c
S2H2	196.3	c
S2H0	197.3	c
S1H3	208.3	d
S1H1	209.0	d
S1H2	209.3	d
S1H0	209.3	d

Determinando el factor sustratos, la prueba de Tukey al 5% para días a la formación del pilón (Cuadro 15), mostró tres rangos de significación bien definidos. La formación del pilón se dio más rápidamente en el sustrato S3 (75% pomina+25% peet moss) con 184 días, mientras que en S1 (25% pomina+75%

peat moss), se dio el mayor número 209 días, siendo así el tercer y último rango de significación.

CUADRO 15: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN

Sustratos	Medias (días)	Rangos
S3	184	a
S2	195	b
S1	209	c

Aplicando la prueba de Tukey al 5% para hormona en la variable días a la formación del pilón (Cuadro 16), se evidenció dos rangos de significación siendo H3 (1500 ppm IBA) el de menos días con 193 por lo tanto es el de primer rango y H0 (0 ppm IBA) el de último lugar con 197 días.

CUADRO 16: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN

Hormona	Medias (días)	Rangos
H3	193.3	a
H2	196.6	b
H1	196.8	b
H0	197.6	b

Según muestra el análisis estadístico en la variable días a la formación del pilón y de acuerdo a la observación en el transcurso del ensayo de campo, se puede concluir que el tratamiento que tuvo los mejores resultados fue S3 (75% pomina+25% peat moss) con la hormona H3 (1500 ppm IBA), con un promedio de 178 días probablemente por la mejora en el drenaje de agua del sustrato que

impidió la diseminación de enfermedad o pudriciones de su sistema radicular, así como el aporte de la concentración de hormona para su pronto desarrollo de raíces. Los espacios capilares son los que retienen la humedad; mientras que los macroporos, al vaciarse al final del período de riego, permiten la aireación de las raíces y, por tanto, su oxigenación. (Samperio G. 1997).

4.1.5. Altura de la Planta

Los datos del Anexo 5 y el análisis de varianza en la variable altura de planta (Cuadro 17), identifica significancia al 1% en sustratos. El coeficiente de variación es de 8.35% y el promedio general en altura de planta es de 8.11 cm.

CUADRO 17: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE ALTURA DE LA PLANTA

Fuentes de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Valor de F
Repeticiones	0.72	2	0.36	0.78 ^{ns}
Tratamientos	10.90	11	0.99	2.15 ^{ns}
Sustratos	5.72	2	2.86	6.22**
Hormona	1.56	3	0.52	1.13 ^{ns}
Error	10.10	22	0.46	
Total	21.72	35		

Coefficiente de variación: 8.35%

ns= no significativo

** = diferencias significativas al 1%

El factor sustratos, en la prueba de Tukey al 5% en la variable altura de planta (Cuadro 18), muestra rangos de significación bien definidos. La mayor altura de planta se dió en el sustrato S1 (25% pomina+75% peet moss) con 8.67cm, mientras que en S2 (50% pomina+50% peet moss), dio una altura de media de 7.75 cm.

CUADRO 18: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE ALTURA DE PLANTA

Sustratos	Medias (cm)	Rangos
S1	8.67	a
S3	7.92	b
S2	7.75	b

En la variable altura de planta se obtuvo como mejor resultado el sustrato S1 (25% pomina+75% peet moss) según el análisis de varianza y la observación de campo a lo cual se concluye que posiblemente se debe a la selección que se tuvo desde el inicio de la propagación siendo el más largo, así como por la riqueza del sustrato peet moss a esto Domínguez A. (1978), menciona que el contenido de nitrógeno en mayores proporciones interviene en la composición de las más importantes sustancias orgánicas tales como la clorofila, aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos, etc estas sustancias sirven de base para la mayoría de procesos que rigen el desarrollo, crecimiento y multiplicación de la planta.

4.1.6. Volumen del Sistema Radicular

En la variable volumen del sistema radicular una vez realizado el análisis de varianza según datos del Anexo 6, se identifica diferencias significativas al 1% en tratamientos, así como en sustratos y hormona (Cuadro 19). El coeficiente de variación es de 21.06 % y el promedio general del volumen de sistema radicular es de 0.69 cc.

CUADRO 19: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR

Fuentes de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Valor de F
Repeticiones	0.03	2	0.01	0.5 ^{ns}
Tratamientos	1.94	11	0.18	9.0**
Sustratos	1.45	2	0.73	36.5**
Hormona	0.44	3	0.15	7.5 **
Error	0.46	22	0.02	
Total	2.42	35		

Coefficiente de variación: 21.06 %

ns= no significativo

** = diferencias significativas al 1%

Realizando la prueba de Tukey al 5% para tratamientos en la variable volumen del sistema radicular (Cuadro 20), se reportó cuatro rangos de significación. El volumen del sistema radicular fue mucho mayor en el tratamiento doce, S3H3 (75% pomina+25% peet moss y 1500 ppm IBA), con un promedio de 1.20 cc; en tanto que el tratamiento uno tuvo menor volumen radicular S1H0 (25% pomina+75% peet moss y 0 ppm IBA), con un promedio de 0.40 cc, ubicándose en el último rango de significación.

CUADRO 20: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA LOS TRATAMIENTOS EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR

Tratamientos	Medias (cc)	Rangos
S3H3	1.20	a
S3H2	1.00	a b

S3H1	0.87	a	b	c
S3H0	0.80	a	b	c d
S2H3	0.73		b	c d
S1H3	0.63		b	c d
S2H2	0.57			c d
S1H2	0.57			c d
S2H0	0.53			c d
S2H1	0.50			c d
S1H1	0.43			d
S1H0	0.40			d

El factor sustratos, sometido a la prueba de Tukey al 5% en la variable volumen del sistema radicular, revela dos rangos de significación bien definidos (Cuadro 21). El mayor volumen de raíz se dio en el sustrato S3 (25% pomina+75% peet moss) con 0.97cc, mientras que en S1 (25% pomina+75% peet moss), se tuvo un volumen de 0.51 cc.

CUADRO 21: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA SUSTRATOS EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR

Sustratos	Medias (cc)	Rangos
S3	0.97	a
S2	0.58	b
S1	0.51	b

Aplicando el análisis correspondiente en la prueba de Tukey al 5% para hormona en la variable volumen del sistema radicular (Cuadro 22) se vió dos rangos siendo H3 (1500 ppm IBA) el de mayor volumen con un promedio de 0.86

cc, por lo tanto es el de primer rango y H0 (0 ppm IBA) el de último lugar con 0.58 cc

CUADRO 22: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL SISTEMA RADICULAR

Hormona	Medias (cc)	Rangos
H3	0.86	a
H2	0.71	a b
H1	0.60	b
H0	0.58	b

Observando los resultados del análisis de varianza y el de campo, en la variable volumen del sistema radicular, se concluye que el mejor tratamiento es S3 (75% pomina+25% peet moss) con la hormona H3 (1500 ppm IBA), es posible manifestar que el esta mezcla de sustrato propicia a un mejor desarrollo radicular por los macroporos es así como se sostiene según Fainstein (sf) un buen sustrato debe tener estabilidad y que en un tiempo razonable no pierda sus cualidades físicas, no se apelmace con demasiada rapidez y que no sea muy pesado ni muy liviano para poder mantener la humedad en las plántulas, lo que sí fue conseguido con el sustrato manifestado. También manifiesta el mismo autor que los sustratos de enraizamiento deben presentar buena aireación, que es un aspecto fundamental en la sobrevivencia de raíces por su necesidad de oxigenación y esterilidad, por cuanto deben estar libre de patógenos y capacidad de retención de agua.

4.1.7 Volumen del Follaje

El análisis de varianza (Cuadro 23) en la variable volumen del follaje (Anexo 7), muestra diferencias significativas al 5% en hormona. El coeficiente de variación es de 17.53 % y el promedio general del volumen de sistema radicular es de 1.04 cc.

CUADRO 23: ANÁLISIS DE LA VARIANZA PARA LA VARIABLE VOLUMEN DEL FOLLAJE

Fuentes de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Valor de F
Repeticiones	0.04	2	0.02	0.66 ^{ns}
Tratamientos	0.51	11	0.05	1.67 ^{ns}
Sustratos	0.11	2	0.05	1.67 ^{ns}
Hormona	0.26	3	0.09	3.00 [*]
Error	0.73	22	0.03	
Total	1.29	35		

Coefficiente de variación: 17.53 %

ns= no significativo

* = diferencias significativas al 5%

Realizando la prueba de Tukey al 5% para hormona en la variable volumen del follaje (Cuadro 24), se observó un rango de significación, para todas las concentraciones de hormonas en estudio, siendo así no relevante en su interpretación y por lo tanto su manifestación en el volumen de follaje.

CUADRO 24: PRUEBA DE SIGNIFICACIÓN DE TUKEY AL 5% PARA HORMONA EN LA VARIABLE VOLUMEN DEL FOLLAJE

Hormona	Medias (cc)	Rangos
H3	1.17	a
H2	1.07	a
H0	0.97	a
H1	0.96	a

A través de los resultados obtenidos en el análisis de varianza y la observación de campo se puede concluir un resultado no relevante ante el follaje que muestra el esqueje como plántula al final del ensayo, pues aunque haya formado pilón la raíz en su volumen hace referencia al sustrato por su granulometría y oxigenación, así entendemos que aunque el volumen radicular haya sido significativo, no el follaje de la planta. En el transcurso de la investigación no se hizo fertilización como sustento de la plántula, sin embargo mostró brotes nuevos.

4.2. VERIFICACIÓN DE LA HIPÓTESIS

Los resultados obtenidos en el estudio, mediante esquejes de Ciprés limón *Cupressus macrocarpa Gold crest*, se rechace la hipótesis, en tanto que la aplicación de hormona en 1500 ppm IBA y el sustrato S3 (75% pomina + 25% peet moss), mostraron los mejores resultados en la propagación asexual del ciprés.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados anteriores en la investigación se puede concluir:

- ✓ En la variable formación del callo, se puede concluir la formación más temprana en días en el sustrato S1 formado por 75% pomina+25% peet moss y el uso de la concentración de hormona H3 siendo de 1500 ppm IBA, siendo de 72.6 días.
- ✓ En el porcentaje de sobrevivencia, el mejor resultado mostró el sustrato S3 formado por 75% pomina + 25% peet moss, con 88.9 %; además en esta variable no se mostró significancia en cuanto a la concentración de hormona usada.
- ✓ Para la formación de primera raíz se observó el mejor resultado en S1H3 formado por 25% pomina+75% peet moss con 1500 ppm IBA con 128 días.
- ✓ En los días a la formación del pilón se pudo apreciar el mejor resultado en el tratamiento S3H3 formado por 75% pomina + 25% peet moss con 1500 ppm, con 178 días.
- ✓ La altura de planta no tuvo significancia por aplicación de hormona, sin embargo el resultado medio en el rango establecido en sustratos fue en S1 (25% pomina+75% peet moss) con 8.67 cm.

- ✓ En la variable volumen de raíz se concluye que la mayor formación de raíces fue en el tratamiento S3H3 (75% pomina + 25% peet moss y 1500 ppm IBA), con promedio de 1.20 cc.
- ✓ En volumen de follaje, el uso de hormona tuvo significancia al 5% con H3 (1500 ppm IBA). Como promedio general en ésta variable se tuvo 1.04 cc.

5.2. RECOMENDACIONES

Con lo anteriormente expuesto se puede tomar las siguientes recomendaciones:

- ✓ La propagación asexual mediante esquejes es recomendada.
- ✓ Investigar la propagación en base a uso de peet moss con pomina con un manejo controlado de humedad y temperatura.
- ✓ Investigar intervalos de riego o tipos de nebulización en cuanto al sustrato peet moss
- ✓ Se recomienda determinar otro tipo de variables o proceso de toma de datos en la de investigación, pues la luz y la manipulación constante propicia el retraso fisiológico del esqueje o plántula.
- ✓ Contar con un sistema controlado de humedad y temperatura, posiblemente investigando el uso de calefactor para las bajas temperaturas en la noche o un nebulizador automático en altas temperaturas, con intervalos de tiempo, o asu vez el uso de túnel para mejor control humedad/temperatura.
- ✓ Propiciar estudios posteriores de propagación asexual posiblemente estacas de año o intermedias siendo semileñosas.

- ✓ Es recomendable el uso de promotores o inductores de enraizamiento en el transcurso de propagación, así como el control fitosanitario continuo, e investigar otras concentraciones de hormonas para su propagación.

- ✓ Se recomienda aplicar la propuesta de propagación del Capítulo VI.

CAPÍTULO VI

PROPUESTA

6.1. TÍTULO

Propagación asexual mediante esquejes de Ciprés Limón “*Cupressus macrocarpa*” Var. Gold crest usando como sustrato 75% pomina + 25% peat moss y hormona IBA a concentración de 1500 ppm en inmersión.

6.2. FUNDAMENTACIÓN

La producción de plantas ornamentales en nuestro país constituye una fuente de trabajo importante, lo cual se extiende en todas las provincias de acuerdo a las necesidades de cada una de las regiones, es por tanto la importancia del manejo en viveros para una adquisición oportuna de la especie, pues no todas son propagadas por semillas o si fuere posible no siempre hay una viabilidad o vigor requerido.

Actualmente se dispone de recursos y tecnologías de producción que hacen mucho más factible una producción diferente de la convencional, de ahí que el uso de invernadero, túnel, enraizantes, hormonas, etc, sean de ayuda en el incentivo fisiológico del vegetal. En cuanto al ciprés limón su producción se da únicamente en países de cuatro estaciones como es el ejemplo de México u países aledaños al Ecuador; por tal razón en nuestro país desarrollar tecnología de producción en viveros de una árbol perenne maderable y ornamental como este reconocido por su belleza, color y aroma cautiva a quien se interesa por adquirir un jardín

envidiable. Es así como el ciprés limón llega a tener un valor comercial alto en su demanda.

6.3. OBJETIVOS

6.3.1. Objetivo General

- Propagar asexualmente esquejes apicales de Ciprés Limón *Cupressus macrocarpa* Var. Gold crest.

6.3.2. Objetivos Específicos

- Obtener plántulas de Ciprés Limón *Cupressus macrocarpa* Var. Gold crest de calidad con el manejo técnico adecuado.

6.4 JUSTIFICACIÓN E IMPORTANCIA

El ciprés limón es considerado un magnífico ejemplar forestal ornamental, su belleza, su color verde limón y su aroma al mismo, lo hacen de gran valor comercial y vistoso para parques o jardines ya que es muy decorativo y su poda se facilita para hacer varias figuras.

Por otra parte el no poder contar con viveros propios en su producción a hecho que esta planta se importe de otros países como Colombia, México u Estados Unidos, siendo un valor adicional en el mismo.

En nuestro país es un ejemplar adaptado fácilmente a diferentes condiciones de suelo y clima, más esto no significa que su reproducción se facilite, es así como viveristas no se comprometen a su propagación por no tener estudios o referencias sobre el mismo que les opte a una propagación continua.

La viabilidad de una semilla está de 18 a 30% y con la necesidad de tiempo de estratificación de 2 a 3 meses, además de tener un porcentaje de germinación de 25 a 30% según manifiesta Geilfu F. (1994)

Su propagación sexual al ser muy tardía y la poca viabilidad de las semillas, hace aplicable el método de propagación asexual mediante esquejes, es así como se propone una nueva alternativa comercial en esta área con el uso del sustrato adecuado y hormona, que promuevan su rápido enraizamiento.

Cita Humphrey (1991), citado por Lòpez G *et al* cuando se cultiva en condiciones óptimas mantiene su estado juvenil, por lo que no fructifica, limitando la producción de semillas.

Botanical online señala que las semillas de ciprés es conveniente estratificarlas, en frío de 2 y 4°C durante unos 15 días. Antes de colocarlas al frío se pueden remojar en una solución de agua con ácido cítrico al 0.1% durante 24 o 72 horas. Además añade que tardarán de 4 a 8 semanas en germinar a unos 20°C.

Debido a éste proceso en cuanto a la semilla de ciprés podríamos decir que la propagación asexual sigue siendo la más óptima en tiempo y recursos, es así como los esquejes son una alternativa de producción mucho más rápida con mayor número de prendimiento.

Muchas veces será necesario hallar una solución de transacción entre la producción de semilla y el aspecto fenotípico. No debe recogerse la semilla de los árboles de ramificación demasiado tosca y vigorosa, los llamados árboles “alfarrazadores”, aunque suelen producir gran cantidad de semillas, mientras que los árboles cuyo porte es excepcionalmente bueno tienen a veces tan poca semilla que no justifican el trabajo de recolección. La mayor parte de la semilla ha de recolectarse en árboles que “respondan al promedio o lo superen” tanto en su porte como en su producción semillera. (FAO, 2015)

Además la FAO manifiesta que la periodicidad está bien documentada en el caso de muchas coníferas de la zona templada. En el Reino Unido, *Pinus sylvestris* produce por término medio una cosecha abundante cada 2–3 años, y *Pseudotsuga menziesii* cada 4–6 años. Como el período que transcurre entre dos años buenos no es regular, Seal y otros (1965) recomiendan como norma general que siempre que una especie produzca conos en abundancia se recolecte la cantidad necesaria para atender a las necesidades de la siembra durante tres años.

6.5. IMPLEMENTACIÓN Y PLAN DE ACCIÓN

6.5.1 Sitio del ensayo

La propagación se hace bajo invernadero, provista en el interior de sarán color negro al 70% para brindar sombra y evitar la deshidratación del material vegetal.

6.5.2 Planta Madre

Se deberá tener una planta madre con las mejores características, ya que ésta será la que genéticamente transmitirá en este tipo de propagación a las nuevas plantas su adaptación, color, follaje, resistencia a enfermedades o plagas, etc.

6.5.3 Obtención de esquejes

Los esquejes son cortes vegetativos herbáceos de la planta madre, de una medida de 7 a 10 cm, su corte debe ser con una tijera de podar muy afilada para no lastimar su base y dañar el tallo impidiendo su sobrevivencia.

6.5.4 Preparación de Hormona IBA 1500 ppm

Se debe tener en cuenta la concentración total a la que viene la hormona en este caso el Acido Indolbutírico IBA tiene 98% de concentración.

6.5.5 Preparación del sustrato

Hacemos una mezcla de sustrato en proporción 3 a 1 es decir 75% pomina + 25% peet moss, lo humedecemos.

6.5.6 Preparación de bandejas

Llenamos las bandejas de propagación no apelmazar, es recomendable hacer la desinfección del sustrato

6.5.7 Inmersión de esquejes en hormona

Se coloca la base de los esquejes por cinco segundos.

6.5.8 Colocación de los esquejes

Una vez hecha la inmersión de la base de los esquejes en la hormona IBA, se planta inmediatamente en la bandeja de propagación para evitar la oxidación.

6.5.9 Control de humedad y temperatura

La humedad relativa o ambiental es controlada con un higrómetro, así podemos mantenerla en un intervalo mínimo de 75% y máximo de 90%. La humedad del esqueje debe ser controlada con nebulizadores con caudal de 8 a 25 l/h, en intervalos de tiempo cada 7 minutos 7 segundos hasta la formación del

callo, y a partir de esto cada 12 minutos, por 6 segundos de nebulización, verificando la hidratación del esqueje para su sobrevivencia, no se puede exceder la humedad al sustrato. Adicionalmente mientras comience la formación de raíces se disminuirá poco a poco las frecuencias e intervalos de nebulización. En cuanto a la temperatura se debe mantener no menor a 22°C hasta los 28°C y si se da una temperatura superior es aconsejable modificar las condiciones para mantener una humedad ambiental alta.

6.5.10 Control fitosanitario

Aplicar drenchs de Propamocarb semanalmente para evitar pudriciones a 1 cc/l, Según se presente enfermedades o plagas se puede tomar control químico.

6.5.11 Trasplante

Una vez formado el pilón se puede trasplantar a vasos de 7 onzas con un sustrato en proporción 60% peet moss, 30% pomina, 10% cascarilla de arroz.

BIBLIOGRAFÍA

1. ACEA, Invernaderos para el mundo: asesores en construcción y extensión agrícola S.A. de C.V MX, on line, consultado el 20 de mayo del 2013 disponible en : <http://www.acea.com.mx>
2. ALECONSULT INTERNATIONAL. 2015 Disponible en: <http://www.alecoconsult.com>
3. APARICIO A. Pastorino M. Martinez Meier A. Gallo L. 2009. Mejoramiento Genético de Ciprés de la Cordillera como alternativa productiva para la Precordillera Nordpatagónica, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Unidad de Genética Forestal, Bariloche, Río Negro, AR, CONICET (Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas), v.30 n.1 Valdivia AR, , versión On-line ISSN 0717-9200. Disponible en:<http://www.scielo.cl>
4. ÁRBOLES ORNAMENTALES, online, consultado el junio 24, 2013, disponible en <http://www.arbolesornamentales.es/Cupressaceae.htm>
5. BARONA R, 2004, Evaluación de sustratos en propagación de híbridos de tomate "*Lecopersicon esculentum*", Tesis Ingeniero Agrónomo, Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ingeniería Agronómica, Cevallos-Ecuador
6. BEAULIEU R, Guern m, Morel G, Desaymard P, Beauchesne G, Madec P, Canetto R, Chollet P, Longchamp M, RognonJ, Picard M, Brian C, Decourtye L, Coïc Y.1973. Reguladores de crecimiento, Tratados de Especialización Agrícola, Trad. R. Castells, Perito Agrícola, Barcelona, ES, Edic. Oikos-tau, S.A.

7. BOTANICAL ONLINE, Cómo cultivar cipreses, consultado, 6 de abril del 2015, Disponible en: <http://www.botanical-online.com/florcipres.htm>
8. BURES S. 1999, Sustratos, disponible en www.agrotecnia.com
9. BRUMM F Y BURCHARDS O. 1970. La multiplicación de las frondosas y de las coníferas, Edit. Blume, Barcelona-España.
10. CABELLO L, ALVEAR A. 1992. Enraizamiento de estacas de *Fitzroya cupressoides* y *Pilgerodendronuvífera* mediante la aplicación de ácido indolbutírico, revista de Ciencias Forestales, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agropecuarias, 8 v. N.-1-2. Disponible en: <http://revistacienciasforestales.uchile.cl>.
11. CABRERA R., Martínez M. Granada C. 2007, Producción de Cedro Limón *Cupressus macrocarpa* Goldcrest en Morelos. SAGARPA, INIFAP, CIRPAS, Campo experimental “Zacatepec”, Folleto Técnico N.- 29, Zacatepec, Morelos, 12 p. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo rural, Pesca y Alimentación, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias Centro de Investigación Regional Pacífico Sur Campo Experimental “Zacatepec”, México.
12. CABRERA R. J., Orozco, M. R. 2003. Diagnóstico sobre las plantas ornamentales en el estado de Morelos, Publicación Especial No. 38. Campo Experimental Zacatepec, CIRPAS, INIFAP. . 28 pág.
13. COSECHANDO NATURAL. 2013. disponible en http://www.cosechandonatural.com.mx/sustratos_y_sus_caracteristicas_articulo44.html

14. DOMÍNGUEZ A. 1978. Abonos minerales, Ed. 5ta., Madrid, Ministerio de Agricultura, 421 p.
15. FAINSTEIN R. sf, Manual del cultivo de rosas en Latinoamérica, Quito. Edit. Ecuaoffset. 247 p.
16. FAO. Organización de las Naciones Unidas, para la Agricultura y la alimentación. Guía para la manipulación de Semillas Forestales. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/006/ad232s/ad232s03.htm>
17. FOUCARD JC. 1997. Viveros de la producción a la plantación. Edt. Mundiprensa, Madrid.
18. FLORKA 2015. on line. Consultado el 15 de febrero 2015, Disponible en: <http://florka.net/turbapetmoss.html>
19. GALARZA A.M. 2001. Sustratos y dosis de hormonas para el enraizamiento de estacas de olivo (*Olea europea*) Tesis Ingeniero Agrónomo, Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ingeniería Agronómica.
20. GEILFU F, 1994. Manual de Agroforestería. El Árbol al servicio del agricultor, Turrialba-Costa Rica. pdf.
21. GUÍA DE CONSULTA DIVERSIDAD VEGETAL, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura (UNNE) , GIMNOSPERMAS - Coniferophyta: Cupressaceae, consultado 18 de mayo del 2013, on line, Disponible en:<http://exa.unne.edu.ar/biologia/diversidadv/documentos/GIMNOSPERMAS%20PDF/Descripci%F3n%20de%20los%20grupos/Coniferophyta/1-Caracteristicas%20de%20Coniferophyta.pdf>

22. GUILLÉN R. 1975. Coníferas Ornamentales, Edit. Floraprint, ES, 145 p.
23. HANSEN O.B.1990. Propagating Cupressus macrocarpa hartw. Goldcrest Journal of Agricultural Sciences 4(4): 357-362
24. HARTMANN H, Kester, D y Davies, F. 1990. Propagación de plantas, principios y prácticas, New Jersey, Prentice Hall. 647 p.
25. HERRERA B. 2012. “Propagación de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en tres tipos de sustratos con el uso de ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB), en el cantón la Maná, año 2011”. Tesis para Ingeniero Agrónomo, Universidad Técnica de Cotopaxi, Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales. Cotopaxi-Ecuador.
26. HURTADO D. MERINO M. 1988. Cultivo de Tejidos Vegetales, Edit. Trillas, MX D.F.
27. IUCN Red List of Threatened Species. 2006. Retrieved on 09 May 2006. Listed as Vulnerable (VU D2 v2.3), consultado 18 de mayo del 2013, Disponible en : http://en.wikipedia.org/wiki/cupressus_macrocarpa” Categories: Cupressaceae | Trees of California, Wikipedia.conifer Specialist group
28. INFOJARDÍN.com. 2002-2007, on line, consultado 18 de mayo del 2013, Gold Crest, Ciprés de interior.
29. INFORME DEL PLAN DE DESARROLLO REGIÓN I ESMERALDAS - CARCHI – IMBABURA, 2013 Secretaria General de la Organización de los Estados Americanos, Inerhi Conade, Disponible en: <http://www.oas.org/dsd/publications/Unit/oea60s/ch18.htm>

30. INFORME II MODULO DE IMPLEMENTACIÓN DE VIVEROS FORESTALES DIRIGIDO A PROMOTORES DE LOS CANTONES PALANDA Y CHINCHIPE. 2006. Proyecto Bosques del Chinchipe, FACES (Fundación de Apoyo Comunitario y Social del Ecuador), consultado el 16 de mayo del 2013, Disponible en <http://www.solucionespracticas.org.pe/bosques/documentos/chinchipe000015.pdf>
31. JÁCOME J. 2011. Evaluación de tres mezclas de sustratos y tres fitohormonas en enraizamiento de brotes laterales de babaco (*Carica pentagona*), barrio Pinllocruz, cantón Mejía, provincia de Pichincha.”, Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales, Universidad Técnica de Cotopaxi, Tesis Ing. Agr., Latacunga.
32. KENNETH A. 1989. Coníferas, Edit. Blume S.A., Trad S. Espinosa, Barcelona ES, 48 p.
33. LESNIEWICZ P. 1988. Bonsai árboles miniatura, Edit. Reverté S.A., Barcelona-ES
34. LÓPEZ G, MATEO J., Manual para la clonación de coníferas ornamentales. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Instituto de Ciencias Agropecuarias, Ingeniería en Manejo de Recursos Forestales, Fundación Hidalgo Produce, Edit. UAEH, MX, documento pdf.
35. LUENGO O. 2013. Árboles Cupresáceas, Sección de Alergia, Hospital Vall d'Hebron, Barcelona, doc. pdf, disponible en http://www.e-alergiaca.com/polinosis/pdf-zip/4_3_cupresaceas.pdf
36. MAIER H. P. 2008. La multiplicación de las plantas: manual Jardín en casa, Trad. E. Dauner 2da. ed, Edit. Hispano Europea, ES.

37. MARTÍNEZ F. X. Compendios de Horticultura, Multiplicación de ornamentales por esqueje de tallo, pdf 2014, disponible en: <http://www.horticom.com/pd/imagenes/62/897/62897.pdf>
38. MORALES M. 2009. Los nuevos avances científicos y la bioética, A de Lamo, cultiva comunicación SL, ES.
39. OREGON STATE UNIVERSITY (1999-2007). Landscape plants images, Identification, and information, Oregon State University, Department of Horticulture, 1v, USA
40. PENNINGSFELD F.SURZMAN P. 1983 Cultivos hidropónicos en turba. Traducido por Santos C. Ed. 2da, Madrid, Edt. Mundi Prensa 343 p.
41. QUELAL P, TAPIA A. 1996. Situación actual de la industria maderera en la Provincia del Carchi, Universidad Técnica del Norte, Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales, Escuela de Ingeniería Forestal, Ibarra- EC.
42. ROJAS S, GARCÍA J, ALARCÓN M, Propagación asexual de plantas, conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas.
43. ROYAL AGRICULTURAL SOCIETY. 2013. Consultado el 15 de mayo del 2015, on line, disponible en: <http://apps.rhs.org.uk/plantselector/plant?plantid=602>.
44. RUTA BONSAI. 2013. on line, consultado el 19 de mayo del 2013, disponible en <http://www.rutabonsai.com/cultivo/37-cipres-macrocarpa-o-cedro-limon>.
45. SAMPERI G. 1997. Hidroponía básica el cultivo fácil y rentable de plantas sin tierra, Edit. Diana, MX, D.F.

46. SAGASTUME H. 2011. Caracterización técnica y administrativa del proceso de producción de plántulas en pilón para pequeñas y medianas empresas productoras de hortalizas en Chimaltenango, Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Maestría en Administración de Empresas Industriales y de Servicios, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia
47. SÁNCHEZ Y CALDERÓN. 2000. Cultivos Hidropónicos. Ediciones Culturales VER, Santa Fe de Bogotá, CL, 5 v.
48. UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE LA VIUDAS DE MÉXICO, Programa Ambiental, consultado el 22 de mayo del 2015, disponible en: <http://desarrollo.uacm.edu.mx/sitios/pauacm/cedrolimon.html>
49. UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE LA CIUDAD DE MÉXICO UACM, on line, consultado 22 de junio del 2013, Disponible en: <http://www.uacm.edu.mx/uacm/es-es/uacm/programas.aspx>
50. VEGA J. 1987. Sustratos de enraizamiento para esquejes de clavel (*Dianthus caryophyllus L.*) y crisantemo (*Chrysanthemum coronarium*), Tesis Ing. Agr., Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ingeniería Agronómica.
51. VELASCO J.X. 1997. Enraizamiento de esquejes de *Gypsophila* (*Gypsophila paniculata*) Var. Perfecta, Tesis Ing. Agr, Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ingeniería Agronómica.
52. WEAVER R, 1976 Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura, Universidad de California, Davis, Edit. Trillas, Trad A Contin, D Díaz, Ingeniero Agrónomo, México, D.F. Plant growth substances in agricultura, San Francisco, EUA.

ANEXOS

ANEXO 1

DÍAS A LA FORMACIÓN DEL CALLO

Tratamientos		Repeticiones			TOTAL	PROMEDIO
N.-	Símbolo	I	II	III		
1	S1H0	75	74	75	224	74,67
2	S1H1	77	76	77	230	76,67
3	S1H2	75	76	76	227	75,67
4	S1H3	72	73	73	218	72,67
5	S2H0	96	95	95	286	95,33
6	S2H1	95	94	95	284	94,67
7	S2H2	94	93	94	281	93,67
8	S2H3	89	91	90	270	90,00
9	S3H0	94	95	96	285	95,00
10	S3H1	93	92	95	280	93,33
11	S3H2	92	92	93	277	92,33
12	S3H3	85	84	85	254	84,67

ANEXO 2

PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA %

Tratamientos		Repeticiones			TOTAL	PROMEDIO
N.-	Símbolo	I	II	III		
1	S1H0	76,2	69	66,7	211,90	70,63
2	S1H1	69	64,3	76,2	209,50	69,83
3	S1H2	66,7	71,4	64,3	202,40	67,47
4	S1H3	73,8	71,4	69	214,20	71,40
5	S2H0	85,7	76,2	81	242,90	80,97
6	S2H1	73,8	71,4	78,6	223,80	74,60
7	S2H2	78,6	76,2	81	235,80	78,60
8	S2H3	83,3	73,8	85,7	242,80	80,93
9	S3H0	88,1	85,7	92,9	266,70	88,90
10	S3H1	90,5	88,1	85,7	264,30	88,10
11	S3H2	83,3	88,1	90,5	261,90	87,30
12	S3H3	85,7	90,5	90,5	266,70	88,90

ANEXO 3

DÍAS A LA FORMACIÓN DE LA PRIMERA RAÍZ

Tratamientos		Repeticiones			TOTAL	PROMEDIO
N.-	Símbolo	I	II	III		
1	S1H0	125	135	127	387	129,00
2	S1H1	128	128	130	386	128,67
3	S1H2	129	130	132	391	130,33
4	S1H3	128	128	129	385	128,33
5	S2H0	130	131	128	389	129,67
6	S2H1	132	129	131	392	130,67
7	S2H2	137	136	135	408	136,00
8	S2H3	134	133	129	396	132,00
9	S3H0	144	145	146	435	145,00
10	S3H1	147	143	142	432	144,00
11	S3H2	141	142	146	429	143,00
12	S3H3	137	135	133	405	135,00

ANEXO 4

DÍAS A LA FORMACIÓN DEL PILÓN

Tratamientos		Repeticiones			TOTAL	PROMEDIO
N.-	Símbolo	I	II	III		
1	S1H0	209	210	209	628	209,33
2	S1H1	209	208	210	627	209,00
3	S1H2	210	211	207	628	209,33
4	S1H3	210	212	203	625	208,33
5	S2H0	198	199	195	592	197,33
6	S2H1	193	194	196	583	194,33
7	S2H2	195	198	196	589	196,33
8	S2H3	192	194	194	580	193,33
9	S3H0	186	185	188	559	186,33
10	S3H1	187	186	189	562	187,33
11	S3H2	185	186	182	553	184,33
12	S3H3	179	179	177	535	178,33

ANEXO 5**ALTURA DE LA PLANTA cm**

Tratamientos		Repeticiones			TOTAL	PROMEDIO
N.-	Símbolo	I	II	III		
1	S1H0	8	10,3	9,4	27,70	9,23
2	S1H1	8,5	9,8	8,1	26,40	8,80
3	S1H2	8	8,3	9,2	25,50	8,50
4	S1H3	8,7	7,6	8,1	24,40	8,13
5	S2H0	8,1	8,6	8,2	24,90	8,30
6	S2H1	7,5	8,1	6,5	22,10	7,37
7	S2H2	7,9	6,7	6,9	21,50	7,17
8	S2H3	7,3	7,9	9,3	24,50	8,17
9	S3H0	7,9	8,1	7,6	23,60	7,87
10	S3H1	7,3	7,9	8,1	23,30	7,77
11	S3H2	8,1	8,4	8,1	24,60	8,20
12	S3H3	7,8	7,5	8,2	23,50	7,83

ANEXO 6**VOLUMEN RADICULAR cc**

Tratamientos		Repeticiones			TOTAL	PROMEDIO
N.-	Símbolo	I	II	III		
1	S1H0	0,50	0,40	0,30	1,20	0,40
2	S1H1	0,50	0,40	0,40	1,30	0,43
3	S1H2	0,60	0,50	0,60	1,70	0,57
4	S1H3	0,80	0,50	0,60	1,90	0,63
5	S2H0	0,40	0,50	0,70	1,60	0,53
6	S2H1	0,30	0,50	0,70	1,50	0,50
7	S2H2	0,40	0,70	0,60	1,70	0,57
8	S2H3	0,90	0,50	0,80	2,20	0,73
9	S3H0	0,80	0,90	0,70	2,40	0,80
10	S3H1	0,70	0,90	1,00	2,60	0,87
11	S3H2	0,90	0,90	1,20	3,00	1,00
12	S3H3	1,20	1,30	1,10	3,60	1,20

ANEXO 7**VOLUMEN DE FOLLAJE cm³**

Tratamientos		Repeticiones			TOTAL	PROMEDIO
N.-	Símbolo	I	II	III		
1	S1H0	0,90	1,20	1,10	3,20	1,07
2	S1H1	0,90	1,10	0,80	2,80	0,93
3	S1H2	1,20	1,30	0,80	3,30	1,10
4	S1H3	1,00	0,90	1,20	3,10	1,03
5	S2H0	1,10	0,80	0,70	2,60	0,87
6	S2H1	0,80	0,90	1,00	2,70	0,90
7	S2H2	0,70	1,10	1,20	3,00	1,00
8	S2H3	1,00	1,30	1,10	3,40	1,13
9	S3H0	1,10	0,80	1,00	2,90	0,97
10	S3H1	1,20	1,00	0,90	3,10	1,03
11	S3H2	1,20	1,10	1,00	3,30	1,10
12	S3H3	1,50	1,40	1,10	4,00	1,33

FOTOS DEL ENSAYO DE CAMPO



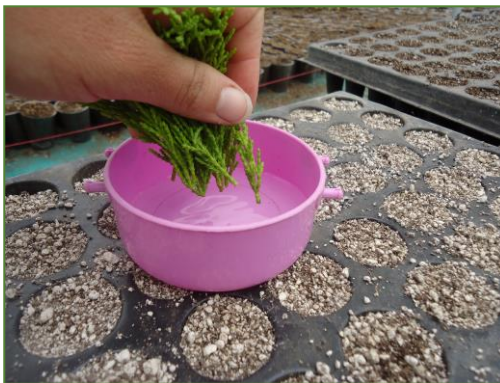
Hormonas en concentraciones de 500 ppm, 1000 ppm y 1500 ppm de IBA al 98%



Sustratos preparados en proporciones
25% pomina +75% peet moss S1
50% pomina+50% peet moss S2
75% pomina+25% peet moss S3



Corte del esqueje



Inmersión del esqueje en hormona por 5 segundos



Fotografía del ensayo completo en el invernadero



Primera raíz



Pilón completamente formado



Formación completa de las raíces