

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE HUANCVELICA  
(CREADA POR LEY N° 25265)**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**

**TESIS**



**“EVALUACIÓN DE DIFERENTES DOSIS DE AUXINAS EN LA  
PROPAGACIÓN DE ESTACAS DE AYRAMPO (*Berberis lutea*)  
BAJO CONDICIONES DE ACOBAMBA”.**

**LÍNEA DE INVESTIGACIÓN**

**PRODUCCIÓN**

**PRESENTADO POR :**

**Bach. FERRER ANTEZANA CCATAMAYO**

**PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**HUANCVELICA, PERU**

**2012**

## ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En la Ciudad Universitaria de "Común Era"; auditorio de la Facultad de Ciencias Agrarias, a los 19 días del mes de diciembre del año 2012, a horas 09: 00 a.m.; el Jurado Calificador, conformado de la siguiente manera:

**Presidente** : Dr. Ruggerths Neil DE LA CRUZ MARCOS

**Secretario** : Dr. Isaac Nolberto ALIAGA BARRERA

**Vocal** : M. Sc. Efraín David ESTEBAN NOLBERTO

**Accesitario** : Ing. Santiago Oscar PUENTE SEGURA

Designados con **RESOLUCIÓN N°156-2012-CF-FCA-COG-UNH**; de Tesis Titulado **"EVALUACIÓN DE DIFERENTES DOSIS DE AUXINAS EN LA PROPAGACIÓN DE ESTACAS DE AYRAMPO (*Berberis lutea*) BAJO CONDICIONES DE ACOBAMBA"**.

Cuyo autor es el graduado:

**BACHILLER** : ANTEZANA CCATAMAYO, Ferrer

**ASESOR** : Mg Sc. Jorge Manuel MONTALVO OTIVO

A fin de proceder con la evaluación y calificación de la sustentación del: proyecto de investigación antes citado.


Finalizado la evaluación; se invitó al público presente y al sustentante abandonar el recinto; y, luego de una amplia deliberación por parte del jurado, se llegó al siguiente resultado:


**APROBADO**  POR UNANIMIDAD.....

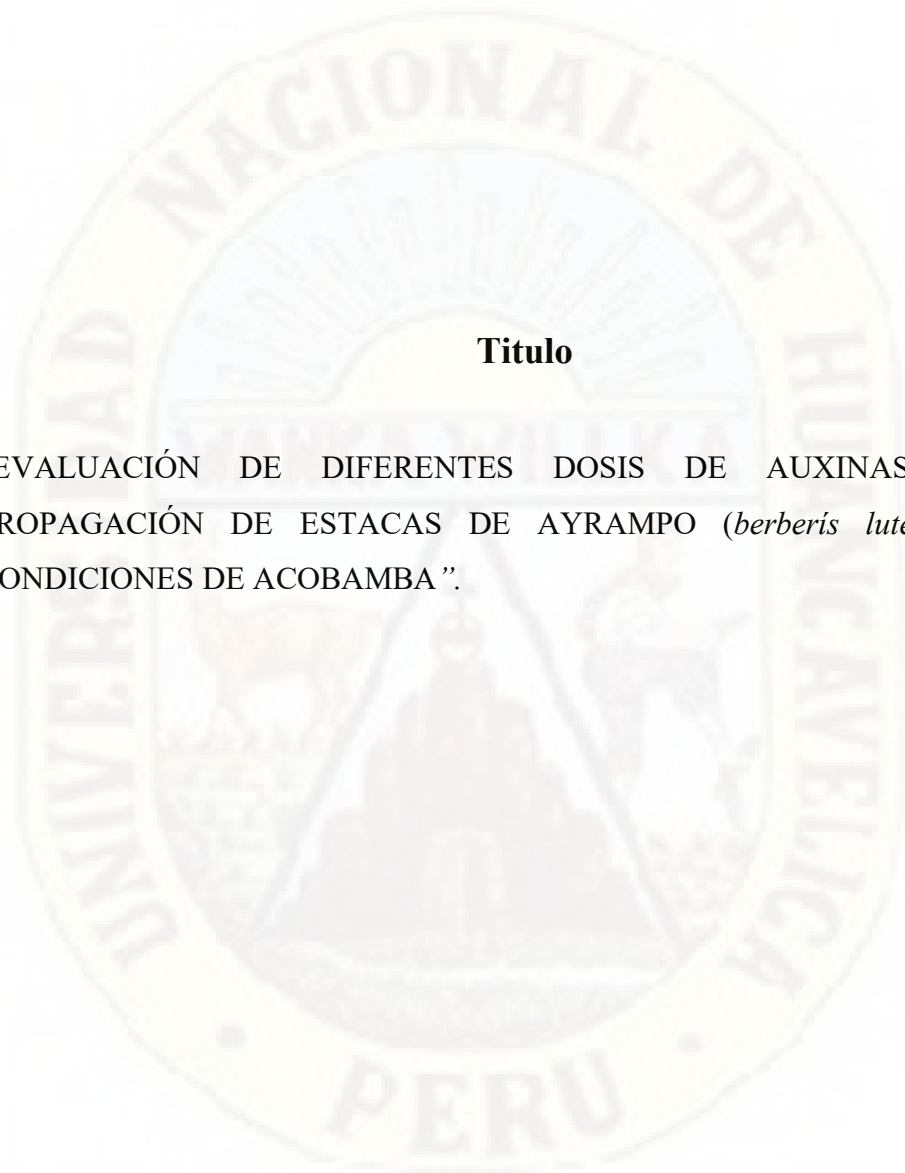
**DESAPROBADO**

En conformidad a lo actuado firmamos al pie.

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Ruggerths Neil DE LA CRUZ MARCOS  
Presidente

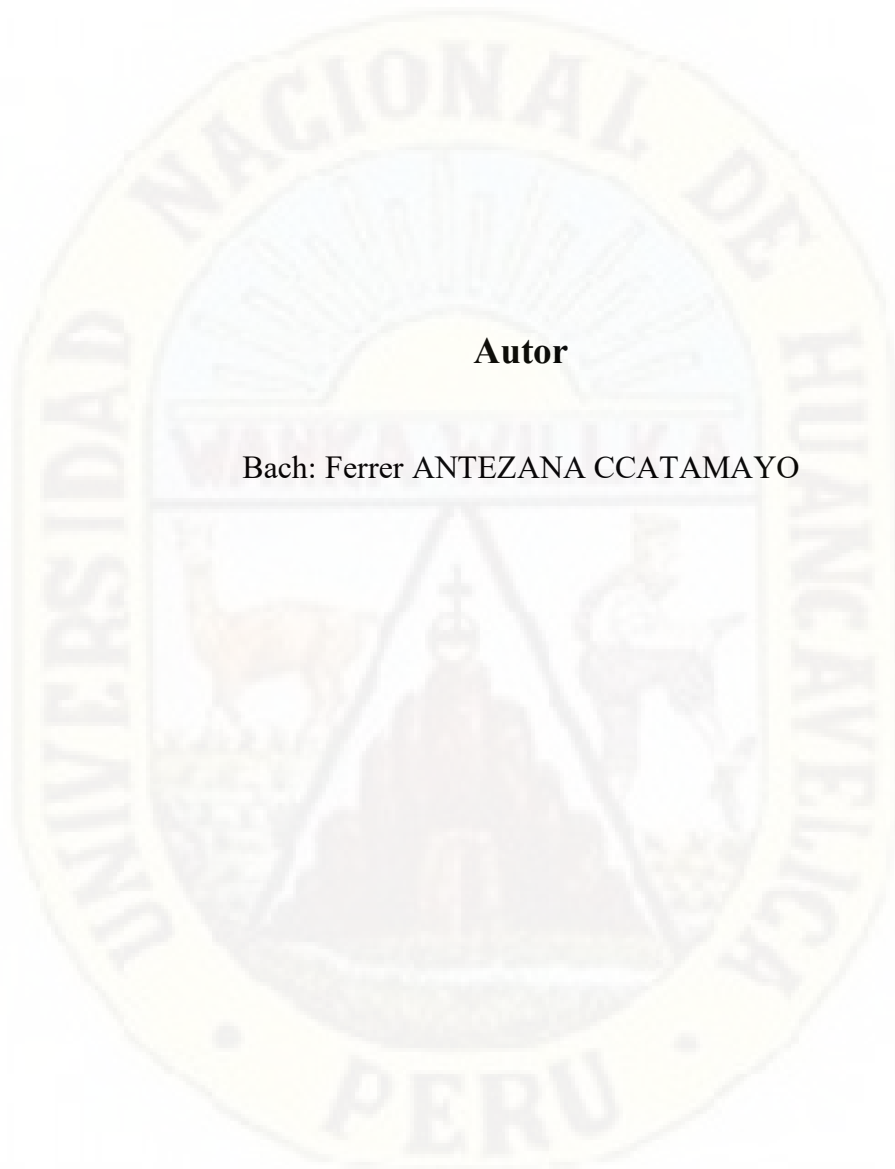
  
\_\_\_\_\_  
Dr. Isaac Nolberto ALIAGA BARRERA  
Secretario

  
\_\_\_\_\_  
M. Sc. Efraín David ESTEBAN NOLBERTO  
Vocal



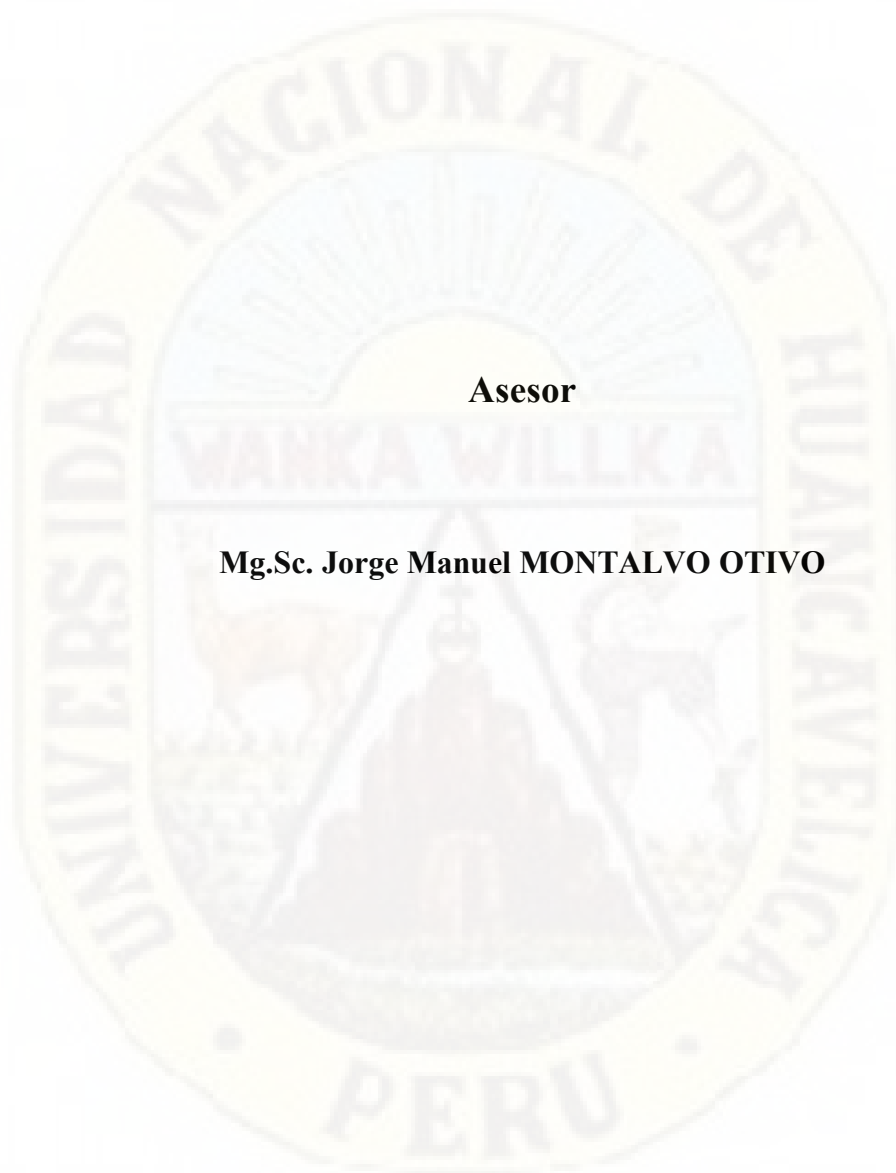
## **Título**

“EVALUACIÓN DE DIFERENTES DOSIS DE AUXINAS EN LA PROPAGACIÓN DE ESTACAS DE AYRAMPO (*berberis lutea*) BAJO CONDICIONES DE ACOBAMBA”.



**Autor**

Bach: Ferrer ANTEZANA CCATAMAYO



**Asesor**

**Mg.Sc. Jorge Manuel MONTALVO OTIVO**

## **Dedicatoria**

Al divino señor; mi guía y salvador que me da la fortaleza por el éxito y la satisfacción de esta investigación constante para enfrentar los retos de la vida. Quién me regala los dones de la sabiduría para enfrentar los obstáculos, las alegrías que se me presentan constantemente, pero de la mano del nada es imposible.

A mis padres Gregorio y Angélica, sencillos y laboriosos, al haber descubierto en sus lágrimas el inmenso deseo de tenerme realizado como profesional, para ellos mi gratitud y afecto, de igual modo a todas las almas que iluminan mi sabiduría.

A Melissa y Kennedy, mis hermanos menores, que siempre están cerca de mí, le pido a Dios que lo acompañe y, que este esfuerzo mío le pueda servir de inspiración y guía para lograr el éxito, que no será el resultado de la casualidad, sino del trabajo perseverante e incansable.

## Agradecimiento

1. Le doy las gracias a todas las personas que de una o de otra forma estuvieron conmigo durante toda la carrera y en la realización de la tesis, y de forma muy especial a:
2. A mi madre Angélica (mamita linda preciosa) por todo el apoyo moral y económico para llegar hasta donde estoy, por todo el amor y los regaños que siempre tuve, aquí está la prueba de que no me la pase perdiendo el tiempo.
3. A mi papá (Gregorio) por darme la vida y quererme mucho y por todos los consejos porque gracias a su sacrificio yo pude llegar hasta donde estoy.
4. A mis hermanos menores (Melissa y Kennedy) por su gran apoyo incondicional durante el proceso de selección de materiales a propagar.
5. A todos mis tíos y abuelos pero en especial a Teodosio por todo su apoyo desde donde estén, los quiero muchísimo.
6. Al **Ing. Freddy LOPEZ PALACIOS** Co asesor del presente trabajo de tesis hoy catedrático de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Huancavelica (UNH), por sus recomendaciones oportunas.
7. Un **GRACIAS** muy especial al **Ing. Jorge MONTALVO OTIVO**, asesor de mí proyecto de investigación quien contribuyó de manera muy importante en la culminación del informe final de trabajo de investigación, gracias por confiar en mi capacidad y por su apoyo dándome siempre palabras de aliento y aconsejándome lo mejor que pudo, sin duda alguna su optimismo es la mejor enseñanza que pudo dejarme, muchas gracias.
8. Finalmente a la Universidad Nacional de Huancavelica y a los docentes, el personal técnico y administrativo de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Huancavelica por ayudarme a cumplir con este objetivo. **GRACIAS.**

## Tabla de Contenido

Autor.....	iv
Asesor.....	v
Dedicatoria.....	vi
Agradecimiento.....	vii
Resumen.....	xv
Abstract.....	xvi
Introducción.....	xvii
<b>CAPITULO I: PLANTEAMIENTO PROBLEMA.....</b>	<b>18</b>
1.1 Planteamiento del problema.....	18
1.2. Formulación del problema.....	18
1.3. Objetivos.....	19
1.3.1 Objetivo General.....	19
1.3.2 Objetivos específicos.....	19
1.4 Justificación.....	19
<b>CAPITULO II: MARCO TEÓRICO.....</b>	<b>20</b>
2.1 Antecedentes.....	20
2.2 Bases teóricas.....	20
2.2.1. Ayrampo ( <i>Berberis sp.</i> ).....	20
2.2.2. Clasificación taxonómica.....	20
2.2.3. Morfología.....	21
2.2.4. Descripción.....	21
2.2.4.1. Hojas.....	21
2.2.4.2. Espinas.....	21
2.2.4.3. Flores.....	21
2.2.4.4. Fruto.....	22
2.2.4.5. Tallo.....	22
2.2.4.6. Raíz.....	22
2.2.5. Adaptabilidad del Ayrampo.....	22
2.2.6. Factor medio ambiental.....	22
2.2.6.1. Ecología.....	22



2.2.6.2. Clima.....	22
2.2.6.3. Suelo.....	22
2.2.6.4. Cosecha.....	22
2.2.6.5. Almacenamiento.....	22
2.2.7. La propagación asexual o vegetativa.....	22
2.2.8. Importancia de la propagación vegetativa.....	24
2.2.9. Métodos de propagación vegetativa.....	24
2.2.10. Propagación vegetativa a través de estacas.....	25
2.2.11. Formación de raíces adventicias .....	27
2.2.12. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas.....	28
2.2.13. Reguladores de crecimiento.....	29
2.2.14. Ácido Indolbutírico (AIB).....	30
2.2.14.1. Cofactores de enraizamiento y su comportamiento sinérgico con la auxina.....	30
2.2.15. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas.....	31
2.2.15.1. Edad de la planta madre (factor de juvenilidad).....	31
2.2.15.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas.....	31
2.2.15.3. Factor de juvenilidad de la estaca.....	32
2.2.15.4. Efecto de la luz .....	32
2.2.15.5 Efecto de la temperatura ambiental y temperatura del sustrato.....	33
2.2.15.6. Humedad relativa .....	34
2.2.15.7. Medio de enraizamiento (Sustrato).....	34
2.2.15.8. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento....	35
2.2.16. Sistemas de propagación.....	36
2.3. Hipótesis.....	37
2.3.1. Alternativa.....	37
2.3.2. Nula.....	37

2.4. Variables de estudio.....	37
<b>CAPITULO III: MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>38</b>
3.1. Ámbito de estudio.....	38
3.1.1. Ubicación geográfica:.....	38
3.2.2. Ubicación política.....	38
3.2 Tipo de investigación.....	38
3.4 Nivel de investigación.....	39
3.5 Método de investigación.....	39
1. Revisión de información.....	39
2. Área de recolección de estacas.....	39
3. Obtención de estacas.....	40
4. Aplicación de auxinas.....	40
5. Preparación de sustrato para el enraizamiento .....	41
6. Trasplante y acondicionamiento de las estacas en bolsa de repique.....	42
3.6 Diseño de investigación.....	42
3.6.1. Diseño experimental.....	42
3.6.2. Tratamientos en estudio.....	43
3.7 Población, Muestra, Muestreo.....	44
3.7.1. Población:.....	44
3.7.2. Muestra:.....	44
3.7.3. Muestreo.....	44
3.8. Técnicas e instrumentos de recolección de datos.....	44
3.9. Procedimientos de recolección de datos.....	45
3.9.1. Para número de hojas.....	45
3.9.2. Para número de raíces.....	45
3.9.3. Para longitud radicular.....	46
3.10. Procedimiento de recolección de datos.....	46
3.10.1. Para número de hojas.....	46
3.10.2. Para conteo de raíces emitidas.....	46
3.10.3. Para la longitud radicular.....	46

<b>CAPITULO IV: DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....</b>	<b>47</b>
Conclusiones.....	62
Recomendaciones.....	63
Referencias bibliográfica.....	64
Apéndice.....	69
Matriz de consistencia.....	79



## Tabla de contenidos de Cuadros

Cuadro N° 01 Composición químico del ayrampo ( <i>Berberis lutea</i> ).....	20
Cuadro N° 02 Descripciones de los tratamientos en estudios.....	43
Cuadro N° 03 Análisis de varianza del diseño factorial para el número de hojas....	47
Cuadro N° 04 Análisis de varianza para el numero de raíces a los a los 60 días....	49
Cuadro N° 05 Análisis de varianza, para el número de raíces a los 120 días.....	51
Cuadro N° 06 Análisis de varianza para la longitud de raíz a los 60 días.....	52
Cuadro N° 07 Análisis de varianza para la longitud de raíz a los 120 días.....	55



## Tabla de Contenidos de Gráficos

Gráfica N° 01 Efectos principales en las hojas a los 45 días.....	48
Gráfica N° 02 Interacciones en las hojas a los 45 días.....	48
Gráfica N° 03 Efectos principales en el número de raíces a los 60 días.....	50
Gráfica N° 04 Interacciones en el número de raíces a los 60 días.....	50
Gráfica N° 05 Efectos principales en la longitud de raíz a los 60 días.....	53
Gráfica N° 06 Interacciones en la longitud de raíz a los días.....	54
Gráfica N° 07 Efectos Principales en la longitud de raíz a los 120 días.....	56
Gráfica N° 08 Interacciones en la longitud de raíz a los 120 días.....	56



## Tabla de Contenidos de Apéndice

Apéndice N° 01 Área de recolección de estacas.....	69
Apéndice N° 02 Selección de estacas.....	69
Apéndice N° 03 Estacas seleccionadas de una longitud de 25 cm.....	70
Apéndice N° 04 Concentraciones preparados para la inmersión de estacas en diferentes tiempos.....	70
Apéndice N° 05 Auxina utilizada para el enraizamiento (Root-Hor).....	71
Apéndice N° 06 Estacas sumergidas en sus respectivas concentraciones.....	71
Apéndice N° 07 Estacas sumergidas en arena fina.....	72
Apéndice N° 08 Primeras hojas en las estacas de ayrampo.....	72
Apéndice N° 09 Proceso de medición de la longitud radicular.....	73
Apéndice N° 10 Área instalada.....	73
Apéndice N° 11 Estacas de ayrampo listos para ser trasplantados.....	74

## Resumen

Esta investigación se realizó en la provincia de Acobamba región Huancavelica ubicada a 3 417 m.s.n.m en los meses de noviembre a mayo (2011-2012) con el siguiente objetivo: “Evaluar diferentes dosis de auxinas en la propagación de estacas de Ayrampo (*Berberis lutea*)” con tiempos de remojo de 5 minutos y 1 hora. Se empleó el diseño de completamente al azar (DCA) con arreglo factorial (4X2), con 3 repeticiones. Las concentraciones en estudio fueron 0 ml, 1 ml, 2 ml y 5 ml de Root-hor en un litro de agua en la que sumergieron la base de las estacas de ayrampo antes de plantarse en el sustrato preparado. Los resultados indican que la aplicación de 1 ml con un tiempo de remojo de 60 minutos presento mayor capacidad de generar hojas en estacas de ayrampo a los 45 días después de ser instalado, la presencia de hojas en las estacas indica la acción estimulante sobre la iniciación de raíces. A los 60 días las estacas mostraron sus primeros primordios radiculares consecuentemente se realizó el conteo de numero de raíces y la medición de longitud radicular, la concentración de 1 ml fue superior en comparación a los demás concentraciones con un tiempo de inmersión de 5 minutos por lo tanto se puede propagar vegetativamente al ayrampo, aplicando concentraciones de 1 ml de Root-hor con tiempos de remojo a 5 minutos.

**Palabras clave:** Ácido indolbutírico (AIB), topofisis, propagación vegetativa, estaca, auxina, clon, células parenquimaticas, fenotipo, estaquilla.

## Abstract

In the vegetative propagation of *berberis lutea*, the effect of four doses of auxins was evaluated. 120 stakes, with almost 8 to 10 buds, were used from the middle portion of the branches from two to three years. The stakes collected had a length of 25 cm and with plant diameter that has been in production of a 2.5 cm with soaking times of 5 minutes and 1 hour. The design was completely randomized (DCA) with factorial arrangement (4x2), with 3 repetitions. The concentrations under study were 0 ml, 1 ml, 2 ml, and 5 ml of Root hor in one liter of water in which the base of the ayrampo stakes were submerged before being planted in the prepared rooting substrate (sand). The results indicate that the application of 1 ml with a soaking time of 60 minutes showed greater capacity to generate leaves in ayarampo stakes 45 days after being installed, the presence of leaves in the stakes indicates the stimulating action on initiation of roots. At 60 days, the stakes showed their first root primordia, consequently the counting of number of roots and the measurement of root length was carried out; the concentration of 1 ml was higher in comparison to the other concentrations with an immersion time of 5 minutes. Therefore, the ayrampo can be propagated vegetatively, applying concentrations of 1 ml of Root-hor, with soaking times of 5 minutes.

**Keywords:** Indolbutiric acid (AIB), topofisis, vegetative propagation, stake, auxin, clone, parenchymal cells, phenotype, estaquilla.



## Introducción

Existen ocasiones en que la propagación por semillas se hace difícil en determinadas especies arbustivas, cuando esta limitación se presenta en la propagación de especies valiosas, surge como una importante alternativa la propagación vegetativa de plantas. La propagación vegetativa o asexual es posible ya que los órganos vegetativos de muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse (**Hartmann y Kester, 1988**). Este método es ampliamente utilizado en diferentes especies forestales cuya producción de semillas pierden rápidamente su viabilidad o cuando la semilla tiene un alto valor comercial. Particularmente, el ayrampo (*Berberis lutea.*) es considerada una especie silvestre de alto valor por sus múltiples usos y buenas características ya que el fruto del ayrampo cuenta con propiedades curativas que, incluso pueden evitar el cáncer, ya que dentro de sus principios activos está el flavonoides, que es un antioxidante y antitumoral.

En tal sentido la propagación vegetativa es una alternativa viable que ofrece muchas ventajas si se emplea correctamente y no demanda gran inversión económica. Una de las ventajas que ofrece esta técnica es que evita la dependencia de semillas botánicas. En tal sentido considerando la importancia de la especie y el hecho que aún no existen resultados de investigaciones en enraizamiento por estacas juveniles, planteamos definir la característica de la estaca más apropiada para su enraizamiento, haciendo uso dos estrategias: de remojo por tiempos cortos y prolongados (5 a 60 minutos) de la base de las estacas en soluciones de baja y alta concentración de auxinas este método es lento y poco exacto, 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); **Corpoica (2004)**.

El objetivo del estudio es que al menos una dosis de Root – hor en un tiempo definido de remojo tendrán un mejor efecto en el éxito del enraizamiento de estacas juveniles de ayrampo.

# **CAPITULO I:**

## **PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

### **1.1 PROBLEMA**

La Región de Huancavelica se enmarca dentro de las regiones con características geográficas apropiadas de diversidad de ecosistemas de gran riqueza natural. Se ha observado actualmente que la población desconoce sobre la importancia del ayrampo que nos proporcionan diferentes derivados como valor nutricional, forestal, medicinal, artesanal, etc. en el beneficio humano, la mayoría de estas plantas y arbustos crecen en forma silvestre en la mayoría de los sectores de la Región Huancavelica. La principal vía de propagación es del tipo sexual, que conlleva un lapso de tiempo largo para generar una planta adulta, existiendo en algunas un mayor conocimiento que en otras referente a la propagación en forma vegetativa y las condiciones de su cultivo en forma intensiva. La propagación vegetativa a través de sus diversas formas requiere condiciones ambientales necesarias para lograr la sobrevivencia del material a propagar, la humedad del sustrato es uno de los factores más importantes en la sobrevivencia de las estacas. El presente estudio tiene como objetivo la evaluación de diferentes concentraciones de auxinas en la propagación vegetativa de las estacas de Ayrampo (*Berberis lutea.*), especie que posee características alimenticias, arbustivas, medicinales, bajo condiciones de Acobamba.

### **1.2 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA**

¿Cuál es el efecto de diferentes dosis de auxinas y en la propagación de estacas de Ayrampo (*Berberis lutea.*) bajo condiciones de Acobamba?.

### **1.3 OBJETIVO: GENERAL Y ESPECÍFICOS**

#### **1.3.1. Objetivo General:**

Evaluar el efecto de diferentes dosis de auxinas en la propagación vegetativa de ayrampo (*Berberis lutea*.)

#### **1.3.2. Específicos:**

1. Evaluar el efecto de diferentes dosis de auxinas en la emisión de hojas, número de raíces, longitud de raíces de las estacas de ayrampo (*Berberis lutea*).
2. Evaluar el efecto de dos tiempos de inmersión de estacas de ayrampo en auxinas.
3. Evaluar la interacción de las diferentes dosis de auxinas y dos tiempos en la emisión de hojas número de raíces y longitud radicular.

### **1.4 JUSTIFICACIÓN**

Si bien es cierto que el ayrampo (*berberis lútea*), posee bondades en su contenido del arbusto (hojas tallos, frutos y raíces), y son apreciadas por sus propiedades de contenido nutricional y alimenticio, en la medicina, el uso para el teñido de hilos y por sus componentes químicos naturales que generara mejores ingresos económicos para los pobladores que se dediquen a este cultivo. Se hace necesario desarrollar tecnología que permitan explotarla intensivamente, sin descuidar su mantenimiento de la diversidad genética, por lo que el trabajo de investigación de evaluación de diferentes concentraciones de auxinas, permitirá obtener resultados para favorecer su propagación. El mismo que ayudar a mejorar sus ingresos económicos de los agricultores de esta parte del país y por ende sus niveles de vida.

## **CAPITULO II: MARCO TEÓRICO**

### **2.1 ANTECEDENTES**

En lo que respecta a la propagación vegetativa del ayrampo (*Berberis lutea*) a un no hay trabajos de investigación referentes al manejo agronómico pero si a nivel industrial que es el aprovechamiento agroindustrial del ayrampo (*Berberis lutea.*) en el procesamiento de una bebida funcional para la seguridad alimentaria porque no están difundido las propiedades que contiene, como arbusto y fuente de materia prima. A nivel Regional se realizó trabajos preliminares de importancia con la Dirección Regional Agraria que reforesto con ayrampo las localidades de Ccarhuacc, Antacocha y Callqui Chico, como alternativa para fortalecer las capacidades de los beneficiarios, para elevar la productividad del cultivo y mejorar su capacidad de recuperación de este recurso con las actividades orientadas a precisar procesos de asistencia técnica y capacitación. Asimismo, las bondades del arbusto silvestre son preciadas por sus propiedades de contenido nutricional y alimenticio, en la medicina y el uso para el teñido de hilos y por sus componentes químicos naturales, (**Dirección Regional Huancavelica, 2010**).

### **2.2. BASES TEÓRICAS**

#### **2.2.1. Ayrampo (*Berberis lutea.*)**

#### **2.2.2. Clasificación taxonómica.**

División: Antophita

Clase: Dicotiledóneas

Subclase: Archyclamideas

Orden: Ranales

Familia: Berberidáceae

Género: Berberis

Especies: *Berberis lutea.*

Nombre común: “Ayrampo”, ccarhuascassa, espino amarillo, palo amarillo, yanamullaca (Fennema, 1995).

### 2.2.3. Morfología

El ayrampo es una planta integral porque se aprovecha el fruto, las hojas, el tallo; de los cuales el fruto tiene mayor importancia por su alto valor nutritivo, curativo terapéutico y muy bien aprovechado en el arte culinario a pesar de que la investigación de su contenido (Fruto) está siendo investigado. Nuestros ancestros y hoy médicos recomiendan consumir para reducir la presión alta. Anti cancerígeno, reduce el nivel de colesterol, como preventivo inmunológico contra la gripe (por su alto contenido de vitamina C) que dicha fruta contiene alto porcentaje de proteínas, carbohidratos, sales, glucosa y otros principios nutricionales que son importantes para los profesionales de la ingeniería de industrias alimentarias (Trucios, 2012)

**Cuadro N° 01 composición químico del Ayrampo (*Berberis lutea*).**

Composición del Ayrampo	( %)
Proteína	0,11
Ceniza	2,68
Grasa	4
Humedad	12
Fibra	3,08
Carbohidratos	2,63

### 2.2.4. Descripción botánica del ayrampo (*Berberis lutea*)

**2.2.4.1. Hojas.**-Las hojas son coriáceas, espatuladas, enteras o con 3-5 dientes, con colores que varían desde el verde a los ocres y rojizos en invierno.

**2.2.4.2. Espinas.**-Las espinas se ramifican en tres, son rígidas, punzantes, de color amarillo brillante, pudiendo llegar a medir hasta más de tres centímetros de longitud.

**2.2.4.3. Flores.**-Las flores son amarillas y solitarias

**2.2.4.4. Fruto.-** El fruto es una baya globosa y carnosa negro azulada.

**2.2.4.5. Tallo.-** De color amarillo verdoso; corteza guindo oscuro intenso de 8 a 10 mm de diámetro.

**2.2.4.6. Raíz.-** Se caracteriza por su desarrollo longitudinal superficial (de 0.30 a 0.50 m. de profundidad).

### **2.2.5. Adaptabilidad del Ayrampo**

Se encuentra en terrenos descansados con textura pedregosa y suelo negro (ácido) característico por retener la humedad buen tiempo por lo tanto no exige la preparación del terreno **Fennema (1995)**.

### **2.2.6. Factor medio ambiental del ayrampo**

**2.2.6.1. Ecología.-**El ayrampo se desarrolla con mayor intensidad en la región Huancavelica en zonas que se ubican desde los 3 000 a 4 000 m.s.n.m. sin exigir condiciones de suelo, agua y temperatura.

**2.2.6.2. Clima.-** Esta planta se desarrolla en clima frío y seco, lluvioso en los meses de noviembre a marzo y con heladas en los meses de junio, julio, agosto la temperatura anual oscila entre una mínima de 0° y una máxima de 22°.

**2.2.6.3. Suelo.-** El ayrampo no es exigente en calidad de suelo, lo encontramos en lugares pedregosos con pendientes moderadas y en suelos ácidos con una capa de tierra negra de 20 a 30cm.

**2.2.6.4. Cosecha.-** Se realiza en el mes de Abril, Mayo y Junio cuando el fruto haya tomado un color guindo muy oscuro y suave, luego se solea para que tome dulzura y elimine su acidez, a la vez son expulsados unos gusanos que se alimentan de la semilla del fruto.

**2.2.6.5. Almacenamiento.-**En ambientes ventilados sin contacto con los rayos solares y en secaderos confeccionados para tal fin.

### **2.2.7. La propagación asexual o vegetativa**

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, es decir, es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina,

posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (**Hartmann y Kester, 1990**).

**Quijada (1980)**, reporta que la propagación vegetativa es la obtención de nuevos individuos a partir de partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que posean estas partes (rama, fuste, retoño, hijuelos, inclusive trocitos o tejidos celulares) cuando se colocan en condiciones favorables.

Coincidiendo con **Vekhov (1941)**, al estudiar varias especies de árboles y arbustos, llegó a la conclusión de que es posible propagar en cierto grado todas las especies difíciles, siempre que se determinen las condiciones óptimas que rigen la emisión de raíces que permiten sobrevivir al propagarlo. La propagación vegetativa asexual de las plantas es el proceso, cuando una copia exacta del genoma (clon) de una planta madre genera nuevos individuos. Está garantizado por las células meristemáticas, indiferenciadas que pueden diferenciar entre los distintos órganos necesarios para formar una planta nueva (**Wiesman y Jaenicke, 2002**).

Clon es un grupo de plantas derivadas de una única ortet por reproducción asexual. Todos los miembros (ramets) de un clon tienen un genotipo idéntico al de una planta única y tienden a ser uniformes. Propágulo es una planta que deriva de la propagación vegetativa como cultivo de tejidos y esquejes enraizados, capaz de convertirse en un adulto (**Burley et al., 2004**).

Las plantas propagadas vegetativamente se reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (**Cabello, 2000**). Esto es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado clon (**Kains y Mcquesten et al., 1938**). Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual y constituye un clon, al igual que aquellas plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre, esto es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original denominado

clon (Sevilla y Holle, 2004). Sin embargo, que en algunos casos no se aprecian las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (Zobel y Talbert, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a como todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (Hartmann y Kester, 1990).

Posiblemente la ventaja más reconocida de la propagación vegetativa es la capacidad de duplicar exactamente el genotipo seleccionado, permitiendo así capturar tanto los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total. De esta manera, es posible lograr ganancias genéticas muy grandes en períodos relativamente muy cortos (Zobel y Talbert, 1984).

#### **2.2.8. Importancia de la propagación vegetativa**

La importancia de la propagación vegetativa es fundamental para el establecimiento de huertos semilleros clonales, en donde se creará bancos de germoplasma a gran escala para la producción de plantas con mejoramiento genético (Quijada 1980). Este tipo de reproducción en el campo forestal se usa para multiplicar árboles seleccionados con base a características deseables que se quieren perpetuar como: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, resistencia a plagas y enfermedades, es decir, permite conservar genotipos valiosos (Carrera 1977).

Flores (1986), menciona que la propagación de árboles forestales por estaca permite el fomento de clones o grupos de plantas que se obtuvieron de una planta de origen seminal; así mismo, elimina diferencias de constitución entre los árboles.

#### **2.2.9. Métodos de propagación vegetativa**

El método clásico es la propagación por estacas, lo que alienta a las raíces para formar en un trozo de tallo o ramas separadas de la planta donante. En algunas especies,



secciones del tallo, las secciones de la raíz, y los brotes también pueden servir como estacas (**Libby, 2004**).

**Gispert (1984)**, describe cuatro métodos de propagación vegetativa, la primera es por estacas que consiste en secciones de tallos o ramas que puestos en condiciones permite el enraizamiento. La segunda es por injerto, consiste en propagar las plantas por medio de soldaduras de una yema con otro llamado patrón. La tercera es por acodo, que son secciones de una planta que son sometidos a un proceso provocado de enraizamiento, responde positivamente al tratamiento. Luego de lograr la nueva plántula se le separa de la planta madre. Finalmente se tiene el tejido de cultivo, cuando se logra nuevos vástagos en función a la utilización de tejidos, células o protoplastos del vegetal.

**Hartmann y Kester (1983)**, dicen que las técnicas de propagación son: Embriones Apomíticos, Estolones, Hijuelos, Acodado, Separación, División, Estaca, Injerto, micro propagación. Sin embargo **Hartmann y Kester (1983)** menciona que en el campo forestal la estaca del tallo es el más importante, se obtiene de segmentos de ramas que contienen yemas terminales o laterales con la mira que al colocarlos en forma adecuada, produzcan raíces adventicias y originan una planta independiente.

#### **2.2.10. Propagación vegetativa a través de estacas**

Se entiende por estaca como cualquier porción vegetativa que es extraída de una planta (**Dirr y Heuser, 1987**). Estaca es cualquier porción de una planta (raíz, tallo y hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (**Wells, 1979**). La propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de una planta lo cual se colocan en una cámara enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta (**Ramos 2004**).

Según **Zanoni- Mendiburu (1975)**, se define a la estaca como una porción de la planta susceptible de adquirir una autonomía fisiológica, si ésta se instala en un medio favorable, condiciones ambientales convenientes y protegida de la desecación.

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre **(Hartmann y Kester, 1988)**. Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante **(Cuculiza, 1956; Hartmann y Kester, 1980)**.

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (coníferas). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales **(Hartmann y Kester, 1980)**. Según **Wells (1979)**, este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Algunos factores pueden influenciar la propagación por estacas, entre ellas la posición de la estaca en la rama, por el grado de lignificación, cantidad de reservas y diferenciación de los tejidos, el tipo de sustrato, por sus características químicas y físicas, el genotipo, las condiciones fisiológicas de la planta madre y las condiciones ambientales, además que los resultados pueden ser mejorados con un tratamiento previo de las estacas con productos químicos, como los reguladores de crecimiento **(Hartmann et al., 2002 citados por Bastos, 2006)**.

En la propagación vegetativa el porcentaje de enraizamiento es la variable respuesta de mayor interés, por lo cual se hace énfasis en este aspecto para seleccionar los mejores tratamientos obtenidos con cualquier especie de interés. En orden de importancia le sigue el número de raíces por estaca enraizada y la velocidad a la cual las raíces emergen y se desarrollan. Es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes **(Leakey, 1985 citado por Gutiérrez, 2003)**.

### 2.2.11. Formación de raíces adventicias

Según **Botti (1999)**, la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no determinados); organización de estos grupos en primordios radiculares (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (**Botti, 1999**).

Según **Zanoni (1975)** asegura que en la superficie del corte se forma un tejido cicatricial originado en la zona generatriz llamado callo, a través del cual emergen las raíces. Los brotes originados en las yemas se alimentan de las reservas almacenadas en los tejidos, mientras que las raíces nuevas les facilitan nutrientes y agua tomados del suelo.

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido, se forman por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (**Strasburger, 1994**).

### 2.2.12. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas

Una buena iniciación del desarrollo radical adventicio, depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores, que en combinación con las auxinas permiten que las estacas formen raíces (**Weaver, 1976**). Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo, sino que actúan a manera de coenzimas (**Rojas, 1972 citado por Mansilla, 2004**). **Rodríguez & Ono (1996)**, relatan que la formación de callos se efectúa generalmente antes de la iniciación y del desenvolvimiento de las raíces y raramente la formación de raíces es directamente del callo.

También **Carrera (1977)**, dice que el callo es una formación regenerativa que ocurre principalmente por el estímulo de la actividad cambial y por eso no siempre está relacionado con la formación de raíces. Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (**Hartmann y Kester et al. 1990; Gutiérrez, 1995**). Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (**Hartmann y Kester, 1997**).

Estas auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano. La auxina ácido indolacético (IAA) es una hormona natural que promueve la formación de raíces adventicias. También se ha demostrado que las formas

sintéticas, como los ácidos indolbutírico (AIB) y naftalenacético (NAA), son más efectivos que el IAA para estimular la formación de raíces en estacas, debido a que no son tóxicos para las plantas en una amplia gama de concentraciones y estimulan el enraizamiento en un gran número de especies, además presentan una mayor fotoestabilidad (**Hartmann y Kester, 1988**).

Las auxinas se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo; en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo, hacia los ápices (**Strasburger, 1994**).

### **2.2.13. Reguladores de crecimiento**

**Hartmann y Kester (1983)** mencionado por **Mesén (1998)** indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado. Los reguladores vegetales son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de cualquier otro modo cualquier proceso fisiológico de las plantas y la más importante es la auxina. Además, refiere que las máximas concentraciones de auxinas se encuentran en los ápices de crecimiento, es decir, en las yemas y en los ápices en crecimiento de las hojas y raíces, también distribuidos ampliamente por la planta en las regiones meristemáticas, (**Delvin 1980**).

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberilinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el

ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces (**Hartmann y Kester, 1988**).

**2.2.14. Ácido Indolbutírico (AIB).**- El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (**Mesén, 1998**).

#### **2.2.14.1. Cofactores de enraizamiento y su comportamiento sinérgico con la auxina**

El hecho de que se inhiba el crecimiento y elongación de raíces utilizando altas concentraciones de auxinas, se debe a que estas, en altas concentraciones, estimulan la formación de etileno el cual, a su vez en la mayoría de las especies, retarda la elongación, tanto de raíces como de tallos, debido a que provoca la expansión radial de las células, aumentando el grosor de la pared celular, evitando la expansión paralela de las microfibrillas de celulosa (**Strasburger, 1994**).

Las auxinas también promueven el desarrollo de raíces adventicias en estacas de tallo, ya que muchas especies leñosas poseen primordios de raíces adventicias en sus tallos, los cuales permanecen latentes por algún tiempo a menos que se les estimule con auxinas exógenas. Estos primordios, con frecuencia se encuentran en los nudos o en los extremos inferiores de las ramas que se localizan entre los nudos. En tallos que carecen de primordios radicales preformados, se formarán raíces adventicias a partir de divisiones celulares de la capa externa del floema (**Salisbury, 1991**).

Por otra parte, la eliminación de yemas y hojas jóvenes, ambas ricas en auxinas, inhibe el número de raíces laterales formadas, pero si se sustituyen auxinas, por estos órganos, con frecuencia se restituye la capacidad de la estaca de formar raíces. Si se aplica exógenamente auxinas, en altas concentraciones, se observa una inhibición en la elongación de raíces, pero una estimulación en la iniciación y desarrollo temprano de raíces (**Salisbury, 1991**).

## **2.2.15. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas**

### **2.2.15.1. Edad de la planta madre (factor de juvenilidad)**

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (**Dirr y Heuser, 1987; Botti, 1999**). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberilinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (**Botti, 1999**).

### **2.2.15.2 Sección de la planta madre para la obtención de estacas**

Este efecto es de suma importancia, las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (**Santelices, 1998**). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (**Hartmann y Kester, 1983**).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (**McDonald, 1986; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988**). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (**Hartmann y Kester, 1988**). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (**McDonald, 1986; Dirr Y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988**).

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa

(McDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1988). En la práctica la topótesis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el habitoplageotrópico (McDonald, 1986; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988).

#### **2.2.15.3 Factor de juvenilidad de la estaca**

El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el CATIE (Leakey 1990; Díaz 1991; Mesen 1998).

Según Wells (1979), este método de propagación es el más utilizado a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Hartmann y Kester (1988), dicen que casi siempre las estacas tomadas de plántulas jóvenes (crecimiento juvenil), enraízan con mayor facilidad que aquellas tomadas de plántulas adultas. Esto se explica por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces a medida que la planta aumenta de edad.

#### **2.2.15.4. Efecto de la luz en la propagación vegetativa**

La irradiancia, el fotoperiodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies (Xavier; 2002 citado por Torres, 2003). Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos (Ikemori, 1975; citados por Torres 2003).

El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, foto destrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y



concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (**Hartmann y Kester, 1987**).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de luz.

Estos efectos pueden ser ejercidos en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (**Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988**). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación, formación de raíces y yemas en las estacas (**Hartmann y Kester, 1980; Mac Donald, 1986**).

#### **2.2.15.5. Efecto de la temperatura ambiental y temperatura del sustrato**

Las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y aumentar la pérdida de agua por las hojas (**Hartmann y Kester, 1987**). Un hecho indeseable para la propagación, ocurre también con el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (**Fachinelo, 1986 citado por Torres, 2003**). El aumento de la respiración en los tejidos, provoca un agotamiento de las reservas nutricionales, con bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (**Carrera, 1977 citado por Torres, 2003**). La disminución en el metabolismo de las estacas, conlleva a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, no proporcionando condiciones adecuadas para que ocurra, desarrollo y crecimiento radicular (**Xavier, 2002 citado por Torres, 2003**). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (**Leakey y Mesen, 1991 citados por Nuñez, 1997**). La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (**Hartmann y Kester, 1988**).

**Botti (1999)**, señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27°C. En cambio, **(Hartmann y Kester en 1980)** restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C **(Hartmann y Kester, 1980; Botti, 1999)**.

#### **2.2.15.6. Humedad relativa**

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos **(Díaz, 1991 citado por Nuñez, 1997)**. Las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque está este sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílago y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte **(Broudeau, 1981)**.

La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aún no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabajaron especies que exigen largo tiempo para formar raíces y que son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea **(Torres, 2003)**.

#### **2.2.15.7. Medio de enraizamiento (Sustrato).**

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación **(Gutiérrez, 2003)**.

Según **(Haissig, 1986 citado por Nuñez, 1997)**, la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, permite muchas pudriciones; un riego

deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. **Pereira (2003)**, mencionan que el tamaño de las partículas también interfiere en el enraizamiento de las estacas; trabajando con sustratos de perlitas de diferentes granulometrías obtuvieron resultados significativamente superiores con mayor granulometría. Tal hecho está asociado con la mayor capacidad de retención de agua por la perlita de granulometría fina en detrimento de la aireación. El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (**Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999**). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (**Botti, 1999**). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (**Peate, 1989**). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (**Sandoval, 1997**), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (**James, 1986**). El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

#### **2.2.15.8. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento**

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberilinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógeno de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indo acético), AIB (ácido indo butírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el

contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (**Wendling, et al., 2001 citados por Torres, 2004**). Con respecto a las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y co-factores a la base de la estaca (**Leakey et al., 1982 citados por Nuñez, 1997**). Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas (**Mesén, 1998**). La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación (**Mesén, 1998**). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraizamiento. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (**Hartmann y Kester 1988**).

#### **2.2.16. Sistemas de propagación**

Según **Jinks (1995)**, las funciones de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer niveles de luz para la fotosíntesis. El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor permitió una reducción en el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de presión de vapor foliar al incrementar la humedad (**Loach, 1977**).

### **2.3. HIPÓTESIS**

**Hp.** Las diferentes dosis de auxinas no difieren en su efecto de enraizamiento en la propagación de estacas de ayrampo bajo las condiciones de Acobamba.

**Ha.** Las diferentes dosis de auxinas si difieren en su efecto de enraizamiento en la propagación de estacas de ayrampo bajo las condiciones de Acobamba.

### **2.4. VARIABLES DE ESTUDIO.**

#### **2.4.1. Variables independientes**

Dosis de auxinas

#### **2.4.2 variables dependientes**

1. Numero de hojas
2. Numero de raíces
3. Longitud radicular

#### **2.4.3 variables intervinientes**

1. Hombre
2. Temperatura
3. Humedad
4. Luz
5. Altitud

## **CAPITULO III**

### **MATERIALES Y METODOS**

#### **3.1 ÁMBITO DE ESTUDIO**

El presente trabajo de investigación se desarrolló dentro de la provincia de Acobamba de la región Huancavelica.

##### **3.1.1. Ubicación geográfica:**

Altitud	: 3417 m.s.n.m.
Longitud Sur	: 12° 50' 00" Línea Ecuatorial
Longitud Oeste	: 78° 36' 12.2" Meridiano de Greenwich

##### **3.2.2. Ubicación política:**

Lugar	: Acobamba
Distrito	: Acobamba
Provincia	: Acobamba
Región	: Huancavelica

#### **3.2 TIPO DE INVESTIGACIÓN**

El presente trabajo de investigación corresponde a la investigación básica, porque el objetivo es mejorar el conocimiento, más que generar resultados que beneficien a la sociedad en el futuro inmediato (**Oliveros, 2008**).

### 3.3. MATERIALES Y EQUIPOS.

En la instalación del experimento se usaron los siguientes materiales y equipos:

INSUMOS	HERRAMIENTAS DE TRABAJO	EQUIPOS
Semilla vegetativa (estacas de ayrampo)	Pico	Cámara fotográfica
	Bolsas (14x30)	computadora
auxinas	cordel	Impresora
sustrato	rastrillo	Calculadora científica
turba	Flexo metro	Cánula de 5 ml
	Tijera podadora	
	Malla rashell	
	baldes	

### 3.4. NIVEL DE INVESTIGACIÓN

El nivel de investigación es de nivel experimental, orientado analizar e interpretar los resultados de los variables obtenidos durante la ejecución del proyecto de acuerdo a la hipótesis planteados.

### 3.5 MÉTODO DE INVESTIGACIÓN

Se aplicó el método científico experimental, cuyo procedimiento se detalla a continuación:

1. **Revisión de información.**- En los meses de Setiembre y Noviembre del 2011 se realizó la revisión y análisis de informaciones sobre la propagación de estacas de ayrampo bajo diferentes dosis de auxinas, para los cuales se recorrieron las diferentes fuentes de información como internet, biblioteca de la Facultad de Ciencias Agrarias.
2. **Área de recolección de estacas.**-Para la recolección de las estacas, se seleccionaron de la comunidad de Oyoccocha del distrito de Caja que está ubicado

a 10 km de la provincia de Acobamba hacia el sur. Esta área está poblada de estas especies silvestres de ayrampo que son utilizadas como cercos vivos para la protección de las áreas de producción.

3. **Obtención de estacas.**-Las estacas cortaron con una tijera podadora y se introdujeron en una bolsa humedecida, para transportarlas la cual fue conservada bajo sombra, también se tuvo en cuenta que no estén directamente en contacto con elementos fríos, teniendo en cuenta a **CORPOICA (2004)**, que menciona una vez cortadas las estacas se introducen en una bolsa de polietileno humedecida, para transportarlas hay que conservarlas bajo sombra sin presionar la bolsa. Si se están llevando las estacas a larga distancia, hay que colocarlas en cajones en condiciones frías, pero asegurando que no estén directamente en contacto con elementos fríos. En el vivero, hay que tener todos los equipos y herramientas listas para no sufrir demoras entre el corte y la propagación, ya que la demora puede causar secamiento de las estacas. La obtención de las ramas y tallos de la planta madre joven se realizó teniendo en cuenta, antes de las 10 a.m. y después de la 4 p.m., para evitar pérdidas de agua durante las horas de máxima insolación, lo cual conservará la transpiración y para reducir el secamiento. Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (**Dirr y Heuser, 1987; Botti, 1999**). Para realizar este estudio se obtuvieron 120 estacas, con 8 a 10 yemas, de la porción media de ramillas de dos a tres años. Las estacas colectadas tuvieron una longitud de 25 cm aproximadamente y con diámetro de plantas que han estado en producción de 1 a 2.5 cm procurando de no astillar las estacas.

#### 4. **Aplicación de auxinas**

Se probó cuatro dosis de auxina (Root-hor) (0 ml, 1 ml, 2 ml y 5 ml), estas dosis se prepararon en 1 litro de agua. Para soluciones de baja y alta concentración como: 0 ml, 1 ml, 2 ml y 5 ml la inmersión de la base de las estacas (2 a 3 cm) en el recipiente fue por tiempo prolongado (1 hora) y para la dosis de 5ml la inmersión de la base de la estaca fue por tiempo corto (5 minutos) luego las estacas pasaron



por un sistema de ventilación de 5 segundos, hasta que el alcohol se volatilice y pueda adherirse solamente la hormona.

**CORPOICA (2004)**, 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 la base 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, 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. Se utilizó el Root-hor por ser una auxina sintética que en la mayoría de los casos ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento. Tiene las ventajas que no es toxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismo y al ser insolubles en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación (**Mesen, 1998**).

##### **5. Preparación de sustrato de enraizamiento**

El sustrato que se utilizó para el enraizamiento fue arena fina del río para que las estacas no sufrieran encharcamientos al momento de regarlas y tengan una oxigenación adecuada y a que las raíces emitidas no sean dañadas al momento de evaluar sobre la emisión de raíces. Teniendo cuenta la mención de (**Haissig, 1986 citado por Núñez, 1997**), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macro propagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. **Pereira (2003)**, mencionan que el tamaño de las partículas también interfiere en el enraizamiento de las estacas; trabajando con sustratos de perlitas de diferentes granulometrías obtuvieron resultados significativamente superiores con

mayor granulometría. Tal hecho está asociado con la mayor capacidad de retención de agua por la perlita de granulometría fina en detrimento de la aeración. Se utilizaron 08 bandejas para dicho enraizamiento.

#### 6. **Trasplante y acondicionamiento de las estacas en bolsas de repique**

La instalación de bolsas de repique se dio con la finalidad de una vez logrado el enraizamiento cambiar a las bolsas y favorecer su desarrollo, vigor y posteriormente ser llevadas a campo definitivo. La instalación se realizó con mucho cuidado, previamente se hicieron hoyos de 2.5 cm de profundidad, colocando las estacas con poca presión dentro del sustrato comprendida de tierra más humus de lombriz en una proporción de (2:3) para no dañar los tejidos de la base y luego se presionó levemente con el propio sustrato. Se siguió una distribución, según el croquis experimental propuesto en una área de 2 m de ancho por 4.40 m de largo con un distanciamiento entre cada unidad experimental de 25 cm.

**CORPOICA (2004)** Las estacas que enraízan en tiempos más largos son débiles y no deben conservarse. El trasplante de las estacas tiene que hacerse inmediatamente después de ser removidas del medio de enraizamiento. Al sacar las estacas de su medio hay que verificar que el sistema radical tenga tres raíces como mínimo y que su distribución sea radial de lo contrario se pone en riesgo el vigor o una adecuada forma de crecimiento. El nuevo sustrato debe ser aireado y con buena fertilidad.

### 3.6. DISEÑO DE INVESTIGACIÓN

#### 3.6.1. Diseño experimental

Se empleó el diseño completamente al azar (DCA) con arreglo factorial (4X2), con 3 repeticiones. Cuyo Modelo aditivo lineal es:

$$Y_{ij} = \mu + A_i + B_j + (AB)_{ij} + E_{ij}$$

Dónde:

$Y_{ijk}$ = variable respuesta del j- esimo tratamiento en la i-esima repetición (cualquier observación)

$\mu$ = Es el efecto de la media general

A = Efecto del factor A, donde  $i=1, 2, 3, 4, a$

B = Efecto del factor B, donde  $j=1,2,b$

$(AB)_{ij}$  = Efecto de la interacción de  $A_i$  Y  $B_j$

$E_{ij}$  = componente de error aleatorio  $E_{ijk}$

En el primer factor (A) se usó tres niveles de auxinas más un testigo:

$a_0$  = 0 ml de Root – hor,

$a_1$  = 1 ml de Root - hor,

$a_2$  = 2 ml de Root - hor

$a_3$  = 5 ml de Root– hor.

Mientras para el factor (B), se tuvo en cuenta dos niveles:

$b_0$  = 5 minutos,

$b_1$  = 1 hora

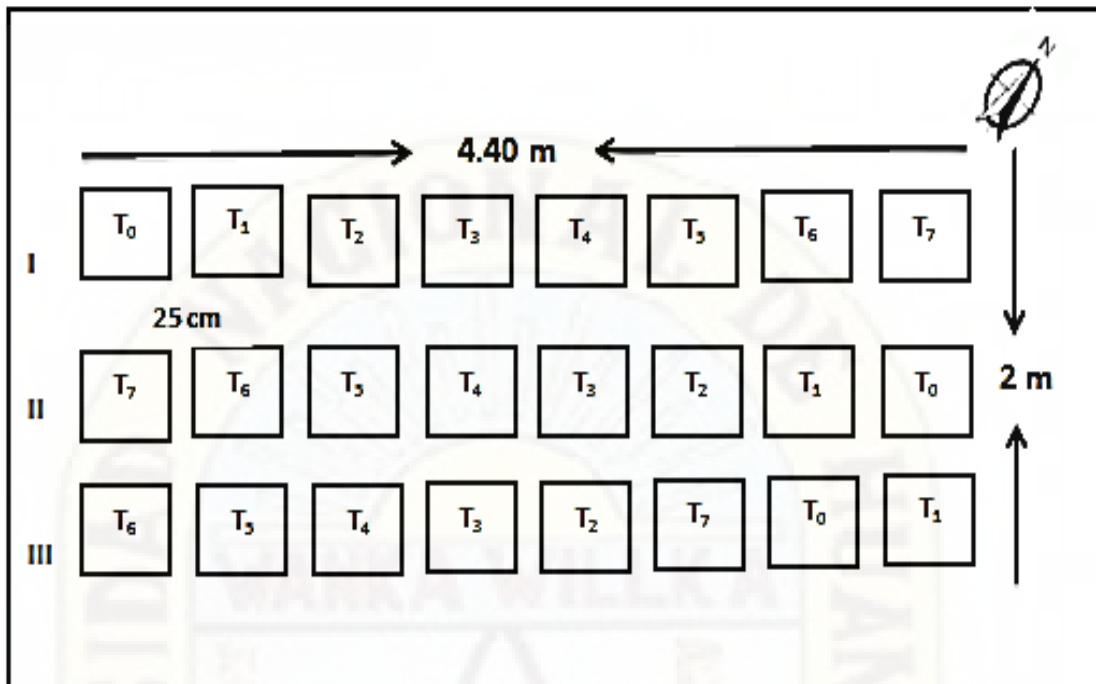
Cuyas combinaciones hacen un total de 8 tratamientos y para las comparaciones metodológicas se utilizó el “ANALISIS DE VARIANZA (ANVA)” para ver si hay diferencias significativas estadísticas en los tratamientos a margen de error de 0.05.

### 3.6.2. TRATAMIENTOS EN ESTUDIO.

**Cuadro 02. Descripción de los tratamientos**

TRATAMIENTO	COMBINACION	DESCRIPCION
T0	$a_0, b_0$	0 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 5 minutos
T1	$a_0, b_1$	0 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 1 hora
T2	$a_1, b_0$	1 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 5 minutos
T3	$a_1, b_1$	1 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 1 hora
T4	$a_2, b_0$	2 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 5 minutos
T5	$a_2, b_1$	2 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 1 hora
T6	$a_3, b_0$	5 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 5 minutos
T7	$a_3, b_1$	5 ml Root - hor/ 1 Lt agua + 1 hora

### 3.6.3. Croquis experimental



### 3.7. POBLACIÓN, MUESTRA, MUESTREO

#### 3.7.1. Población:

Está conformado por 120 estacas de ayrampo (*Berberis lutea*.)

#### 3.7.2. Muestra:

No existe muestra porque se trabajó con todas las estacas de cada unidad experimental

#### 3.7.3. Muestreo:

No hubo muestreo

### 3.8 TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS

Las técnicas e instrumentos utilizados en la recolección de datos para cada variable de estudio fueron:

N°	VARIABLE DE ESTUDIO	MÉTODO UTILIZADA	INSTRUMENTOS UTILIZADOS
1	Numero de hojas a los 45 días	Conteo directo contometro	1. Lapicero 2. Cuaderno de registro 3. Calendario
2	Numero de raíces a los 60 y 120 días	Conteo directo método contometro	4. Lapicero 5. Cuaderno de registro 6. calendario
3	Longitud radicular a los 60 y 120 días	Técnica directa	7. Lapicero 8. Regla 9. Cuaderno de registro 10. Calendario

### 3.9 PROCEDIMIENTO DE RECOLECCION DE DATOS

#### 3.9.1. Para número de hojas

Para determinar el número de hojas se evaluó desde la aparición de los primeros brotes en los nudos de las estacas a los 45 días se contaron las hojas en cada unidad experimental respectivamente, afin de que estas estacas representen el promedio por unidad experimental.

#### 3.9.2. Para el número de raíces

Esta evaluación se realizó después de haber transcurrido los 60 y 120 días después de la instalación de la estacas, se seleccionaron estacas al azar de cada unidad experimental, provisto de una bandeja de agua para lavar las estacas y no dañar las raíces emitidas se procedió a retirar las estacas cuidadosamente, luego se introdujo el recipiente con agua con el fin de que la tierra se desprenda de la estaca y quede limpia las raíces y así poder observar la cantidad de raíces emitidas por las estacas de ayrampo.

### **3.9.3. Para la longitud radicular:**

La evaluación de la longitud de las raíces se realizó bajo el suministro de una regla de 30 cm teniendo en cuenta los tiempos transcurridos 60 y 120 días después de haber instalado se seleccionaron las estacas al azar de cada unidad experimental provisto de una bandeja de agua para introducir las estacas al recipiente con el fin de que la tierra se desprenda con cuidado y las raíces estén libres para medir con una regla de 30 cm la longitud de las raíces emitidas.

## **3.10. PROCEDIMIENTO DE RECOLECCIÓN DE DATOS**

### **3.10.1. Para número de hojas**

Con los datos obtenidos para cada tratamiento y repetición en campo, se construyó el análisis de varianza para observar las diferencias estadísticas igualmente, estos datos obtenidos en campo se transformaron usando  $\sqrt{X}$  para su posterior elaboración del análisis de varianza (ANVA), fueron llenados en formatos pre elaborados e insertados en hoja del cálculo (Microsoft Excel) y con ayuda del software MINITAB 15.

### **3.10.2 Para conteo de raíces emitidas**

Con los datos obtenidos para cada tratamiento y repetición en campo, se construyó el análisis de varianza para observar las diferencias estadísticas igualmente, estos datos obtenidos en campo se transformaron usando  $\sqrt{X}$  para su posterior elaboración del análisis de varianza (ANVA) utilizando el programa MINITAB 15 y para graficas Microsoft Excel 2010.

### **3.10.3. Para la longitud radicular**

Con los datos obtenidos para cada tratamiento y repetición se tabularon con los promedios de los datos tomadas ya que son datos no continuos no se hicieron ninguna transformación para su posterior elaboración del análisis de varianza (ANVA), fueron llenados en formatos pre elaborados e insertados en hoja de cálculo (Microsoft Excel), igualmente los promedios de los tratamientos nos permite presentar las significaciones estadísticas en este caso se utilizaron la prueba de Duncan, comparación de efectos simples. Utilizando el programa MINITAB y para graficas Microsoft Excel 2010.

## CAPITULO IV

### DISCUSION DE RESULTADOS

4.1. Cuadro N° 03: Análisis de varianza (ANVA) del diseño factorial para el número de hojas a los 45 días.

FV	GL	SC	SCA	CMA	VALOR P	D.S.
Repeticiones	2	0.6700	0.6700	0.3350	0.042	*
A	3	2.6283	2.6283	0.8761	0.001	*
B	1	0.3750	0.3750	0.3750	0.053	NS
A*B	3	10.6817	10.6817	3.5606	0.000	**
Error	14	1.1700	1.1700	0.0836		
Total	23	15.5250				

**S=0.34641**

$\bar{X} = 2.375$

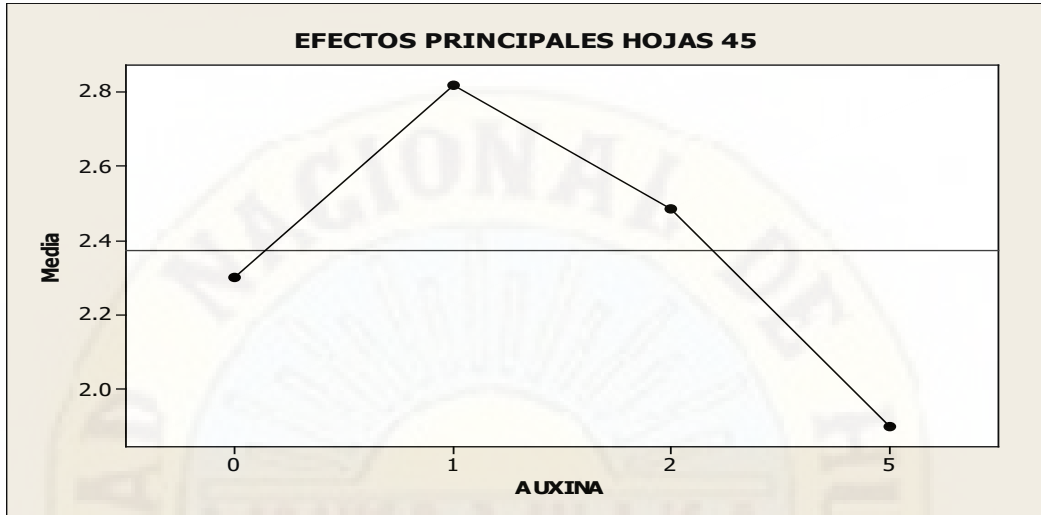
**CV= 14.5%**

En el cuadro N°03 para la fuente variabilidad de auxinas existe diferencia significativa ( $p < 0,05$ ).

Eso quiere decir en sus diferentes concentraciones tiene una diferencia en cuanto al número de hojas respecto la fuente de variabilidad de tiempos de remojo no existe diferencia significativa. Y para fuente de variabilidad interacción Auxina\*Tiempo existe diferencias altamente significativo ( $p < 0,05$ ). En la cantidad de hijas a los 45 días de aplicación de Root-hor.

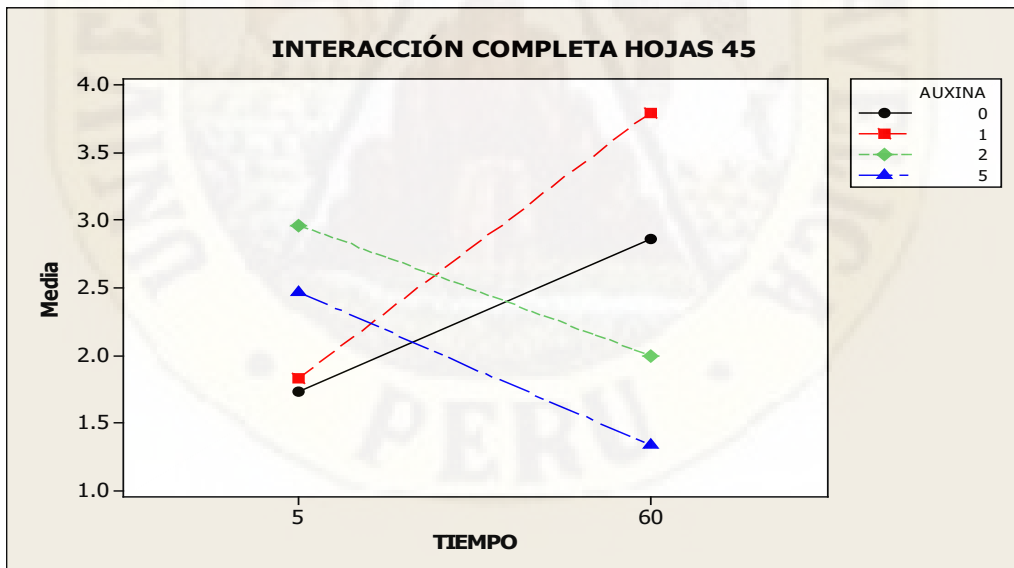
El análisis de varianza indica que el coeficiente de variabilidad es igual a 14.5% es considerado en la escala de calificación como coeficiente muy bueno, así mismo indica que los datos registrados son confiables para esta variable, número de hojas a los 45 días.

4.2. Gráfica N° 01. Efectos principales en las hojas a los 45 días de la aplicación de Root- hor.



Según la gráfica N° 01 indica que la concentración de 1 ml de Root - hor obtiene mayor cantidad de hojas en comparación a los demás tratamientos. Esto podría verse a que las auxinas en grandes concentraciones podrían inhibir la formación de hojas.

4.3. Grafica N° 02. Efectos de interacciones en las hojas a los 45 días de la aplicación.



En la Gráfica N° 02 la concentración de 1 ml de auxinas (Root-hor) tiene un efecto mayor en cuanto al número de hojas en comparación a los demás tratamientos ,notándose que al remojar por 5 minutos en una concentración de 1 ml produce una cantidad menor de hojas que cuando se deja remojar por 60 minutos.



Los otros tratamientos es de 2 y 5 ml tiene un efecto negativo en cuanto se refiere al número de hojas; cuando se le hace variar el tiempo de remojo de 5 a 60 minutos.

4.4. Cuadro N° 04. Análisis de varianza (ANVA) del Diseño Factorial, para el número de raíces a los 60 días de la aplicación de Root –hor.

<b>FV</b>	<b>G L</b>	<b>S C</b>	<b>S C A</b>	<b>C M A</b>	<b>VALOR P</b>	<b>D.S.</b>
Repeticiones	2	0.03675	0.03675	0.01837	0.272	NS
A	3	0.26079	0.26079	0.08693	0.005	*
B	1	0.04298	0.04298	0.04298	0.089	NS
A*B	3	0.19389	0.19389	0.06463	0.014	*
Error	14	0.18001	0.18001	0.01286		
Total	23	0.71442				

**S=0.120352**

**$\bar{X}$  =2.36**

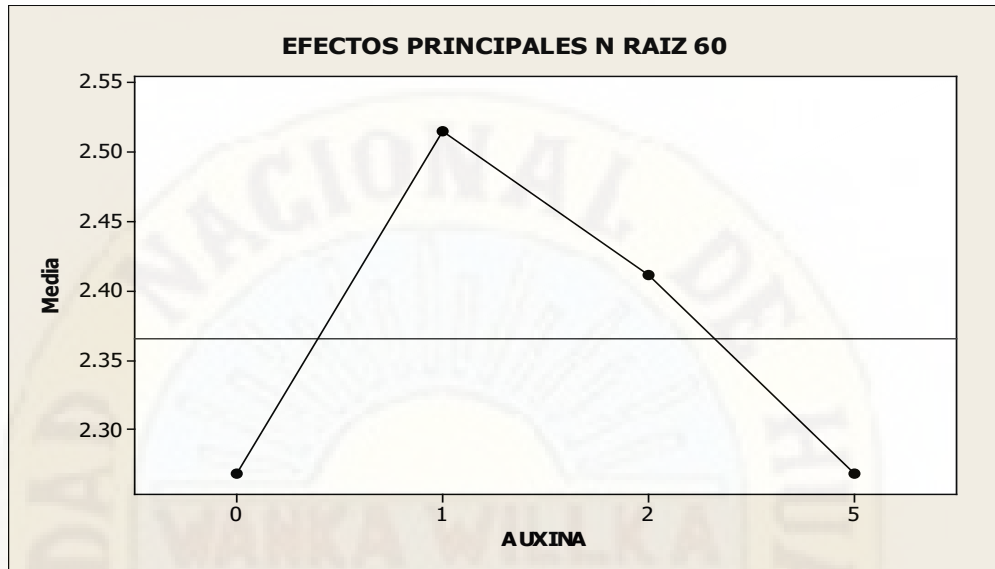
**CV=5-08%**

En el cuadro N° 04 para la fuente de variabilidad de auxinas existen diferencias significativas ( $P>0,05$ ). Eso quiere decir que una concentración fue mejor los demás concentraciones de auxinas (Root-hor) en cuanto se refiere al número de raíces evaluadas a los 60 días. Respecto a la fuente de variabilidad tiempo de remojo de 5 y 6 minutos no existe diferencias significativas ( $p>0,05$  en cuanto se refiere al número de raíces. Finalmente para la interacción auxina y tiempo existe diferencias significativas.

Esto quiere decir que la interacción de las diferentes concentraciones de auxina (Root-hor) con el tiempo de remojo de las estacas de ayrampo existe un efecto superior en lo que se refiere al número de raíces en la evaluación a los 60 días.

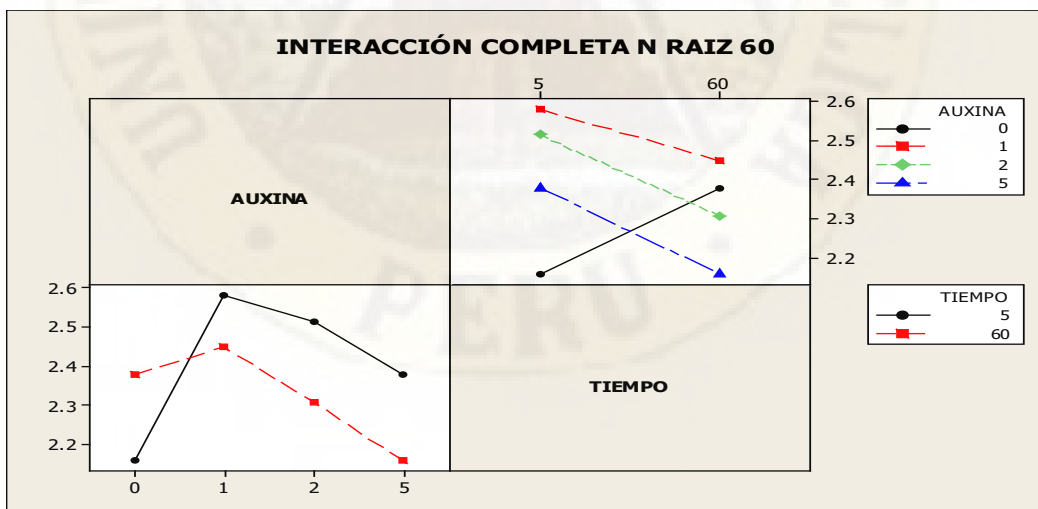
El análisis de varianza indica que el coeficiente de variabilidad es igual a 5.08%, es considerado en la escala de calificación como coeficiente excelente, lo cual indica que los datos registrados son datos confiables para este variable, de numero de raíces a los 60 días.

4.5. Grafico N° 03. Efectos principales en el número de raíces a los 60 días de la aplicación de Root- hor.



En la gráfica N° 03 el efecto de la auxina en lo que se refiere al número de raíces tiene buena respuesta a 1 ml de concentración de auxina (Root-hor) y se dio un efecto contrario cuando se ha incrementado las concentraciones de auxina (Root-hor).

4.6. Grafico N° 04 interacciones en el número de raíces a los 60 días de la aplicación de Root-hor.



En el grafico N° 04 para la interacción de diferentes concentraciones de auxinas variando el tiempo de remojo de 5 a 60 minutos se puede notar que la concentración

de 1 ml tiene buena respuesta en comparación a los demás; pero cuando se remoja las estacas de ayrampo más de 5 minutos esta inhibe la formación de raíces.

Para la interacción de dos tiempos de remojo variando las concentraciones de auxinas se puede notar que el tiempo de 5 minutos es el más óptimo en comparación a 60 minutos de remojo.

4.7. Cuadro N° 05 análisis de varianza (ANVA) del Diseño Factorial, para el número de raíces a los 120 días.

<b>FV</b>	<b>G L</b>	<b>SC</b>	<b>SCA</b>	<b>CMA</b>	<b>VALOR P</b>	<b>D.S.</b>
Repeticiones	2	0.01050	0.01050	0.00525	0.781	NS
A	3	0.17598	0.17598	0.05866	0.078	NS
B	1	0.00134	0.00134	0.00134	0.0804	NS
A*B	3	0.04477	0.04477	0.01492	0.560	NS
Error	14	0.29277	0.29277	0.02091		
Total	23	0.52535				

**S=0.144**

$\bar{X} = 2.47$

**CV=5.86%**

En el cuadro N° 05 para la fuente de variabilidad de auxinas tiempo de remojo e interacción Auxina \*Tiempo no existe diferencia significativa. Esto quiere decir que ninguna de las concentraciones fue superior en relación al tiempo de remojo para el número de raíces de las estacas de ayrampo a los 120 días.

El análisis de varianza indica que el coeficiente de variabilidad es igual a 5.86%, es considerado en la escala de calificación como coeficiente excelente, lo cual indica que los datos registrados son confiables para la variable de número de raíces a los 120 días.

4.8. Cuadro N° 06 análisis de varianza (ANVA) del Diseño Factorial, para la longitud de raíz a los 60 días de aplicación de Root – hor.

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SC</b>	<b>SCA</b>	<b>CMA</b>	<b>VALOR P</b>	<b>D.S.</b>
B	2	0.001608	0.001608	0.000804	0.0828	NS
A	3	0.0600446	0.0600446	0.020149	0.017	*
B	1	0.071504	0.071504	0.071504	0.001	**
A*B	3	0.386679	0.386679	0.128893	0.000	**
Error	14	0.058858	0.058858	0.004204		
Total	23	0.579096				

**S=0.0617**

**$\bar{X} = 0.612$**

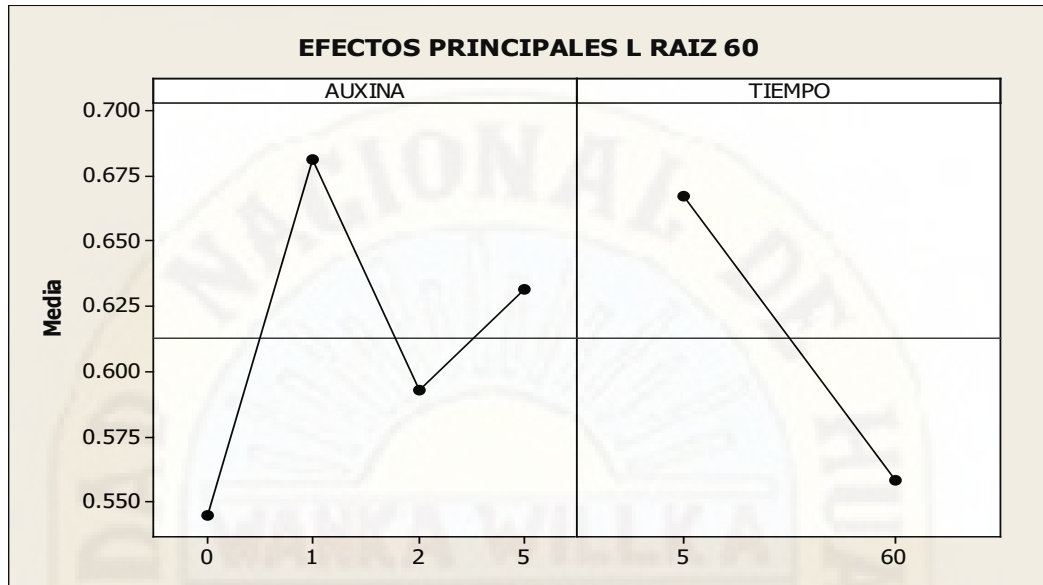
**CV=10.07%**

Según el cuadro N° 06 para la fuente de variabilidad de auxinas existe diferencia significativa ( $P < 0,005$ ) para la longitud de raíces a los 60 días .esto quiere decir que uno de las concentraciones tiene un efecto positivo a comparación a los demás concentraciones de auxinas (Root - hor).

Respecto a la fuente de variabilidad de tiempo de remojo existe diferencia altamente significativa ( $P < 0.05$ ).

El análisis de varianza indica que el coeficiente de variabilidad es igual a 10.07%, es considerado en la escala de calificación como coeficiente excelente lo cual indica que los datos registrados son confiables para este variable.

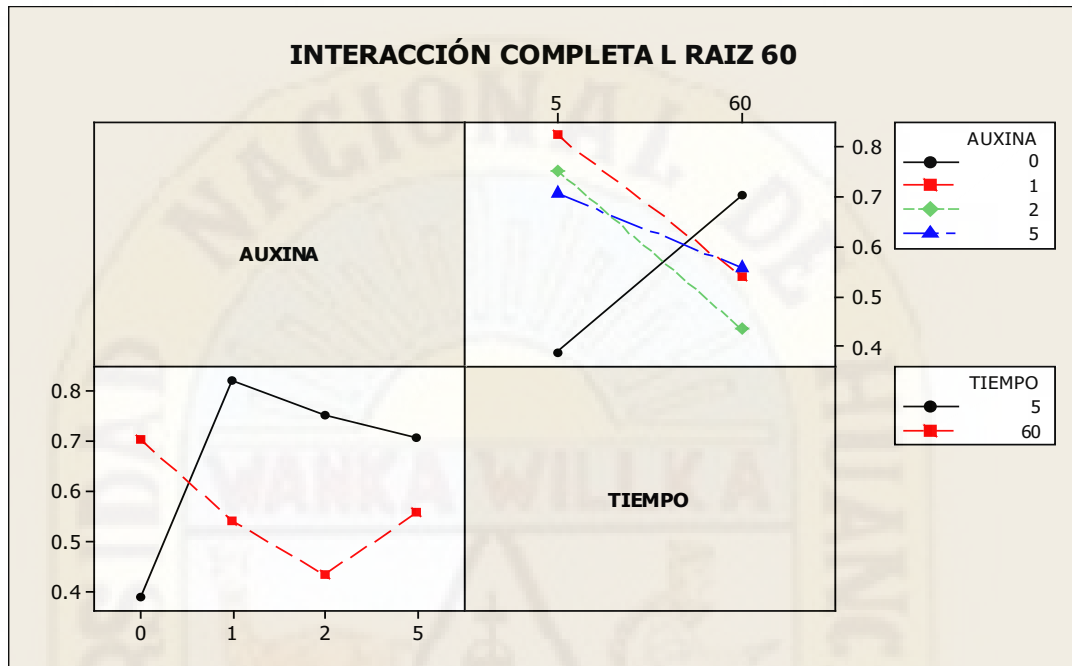
4.9. Grafica N° 05 efectos principales en la longitud de raíz a los 60 días de la aplicación.



Según la gráfica N°05 de efectos principales para la longitud de raíz a los 60 días el efecto de las auxinas para la longitud de raíces tiene mejor desarrollo con la concentración de 1 ml de auxinas (Root-hor), pero cuando aumenta la concentración a 2 ml inhibe la longitud radicular y 5 ml de Root-hor nuevamente se incrementa la longitud radicular comportándose variablemente.

Para el factor B (tiempos) a los 5 minutos de remojo de las estacas de ayrampo tiene un efecto positivo en la longitud radicular de las estacas de ayrampo. Pero cuando el tiempo de remojo se incrementa a 60 minutos el efecto es negativo indica inhibición de auxinas.

4.10. Grafica N° 06 efectos de interacciones en la longitud de raíz a los 60 días de la aplicación de (Root-hor).



Según la grafica N° 06 la interacción de las concentraciones de auxinas variando los tiempos de remojo (5 a 60) de las estacas de ayrampo a los 60 días se puede notar que la concentración de 1 ml de auxina (Root-hor) con un tiempo de remojo de 5 minutos tiene un efecto positivo en la longitud radicular en comparación a los demás concentración; pero cuando el tiempo de remojo se incrementa el efecto es negativo debido a la inhibición de auxinas en la longitud de raíces de las estacas de ayrampo.

Para la interacción tiempos de remojos de 5 y 60 minutos de las estacas de ayrampo variando las concentraciones de auxina (Root.hor) se puede notar que el tiempo de 5 minutos tiene un efecto superior para la concentración de 1 ml de auxinas. Pero cuando se incrementa de auxinas hay una disminución del efecto en la efecto de raíces de las estacas de ayrampo a los 60 días. mientras para el tiempo de remojo minutos para la concentración de 0 ml tiene un efecto positivo en longitud radicular pero cuando aumenta las concentraciones de auxinas tiene un efecto negativo indica inhibición de las auxinas.

4.11. Cuadro N° 07. Análisis de varianza (ANVA) del Diseño Factorial, para la longitud de raíz a los 120 días de la aplicación de (Root –hor).

F V	GL	SC	SCA	CMA	VALOR P	D.S.
Repeticiones	2	0.01101	0.01101	0.00550	0.783	NS
A	3	3.14035	3.14035	1.04678	0.000	**
T	1	0.00427	0.00427	0.00427	0.668	NS
A*B	3	0.53923	0.53923	0.17974	0.002	*
Error	14	0.31033	0.31033	0.02217		
Total	23	4.00518				

**S=0.129**

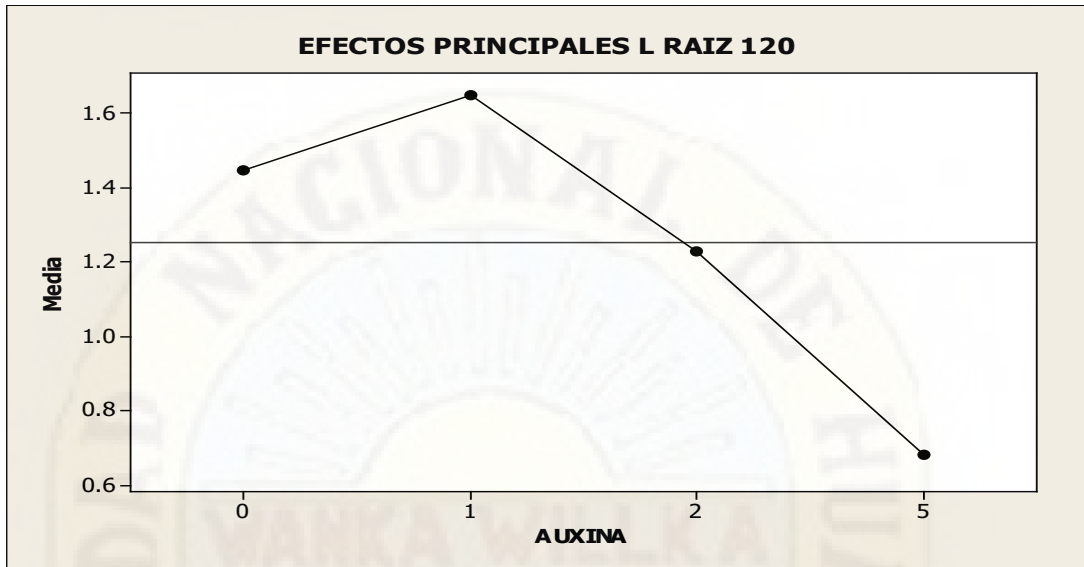
**$\bar{X}=1.250$**

**CV=10.33%**

En el cuadro N° 07 para la fuente de variabilidad de auxinas existe diferencias altamente significativas ( $p < 0,005$ ). esto indica que uno de las concentraciones de Root-hor tiene un efecto en la longitud de las raíces de estacas de ayrampo a los 120 días. Respecto a los tiempos de remojo no existen diferencias significativas ( $p > 0,05$ ).

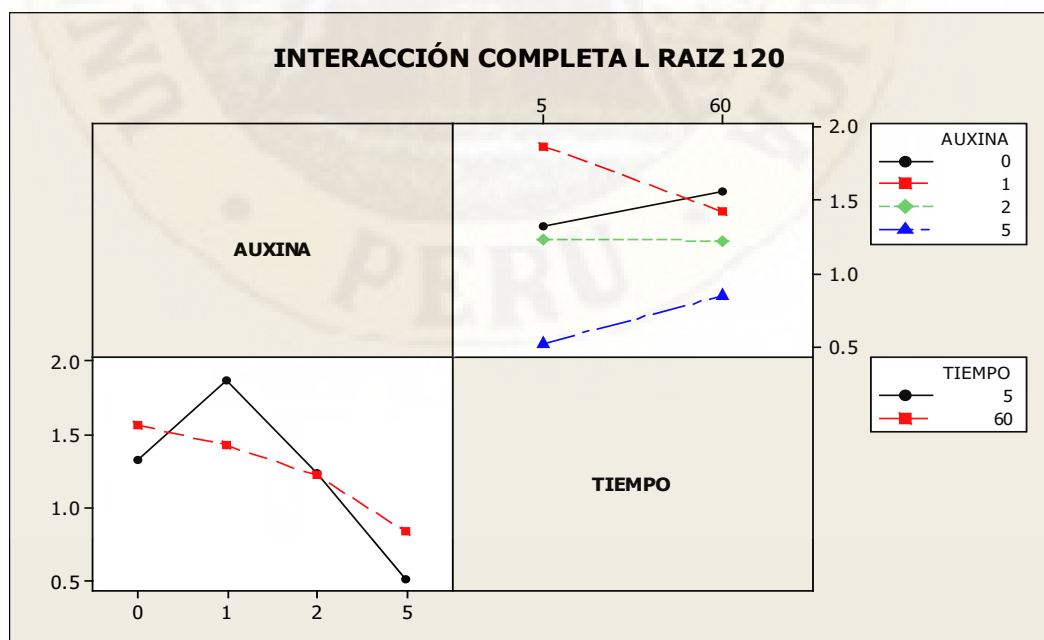
El análisis de varianza indica que el coeficiente de variabilidad es igual a 10.33%, es considerado en la escala de calificación como coeficiente excelente lo cual indica que los datos registrados con confiables para esta variable.

4.12. Grafico N°07. Efectos principales en la longitud de raíz a los 120 días de la aplicación.



Para el grafico N° 07 el efecto de la auxina para la longitud de raíces a los 120 días tiene un efecto superior a 1 ml de concentración de auxina (Root-hor), mientras tanto se nota un efecto contrario cuando la concentración de auxina (Root-hor) se incrementa.

4.13. Grafica N° 08 interacciones en la longitud de raíz a los 120 días de la aplicación.





En el grafico N° 08 la interacción de las diferentes concentraciones de auxinas variando en dos tiempos de remojo 5 y 60 minutos de las estacas de ayrampo se nota que la concentración de 1 ml de auxina con un tiempo de remojo de 5 minutos tiene un efecto superior en la longitud de raíces a los 120 días en comparación a los demás concentraciones de auxina (Root-hor),pero cuando hay incremento de tiempo de remojo de 5 a 60 minutos en las concentraciones de 2 ml y 5 ml de auxinas tiene un efecto inferior en la longitud de raíces a los 120 días.

Para la interacción de tiempos de remojo de 5 a 60 minutos variando diferentes concentraciones de auxinas se nota que la concentración de 1 ml con un tiempo de remojo de 5 minutos tiene efecto mayor para la longitud de raíces a los 120 días, pero cuando se incrementa las concentraciones (2 ml a 5 ml) el efecto es inferior en la longitud de raíces a los 120 días.

Respecto al tiempo de remojo de 60 minutos se nota que cuando se incrementa las concentraciones de auxinas de 0 ml a 5 ml de auxina (Root-hor) tiene un efecto menor en la longitud de las raíces de las estacas de ayrampo a los 120 días.

## **4.2 DISCUSIONES DE LOS RESULTADOS**

### **4.2.1. Número de hojas**

Según el cuadro N° 03 la fuente de variabilidad para el factor (A) existe diferencias significativas, esto indica que en sus diferentes concentraciones tiene una diferencia en aumentar número de hojas a los 45 días. Además indica el gráfico N° 01 la concentración de 1 ml de auxina (Root-hor) obtiene mayor cantidad de hojas en comparación a los concentraciones de 2 ml y 5 ml de auxina.

Notándose en la gráfica N°02 que el tiempo de remojo de 5 minutos a 1 ml de concentración produce menor cantidad de hojas que cuando se deja remojar las estacas de ayrampo por 60 minutos, se concluye que las auxinas en grandes cantidades inhibe la formación de hojas a los 45 días.

**(HARTMANN y KESTER, 1996)** el uso de reguladores del crecimiento en concentraciones excesivas para la especie puede inhibir el desarrollo de las yemas ocasionar amarillamiento y caída de las hojas .ennegrecimiento del tallo y finalmente la muerte de las estacas si la porción basal del tallo muestra un hinchamiento, encanecimiento y producción abundante de raíces arriba de la estaca indica que se ha utilizado una concentración efectiva .se considera que una concentración justamente inferior al punto toxico es la más favorable para estimular la formación de raíces.

Al respecto **Hartmann y Kester (1997)**, mencionan que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces, esto es posible por el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base.

### **4.2.2 Numero de raíces**

El análisis de varianza (Cuadro N° 05) para el número de raíces a los 60 días de aplicación, se encontró diferencias significativas para la fuente de variabilidad auxina (A) y la interacción AxB. Ello indica que una de las concentraciones de auxina tiene mejor efecto en el número de raíces a los 60 días, que se indica en el gráfico N° 03 que

la concentración de 1ml de auxina con un tiempo de remojo de 5 minutos tiene respuestas superiores en comparación a 2 ml y 5 ml de auxina (Root-hor), lo que indica que a un incremento de concentración existe inhibición de auxinas. Respecto a la interacción auxina y tiempo de remojo de las estacas de ayrampo el incremento de tiempo de remojo a 60 minutos tiene efectos negativos en la cantidad de raíces de las estacas de ayrampo a los 60 días de la estaca de ayrampo. La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta **(Sivori, 1980 citado por Mansilla, 2004)**.

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberilinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces **(Hartmann y Kester, 1988)**.

Las hojas en las estacas aumentan la pérdida de agua por la transpiración, pero sirven como una fuente de auxinas endógenas o carbohidratos para el enraizamiento de las estacas **(Hartmann et al., 2002)**.

Desde las hojas, se trastocan hasta la base de las estacas auxinas y carbohidratos, lo que genera las condiciones para que se inicie la formación de raíces adventicias (Hartmann & Kester 1998). Además, las hojas contienen compuestos fenólicos que interactúan con las auxinas en el proceso de rizogénesis **(Hess 1962; Fadhil & Hartmann 1967; Hackett 1970)**.

Generalmente, se acepta que los procesos de iniciación y desarrollo de raíces son afectadas por un juego diferente de condiciones (Lovell y White, 1986). Por su parte, el

número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (Lovell y White, 1986; Moe y Andersen, 1988; Veierskov y Andersen, 1982).

Según el cuadro N° 05 para el análisis de varianza de número de raíces a los 120 días no existe diferencia significativa en ninguno de sus factores de estudio. Eso indica que a medida el tiempo se incrementa pierde la efectividad las diferentes concentraciones de auxinas en dos tiempos de remojo de las estacas de ayrampo. Por lo tanto, una vez que la estaca enraíza, las auxinas endógenas entran a tallar, estas auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas apicales, a partir del aminoácido triptófano; la auxina ácido indolacético (IAA) es un hormona natural que promueve la formación de raíces adventicias; y estimulan el enraizamiento en un gran número de especies, además presentan una mayor foto estabilidad (Hartmann y Kester, 1988), mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca.

#### **4.2.3. Longitud de Raíz**

En el cuadro N° 06 para el análisis de varianza de longitud de raíz a los 60 días de aplicación de auxina, existe diferencia significativa mientras para el factor B (tiempo de remojo) y la interacción auxina \*tiempo existen diferencias altamente significativo para longitud e raíz a los 60 días mostrando que existe efecto de una de las concentraciones en comparación a los demás concentraciones de auxina como también hay diferencia en cuanto al tiempo de remojo de las estacas en lo que se refiere a la longitud de las raíces.

Efectivamente en el gráfico N° 05 se muestra que la concentración de 1 ml de auxina tiene un efecto positivo en la longitud radicular a los 60 días y cuando se incrementa la concentración su efectividad es menor en la longitud de raíces, respecto al tiempo de remojo de las estacas de ayrampo en la gráfica N° 06 se muestra que a los 5 minutos tiene un efecto superior, pero cuando el tiempo de remojo se incrementa a 60 minutos el efecto es inferior en la longitud de las estacas.

La formación de etileno el cual, a su vez en la mayoría de las especies, retarda la elongación, tanto de raíces como de tallos, debido a que provoca la expansión radial de las células, aumentando el grosor de la pared celular, evitando la expansión paralela de las micro fibrillas de celulosa **(Strasburger, 1994)**.

Por otra parte, la eliminación de yemas y hojas jóvenes, ambas ricas en auxinas, inhibe el número de raíces laterales formadas, pero si se sustituyen auxinas, por estos órganos, con frecuencia se restituye la capacidad de la estaca de formar raíces. Sí se aplica exógenamente auxinas, en altas concentraciones, se observa una inhibición en la elongación de raíces, pero una estimulación en la iniciación y desarrollo temprano de raíces **(Salisbury, 1991)**.

También **Opuni-Frimpong et al., (2008)**, al trabajar en la propagación vegetativa con estacas juveniles de dos especies del género *Khaya* utilizando concentraciones de AIB de 8000 ppm y sustrato perlita logró alcanzar el mayor número y la mayor longitud de raíces.

En el cuadro N° 07 en el análisis de varianza para la longitud de raíz a los 120 días señala que existen diferencias altamente significativas para el factor en estudio auxinas, para el factor tiempo (B) no existe diferencia significativa. Esto indica que una de las concentraciones fue mejor en comparación de los demás concentraciones en la longitud de las raíces.

Respecto a los gráficos N° 07 y 08 el efecto de la auxinas con una concentración de 1 ml tiene efecto positivo en la longitud radicular que cuando se incrementa las concentraciones de auxina y finalmente en la interacción de diferentes concentraciones de auxina variando tiempo de remojo de 5 a 60 minutos se nota que con un tiempo de remojo de 5 minutos se obtiene resultados mayores que cuando se incrementa el tiempo de remojo a 60 minutos de las estacas de ayrampo Este incremento en la longitud puede estar relacionado con la función de la auxina de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas **(Haissig, 1986)**.

## **Conclusiones**

1. Se encontró el efecto de las concentraciones de auxinas en el número de hojas a los 45 días, número de raíces y longitud radicular a los 60 y 120 días.
2. La influencia de los tiempos de remojo de las estacas de ayrampo de 5 minutos y 60 minutos solo influyó en la longitud radicular a los 60 días.
3. La interacción de los factores auxina y tiempo de remojo tuvo influencia en la emisión de hojas a los 45 días, número de raíces (60 días) y longitud radicular (60 y 120 días) mas no en el número de raíces a los 120 días.
4. La concentración de 1 ml de auxina con un tiempo de remojo de 60 minutos fue la más adecuada en el número de hojas a los 45 días
5. La concentración de 1 ml de auxina con un tiempo de remojo de 5 minutos de las estacas de ayrampo fue el más adecuado en número de raíces y longitud radicular a los 60 y 120 días.

## Recomendaciones

1. Probar concentraciones de auxina teniendo en cuenta que las concentraciones mayores a 1 ml tiene efectos negativos además el tiempo de remojo prolongado inhibe el enraizamiento de estacas de ayrampo.
2. Tener en cuenta que la auxina utilizada (Root- hor) induce a las yemas de las estacas a la producción de cantidad de número de hojas ya que son los principales productores de auxinas por lo que se recomienda probar nuevas hormonas enraizantes solubles, disponibles con características frutales.
3. Realizar pruebas con otras partes vegetativas diferentes a las estacas de plantas madres juveniles como: hojas, brotes, raíces, etc. dadas que las estacas apicales y medias tuvieron dificultades en su propagación.
4. Probar concentraciones sólidas de auxina en diferentes tiempos de aplicación, que podrían tener un efecto importante en el enraizamiento para las estacas de ayrampo.

## Referencia Bibliográfica

1. **AVANZATO, D. 1993.**Influencia de los substratos sobre el enraizamiento directo del ex vitro, MM106 micro esquejes manzana. Acta Horticulturae, Wageningen, v.342, p.297-303.
2. **BROUDEAU, J. 1981.** El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
3. **BOTTI, C. 1999.** Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. p 72-82.
4. **Burleyet al., 2004.**Glosario. En: Enciclopedia de Ciencias Forestales. 1873-1928:2400 pp. Elsevier, Oxford / Academic Press, London, UK.Firstedición, Cuatroconjunto de volúmenes. ISBN-10: 0-12-145160-7. ISBN-13: 978-0-12-145160-8.
5. **CABELLO, 2000** Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.
6. **CARRERA, M. (1977).** La propagación vegetativa en el géneroPinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29 p.
7. **CUCULIZA, P. 1956.** Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos F. L. Villanueva. 340 p.

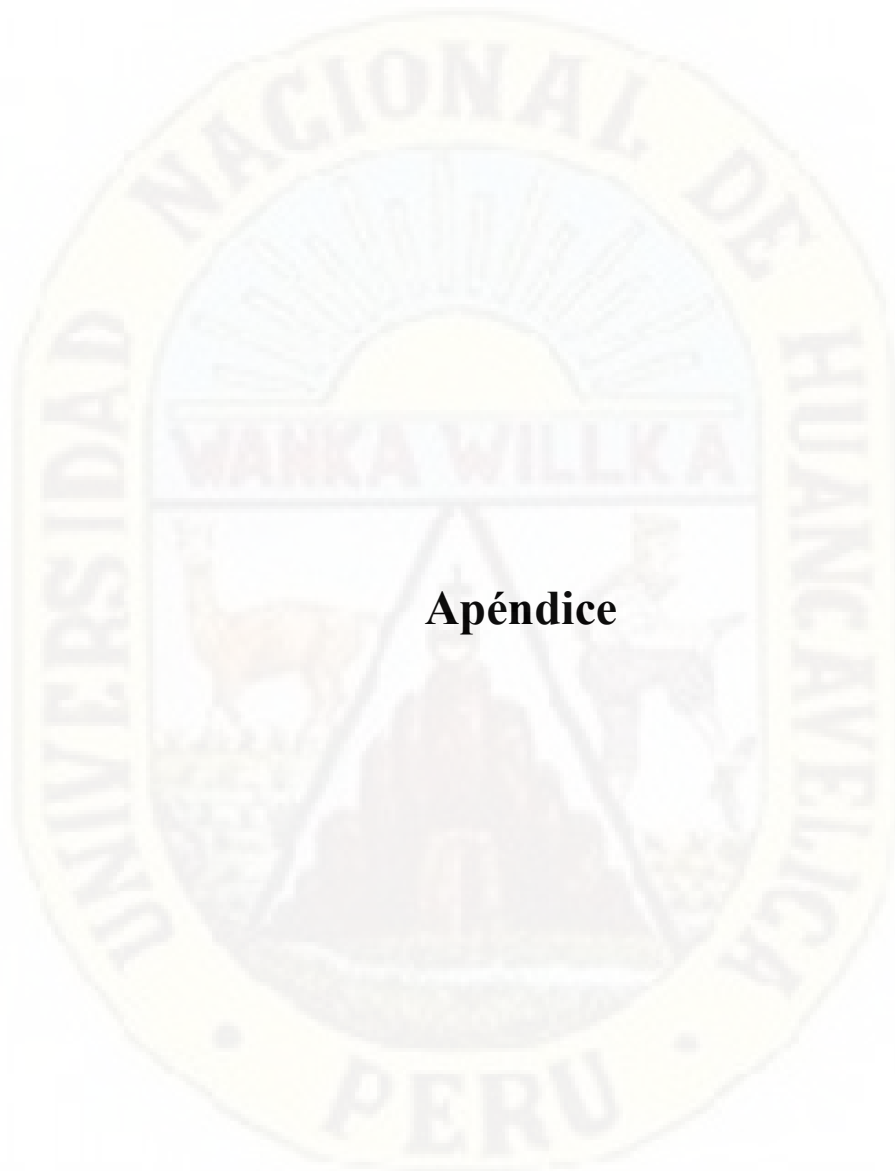


8. **DIRR, M. y HEUSER, C. 1987.** El manual de referencia de la semilla leñosa propagation.From planta de cultivo de tejidos. Georgia, EE.UU..VarsityPress Inc. 239 p
9. **DELVIN, R. M. 1980.** Fisiología Vegetal. Tercera Edición. Traducido por X. Llimosa Ediciones Omega, S. A. Barcelona, España. 517 p.}
10. **DONALD, B. 1986.**Prácticopropagación de plantas leñosas para los cultivadores de viveros. Londres. Ed. Batsford. 669p. Universidad de Chile. 93 p.
11. **DIAZ M, E.R.A. 1991.** Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrelaodorata*L. y *Gmelina arbórea* Linn. Tesis Mag. Sc. Turrialba; Costa Rica. CATIE. 93 p.
12. **FENNEMA (1995).** “Propagación de familia Berberidaceae”. Instituto Nacional de Investigación Agraria y Agroindustrial. Dirección General de Investigación Agrícola. Programa de Investigación en Cultivos Tropicales. Serie Técnica.Informe Técnico 0.2/2.3-Nº 1.992. Lima Perú. 17 p.
13. **FLORES A. R. 1986.** Efectos de topófisis y de dos profundidades de siembra en la propagación por estacas de *eritrina poppigiana*(wopen). O. F. Cook (Pro). Tesis para optar el grado de magíster agricultura IICA de la OEA. Costa Rica. 67 p
14. **GISPERT (1984),** Frutales y bosque. Biblioteca Práctica Agrícola y Ganadera. Tomo 3. Ediciones OCEANO. Barcelona – España.204 pg.
15. **HARTMANN, H., KESTER, D. AND DAVIES, F.T., 1990.**Propagación de plantas: Principios y Prácticas, edicion quinto. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, 647 pp
16. **HAISSIG, B.E. 1986.** Procesos Metabolicos en el enraizamiento adventicio de estacas En:Formación de nuevas raíces en esquejes. Dodrech. NE. MartinezNijhoff, p. 141 a 189.
17. **IKEMORI, Y. K. 1975.** Resultados preliminares sobre enraizamiento de estacas de *Eucalyptusspp.* Aracruz, p. 12 (Informativo Técnico Aracruz, 1).

18. **JAMES, R. 1986.** Propagación medios de comunicación: ¿Qué un producto necesita saber. Washington, EE.UU. La Planta Internacional Propagadores Society.36: 396 a 399.
19. **JINKS, L. 1995.** Los efectos del ambiente de propagación en el enraizamiento de esquejes de hoja de ceniza (*Fraxinas excelsior* L), plátanos (*Acerpseudoplatanus* L.) y el castaño (*Castanea sativa* Mill.) *New Forests* (EE.UU) 10: P 183 -195 .
20. **KAINS, M. y McQUESTEN, L. 1938.** propagación de plantas. Nueva York. EE.UU. Orange Judo Publishing Company, INC p 639.
21. **LEAKEY, R Y MESEN, F 1991.** Propagación vegetativa de especies forestales: enraizamiento de estacas suculentas. Manual sobre Mejoramiento genético con referencia especial a América Central. CATIE, Turrialba, Costa Rica. 113-133 p.
22. **LOACH, K. 1977.** Hoja de potencial hídrico y el enraizamiento de esquejes en niebla y polietileno. *Physiologia Plantarum* (Dinamarca) 40: 191 -197 p.
23. **LIBBY, 2004.** Propagación de la tecnología para los árboles forestales. En: Burley J, J Evans, y JA Young quist (eds): *Enciclopedia de Ciencias Forestales*. pp.237-244: 2400. Elsevier, Oxford / Academic Press, Londres, Reino Unido. Primera edición, cuatro tomos. ISBN-10: 0-12-145160-7. ISBN-13: 978-0-12-145160-a8.
24. **MESEN, F. 1998.** Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de subirrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.
25. **PEREIRA, M. 2003.** Propagacion de apicales esquejes, morfológica y molecular Jabuticaba (*Myrciaria* spp.) Tesis Doctoral. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidad de São Paulo. 86 p.
26. **PEATE, N. 1989.** El medio se corta la propagación. Washington. U. S. A. Los propagadores de Plantas Internacionales Society.39: p. 71-76.
27. **QUIJADA (1980),** Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma. 341 pg.

28. **RAMOS A. 2004.** Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens*(D. Don) Ende, a través de estacas. Memoria para optar al Título Profesional de Ingeniero Forestal. Facultad de ciencias forestales escuela de ciencias forestales. Universidad de Chile. 25- 40 p.
29. **RODRIGUES, J. y ONO E. 1996.** Aspectos de la fisiología del enraizamiento de estacas caulinares. Jaboticabal: FUNEP, 83 p.
30. **SANDOVAL, A. 1997.** Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.
31. **SIVORI, E. 1980.** Fisiología vegetal. Tomo III.
32. **STRASBURGUER, E. 1994.** Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.
33. **SEVILLA, HOLLE, 2004.** Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.
34. **SANTELICES, R. 1998.** Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. **MAC**
35. **SALISBURY, F. 2000.** Fisiología de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.
36. **TORRES, A. 2003.** Relación entre la poda estacional e hidratos de carbono en el crecimiento vegetativo de eucalipto por minicutting. Tesis de Maestría. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidad de São Paulo. 65 p. [En
37. **WIESMAN Y JAENICKE, 2002.** Introducción a la propagación vegetativa del árbol: conceptos y principios. En: Jaenicke H, J y Beniést (eds): Propagación vegetativa del árbol en Agroforestería: Guías de formación y referencia. pp.148. Centro Internacional de Líneas de investigación en Agroforestería (ICRAF), Nairobi, Kenya. ISBN-10: 92-9059-143-9. . ISBN-13 :978-92-9059-143-6 Disponible en línea:

38. **WELLS, J. 1979.** Prácticas de propagación de la planta. 14<sup>a</sup> impresión. Nueva York. EE.UU..Macmillan Publishing co., INC 344 p.
39. **WWW.GOOGLE.COM (2012).**Portal Ayrampo Huancavelicano.
40. **WEAVER, R. J. 1976.** Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.
41. **WENDLING, I.; XAVIER, A. 2001.**Maduración de degradado y rejuvenecimiento aplicado especies forestales. Forestal y Medio Ambiente, Viçosa - MG, v 8, n.1, p.187-194.
42. **ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1984.** Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.
43. **ZANONI-MENDIBURU CA (1975).** Propagación vegetativa por estacas de ocho *especies forestales*. pp.100. M.Sc. Thesis, Universidad de Costa Rica (UCR), San José, Costa Rica/Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Turrialba, Costa Rica.



## **Apéndice**

### Apéndice 01. Área de recolección de estacas



### Apéndice 02. Selección de estacas



**Apéndice 03. Estacas seleccionadas de una longitud de 25 cm.**



**Apéndice 04. Concentraciones preparados para la inmersión de estacas en diferentes tiempos.**



## Apéndice 05. Auxina utilizada para el enraizamiento (Root – hoor)



## Apéndice 06. Estacas sumergidas respectivas concentraciones





**Apéndice 07. Estacas sumergidas en arena fina**



**Apéndice 08. Primeras hojas en las estacas de ayrampo**



**Apéndice 09. Proceso de medición de la longitud radicular**



**Apéndice 10. Área instalada**



**Apéndice 11. Estacas de ayrampo listas para ser trasplantadas**



**DATOS TRANSFORMADOS DE NUMERO DE RAICES  $\sqrt{x}$  A LOS 60 DIAS**

	TRATAMIENTOS							
	T <sub>0</sub>	T <sub>1</sub>	T <sub>2</sub>	T <sub>3</sub>	T <sub>4</sub>	T <sub>5</sub>	T <sub>6</sub>	T <sub>7</sub>
<b>R<sub>1</sub></b>	2.0	2.4	2.4	2.4	2.6	2.4	2.4	2.2
<b>R<sub>2</sub></b>	2.2	2.4	2.6	2.4	2.4	2.2	2.4	2.2
<b>R<sub>3</sub></b>	2.2	2.2	2.6	2.4	2.4	2.2	2.2	2.0

**DATOS TRANSFORMADOS DE NUMERO DE RAICES  $\sqrt{x}$  A LOS 120 DIAS**

	TRATAMIENTOS							
	T <sub>0</sub>	T <sub>1</sub>	T <sub>2</sub>	T <sub>3</sub>	T <sub>4</sub>	T <sub>5</sub>	T <sub>6</sub>	T <sub>7</sub>
<b>R<sub>1</sub></b>	2.4	2.6	2.6	2.4	2.6	2.6	2.6	2.4
<b>R<sub>2</sub></b>	2.4	2.4	2.6	2.6	2.4	2.4	2.2	2.2
<b>R<sub>3</sub></b>	2.4	2.4	2.6	2.4	2.4	2.4	2.2	2.2

### DATOS TRANSFORMADOS DE LONGITUD DE RAÍCES A LOS 60 DÍAS

	TRATAMIENTOS							
	T <sub>0</sub>	T <sub>1</sub>	T <sub>2</sub>	T <sub>3</sub>	T <sub>4</sub>	T <sub>5</sub>	T <sub>6</sub>	T <sub>7</sub>
<b>R<sub>1</sub></b>	0.34	0.65	0.82	0.48	0.87	0.46	0.76	0.62
<b>R<sub>2</sub></b>	0.46	0.78	0.80	0.58	0.66	0.42	0.65	0.52
<b>R<sub>3</sub></b>	0.36	0.68	0.85	0.56	0.73	0.42	0.71	0.53

### DATOS TRANSFORMADOS DE LONGITUD DE RAIZ A LOS 120 DIAS

	TRATAMIENTOS							
	T <sub>0</sub>	T <sub>1</sub>	T <sub>2</sub>	T <sub>3</sub>	T <sub>4</sub>	T <sub>5</sub>	T <sub>6</sub>	T <sub>7</sub>
<b>R<sub>1</sub></b>	1.32	1.59	2.07	1.48	1.23	1.25	0.53	0.87
<b>R<sub>2</sub></b>	1.56	1.76	1.72	1.52	1.25	1.22	0.62	0.8
<b>R<sub>3</sub></b>	1.1	1.34	1.83	1.28	1.22	1.2	0.4	0.86

**RESULTADOS DE LOS DATOS TABULADOS EN EL PROGRAMA MINITAB 15**

<b>TRATAMIENTOS</b>	<b>LONGITUD RAIZ 120</b>	<b>LONGITUD RAIZ 60</b>	<b>NUMERO RAICES120</b>	<b>NUMERO RAICES 60</b>	<b>NUMERO DE HOJAS 45</b>
<b>T<sub>3</sub></b>	1.48	0.48	2.449	2.449	3.4
<b>T<sub>6</sub></b>	0.62	0.71	2.646	2.449	3
<b>T<sub>0</sub></b>	1.32	0.34	2.449	2.000	1.6
<b>T<sub>2</sub></b>	2.07	0.82	2.646	2.449	1.8
<b>T<sub>1</sub></b>	1.34	0.65	2.646	2.449	2.8
<b>T<sub>7</sub></b>	0.87	0.62	2.236	2.000	1.6
<b>T<sub>5</sub></b>	1.22	0.42	2.449	2.236	2.2
<b>T<sub>4</sub></b>	1.25	0.87	2.449	2.646	3
<b>T<sub>0</sub></b>	1.56	0.46	2.449	2.236	1.8
<b>T<sub>4</sub></b>	1.23	0.73	2.646	2.449	2.8
<b>T<sub>3</sub></b>	1.52	0.58	2.646	2.449	3.8
<b>T<sub>5</sub></b>	1.2	0.46	2.449	2.449	1.4
<b>T<sub>6</sub></b>	0.4	0.65	2.236	2.449	2
<b>T<sub>1</sub></b>	1.59	0.78	2.449	2.449	2.6
<b>T<sub>2</sub></b>	1.72	0.8	2.646	2.646	1.8
<b>T<sub>7</sub></b>	0.86	0.52	2.236	2.236	1
<b>T<sub>4</sub></b>	1.22	0.66	2.236	2.449	3.1
<b>T<sub>0</sub></b>	1.1	0.36	2.449	2.236	1.8
<b>T<sub>3</sub></b>	1.28	0.56	2.449	2.449	4.2
<b>T<sub>5</sub></b>	1.25	0.42	2.646	2.236	2.4
<b>T<sub>2</sub></b>	1.83	0.85	2.646	2.646	1.9
<b>T<sub>1</sub></b>	1.76	0.68	2.449	2.236	3.2
<b>T<sub>7</sub></b>	0.8	0.53	2.449	2.236	1.4
<b>T<sub>6</sub></b>	0.53	0.76	2.236	2.236	2.4
<b>PROMEDIOS=</b>	<b>1.250833 33</b>	<b>0.61291666</b>	<b>2.470447398</b>	<b>2.365424372</b>	<b>2.375</b>
<b>S =</b>	<b>0.129222</b>	<b>0.0617358</b>	<b>0.144818</b>	<b>0.120352</b>	<b>0.34641</b>
<b>CV=</b>	<b>10.33087 27</b>	<b>10.0724622</b>	<b>5.86201512</b>	<b>5.087966516</b>	<b>14.585684</b>

## MATRIZ DE CONSISTENCIA

**Proyecto: “Evaluación de diferentes dosis de auxinas en la propagación de estacas de ayrampo (*Berberis Lutea*) en condiciones de Acobamba”.**

PROBLEMAS	OBJETIVOS	HIPÓTESIS	VARIABLES	METODOLOGÍA	INDICADORES
<b>Problema general</b>	<b>Objetivo general</b>	<b>Hipótesis investigación</b>	<b>Variables dependientes</b>	<p><b>Tipo de investigación:</b> Aplicada  <b>Nivel de investigación:</b> Experimental  <b>Metodología de investigación:</b> Deductivo e Inductivo  <b>Diseño de la investigación:</b> DCA con arreglo factorial AXB con 3 repeticiones.  <b>Población:</b> 120 estacas de ayrampo.  <b>Muestra:</b> No existe muestra.  <b>Muestreo:</b> No hubo muestreo.  <b>Recolección de datos:</b> Observación y medición de las variables.  <b>Procesamiento de datos:</b> Con los datos obtenidos para cada tratamiento y repetición se tabularon con los promedios de los datos tomadas ya que son datos no continuos no se hicieron ninguna transformación para su posterior elaboración del análisis de varianza (ANVA), fueron llenados en formatos pre elaborados e insertados en hoja de cálculo (Microsoft Excel), se utilizaron la prueba de Duncan, comparación de efectos simples. Utilizando el programa MINITAB.</p>	<p><b>Número de hojas</b>                      Se evaluara des de la aparición de los primeros brotes a los 45 días  <b>Numero de raíces emitidas</b>                      se evaluara a los 60 y 120 días la emisión de raíces en las estacas de ayrampo  <b>longitud radicular</b>                      Se evaluara la longitud de las raíces a los 60 y 120 días.</p>
¿Qué efectos producirían las diferentes dosis de auxinas en la propagación de estacas de ayrampo ( <i>barberis lutea</i> ) en condiciones de Acobamba?	Evaluar el efecto de diferentes dosis de auxinas en la propagación vegetativa de ayrampo ( <i>Berberis lutea.</i> ) en condiciones de Acobamba.	Existen diferencias por efecto de diferentes dosis de auxinas en la propagación de estacas de ayrampo ( <i>berberis lutea</i> ) en condiciones de Acobamba.	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Numero de hojas</li> <li>✓ Numero de raíces</li> <li>✓ Longitud radicular</li> </ul>		
<b>Problema específicos</b>	<b>Objetivos específicos</b>	<b>Hipótesis nula</b>	<b>Variables independientes</b>		
	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Evaluar el efecto de diferentes dosis de auxinas en la emisión de hojas, número de raíces, longitud de raíces de las estacas de ayrampo (<i>Berberis lutea</i>).</li> <li>2. Evaluar el efecto de dos tiempos de inmersión de estacas de ayrampo en auxinas.</li> <li>3. Evaluar la interacción de las diferentes dosis de auxinas y dos tiempos en la emisión de hojas número de raíces y longitud radicular.</li> </ol>		Dosis de auxinas para el enraizamiento de estacas de Ayrampo.		Dosis