

**UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE
LA AMAZONÍA
FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES
CARRERA PROFESIONAL DE INGENIERÍA
AGROFORESTAL ACUÍCOLA**



**“EFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO
DE ESTACAS SEMILEÑOSAS DE *Pourouma cecropiifolia* M.
(Uvilla) UTILIZANDO PROPAGADORES DE NEBULIZACIÓN EN
YARINACocha – PERÚ”**

**TESIS
PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO AGROFORESTAL- ACUÍCOLA
DOMINGUEZ YANCE, DRUCILA DEBORA**

YARINACocha, PERÚ

2015

DEDICATORIA

A Dios por darme fuerza, buena salud y sabiduría para enfrentar obstáculos y seguir adelante aún en los momentos más difíciles.

A mis padres: Román y Margarita por apoyarme siempre en mi formación personal guiándome día a día por el camino del bien, de los cuales he recibido amor, apoyo y comprensión. Ustedes me han enseñado que nada es fácil en la vida, pero si me lo propongo puedo lograr lo que desee.

A mis hermanas: Carmen, Evelin, Jaqueline y Helen, con sus fuerzas de voluntad, paciencia, dedicación y su lucha constante en la vida diaria.

A mis sobrinas: Abigail y Madeleine que me inspiran en todo momento

A mi compañero de la vida: Darvis Reynaldo Vargas Serna, por su amor, su comprensión, por su paciencia y por apoyarme en la ejecución de esta tesis. Por enseñarme a perdonar y amar, por sus consejos y porque sé que siempre estará a mi lado.

A mis compañeros y amigos, quienes me acompañaron y me brindaron su apoyo en todo momento.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia, en especial a los docentes de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales que contribuyeron a mi formación profesional.

Al Ing. Pablo Pedro Villegas, asesor del presente trabajo, por darme la oportunidad, por sus valiosos aportes científicos, dedicación constante, acertada orientación en cada una de las etapas de ejecución, y tiempo dedicado a la revisión del presente trabajo de investigación.

Al Ing. David Gerardo LLuncór Mendoza por su paciencia y conducción en los análisis anatómicos realizados a las estacas de uvilla.

A mis jurados de tesis por su valiosa dirección y supervisión de la presente tesis.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA -----	ii
AGRADECIMIENTO -----	iii
ÍNDICE GENERAL -----	iv
ÍNDICE DE CUADROS -----	viii
ÍNDICE DE FIGURAS -----	ix
ÍNDICE DE ANEXOS -----	x
INTRODUCCIÓN -----	1
RESÚMEN -----	3
ABSTRACT -----	4
CAPÍTULO I	5
1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA-----	6
1.1 Descripción de la situación problemática-----	6
1.2 Formulación del problema-----	6
1.2.1 Problema general-----	6
1.2.2 Problema específicos-----	6
1.3 Objetivos de la investigación-----	6
1.3.1 Objetivo general-----	6
1.3.2 Objetivos específicos-----	6
1.4 Justificación de estudio-----	6
CAPÍTULO II	
2 MARCO TEÓRICO-----	8
2.1 Antecedentes de Investigación-----	10
2.2 Bases teóricas-----	10
2.2.1 Clasificación Taxonómica de uvilla-----	10
2.2.2 Características ecológicas-----	11
A. Distribución Geográfica-----	11
B. Descripción dendrológica de la especie-----	11
C. Uso principal y valor nutricional de la uvilla-----	13
D. Métodos de propagación de la uvilla-----	14
2.2.3. Propagación asexual o vegetativa-----	14
A. Ventajas de la propagación vegetativa-----	15
2.2.4 Métodos de propagación vegetativa-----	16

2.2.5.	Propagación vegetativa a través de estacas-----	16
2.2.6.	Formación de raíces adventicias-----	17
2.2.7.	Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas-	18
2.2.8.	Principales factores que condicionan el enraizamiento de estacas-----	19
	A. Edad de la planta madre-----	20
	B. Sección de la planta madre para la obtención de estacas -----	21
	C. Superficie foliar de la estaca -----	22
	D. Longitud y diámetro de las estacas-----	22
	E. Efecto de la luz-----	22
	F. Efecto de la temperatura ambiental y del sustrato-----	22
	G. Humedad relativa-----	23
2.2.9.	Importancia de propagar por estacas-----	25
2.2.10	Reguladores de crecimiento-----	25
	A. Hormonas vegetales -----	26
2.2.11	Sustancias reguladoras de crecimiento en las plantas-----	26
	A. Tipos de reguladores de crecimiento-----	26
2.2.12	Medios usados para el enraizamiento de especies arbóreas-----	28
	A. Suelo-----	28
	B. Arena-----	28
2.2.13	Técnicas de desinfección de sustratos-----	28
2.2.14	Ambientes y estructuras para la propagación-----	29
	A. Invernaderos-----	29
	B. Sistemas de nebulización intermitente-----	29
2.2.15	Tratamientos con reguladores de crecimiento-----	29
	A. Aplicación de productos comerciales en polvo-----	30
	B. Métodos de remojo en solución diluida-----	30
	C. Métodos de solución concentrada-----	30
2.2.16	Instalación de estacas en el medio de enraizamiento-----	30
2.2.17	Manejo durante el enraizamiento-----	31

A.	Manejo y monitoreo de las condiciones ambientales	31
B.	Control fitosanitario-----	31
C.	Periodo de extracción de las estacas enraizadas-----	31
2.3	Definición de términos básicos-----	31
2.4	Hipótesis-----	33
2.5	Variables-----	33
2.5.1.	Variable independiente-----	33
2.5.2.	Variable dependiente-----	33
2.5.3.	Operacionalizacion de variables-----	34
CAPÍTULO III		
3	METODOLOGÍA-----	35
3.1	Tipo y nivel de investigación-----	35
3.2	Método de investigación-----	35
3.2.1	Ubicación del área experimental-----	35
3.2.2	Ejecución del experimento-----	35
A.	Preparación de las camas de propagación-----	36
B.	Preparación del sustrato-----	36
C.	Selección de plantaciones-----	36
D.	Preparación de las estacas-----	36
E.	Extracción, corte y transporte del material-----	36
F.	Preparación de la solución AIB-----	36
G.	Aplicación de la hormona comercial Acido Indolbutírico-----	37
H.	Establecimiento de las estacas dentro del propagador-----	37
I.	Cuidados durante el periodo de propagación-----	37
J.	Sombra-----	38
K.	Etiquetado-----	38
L.	Nebulización-----	38
M.	Reconocimiento de Patógenos-----	39
N.	Análisis del corte transversal de las estacas-----	40
3.3	Diseño de investigación-----	40
3.3.1.	Tratamiento estadístico-----	41

3.4 Población y muestra-----	41
3.5 Descripción y técnicas e instrumentos de recolección de datos-----	42
CAPÍTULO IV.	43
4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN -----	43
4.1 Porcentaje de callos y de enraizamiento-----	43
4.2 Numero de brotes por estaca y porcentaje de sobrevivencia-----	44
4.3 Prueba de hipótesis-----	54
CONCLUSIÓN-----	55
RECOMENDACIONES-----	56
BIBLIOGRAFÍAS.....	57
ANEXOS-----	63
ICONOGRAFÍA-----	64

LISTA DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 01. Operacionalización de variables-----	34
Cuadro 02. Dosis de Ácido Indolbutirico-----	41
Cuadro 03. Grados de libertad para el ensayo-----	41
Cuadro 04. Porcentaje de callos y del enraizamiento, a los 60 días de aplicados los tratamientos.-----	43
Cuadro 05. Número de brotes por estaca y porcentaje de sobrevivencia, a los 60 días de aplicados los tratamientos-----	45
Cuadro 06 Matriz de correlación-----	65
Cuadro 07. Formato de evaluación de las variables estudiadas-----	66

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 01. Distribución de <i>Pourouma cecropiifolia</i> M. en la Amazonía-----	11
Figura 02. Muestra botánica de <i>Pourouma cecropiifolia</i> .M.-----	14
Figura 03. Corte transversal de la base de una estaca (4X).-----	47
Figura 04. A. Estacas muertas del ensayo, B. Frutos de la uvilla-----	48
Figura 05. Observación en el microscopio de los hongos.-----	49
Figura 06. Esporas de <i>Graphium sp.</i> -----	49
Figura 07. Planos de corte de la especie <i>Pourouma cecropiifolia</i> M.-----	51
Figura 08. Vaso de la especie <i>Pourouma cecropiifolia</i> M.-----	51
Figura 09. Corte transversal de <i>Pourouma cecropiifolia</i> M. 4x y 10x.-----	52
Figura 10. Corte tangencial de <i>Pourouma cecropiifolia</i> M. 4x y 10x-----	52
Figura 11. Corte radial de <i>Pourouma cecropiifolia</i> M. 4x y 10x-----	52

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 01. Acondicionamiento del sistema de nebulización-----	68
Anexo 02. Construcción del túnel de nebulización-----	68
Anexo 03. Ácido Indolbutírico.-----	68
Anexo 04. Peso y disolución del Ácido Indolbutírico según concentraciones.-----	69
Anexo 05. Extracción de las estacas semileñosas.-----	69
Anexo 06. Selección de estacas.-----	69
Anexo 07. Corte de hojas y tamaño de estacas.-----	70
Anexo 08. Disolución del fungicida.-----	70
Anexo 09. Remojo de estacas por 10 minutos-----	70
Anexo 10. Oreado de las estacas-----	71
Anexo 11. Establecimiento de las estacas según tratamiento-----	71
Anexo 12. Codificación de las estacas.-----	71
Anexo 13. Evaluaciones de callos, temperatura y humedad.-----	72
Anexo 14. Riego de fungicida-----	72
Anexo 15. Muestras de uvilla en cámaras húmedas.-----	72
Anexo 16. Siembra e identificación de hongos.-----	73
Anexo 17. Observación del corte transversal de las estacas de uvilla-----	73

INTRODUCCIÓN

La uvilla (*Pourouma cecropiifolia* M.) es un frutal silvestre de la amazonia que se distribuye por la cuenca superior del río Amazonas compartida por Colombia, Perú y Brasil (Bernal y Correa, 1991); pertenece a la familia Cecropiaceae y es un fruto de forma ovoidea-esférica parecida a la uva común. La pulpa representa el 61% en peso, el epicarpio 18% y la semilla el 21% (Camargo *et al.*, 1991). Debido a las agradables características organolépticas como sabor y textura de la pulpa, ésta se consume en fresco, además se emplea en la elaboración de licor y las semillas se muelen para preparar una infusión similar al café (Gonzales, 2002).

La uvilla es una de las especies catalogadas como frutales, económicamente promisorios de la Amazonía que ha sido recomendada para cultivo (Villachica, 1996). Los individuos son de comportamiento precoz, con una gran adaptación a las condiciones edafo-climáticas de la región amazónica, sin exigencias en suelo y con escasos problemas fitosanitarios, por consiguiente posee un alto potencial para la agroindustria (López *et al.*, 1999, citado por IIAP, 2010).

No obstante, es una especie con semillas extremadamente recalcitrante, debido a que pierden totalmente su viabilidad a los pocos días de ser cosechadas (Calzada, 1993). Sumado a ello, que el 50 por ciento de las plantas son masculinas.

Actualmente viene atravesando un severo proceso de erosión genética, es decir, la pérdida o deterioro de características genéticas de alto valor, y la disminución de su capacidad reproductiva. Por lo tanto, la escasa disponibilidad de árboles selectos y semillas en el corto plazo podría restringir severamente su existencia. (IIAP, 2010).

En cambio en la propagación por estacas, se produce por medio de réplica del ADN, toda la información genética de la planta madre, en efecto, se considera el más adecuado y confiable para los trabajos de mejoramiento genético en la propagación de plantas (Vásquez, 2000; citado por Garate, 2010). La uvilla es una especie en proceso de domesticación, y todavía no se ha definido un método adecuado de propagación por enraizamiento de estacas; diversas investigaciones han reflejado la dificultad de enraizamiento de los frutales y los mejores resultados

se han logrado mediante la aplicación de fitohormonas enraizantes con diferentes dosis.

La propagación vegetativa, es una alternativa prometedora para conservar la diversidad genética de germoplasma valioso y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos (Zobel y Talbert, 1988; citado por Garate, 2010). Pudiendo evitar la fuerte dependencia por semillas botánicas de procedencia desconocida; incrementando las posibilidades de una oferta sostenible de semilla vegetativa durante todo el año y multiplicando los genotipos superiores de la especie que aún quedan.

Cabe destacar, que en el período de 1994 a 1997, el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), auspició los estudios básicos de ecología, desde el manejo de las semillas hasta la cosecha de los frutos, además no obtuvieron respuesta a la propagación vegetativa mediante injertos. Sin embargo se realizaron pocos esfuerzos para propagar vegetativamente a esta especie, usando para ello estacas semileñosas, estimulantes hormonales y diversos microambientes en viveros.

RESÚMEN

El experimento se desarrolló en el vivero Agroforestal de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, Ucayali, Perú, con el objetivo de evaluar el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M.“Uvilla”, utilizando propagadores de nebulización. Para ello se realizó el ensayo bajo las condiciones ambientales de temperatura del propagador de 29°C, humedad relativa media de 85 %, temperatura del sustrato 28.4°C e intensidad lumínica de 50%. Se utilizó 80 estacas semi leñosas y el diseño estadístico completamente al azar (DCA), con los tratamientos de concentración de AIB (0, 1000, 2000 y 4000 ppm), introduciéndose la base de las estaca por un tiempo de 5 minutos y luego dejando evaporar para que el regulador de crecimiento quede fijado en la base de la estaca, el sustrato fue arena. El resultado de la investigación fue de 0 % para las variables % de callos, % de enraizamiento, número de brotes y % de sobrevivencia en las cuatros dosis de ácido Indolbutírico. Se concluyó que la aplicación de cuatro concentraciones de ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M., no resulto favorable en la formación de callos enraizados, brotes y sobrevivencia, en donde los factores como el tipo de sustrato, condiciones de iluminación, temperatura y humedad, dosis de reguladores de crecimiento, rasgos de tipos de tejido de las estacas y la presencia de hongos endógenos presentes en campo, influenciaron en la obtención de respuestas negativas en el proceso del enraizamiento de las estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia*.

ABSTRACT

The experiment was developed in the Agroforestral breeding ground of the Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia, Ucayali, Peru, with the objective of to study the effect of four concentrations of immersion of the Indolbutírico Acid in the semiligneous stake rooting of *Pourouma cecropiifolia* M." Uvilla ", using nebulización propagators. For it the test was made under the environmental conditions of internal average temperature of 29 °C, relative humidity average of 85 %, temperature of the substrate 28,4 °C and luminance intensity of 50%. It was used semi ligneous stakes and it was used the statistical design completely at random (DCA), with the treatments of AIB concentration (0 ppm, 1000 ppm, 2000 ppm and 4000 ppm), introducing the base of stakes them by a time of 5 minutes and soon to let evaporate it so that the growth regulator is fixed in the base of the stake, being used a total of 80 stakes on the sand substrate, concluding that: the application of four concentrations Indolbutírico acid in the rooting of semiligneous stakes of *Pourouma cecropiifolia* it was managed to obtain 0% of stakes with calluses, taken root, with buds and sobre experience. In addition, factors like: type of substrate, conditions of illumination, temperature and humidity, type of substrate, dose of growth regulator, characteristics of type of weave of stakes and the presence of endogenous fungi presents in conditions of field, it could influence in the obtaining of negative answers for the process of rooting of semiligneous stakes of *Pourouma cecropiifolia* which still are not known.

CAPÍTULO I

1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción de la situación problemática

Pourouma cecropiifolia M. (uvilla), es un árbol frutal nativo de la Amazonía, de consumo extendido solo para población rural, y cuyos excedentes de producción son ofertados en los mercados; es una planta dioica en la que se ha determinado que en la germinación la proporción de plántulas masculinas es mayor al 50% disminuyendo la producción en los huertos de cada poblador rural y afectando al abastecimiento a los mercados en las ciudades (Gonzales, 2002).

Por otro lado la propagación sexual o por semillas es común, la que es adoptada como una técnica tradicional en la práctica agrícola. Sin embargo la semilla pierde rápidamente su viabilidad, cuando son puestas a germinación inmediatamente después de extraídas del fruto, la germinación generalmente es superior al 80% pero al transcurrir las horas y días la germinación es menor al 50%.

En cuanto a investigaciones de propagación vegetativa utilizando fitohormonas de *Pourouma cecropiifolia* M., en el Perú aún no se han realizado; sin embargo se han encontrado investigaciones de propagación vegetativa en otros frutales como cacao, camu camu, entre otros, utilizando ácido Indolbutírico ya que es una auxina sintética 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 (Hartmann y Kester, 1995).

1.2. Formulación del problema

1.2.1. Problema general

¿Cuál será el efecto del ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M., (uvilla) utilizando un propagador de nebulización?

1.2.2. Problemas específicos

¿Cuál es el efecto de las dosis 0, 1000, 2000 y 4000 ppm de ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M., (Uvilla) en un propagador de nebulización?

1.3. Objetivos de la investigación

1.3.1. Objetivos generales

Evaluar el efecto del ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas de uvilla *Pourouma cecropiifolia* M., utilizando un propagador de nebulización.

1.3.2. Objetivos específicos

Determinar el efecto de las dosis (0, 1000, 2000, 4000 ppm) de ácido Indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estacas semileñosas de uvilla *Pourouma cecropiifolia* M., en un propagador de nebulización.

1.4. Justificación del estudio

Las frutas aportan componentes esenciales en la dieta alimenticia de las poblaciones amazónicas; por ello las producciones de uvilla y las oportunidades de comercialización en la Amazonía se ligan principalmente a las características de calidad de la fruta ya que aporta 5,42 % de fibra cruda; 2,06 % proteína total; 1,87 % extracto etéreo y 88,84 % carbohidratos, además a las condiciones agroclimáticas favorables que dispone el país para el cultivo y el interés de países como Brasil, Colombia, Venezuela, por

incorporar y aumentar el consumo de esta fruta. Por estas razones han llevado a considerar a la uvilla como una fruta promisorio (Ugarte, 2007).

Es un hecho preocupante que la mayor parte de la población mundial obtenga su alimento de menos de dos docenas de especies vegetales. Los científicos han comprendido que es necesario ampliar esta base alimentaria tan limitada. Las plantas amazónicas poseen un gran potencial como nuevas fuentes de alimentos. Sin embargo, la rápida destrucción del bosque amenaza con extinguir muchas especies antes que se pueda materializar su potencial. (Garate, 2010).

Siendo la propagación vegetativa por estacas una alternativa que garantiza la estabilidad de los caracteres genéticos de la especie, la producción de gran cantidad de material propagativo durante todo el año, de manera constante y permanente, además una probable solución al problema de semillas para el establecimiento de plantaciones futuras que requieran plantas con alto porcentaje de producción y calidad de frutos, este método pueden adaptarse a las condiciones económicas del pequeño y mediano productor del frutal amazónico para mejorar su calidad de vida.(Soudre, 2010).

Los beneficiarios directos e indirectos de la realización de esta investigación serán: los investigadores, quienes encuentran en el desarrollo de la producción de uvilla; el objeto de estudio, Información que será de gran utilidad para la elaboración de nuevas estrategias para lograr desarrollo de raíces mediante la propagación vegetativa selectiva.

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes de la investigación

Gonzales, (2002), en su investigación Aportes a la caracterización y evaluación agronómica de *Pourouma cecropiifolia*, en la Amazonia Peruana. Menciona que la propagación sexual o por semillas de *Pourouma cecropiifolia* M. es el método tradicionalmente usado, la semilla recientemente extraída del fruto y luego almacenada obtiene un 80% de germinación a los 25 días y culmina de 18 a 24 días después. La germinación ocurre entre los 23 y 70 días y pierde rápidamente su viabilidad

En *Myrciaria dubia*, Pérez y Dreyfus (1998), Propagación de plantas medicinales, mencionan que lograron un porcentaje de enraizamiento de 64% utilizando estacas de madera suave con tres pares de hojas, extraídas de las partes terminales de las ramas de plantas injertadas de un año de edad, con dosis de 3000 ppm de AIB, bajo sistema de nebulización intermitente automatizada; sin embargo, no logró enraizamiento en estacas leñosas.

Luna (2003). En *Teobroma cacao*, logró 58.25 %, 50.83 % y 49.16 % de enraizamiento promedio en estacas semileñosas (15 a 20 cm de longitud), con dosis de 4000, 6000 y 8000 ppm de AIB respectivamente; utilizando tres clones de cacao (ICS-95, IMC-67, SCA-6), con sustrato de aserrín y arena (proporción 2:1) protegiendo el experimento con una manta de polietileno transparente a modo de cámara húmeda.

Saavedra (2007). En *Plukenetia volubilis*, logró obtener 45.8 % de enraizamiento con tratamiento hormonal de 2000 ppm de AIB en 60 días, utilizando estacas semileñosas de 20 cm de largo, con mitad de hoja. Así mismo, Bartra (2009) consiguió 65,8 % de enraizamiento, utilizando estacas

juveniles de 8,0 cm de largo, con 2000 ppm de AIB, y en sustrato de arena media en cámaras de sub-irrigación.

Desde 1978, se efectuaron varios ensayos intentando enraizar estacas de *Plukenetia volubilis* con distintos diámetros, con variados sustratos y fitohormonas. Utia y Pinedo (1979), citado por Garate (2010), ensayaron el enraizamiento, utilizando tres sustratos (arena, tierra y aserrín), en ninguno de los casos obtuvieron enraizamiento. En la Estación Experimental San Roque, realizaron un estudio de propagación, donde se utilizaron estacas con y sin talón, con temperatura y humedad controlada con tratamiento obteniendo cero por ciento de enraizamiento.

La dificultad del enraizamiento de alguna forma fue explicada por Hartman y Kester (1997), quien afirma que la capacidad de formar raíces disminuye con el aumento de la edad de las plantas y que la tierra debe ser ligera, suelta y convenientemente húmeda. A esto, Lorente (1999); citado por Garate (2010), agrega que, con la aplicación de técnicas como: hormonas, nebulización, humidificación y calentamiento basal, se favorece y se aumenta la radicación de las estacas. Prueba de ello, Menezes (1998); citado por Garate (2010), alude los buenos resultados en la propagación por estaca del camu camu, quien utilizó arena y aserrín como sustratos y 00, 150, 300, 1000 y 1500 ppm de ácido Indolbutírico, obteniendo sobre sustrato de arena hasta 73% de enraizamiento en las concentraciones de 300 y 1000 ppm de AIB.

Las estacas de enraizamiento difícil de la hiedra inglesa (*Hedera helix*), muestran en la corteza interna, grupos compactos de fibras discontinuas de esclerénquima, pero las raíces adventicias no tienen dificultad para crecer a través de ellas. En este caso, algún otro factor debe ser responsable del escaso enraizamiento que se logra (Hartmann y Kester, 1997).

En Malasia se ha practicado el enraizamiento de estacas de raíz, así como de tallos de guayaba. En raíces no ha dado buenos resultados y no es

empleado por los agricultores locales por sus pobres resultados (Lim y Khoo, 1990, citado por Chavez y Delgado, 2003).

Salvarrey (2008) trabajó en propagación vegetativa de *Acca sallowiana* (guayabo) utilizando dos niveles de concentración de AIB; el diseño fue en bloques completos al azar; en la primera observación se encontró que la mayoría de las estacas estaban muertas (84 %), el resto de las estacas fueron las que sobrevivieron hasta finalizar el ensayo y un 4.6 % no presento indicios de formación de raíz. En las estacas que formaron callos (9.8%), se observó que los mismos se desarrollaron entre la corteza y el cilindro central de la estaca, y se manifestaron como pequeñas formaciones celulares de tejido indiferenciado. Se menciona que se obtuvo un enraizamiento del 0.2%, con una buena distribución radical.

No se ha encontrado antecedentes en propagación vegetativa de uvilla *Pourouma cecropiifolia* M., utilizando auxinas.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Clasificación taxonómica de uvilla

Según el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (2010), indica que la especie se clasifica como sigue:

Reino: Plantae
División: Magnoliophyta
Clase: Magnoliopsida
Orden: Urticales
Familia: Cecropiaceae
Género: Pourouma
Especie: *Cecropiifolia*
Nombre científico: *Pourouma cecropiifolia* M.

2.2.2. Características Ecológicas

A. Distribución geográfica

Es una especie nativa amazónica, originaria del extremo occidental de la cuenca amazónica (figura 1). Está distribuida en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador y Perú. En la selva peruana se cultiva en los Departamentos de Loreto, Ucayali, San Martín, Madre de Dios, Huánuco, Amazonas, Pasco y Junín (Gonzales, 2002).



Fuente: Domingo *et al.*, (2002)

Figura 01. Distribución de *Pouruma cecropiifolia* M., en la Amazonía.

B. Descripción dendrológica de la especie

Árbol de talla pequeña a mediana, dioico, de hoja perenne y de 5-12 m de altura; de tronco gris-pardo claro, algo rugoso y con abundantes cicatrices de hojas y estipulas; de aspecto ornamental y copa en forma de parasol cuando crece en el campo. Las hojas alternas son simples de estipula grande, solitaria, de hasta 14 cm de largo, 4 cm de ancho, caduca, que envuelve a la hoja al brotar; el peciolo de 10-30 cm de largo, con una base

ancha y envolvente que se extiende aproximadamente $\frac{1}{3}$ de la distancia alrededor del tallo; la lámina palmatilobulada, con frecuencia casi hasta la base, con 6-10-12- bulos oblanceolados de 15-40 cm de largo y 10-20 cm de ancho, coriácea, de color verde oscuro y en muchos casos ligeramente brillante por el haz, entre verde pálido y grisáceo y densamente afelpada por el envés. La inflorescencia es una panícula estrecha, erecta, multiflora y axilar de hasta 10 cm de largo; las flores unisexuales, con sexos separados en plantas diferentes. Las flores masculinas con 4 sépalos libres, de color pardo oscuro, cintiformes, pelosos y de 3-4 mm de largo; 4 o más estambres, las anteras basifijas sobre filamentos cortos. Las flores femeninas sobre panículas que enseguida deflecan y crecen de tamaño al desarrollarse el fruto; el perianto en forma de copa, de hasta 5 mm de largo, carnoso, tomentoso, que envuelve íntimamente el ovario y semeja la pared del mismo; el ovario, unicelular, se estrecha en un estilo corto con un estigma terminal oscuramente lobulado. El fruto drupáceo, entre ovoide y esférico, de 2-4 cm de largo y 1 a 4 cm de diámetro (Arias, 2011), (Figura 02).

Florece de marzo a junio, repitiendo en ocasiones entre junio y agosto, con un mes de interrupción en la floración de las plantas femeninas al inicio del segundo periodo de floración; fructifica de septiembre a febrero, así como en marzo cuando hay un segundo periodo de floración (Gutiérrez, 1999).

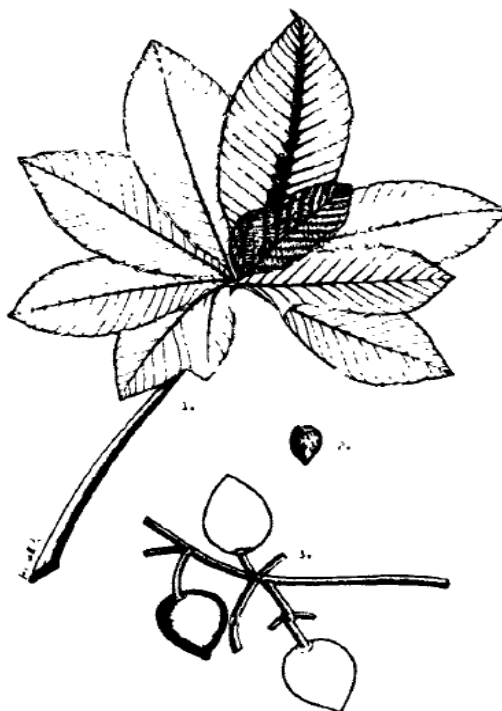
Empieza a fructificar a los dos años y produce adecuadamente hasta los 7 años, disminuyendo progresivamente luego del quinto y sexto año (figura 2). La producción de racimos de una hectárea en un sistema agroforestal nativo en Iquitos (Perú), es de 250 en el segundo año, 1.000 en el tercer año, 2.000 en el cuarto año y 5.000 en el quinto año, con un peso de 1.0 a 1.8 kg/racimo. En suelos de mayor fertilidad y con menor competencia por otras especies, se puede prolongar el período productivo. La producción media de cinco árboles en Manaos, Brasil, es de 24.2 ± 12.3 kg de fruta. Considerando que $26.0 \pm 4.5\%$ está representado por la pulpa, entonces se tiene un promedio de 6.3 kg aprovechables de pulpa por árbol (Villachica, 1996).

C. Uso principal y valor nutricional de la uvilla

La jugosa pulpa, que goza de gran favor entre la población, es la única parte del árbol que se aprovecha. La mayoría de quienes conocen tanto la uva común como la uvilla sostienen que el sabor es muy parecido. El fruto se suele comer fresco, estrujando la piel e introduciendo directamente en la boca la pulpa y la semilla, para luego expulsar esta última. Aunque la piel tiene buen sabor, generalmente no se consume porque es de superficie áspera e irrita los labios y la lengua. Se habla mucho del vino hecho con este fruto, que realmente fermenta con facilidad y posee un sabor agradable, también se han fabricado con éxito mermeladas y jaleas (Flores, 2004).

No se dispone de información sobre otros usos, salvo que la madera es demasiado ligera y débil para utilizarla en ebanistería o en la construcción en general. Sin embargo, el árbol es muy ornamental, con una copa espesa, en forma de parasol, adecuado para dar sombra. (Domingo *et al.*, 2002).

En promedio, un fruto pesa 15 g, distribuidos porcentualmente en pulpa 52.8%, mucílago 8.8%, semilla 20.6% y cáscara 17.8%. La pulpa tiene pH 3.4 y 0.45% de acidez cuando esta verde y presenta un pH de 4.4 y 0.16% de acidez cuando está maduro, mientras que el grado brix está en 5.5 y 1-1.9 para los mismos estados fisiológicos, respectivamente. Los azúcares que se encuentran en mayor proporción en la pulpa son glucosa, fructosa y sacarosa (Domingo *et al.*, 2002).



Fuente: Domingo *et al.*, (2002)

Figura 02. Muestra botánica de *Pourouma cecropiifolia* M.

D. Métodos de propagación de la uvilla

Se propaga por semilla, tiene germinación hipogea y ocurre entre los 23 y 70 días después del sembrado. La escarificación de las semillas adelanta el inicio de germinación en 14 días, pero a los 71 días, tanto las semillas escarificadas como las no escarificadas, tienen el mismo porcentaje de germinación. Cuando las semillas se siembran inmediatamente después que se extraen de los frutos, la germinación es generalmente superior a 80%. Por otro lado, cuando se secan, reduciendo su contenido alrededor de 10%, se disminuye totalmente el poder germinativo. Como es una especie dioica, en la propagación por semilla se obtienen un mayor número de plantas masculina que femeninas. La permanencia en el vivero puede ser de 4 a 6 meses. El crecimiento inicial es bueno cuando el sustrato es apropiado y en 3 a 5 meses pueden estar ya listas para trasplantar a sitio definitivo (Gonzales, 2002).

2.2.3. Propagación asexual o vegetativa

La propagación vegetativa, se define como la multiplicación de una planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces tallos, ramas, hojas). (Rojas *et al.*, 2004).

A. Ventajas de la propagación vegetativa

La propagación vegetativa es una técnica que ha adquirido gran importancia en la multiplicación y conservación de especies en peligro de extinción o amenazadas, principalmente de especies arbóreas tropicales. Con la propagación vegetativa se pretende:

- Valorar genéticamente material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo ambiente, manifestaciones juveniles y maduras de una misma característica, etc.
- Preservar genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y arboretos.
- Acortar ciclos reproductivos para acelerar procesos de cruzamiento y prueba.
- Conservar genotipos superiores que determinan características genéticas favorables (resistencia a plagas y/o enfermedades, crecimiento, producción, calidad de frutos, tolerancia a condiciones extremas de humedad o sequía, etc). Estas características se pueden “perder” por el cruzamiento genético en la propagación sexual.
- Ser más eficiente cuando la reproducción sexual no es el método más viable o eficaz.
- Propagar especies que sus semillas presentan problemas de germinación o de almacenamiento o que son de ciclo reproductivo largo.

- Aprovechar las características genéticas favorables de dos plantas en una sola planta.
- Manejar las diferentes fases del desarrollo de las plantas (Sepúlveda, 2004).

2.2.4. Métodos de propagación vegetativa

Luna (2003), 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 sometidos a un proceso provocado de enraizamiento, y responde positivamente al tratamiento, luego de lograr la nueva plántula se separa de la planta madre. Finalmente se tiene el cultivo de tejido, cuando se logra nuevos vástagos en función a la utilización de tejidos, células o protoplastos del vegetal.

2.2.5. Propagación vegetativa a través de estacas

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 (Rojas *et al.*, 2004).

2.2.6. Formación de raíces adventicias

Según Mack (2005), 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 (Miranda, 2000). Según Zaroni (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 diferencian 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 (Savedra, 2007).

2.2.7. Bases fisiológicas de la iniciación de la formación 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; citado por Gómez, 2006). 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 Murrieta, 2010).

Pérez y Dreifus (1998), 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 Mesen (1998), 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 1997; Gutiérrez, 1999).

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, 1997).

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).

2.2.8. Principales factores que condicionan el enraizamiento de estacas

Los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estacas son: el manejo de la planta madre con el fin de obtener brotes juveniles, en buen estado nutricional, en la época y edad apropiada; la longitud y diámetro de las estacas, la presencia de hojas y yemas, tratamientos hormonales y las condiciones ambientales (Rojas *et al.*, 2004).

A. Edad de la planta madre

El factor de juvenil es uno de los aspectos más relevantes para el éxito del enraizamiento de estacas. En muchas especies forestales es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estacas que es la más importante para el éxito del enraizamiento (Hartmann y Kester, 1997).

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (Soudre, 2010). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de 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. (Sepúlveda, 2004).

B. 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 (Reynel *et al.*, 2003). 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, 1995).

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 (Murillo *et al.*, 2003; Hartmann y Kester, 1995). 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, 1997). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (Palomino y Barra, 2003; Hartmann y Kester, 1995).

C. Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (Kamaluddin, 1996, citados por Saboya, 2010), producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (co-factores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (Wilson, 1994, citado por Garate, 2010).

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach, 1977, citado por Gutiérrez, 1999). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis (Leakey, 1985, citado por Gonzales, 2003).

Enríquez (2004), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a echar raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

Mesén (1998), indica que la estaca juvenil debe conservar parte de la hoja, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona también una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones las hojas deben recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la ventaja de la fotosíntesis.

D. Longitud y diámetro de las estacas

Lo más relevante del tamaño de la estaca, es que según lo determine el patrón de las longitudes del entrenudo, está estrechamente correlacionada con el porcentaje de estacas enraizadas, las estacas de la parte apical son las más largas y tienen mejor enraizamiento; sin embargo si todas las estacas se cortan a la misma longitud, las basales enraízan mejor (Leakey, 1985).

E. Efecto de la luz

La irradiación, el fotoperíodo 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 Garate, 2010). 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, citado por Garate, 2010).

F. 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, 1997). Un hecho indeseable para la propagación, ocurre también con el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986, citado por Garate, 2010). 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 Garate, 2010). 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 Garate, 2010). 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 (Leahey y Mesen, 1991, citados por Garate, 2010).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie, Hartmann y Kester, (1995), señalan que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C. y la temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C.

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (Botti, 1999, citado por Garate, 2010). Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes.

G. 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 Garate, 2010). 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 sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (Broudeau, 1981, citado por Garate, 2010).

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 (Garate, 2010).

La humedad alrededor de las estacas tienen influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aún, a

través de la combinación de ambos métodos (Chávez y Delgado, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (Loach, 1988, citado por Garate, 2010).

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados, la humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal (Botti, 1999, citado por Chávez y Delgado, 2003). Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado), cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas, la humedad relativa debe ser muy alta cercana al 100% para reducir la transpiración y asegurar el máximo turgor de las células de la hoja. (Dirr y Heuser, 1987, citado por Chavez y Delgado, 2003).

2.2.9. Importancia de propagar por estacas

Para las especies que pueden ser fácilmente propagadas por estaca, este método tiene numerosas ventajas: muchas plantas nuevas pueden ser iniciadas en un espacio limitado de unas pocas plantas madres. Además, es barato comparado con otros métodos asexuales, es rápida y simple y no requiere técnicas especiales necesarias en el injerto y micro propagación. No existen problemas de compatibilidad con patrones o de uniones deficientes de injerto. La planta madre usualmente es reproducida exactamente sin cambios genéticos (Hartmann y Kester, 1997).

2.2.10. Reguladores de crecimiento

Los reguladores de crecimiento, hormonas vegetales o auxinas son sustancias elaboradas por la propia planta en pequeñísima proporción que controlan el crecimiento y otras funciones vitales de la misma (Cuñat, 1968, citado por Enríquez, 2004).

El tratamiento con reguladores de crecimiento se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin la ayuda de productos químicos (Wright, 1964, citado por Gómez, 2006).

En tal sentido, Mesen (1998), cita que, existen gran cantidad de sustancias naturales sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, pero los más comunes son: Acido Indol-acético (AIA), Acido indol-3-butírico (AIB), Acido Naftalenacetico (ANA) y Acido 2,4-Diclorofenoxiacético (2,4-D).

Más aun, los beneficios de la aplicación de auxinas sobre la formación de raíces en las estacas es bien reconocido (Hartmann y Kester, 1995). Sin embargo, parece que no hay una relación simple entre niveles de auxina y el enraizamiento. Hasta la fecha, no se ha determinado el papel exacto de las auxinas (Gaspar y Hofinger, 1988, citado por Mesen, 1998), además de los efectos directos de la auxina sobre la división y el crecimiento celular, los efectos benéficos de la auxina sobre el enraizamiento han sido asociados con un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, donde promueve la iniciación y el desarrollo de raíces. También se ha establecido que ciertos metabolismos y otros factores de crecimiento se trasladan hacia regiones del tallo que han sido tratadas con auxinas. La formación de raíces adventicias en las estacas, probablemente sea el resultado de una interacción compleja entre estos y otros procesos.

Pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de

raíces pueden estar más relacionada a ciertos factores inherentes a la especie (Díaz, 1991, citado por Enríquez, 2004).

A. Hormonas vegetales

Son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de alguna manera cualquier proceso fisiológico en las plantas; de ordinario en la planta se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción (Vejarano y Manrique, 1984, citado por Navarro, 1984; Hartmann y Kester, 1995).

2.2.11. Sustancias reguladoras de crecimiento en las plantas

Son compuestos sintéticos u hormonas vegetales que modifican procesos fisiológicos de las plantas; regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyendo en la síntesis, destrucción, translocación o (posiblemente) modificando los sitios de acción de las hormonas (Vejarano y Manrique, 1984, citado por Navarro, 2002; Hartmann y Kester, 1995).

A. Tipos de reguladores de crecimiento

Los cinco grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento son, las auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno; no obstante, los dos primeros son los más usados en la práctica de propagación por estacas (Rojas *et al.*, 2004).

– Auxinas

La formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de las hojas y frutos y en la activación de las células del cambium; estas sustancias se sintetizan en el ápice caulinar y son transportados basipetamente desde el ápice a las partes inferiores de la planta. (Hartmann y Kester, 1995).

– **Ácido indolacético (AIA)**

Es la auxina natural que se encuentra en todas las plantas. El AIA es obtenido por síntesis, es poco tóxico para la plantas y es degradado rápidamente por las bacterias y el suelo (Boutherin y Bron, 2004; citado por Garate, 2010). Además, es muy inestable en las plantas y se descompone rápidamente en soluciones no esterilizadas aun cuando permanece activo en soluciones estériles durante varios meses.

– **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. Producto de síntesis, tiene una débil actividad auxinica en general pero una excelente acción rizógena. Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es toxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester, 1997). Los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta, además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación (Weaver, 1990; citado por Garate, 2010), y es fotoestable (Hartmann y Kester, 1995). La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% a 0.3% de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Soudre, 2010; Mesen, 1998).

2.2.12. Medios usados para el enraizamiento de especies arbóreas

Hay diferentes tipos de sustratos de enraizamiento que se usan a nivel mundial, entre ellos el suelo con características propias de la especie, la arena de río, musgo turboso, musgo esfagníneo desmenuzado, vermiculita, perlita, piedra pómez, bloques de material sintético, tecnopor e inclusive el agua (Garate, 2010).

A. Suelo

Se utiliza para plantar estacas de madera dura de especies deciduas y estacas de raíz. El suelo no se considera un medio adecuado para el enraizamiento de estacas suculentas, como la madera semidura y suave. (Hartmann y Kester, 1995).

B. Arena

La arena es el medio de enraizamiento preferido, el cuál proporciona aireación y retención de agua adecuada, la apertura de hoyos, la inserción y la extracción de las estacas enraizadas son más fáciles. (Mesen, 1998).

C. Sustratos comerciales y alternativos

Dentro de los sustratos para uso inmediato; existen en el mercado productos comerciales con mezclas y proporciones variadas, algunos como: la marca Promix-BX (musgo esfagnum, perlita y vermiculita), también, Golden mix de Amafibra (productos a base de fibra de coco) y Plantmax, se utilizaron estos dos últimos en *Psidium guajava* y se logró 100% de enraizamiento (Sales *et al.*, 2009, citado por Garate, 2010).

2.2.13. Técnicas de desinfección de sustratos

Los fungicidas que se utilizan frecuentemente son Diazoben®, Benomyl®, Cupravit® y el Captan®; para controlar patógenos como *Rhizoctonia*, *Fusarium*, *Phytophthora* y *Phytium*; agentes infecciosos que son perjudiciales para las estacas.

2.2.14. Ambientes y estructuras para la propagación

Según Hartmann *et al.*, (1997), citado por (Garate, 2010), la propagación por estacas puede darse en estructuras muy complejas como invernaderos dotados de alta tecnología, en poli propagadores o cámaras de sub-irrigación, en platabandas con tinglado, en cajas y frascos.

- Mantener temperaturas aceptables, para la regeneración del metabolismo necesitado en la base de la estaca, mientras se evita el stress por calor de las hojas.
- Mantener niveles de luz adecuados para la fotosíntesis y producción de carbohidratos para el mantenimiento de las estacas.

A. Invernaderos

Se puede definir al invernadero como un recinto cerrado o delimitado por una estructura de metal o madera, recubierta por vidrio o plástico en cuyo interior se desarrolla un cultivo en condiciones controladas.

B. Sistemas de nebulización con temporalizador

Este sistema es bastante empleado por los propagadores de todo el mundo, siendo la función más importante, proporcionar una película de agua sobre la superficie de las hojas de las estacas, para interceptar la irradiación de la luz, de tal forma que el agua es evaporada de la superficie de la hoja y no del agua interno de los tejidos de ella. Entonces, la niebla intermitente controla la pérdida de agua de las estacas, reduciendo de las hojas y alrededores, la temperatura del aire vía enfriamiento y humedad relativa alta. (Hartmann *et al.*, 1997, citado por Garate, 2010).

2.2.15. Tratamiento con reguladores de crecimiento

Los efectos de las auxinas en la capacidad de enraizamiento pueden depender del método de aplicación (Howard, 1973, citado por Leakey, 1985). Dentro de los métodos de aplicación de reguladores de crecimiento tenemos:

A. Aplicación de productos comerciales en polvo

En este método la base de la estaca se trata con una hormona de crecimiento mezclada con un portador (un polvo fino inerte, puede ser arcilla o talco).

B. Métodos de remojo en solución diluida

En un procedimiento más antiguo, la parte basal de la estaca (unos 2,5 cm) se remojan durante 24 horas o más en una solución diluida del material justo antes que se inserte en el medio de enraizamiento. (Hartmann y Kester, 1995).

C. Métodos en solución concentrada

En los extremos basales de las estacas, se aplican concentraciones de 500-1500 ppm en estacas herbáceas y madera suave, entre 1000 -3000 ppm en tejidos con leño, de 5000 a 10000 ppm para estacas de madera dura y semidura; además, la inmersión en soluciones concentradas deben ser muy rápidas con la ventaja de ser muy uniforme, consistente, fácil de usar y apropiado para realizar investigación y ensayos particulares.

2.2.16. Instalación de estacas en el medio de enraizamiento

Una vez que el sustrato está colocado y nivelado en el ambiente de propagación, se cuadricula el área a utilizar con ayuda de una regla, de acuerdo a los distanciamientos a sembrar (densidad de siembra), se realizan hoyos de entre 2 a 4 cm de profundidad dependiendo de la longitud total de la estaca y el tamaño del área foliar.

2.2.17. Manejo durante el enraizamiento

A. Manejo y monitoreo de las condiciones ambientales

La principal función de un ambiente de propagación es disminuir el estrés hídrico, manteniendo a las estacas bajo condiciones de mínimas variaciones ambientales, para ello es importante realizar el manejo, monitoreo y control de las condiciones medio ambientales y lograr un mejor enraizamiento de estacas con hojas.

B. Control fitosanitario

Los problemas de enfermedades bajo condiciones de niebla generalmente no son serios, siempre y cuando, se mantenga las actividades de limpieza dentro de las cámaras, por ello es conveniente realizar tratamientos una vez por semana. (Hartmann y Kester, 1997).

C. Período de extracción de las estacas enraizadas

Se realiza la extracción cuando hay por lo menos tres o más raíces bien ramificadas y dispersas en la estaca. (Leakey, 1985).

2.3. Definición de términos básicos

Aclimatación: incluye el desarrollo de un sistema radical adecuado para satisfacer los requisitos de la transpiración y acostumbrar a la estaca a una atmosfera más seca, después de haber permanecido en el aire húmedo del propagador (Murrieta, 2010).

AIB: son las siglas de ácido Indol-3-butírico y es una auxina sintética promotora del enraizamiento, no es toxica 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.(Saboya, 2010).

Asexual. Modalidad de reproducción en la que no tiene lugar la unión de dos células (fecundación) para formar un cigoto con el doble de dotación cromosómica.

Auxina. Cualquiera de las hormonas o sustancias activadoras de crecimiento del tallo, raíz, la inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y frutos, desarrollo de frutos y la activación de las células del cambium entre otros procesos.

Callo. Es el desarrollo del tejido cicatricial, en la parte del cambium por la rápida división de células parenquimáticas.

Estaca: es todo fragmento del árbol que, enterrado parcialmente es capaz de producir una planta perfectamente igual a aquella de cual procede.(Garate, 2010).

Fenotipo: Es la expresión visible del genotipo, en su interacción con el ambiente (características externas posibles de sufrir cambios). (Mesen, 2008).

Fitohormonas: Sustancias controladoras de los diferentes procesos fisiológicos de las plantas, en la actualidad se conocen cinco grupos: Auxinas, giberilinas, citoquininas, etileno y ácido abscísico. (Mesen, 2008)

Propagación 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. (Garate, 2010).

Reproducción sexual: Formación de un nuevo ser a partir de la fusión de los gametos masculino y femenino. (Mesen, 2008).

Reproducción asexual: Formación de un nuevo ser a partir de células distintas a las reproductivas. (Mesen, 2008).

Reguladores de crecimiento: 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

Sustrato. Es el medio material donde se desarrolla el sistema radicular del cultivo.

Uvilla: Es una planta considerada un frutal nativo en la amazonia, es consumida por pobladores rurales y presenta las siguientes características, Es un árbol dioico perennifolio, de 5.15 m de altura y 20-40 cm de DAP, tiene copa extendida. Tronco recto, cilíndrico (Calzada, 1993).

2.4. Hipótesis

Ha: Al menos una dosis del Ácido Indolbutírico promoverá un efectivo enraizamiento en estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M., en un propagador de nebulización.

Ho. Ninguna dosis del Ácido Indolbutírico promoverá un efectivo enraizamiento en estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M., en un propagador de nebulización

2.5. Variables

2.5.1. Variable independiente (X)

Concentraciones de AIB (0 ,1000 ppm, 2000 ppm, 4000 ppm).

2.5.2. Variable dependiente (Y)

El enraizamiento de estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M

- Porcentajes de callos.
- Porcentaje de enraizamiento
- Número de brotes/estacas
- Porcentaje de sobrevivencia

2.5.3. Operacionalización de variable

Cuadro 01. Operacionalización de variables

Variables		Instrumentos	Indicadores e índices
Independientes	Concentraciones de AIB	Balanza analítica	Capacidad Fotosintética, Toxicidad, Capacidad de Impregnación
	0 ppm		
	1000 ppm		
	2000 ppm		
Dependientes	4000 ppm		
	Porcentaje de callos		% Callos
	Porcentaje de enraizamiento		Conteo de raíces
	Número de brotes/estacas		Conteo de raíces
	Porcentaje de sobrevivencia		% estacas vivas netas

CAPÍTULO III

3. MÉTODO

3.1. Tipo y nivel de investigación

Tipo básico, según Hernández *et. al.*, (2000).

El nivel experimental, corresponde a una investigación de carácter descriptivo.

3.2. Método de la investigación

3.2.1. Ubicación del área experimental

El trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero agroforestal de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, ubicado en la carretera San José de Tushmo km 0,5, en el distrito de Yarinacocha, provincia de Coronel Portillo y Departamento de Ucayali, geográficamente ubicada a 8° 23' 39,6" de latitud sur y 74° 34' 39,8" de longitud oeste y a 144 msnm.

3.2.2. Ejecución del experimento

A. Preparación de las camas de propagación

La cama de propagación vegetativa ya existían y eran construida de material noble (ladrillo) de comprobada resistencia y durabilidad a la alta humedad, la dimensión de la cámara seran de 10 m de longitud por 1 m de ancho, luego se construyó el túnel de la cama para ello se utilizó fierros de ¼ pulgada y dobladas en forma de arco luego que fueron puestas cada 2 metros, posteriormente se forro herméticamente con plástico transparente de polietileno, para evitar la pérdida de humedad y facilita la entrada de luz hacia las estacas (anexo 1 y 2).

B. Preparación del sustrato

Dentro de la cámara se colocó una primera capa (15 cm altura) de piedras grandes, y luego piedras pequeñas (3-6 cm), traídas de la carretera tushmo, debidamente lavadas y desinfectadas con hipoclorito de sodio al 4%., finalmente se añadió la arena lavada y desinfectada también con hipoclorito de sodio al 4%.

C. Selección de Plantas

De un total de 50 árboles de *Pourouma cecropiifolia*M., que se encontraron en el Km 38, interior 5 km de la Carretera Federico Basadre, en el caserío “Hierbas Buenas”, se seleccionaron 10 árboles, que presentaron mejor desarrollo de copa.

D. Preparación de las estacas

Para la preparación de las 80 estacas, se contó con una área cómoda y debidamente acondicionada, sombreada y fresca. Las estacas fueron cosechadas a las 6 am, para evitar la deshidratación de las estacas, traídas del Caserío Yerbas Buenas.

E. Extracción, corte y transporte del material

Las estacas fueron extraídas de las ramas más jóvenes y vigorosas, de la parte media de la copa de cada árbol. El corte se realizó sobre cada nudo no se dejó ningún porcentaje de hojas puesto que estas son grandes y se encuentran ubicadas al extremo de las ramas parte que también fue eliminada, el tipo de corte fue recto y para lograr la longitud adecuada, la longitud las estacas fueron de 25 cm y para medirlo se utilizó una regla de 30 cm, luego ambos extremos de las estacas fueron selladas con parafilm para evitar la pérdida de agua y nutrientes, y finalmente envueltas en papel periódico húmedo. Posteriormente las estacas fueron transportadas al vivero de la UNIA. Después de 45 min que duro el transporte fueron puestas en bandejas con solución fúngica de 0.3% (30g Cupravit /10L de

agua) por un tiempo de 15 minutos posterior a ello se dejó secar al aire libre por 10 minutos (anexo 5, 6, 7, 9 y 10).

F. Preparación de la solución AIB

Las concentraciones de la hormona fueron preparadas un día antes de la aplicación. Para preparar una solución de AIB al 1000 ppm, se disolvió 0.2 g de AIB, para 2000 ppm 0.4 g y para 4000 ppm 0.8 g de AIB, cada una en 200 ml de alcohol puro 96%. La hormona preparada se mantuvieron en un recipiente de vidrio debidamente cerrada y rotuladas, fueron colocadas a temperatura de 12°C y protegida de la luz solar hasta su utilización al día siguiente.

G. Aplicación de la hormona comercial Ácido Indol Butírico

Se aplicó cuatro dosis de ácido Indolbutírico (0, 1000, 2000 y 4000 ppm) la forma de aplicar fue por inmersión, para ello se introdujo en la hormona comercial la base de las estacas por un tiempo de 2 minutos, luego se dejó por un espacio de 5 a 10 segundos al ambiente para propiciar la evaporación del alcohol fijando así la hormona en la base de cada estaca.

H. Establecimiento de las estacas dentro del propagador

La siembra de las estacas se realizó con mucho cuidado, en el mismo instante que terminó de orearse, para ello se humedeció el sustrato, luego se realizaron hoyos de aproximadamente 3 cm de profundidad y con un espaciamiento de 15 cm de hoyo a hoyo y con 20 cm de espaciamiento de cada borde. Posteriormente se colocaron las estacas dentro y se hizo presión del sustrato alrededor de las estacas. No se debe introducir la estaca a presión dentro del sustrato porque se puede dañar los delicados tejidos en el corte (anexo 11).

I. Cuidados durante el periodo de propagación

Una vez colocadas las estacas dentro de la cámara de nebulización, esta fue cerrada para crear un ambiente húmedo que favoreciera al

enraizamiento, estableciéndose inspecciones diariamente para detectar y corregir problemas patológicos, como estacas con síntomas de necrosis que podrían ser foco de infección, también se observó y mantuvo el nivel de humedad (80 %), durante el proceso de enraizamiento.

También se cuidó el micro ambiente dentro del propagador sea el adecuado manteniendo niveles óptimos de temperaturas (24-26°C), adecuadas en el aire y buen balance de agua en las estacas

J. Sombra

En esta actividad se tuvo mucho cuidado, para ello se utilizó una malla Rashell con el 50% de luz solar que ingresaba a la cámara manteniendo así una sombra parcial, que reduzca la intensidad lumínica y una temperatura que permita la fotosíntesis de las estacas, y el área de enraizamiento contaba con un techo de calamina transparente.

K. Etiquetado

El etiquetado es importante para que se identifique claramente los tratamientos y se generó varias copias del mapa del diseño, ya que las etiquetas podrían borrarse, perderse o ser cambiadas, para ello se utilizó placas de metal de un tamaño de 4 cm x 4 cm que fueron clavadas a estaquitas de madera de 10 cm para que pueda ser introducido en el sustrato, luego con un plumón indeleble se marcaron las repeticiones y los tratamientos de cada estaca ejemplo T1R1 (anexo 12).

L. Nebulización

Para esta actividad se instalaron aspersores en un tubo horizontal que se encontraba a 70 cm de altura de la cama de enraizamiento. La nebulización se realizó 3 veces al día por un tiempo de 3 minutos, la primera se realizó a las 7:00 horas y la segunda a las 13:00 horas y la tercera a las 17:30 horas.

M. Reconocimiento de patógenos

a. Observación macroscópica y aislamiento del hongo

Durante la fase experimental se encontró estacas infectadas de hongos en el vivero de los que se seleccionó 4 estacas una por cada tratamiento, estas fueron llevadas al laboratorio de microbiología para su observación en el estereoscopio, luego de ser observadas se aislándolos para su identificación, para ello los tejidos enfermos se lavaron con agua y cepillo con el fin de desprender las impurezas y contaminantes externos que tuvieran y luego se enjuago con agua estéril. Con un estilete se cortó 1 cm² de tejidos que fueron sumergidos en hipoclorito de sodio al 1% por un espacio de dos minutos y después enjuagados por tres veces en agua destilada estéril y con una pinza se sacó para que se seque, todo esto fue dentro de la cámara de flujo laminar con dos mecheros encendidos. Los tejidos se sembraron en placas Petri con Agar, en el laboratorio a una temperatura de 28 °C por 5 días.

Para contrastar si el hongo contaminante provenía del medio de enraizamiento (sustrato) o de la planta madre, se recolectaron nuevas estacas de las mismas plantas que se extrajeron las anteriores y fueron llevadas al laboratorio de microbiología para su observación macroscópica no encontrándose presencia de contaminación con hongos, sin embargo se les dio las condiciones adecuadas para el desarrollo del hongo que pudieran o no presentar las estacas.

b. Cámara húmeda

Se preparó una cámara húmeda para estimular el crecimiento (anexo 15), desarrollo y formación de cuerpos fructíferos de los hongos. Para esto, se lavó el tejido se lo lavo con agua, para eliminar la tierra y basuras que pudieran contener, luego se enjuago con agua estéril. El tejido ya limpio se ubicó sobre una luna de reloj

dentro de una funda plástica que en su interior contenían algodón humedecido con agua más las estacas frescas y fueron dejadas por 5 días, luego se realizó una observación con el estereoscopio encontrando presencia de hongos, se realizó el aislamiento de igual manera como se hizo en las estacas secas del vivero y se incubó por 5 días más a 28 °C en la cámara de incubación.

c. Identificación

Después de la incubación de los hongos, se procedió a la identificación, utilizándose montajes aislados, observándose y midiéndose las estructuras fúngicas con un microscopio, la identificación se llevó a cabo con la ayuda de claves de identificación (anexo 16 y 17).

N. Análisis del corte transversal de las estacas.

Para el análisis se realizaron cortes transversales sacando rodajas de 3 cm de las estacas frescas, observándolas en el estereoscopio y después fueron llevadas a la estufa a 60 °C por tres días para que se seque y se puede observar mejor las características internas que presentan las estacas, una vez secas fueron lijadas primero con una lija número 200, luego con una lija 1200 y por último con una lija número 2000, esto para permitir la visualización óptima en el estereoscopiode xilema, floema, vasos conductores.

3.3. Diseño de la investigación

Se utilizó el diseño estadístico Completamente al Azar con 4 tratamientos y 20 repeticiones, para el análisis de los resultados

$$Y_{ij} = \mu + B_j + E_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = observación del estudio

μ = media general

B_j = efecto del j-ésima concentración de AIB

E_{ij} = Efecto del error experimental.

Cuadro 02. Dosis de Ácido Indolbutírico.

Tratamiento	Dosis	Nº de estacas
T1	0 A ± B	20
T2	1000 A ± B	20
T3	2000 A ± B	20
T4	4000 A ± B	20

Fuente: Elaboración propia.

Cuadro 03. Grados de libertad para el ensayo.

FV	GL	
Tratamiento	3	a-1
Repetición	19	b-1
Error	57	(r-1) (ab-1)
Total	79	Rab- 1

Fuente: Elaboración propia

3.4. Población y muestra

3.4.1. Población

La población estuvo integrada por 50 plantas adultas de uvilla, ubicadas en el caserío “Hierbas Buenas” esta población se encuentra dentro de un sistema asociado con plantaciones de cítricos y tenía una edad de 4 años.

3.4.2. Muestra

De la población total se seleccionó de 10 plantas de acuerdo a sus características morfológicas y fisiológicas. De estas se extrajo el material vegetativo, obteniéndose una muestra de 80 estacas semileñosas, de 20 cm de longitud respectivamente para el ensayo. La unidad experimental estuvo constituida por una estaca.

CAPÍTULO IV

4. RESULTADO Y DISCUSIÓN

4.1. Porcentaje de callos y de enraizamiento

El cuadro 04, muestra los resultados del porcentaje de callos y del enraizamiento, en los tres tratamientos de concentración con ácido indolbutírico en estacas de uvilla, a los 60 días de instalados en la cámara de nebulización.

Cuadro 04. Porcentaje de callos y del enraizamiento, a los 60 días de aplicados los tratamientos.

Concentración de Ácido Indolbutírico (ppm)	% de callos	% de enraizamiento
0 ppm	0	0
1000 ppm	0	0
2000 ppm	0	0
4000 ppm	0	0

Fuente: Elaboración propia

Observando el cuadro 04, se observa que los resultados obtenidos a los 60 días de aplicados los tratamientos, para el porcentaje de callos, como para el porcentaje de enraizamiento, fueron negativos en todas concentraciones de ácido indolbutirico, sin embargo a los 15 días de evaluados se observó dos estacas con callos, pero con el transcurrir de los días, las estacas empezaron a secarse, debido a que perdieron rápidamente azúcares, iones, solutos y la pérdida de agua por transpiración, pudo ser el déficit hídrico en las estacas reduciendo el enraizamiento incluso causaron la muerte de las estacas; además el ataque de hongos provenientes de la planta madre, hicieron que las estacas empezaran a secarse.

Al respecto, Edwards y Thomas (1980), citado por Pacheco (2007), indica que la formación de callos, raíces adventicias en estacas de especies

semileñosas es difícil, esto podría deberse a que la competencia celular es baja, lo que impide la expresión morfogénica de los tejidos involucrados en este proceso y un efecto directo de las auxinas se produce en la división celular aumentando la tasa de transportes de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas promoviendo la iniciación y desarrollo de las raíces, en la actualidad está establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se trasladan hacia las regiones tratadas con auxinas.

Asada y Shibata (2000) y Blakesley *et al.* (1991), citados por Muñoz (2011), sugirieron que los cambios estacionales modifican las hormonas de las plantas y esto podría ser un factor importante para el enraizamiento, por lo tanto debe tenerse en cuenta que las condiciones de iluminación, temperatura y humedad son clave en este proceso. No obstante el conocimiento tecnológico apropiado para la propagación vegetativa y los factores que influyen en su enraizamiento como: tipo de sustrato, dosis hormonal, rasgos de morfotipo (área foliar, longitud y nivel de estaquilla juvenil) todavía son desconocidos para la uvilla.

4.2. Número de brotes por estaca y porcentaje de sobrevivencia

El cuadro05, muestra los resultados del número de brotes por estaca y el porcentaje de sobrevivencia, de los tratamientos con ácido indolbutírico en estacas de uvilla, a los 60 días de instalados en la cámara de nebulización.

Cuadro 05.Número de brotes por estaca y porcentaje de sobrevivencia, a los 60 días de aplicados los tratamientos.

Concentración de Ácido Indolbutírico (ppm)	Número de brotes/estaca	% de sobrevivencia
0 ppm	0	0
1000 ppm	0	0
2000 ppm	0	0
4000 ppm	0	0

Fuente: Elaboración propia

Observando el cuadro 05, los resultados muestran que el número de brotes por estaca y el porcentaje de sobrevivencia, fueron negativos en todas concentraciones y tiempos de inmersión estudiados.

Así mismo, se observó que, a los diez días de haber comenzado el experimento se observó el brote de yemas en una estaca; de esta fecha en adelante las estacas no desarrollaron brotes, además que el brote se secó a los pocos días, debido a la déficit hídrico y al ataque de los hongos provenientes de la planta madre.

A los 15 días de haberse establecido el experimento se comenzaron a realizar muestreos para observar si había presencia de callo o emisión de raíces, observándose callos en proceso de formación en dos estacas, sin presencia de raíces. Al finalizar el experimento (60 días después) las estacas se secaron completamente, todas presentaron signos de pudrición, obteniendo el 0% de enraizamiento y supervivencia de las estacas.

Sin embargo según la literatura, las estacas se mantienen de los carbohidratos que conservan y no del medio donde se desarrollan, que según Hartmann y Kester (1995) es importante en el proceso de enraizamiento.

Aún no se conoce con exactitud cuáles son los factores que impiden el enraizamiento de las estacas de *Pourouma cecropiifolia*(Uvilla), ya que según Hartmann y Kester (1995) la capacidad de enraizamiento varía entre las especies e incluso entre un conjunto de condiciones de tipo exógeno y endógeno. A continuación se citan algunos trabajos donde se mencionan

posibles factores exógeno y endógeno que limitan el enraizamiento de las estacas.

Leví (1987), citado por Pacheco (2007), no logró enraizamiento alguno (0 %) al usar estacas leñosas de árboles de 15 a 20 años de edad, utilizando tres estimulantes de enraizamiento (AIB, AIA y ANA) con dosis de 0, 200, 400 y 800 ppm en cada uno. Del mismo modo, Schwyzer (1988), citado por Dolores (1998), obtuvo 0% de enraizamiento utilizando distintas dimensiones de estacas de raíz y sin la aplicación de hormonas. Es posible que el hecho de tener 0% de enraizamiento en *Pourouma cecropiifolia* M., en el presente trabajo se relacione con las condiciones en las que se desarrolla esta especie, y el contenido de fenoles y otros extractivos en el tallo, además de que comparte otras características como el rango de temperatura y la altitud con las especies evaluadas. (De la Fuente, 1999).

Asada y Shibata (2000) y Blakesley *et al.*, (1991) citados por Muñoz (2011) sugirieron que los cambios estacionales modifican las hormonas de las plantas y esto podría ser un factor importante para el enraizamiento en el caso de *Cotynus coggygria* S., por lo tanto debe tenerse en cuenta que las condiciones de iluminación, temperatura y humedad son clave en este proceso.

Dentro del ensayo, uno de los factores exógenos medidos que pudo afectar la respuesta de las variables analizadas fue el sustrato de enraizamiento; cada especie tiene sus requerimientos particulares en sustrato, aparentemente asociado al balance entre agua y aire del mismo (Loach, 1998). Las influencias del enraizamiento en relación a la toma de agua por parte de las estacas están relacionados con la resistencia que ejerce el medio en la absorción, probablemente a causa del contacto incompleto de la base de la estaca con la película de agua que se encuentra alrededor de las partículas del medio (Grange y Loach, 1983, citado por Dolores, 1998).

En especies de fácil enraizamiento se ha observado que la aplicación exógena de una auxina sintética incrementa sustancialmente el movimiento de carbohidratos, compuestos nitrogenados y otros, desde el ápice hacia la

base de la estaca, favoreciendo el fenómeno rizogénico (Gutiérrez, 1995, citado por Dolores, 1998). A pesar de que ha demostrado ampliamente la influencia de dicho factor en la formación de raíces laterales, en el presente estudio no pudo constatar, ya que a pesar de que se utilizaron concentraciones diferentes de AIB. Al respecto Haissig (1974); citado por Dolores (1998), menciona que a pesar de que las auxinas estimulan el desarrollo de primordios radicales, estas por si solas no inducen la iniciación de raíces. Aparentemente en estacas de difícil enraizamiento, estas pierden la predisposición al desarrollo de estos primordios la cual está determinada por la presencia en la estaca de auxinas sinergistas (cofactores) que favorecerán el proceso de iniciación de raíces.

En el corte transversal se observó la presencia de una corteza muy gruesa y bastante suberosa lo cual limita las posibilidades de enraizamiento en estacas de Uvilla (figura 03).



Figura 03. Corte trasversal de la base de una estaca (4X).

Cortes histológicos realizados al final del experimento en estas estacas mostraron células muy deterioradas a nivel de elementos conductores (obstrucción, taponamiento), así también mucha contaminación por micelio y esporas de hongos, que prácticamente estaría impidiendo la formación de raíces después de pasado el tiempo de evaluación (60 días), con el que se trabajó en el ensayo.

Así mismo, se logró identificar la presencia del patógeno *Graphium* sp. En las estacas del ensayo y en las ramas y frutos procedentes de los árboles. Este hongo pertenece al Orden Moniliales, Género *Graphium* (figura 5), es un patógeno que está asociado a la marchitez vascular de las especies forestales, se reproducen abundantemente por gemación, tiene vida parasita. Se desarrollan en la corteza, la cual está un poco desprendida de la madera y en los túneles que hacen en la corteza los insectos. Probablemente a la presencia del hongo que ocasiono la pudrición seca dificulto el enraizamiento, a pesar de que las estacas y el sustrato han pasados por tratamientos de desinfección, ya que este patógeno se encontraba dentro del tejido vegetal.



Figura 04. A. Estacas muertas del ensayo, B. Frutos de la uvilla recolectados de los árboles

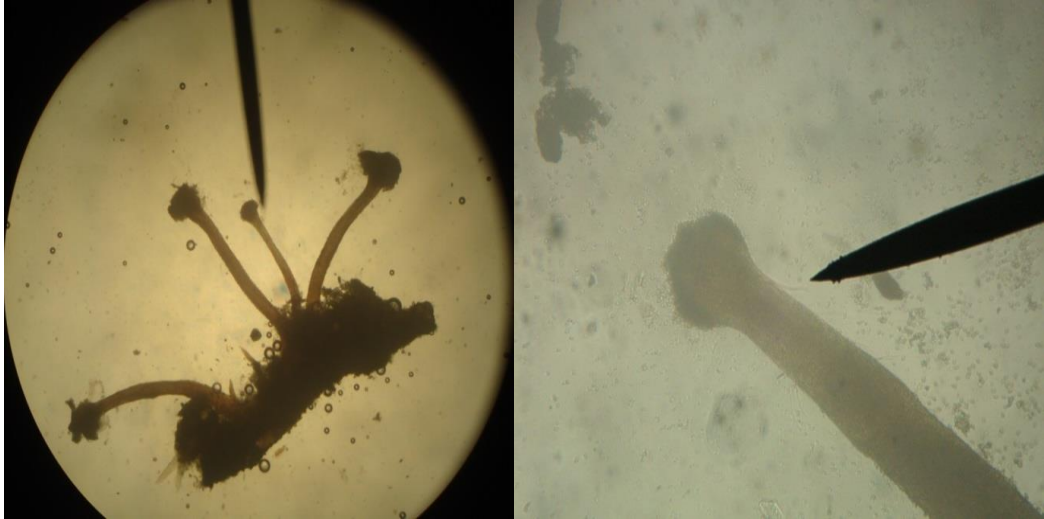


Figura 05. Observación en el microscopio de los hongos

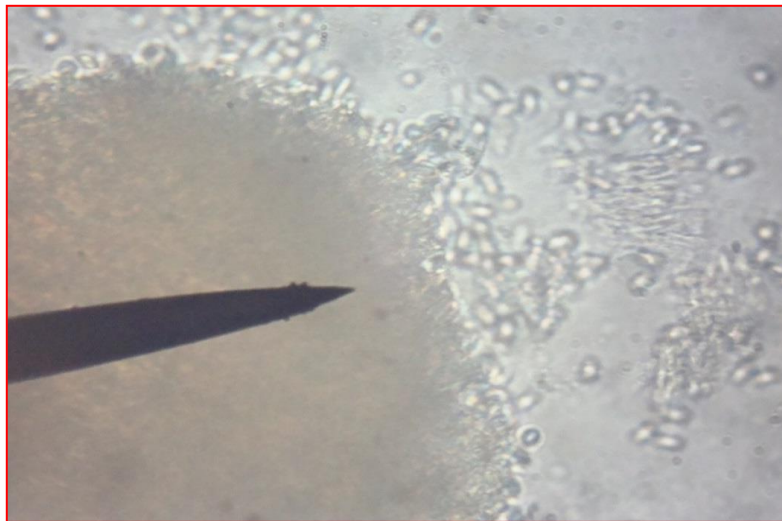


Figura 06. Esporas de *Graphium* sp.

El mantenimiento de un nivel adecuado de humedad tiene una gran importancia en el proceso de enraizamiento, sin embargo también es una gran ventaja para el desarrollo de patógenos existentes que se ha podido observar en su debido momento, puesto que dentro de la cámara de nebulización las condiciones son favorables con altos niveles de humedad y temperatura de 29 °C que favorecieron el desarrollo y la colonización de los hongos (figura 6).

En el ensayo realizado la instalación del sistema de nebulización fue en un ambiente externo en donde no se tuvo control de corrientes de aire que posiblemente provocaron la pérdida acelerada de agua ya que la cámara no

siempre se mantuvo cerrada puesto que en ciertas evaluaciones y cuidados se tenía que abrir.

Según Leakey y Mesen (1991) la baja capacidad de enraizamiento de estacas provenientes de material adulto, se puede deber a que la copa de los árboles, están compitiendo tanto por agua como por nutrientes debido al efecto de sombreado que se da. En dicho material también es posible que las funciones de los genes estén más definidas hacia la producción de ciertas estructuras, siendo más difícil que las células regresan al estado meristemático. Esto podría contribuir a explicar por qué tanto en las pruebas preliminares de material adulto no hubo desarrollo de raíces. De acuerdo con Hartmann y Kester (1990), este fenómeno de poco enraizamiento de estacas adultas puede explicarse por la producción creciente de inhibidores de enraizamiento conforme la planta madura, o por disminución de los niveles de fenol en la planta, el cual se cree que actúa como cofactor de la auxina o como sinergista en la iniciación de raíces.

Otros factores que afectaron la respuesta pudieron ser los efectos contrastantes de las hojas sobre el proceso de propagación (Mesen, 1997). Por un lado, el efecto estimulador de las hojas sobre el enraizamiento se ha asociado a la actividad fotosintética de las mismas, lo cual contribuye a proporcionar asimilados a las raíces en desarrollo (Leakey y Coutts, 1989), y a la producción de auxina y otras sustancias promotoras del enraizamiento en este estudio no se utilizó ningún porcentaje de hojas que permitieron a la estaca tener actividad fotosintética puesto que estas se encontraban al extremo parte que fue eliminado al cortar las estacas además que son demasiado grandes y no pueden ser sostenidas por las estacas de un tamaño de 25 cm.

Las estructuras vegetales de *Pouroma cecropiifolia* M. presentan porosidad difusa, solitaria y múltiple de 2 a 3 poros/mm², forma ovalada, orientación radial (figura 07), en un número promedio de 2 poros/mm² (pocos poros), diámetro tangencial promedio de 182,37 μ (diámetro mediano). Vasos con placa de perforación simple (figura 08); punteaduras intervasculares con

distribución escaleriforme de forma ovalada, presencia de torus. Parénquima radial uniseriados y biseriados heterogéneos tipo III, las células procumbentes rectangulares y células erectas rectangulares. Radios en un promedio de 5 radios/mm (muy pocos radios/mm), con altura promedio de 754,11 μ (radios muy bajos) y 25 células promedio a lo largo del radio (figura 09), un ancho promedio de 22,42 μ con 2 células (biseriados). Parénquima axial apotraqueal difuso en agregados y paratraqueal en series. Fibras con una longitud promedio de 1317,54 μ (fibras cortas), ancho promedio de fibra 35,25 μ (fibras medianas), diámetro promedio de lumen 28,20 μ y espesor promedio de pared celular 3,52 μ (pared celular muy delgada) (Puchaicela, 2013).

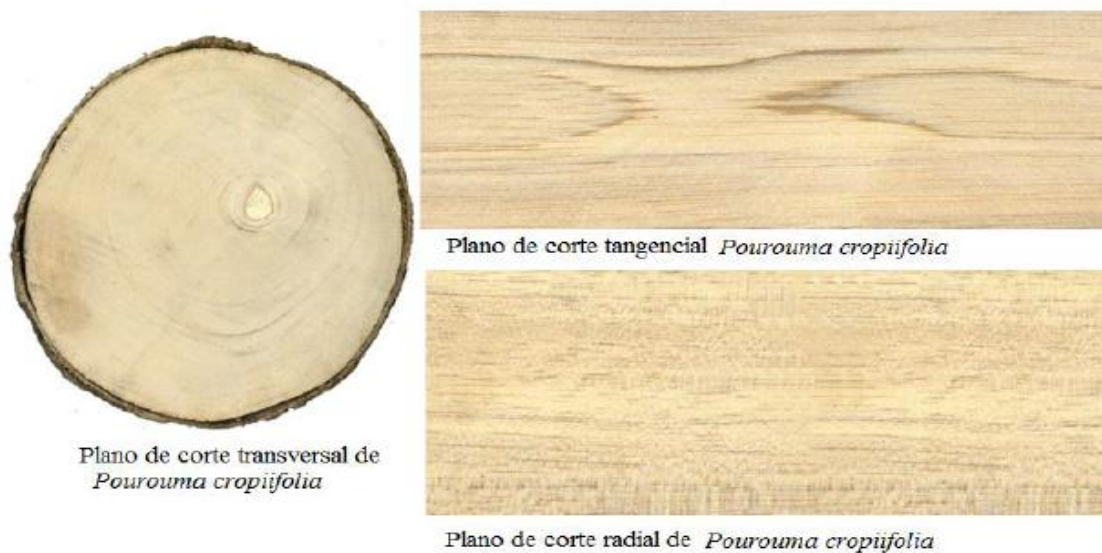


Figura 07. Planos de corte de la especie *Pourouma cecropiifolia* M.

Fuente: (Puchaicela, 2013)

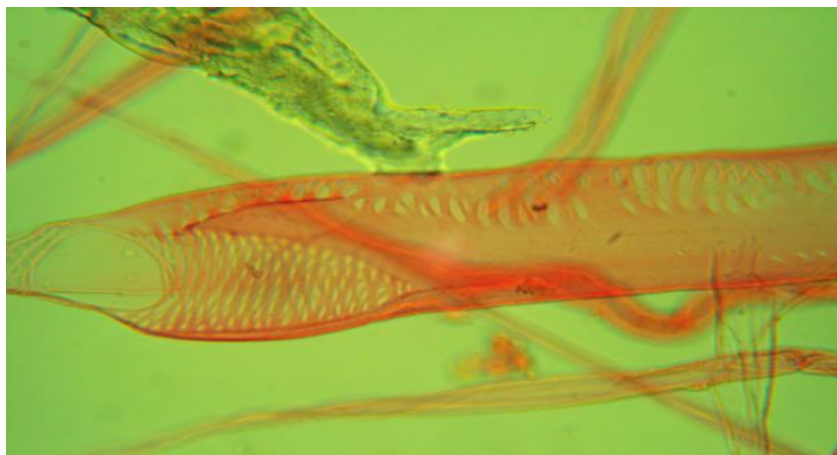


Figura 08. Vaso de la especie *Pourouma cecropiifolia* M.

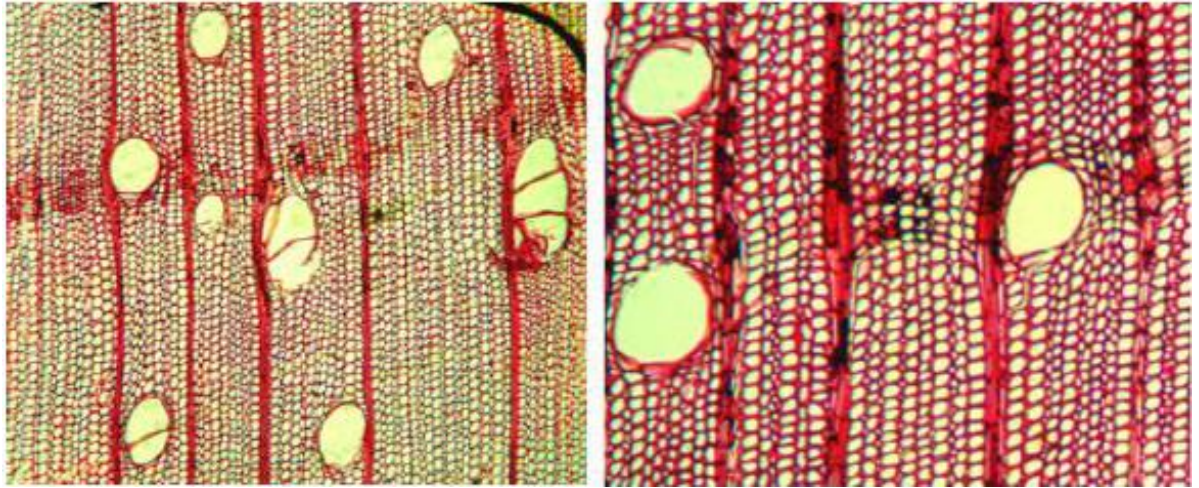


Figura 09. Corte transversal de *Pourouma cecropiifolia* M. 4x y 10x.

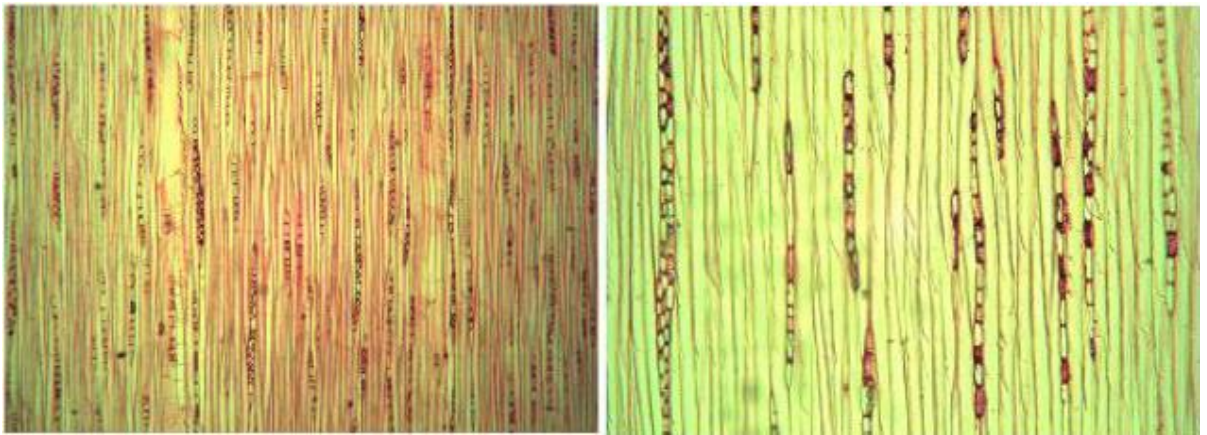


Figura 10. Corte tangencial de *Pourouma cecropiifolia* M. 4x y 10x

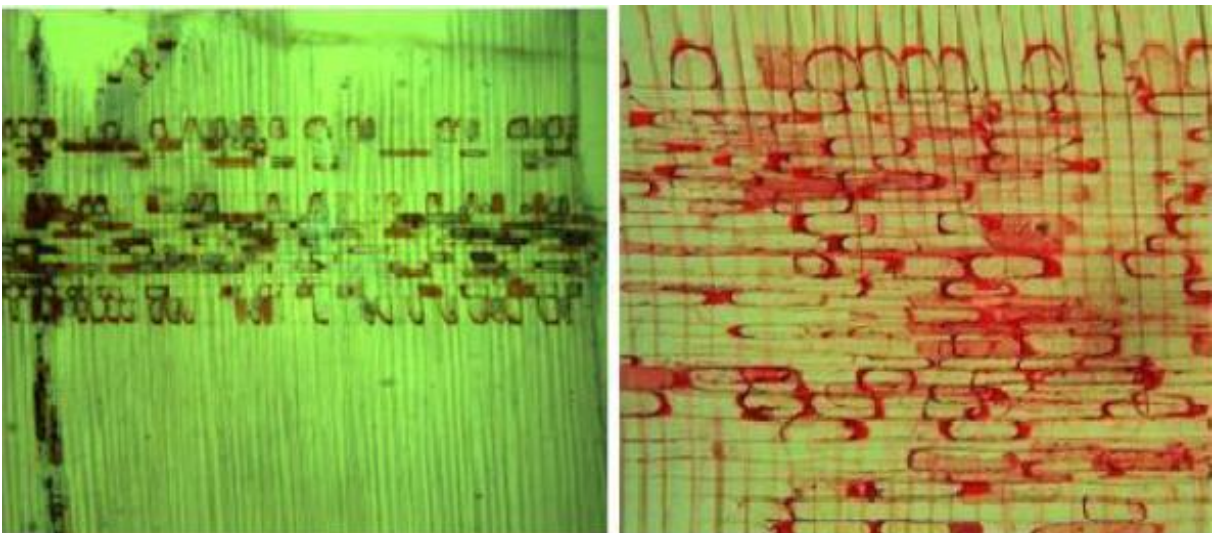


Figura 11. Corte radial de *Pourouma cecropiifolia* M. 4x y 10x

En los estudios histológicos realizados al material vegetal de uvilla se observó una banda gruesa de fibras de paredes muy gruesas en la región cercana al floema, igualmente rayos uniseriados en ocasiones rodeados por fibras.

Los cortes transversales de tejido del tallo de las estacas. Hartmann y Kester (1995) atribuyen la presencia de una posible barrera anatómica que dificulta el enraizamiento en estacas. Esta barrera está formada por un anillo de esclerénquima continuo entre el floema y la corteza. Este anillo se asocia con variedades difíciles de enraizar, en cambio aquellas variedades de fácil propagación se caracterizan por la discontinuidad del anillo.

De acuerdo con Flores (1994), la capacidad de enraizamiento de una especie es variable, y las estacas con rayos vasculares angostas enraízan con dificultad. Así mismo, estacas con canales laticíferos presentan dificultad de enraizamiento y mucha podredumbre. Con respecto a la banda de fibras, estas pueden constituir una barrera física para la propagación de esta especie, razón por el cual sería recomendable producir una herida en la base del tallo, con el fin de romperla o evadirla. (Mesen, 1998). Por otro lado, el excesivo número de canales secretores en la corteza y medula pueden influir en su baja respuesta ya que pudieron evitar que la auxina pueda llegar a penetrar en los tejidos y desfavorecer en la formación de raíces. Además de que las estacas de uvilla presentan bastantes lenticelas y tienden a transpirar bastante, generando déficits hídricos en la estaca a grados tales que puedan reducir el enraizamiento o causar la muerte de las estacas.

El pobre enraizamiento de tallo, en ciertas especies de madera, ha sido asociado a una extensiva esclerificación (Edwards y Thomas, 1980). De acuerdo a Davies y Hartmann (1988), un grueso anillo de esclerénquima está correlacionado a un bajo porcentaje de enraizamiento en estacas de tallo de ciertas especies leñosas.

Williams *et al.* (1984), observaron que el bajo arraigamiento en 16 especies de plantas leñosas, estaba relacionado a la suberización de la corteza en vez del anillo de esclerénquima presente.

4.3. Prueba de Hipótesis

Se rechaza la hipótesis alterna y se acepta la hipótesis nula ya que ninguna dosis del Ácido Indolbutírico promovió el enraizamiento en estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M. en un propagador de nebulización.

Al aceptarse la hipótesis nula, indica que no hubo respuesta diferente en los cuatro tratamientos con Ácido Indolbutírico para el enraizamiento de las estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M.

CONCLUSIÓN

- Aplicando cuatro concentraciones de ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M. (Uvilla), se obtuvo 0% de estacas con callos, enraizadas, con brotes y sobrevivencia. El tipo de sustrato, condiciones de iluminación, las altas temperatura en el día, excesiva humedad en las noches, dosis hormonal, rasgos de tipos de tejido de las estacas y la presencia de hongos en el material vegetativo procedente del campo, excesiva exudación de la savia de las estacas, la falta de un adecuado propagador para nebulizar y las aperturas continuas del nebulizador influenciaron en la respuesta negativa para el proceso del enraizamiento de las estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M. (Uvilla),

RECOMENDACIONES

De acuerdo a las conclusiones, se recomienda lo siguiente:

- Estudiar el efecto del período fenológico más adecuado para la colecta de las estacas, así como de la edad y diámetro de las estacas.
- Estudiar el efecto de diferentes sustratos para el proceso de propagación de estacas, así como el control de las condiciones ambientales como temperatura, humedad y riego.
- Realizar estudios en el uso de antioxidantes en las estacas para evitar los problemas de oxidación por la presencia de fenoles.
- Realizar investigaciones en propagación vegetativa por estacas en especies frutales nativos, utilizando cámaras de nebulización y sub-irrigación y orientadas a la producción masiva de plantones provenientes de estacas.

BIBLIOGRAFÍA

Arias, C. 2011. Estudio químico bromatológico y screening fitoquímico del fruto de *Pourouma cecropiifolia*. PE. UNMSM. 11 p.

Azofeifa, A. 2009. Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes cultivados *in vitro*. Revisión Bibliográfica. Rev. Agronomía Mesoamericana. vol. 20, no. 1, p. 153-175.

Bartra, J. 2009. Dosis de ácido 3 indol butírico en el enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en diferentes sustratos. Tesis Ing. Agr. PE. UNSM. 95 p.

Bernal M.H, y Correa 1991. Exploración etnobotánica de plantas medicinales en una comunidad mazateca. Tesis de licenciatura. MX. Universidad Autónoma de Chipango. 157 p.

Calzada, J. 1993. 143 frutales nativos. Edic. PE. UNALM. 366 p.

Camargo, C.; Acosta, M. R.; Velásquez, M. A. 1991. Conservación de la pulpa de la uva caimarona (*Pourouma cecropifolia*). Colombia Amazónica 5(2): 27-38.

Chavez C., Delgado V. 2003. Propagación vegetativa del CAS *Psidium friedrichsthalianum* mediante el uso de injertos, acodos aéreos y estacas. Tesis Ing. Agrónomo. Guácimo, CR. 68 p

Davies, F. T. and H. T. Hartmann. 1988. The Physiological Basis of Adventitious Root Formation. Acta Horticulturae 227:133-118

De la Fuente F., D. 1999. Flora dermoagresiva de Canarias. Tesis Doctoral, Universidad de la Laguna. 224 p.

Domingo, S; Arends, E; Villarreal, A; Cegarra, A. 2002. Fenología y Caracterización de Semillas y Plántulas de *Pourouma cecropiifolia* Folia Amazónica. ECOTROPICO. PE. 96 p.

Dolores L.A. 1998. Desarrollo de métodos de propagación para la conservación y propagación ex situ de especies de sapotaceas *Pouteria Sapota*. Tesis Mg. Turrialba. CR. CATIE. 150.

Edwards, L. and M. Thomas. 1980. Observation on physical barriers to root formation in cutting. The Plant Propagator 26(2): 6-8

Enríquez M. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en estacas de morera (*Morus alba*). Tesis Ing. Agrónomo. Santiago, CH. Universidad de Chile. 77 p.

Fachinello, J. C.; Nachtigal, J. C. 1992. Propagação da Goiabeira serrana *Feijoa sellowiana* Berg, a través da mergulhia de cepa. Scientia Agricola. (Piracicaba). 49(1): 37-39.

Flores, Y. 2004. Guía para el reconocimiento de regeneración natural de especies forestales de la Región Ucayali. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria. PE. 80 p.

Garate D. 2010. Técnicas de propagación por estacas. Monografía para optar el título de Ing. Forestal. PE.UNU. 138 p.

Gómez S. 2006. Efectos del AIB y termoperíodo en el enraizamiento de estacas de *Taxus globosas* schltl. Tesis Lic. En Biología. MX. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. 80 p.

Gonzales, A. 2002. Aportes a la caracterización y evaluación agronómica de *Pourouma cecropiifolia* C. Martius "Uvilla" en la Amazonía Peruana. PE. Folia Amazónica. v. 13, p. 5-24.

Gutiérrez, R. A. 1999. Especies frutales nativas de la selva del Perú. Estudio botánico y de propagación por semillas. U. N. A. La Molina. Lima, PE. p. 35-41.

Hartmann, H.; Kester, D. 1988. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana, Cuba. Instituto Cubano del libro. 693 p.

_____1990. Propagación de plantas; principios y prácticas. Trad. por Antonio Marino. 2 ed. México D. F., CECOSA. 760 p.

_____1995. Propagación de plantas. Principios y prácticas. 4ª ed. Continental. MX. 760 p.

_____1997. Plant propagation. Principles and practices. 6th ed. New Jersey. Prentice Hall.

Hernández, SR: Fernández, CC: Baptita, L. 1992. Metodología de la Investigación Ed. Medina, VG. Segunda edición. MX. Ed. Ultra S.A de CV 57-60

_____ 1993. Plant Propagation. Principles and Practices. 647 p. 5th ed. New Delhi, India.

_____ 1995. Propagación de plantas. Principios y prácticas. 4ª ed. Continental. MX. 760 p.

_____ 2000. Propagación de plantas; principios y prácticas. Trad. por Antonio Marino. 2 ed. MX. D. F., CECOSA. 760 p.

Instituto de Investigaciones de La Amazonía Peruana (IIAP). 2010. Manual cultivo de Uvilla. Disponible en: www.iiap.org.pe

Leakey, R.R.B. 1985. The capacity for vegetative propagation in trees. En: Cannell, M.G.R. Jackson, J.E. (eds.) Attributes of trees as crop plants. Abbots Ripton, Institute of Terrestrial Ecology, 110-113.

Leahey, R.R.B.; Coutts, P.M. 1989. The dynamics of rooting in *tryplochiton scleroxylon*: their relation to leaf area, node position, dry weight accumulation, leaf water and carbohydrate composition. *Tree Physiology* (Canada) 5:135-146.

Leahey, R.R.B.; Mesén, J.F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas juveniles. *In* Manual sobre mejoramiento genético forestal con referencial especial a América Central. Ed. by J.P. CORNELIUS, J.F. MESEN; E. Corea. Turrialba, C. R., CATIE. 135-152 p.

_____.; Mesén, F. 1993. Propagación vegetativa de especies forestales: enraizamiento de estacas suculentas. Ed. Por Cornelius, J.P.; Mesen F.; Corea E. *In*: Manual sobre mejoramiento genético con referencia especial a América Central. CATIE, Turrialba, C.R. 10:147-167.

Lecourt, M. 1981. El estaquillado, guía práctica de la multiplicación de plantas. Ed. Mundi-Prensa. ES. 77 p.

Loach, K. 1988. Water relations and adventitious rooting. *In* Adventitious root formation in cuttings. Ed. By T.D. Davis; B.E. Haissig; N.B. Sankhla. Portland, Or. EE.UU., Disocorides Press.102-116 p.

Luna, K. 2003. Utilización de tres dosis de ácido indol butírico en el enraizamiento de clones de cacao (*Theobroma cacao* L.) en Pucallpa. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Ucayali. PE. 51 p.

Mack R. 2005. 14 árboles frutales para nuestras fincas. Con sugerencias para cuido y siembra de semillas. Turrialba, CR. 57 p

Mesen, F.1997. Propagación vegetativa, Capitulo 8. En: Boshier, DH y Lamb, AT. (eds). *Cordia alliodora*, genética y mejoramiento de árboles. Traducido por Francisco Mesen y Helga Blanco. Oxford Forestry Institute, Universidad de Oxford; Tropical Forestry Papers No. 36. 77-86 p.

Mesen, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, CR. 36 p.

Mesen, 2008. Informe de Capacitación Técnica sobre Propagación Vegetativa al Proyecto PROVEFOR. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Fondo para la Innovación Ciencia y tecnología (FINCyT). Ucayali, Pucallpa. 25 p.

Miranda, R. 2000. Propagacao vegetativa do mogno (*Swietenia macrophylla*) por enraizamento de estacas semilenhosas em câmara umida. Rio Branco. Acre, BR. 15 p. (Circular técnico N° 32).

Murrieta L. 2010. Influencia del morfotipo, fitohormona y sustrato en la propagacion de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. (cedro colorado), en Pucallpa, Perú. Tesis Ing. Forestal. PE. UNU. 114 p.

Muñoz F., H.J. Orozco G., G. García M., J. Coria A., V.M. Salgado G., R. Santiago M del R. 2011. Época de colecta y tratamientos para enraizamiento de estacas de cirimo *Tilia mexicana* Schlecht. (Tilaceae). Revista Mexicana de Ciencias Forestales. Vol. 2(3):13-24.

Navarro, S. 2002. Propagación por esquejes de cinco clones de Gevuin (*Gevuina avellana* Mol.). Tesis Ingeniero Agrónomo. CH, Universidad Austral de Chile. Facultad de Agronomía. 96 p.

Palomino, J; Barra, M. 2003. Especies forestales nativas con potencial para reforestación en la provincia de Oxapampa y fichas técnicas de las especies de mayor prioridad. PRONATURALEZA. Oxapampa, PE. 55 p.

Pares, B. 2002. Propagación de olivo (*Olea europea* L.) cultivar Empeltre, mediante estacas y evaluación de carbohidratos labiles. 43 p. Taller de Licenciatura Ingeniero Agrónomo. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de agronomía. Quillota, Chile.

Pacheco, P. 2007. Optimización en la técnica de propagación de *Olea europea* L. en variedades de difícil enraizamiento cv. empeltre, santa catarina y picual. Quillota. CH. PUCV. 72 p.

Perez, F; Dreyfus, M. 1998. Propagación de plantas medicinales. Informe 1993-1997. Universidad Nacional de Ucayali. Pucallpa. PE. 120 p.

Puchaicela T. 2013. "Estudio de la estructura anatómica y propiedades físico-mecánicas de cinco especies maderables en bosques secundarios del cantón Zamora". Tesis Ing. Forestal. Loja. EC. Universidad Nacional de Loja. 161 p.

Rojas, S; Garcia, J; Alarcón M. 2004. Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Ed. Produmedios. CO. 56 p.

Saboya S. 2010. Análisis técnico y económico en la producción de la cascarilla de arroz carbonizada (CAC) como sustrato para la propagación vegetativa de estacas juveniles de caoba (*Swietenia macrophylla* king) en cámara de sub-irrigación, Pucallpa, Perú. Tesis Ing. Forestal. PE. UNU. 123 p.

Saavedra, A. 2007. Efecto de tres dosis de ácido indol butírico en la propagación asexual del cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en Pucallpa. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Ucayali. PE. 114 p.

Salaverry, 2008. Evaluación de diferentes técnicas de propagación vegetativa en "guayabo del país" (*Acca sellowiana* (Berg.) Burret.). Tesis Ing. Agrónomo. UR, URFA, 94 p.

Sepúlveda, S. 2004. Efecto de diferentes dosis de AIB y fecha de recolección sobre la propagación de estacas semileñosas basales y apicales de olivo (*Olea europea* L.) de la variedad empeltre. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales. Universidad Católica de Temuco. CH.

Soudre, M. 2010. Informe técnico final del proyecto Desarrollo Tecnológico Apropriado para la Propagación Vegetativa de Especies Maderables Valiosas en las regiones Loreto y Ucayali (PROVEFOR). Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) y Fondo para la Innovación Ciencia y Tecnología (FINCyT). Convenio N°: 013-FINCyT-PIBAP, 2007. Pucallpa, Ucayali, PE. Coordinación general. 85 p.

Ugarte, U. 2007. Mejoramiento de la competitividad de las cadenas de producción de especies frutales amazónicas. Disponible en: www.fontagro.org/sites/default/files/7052.pdf

Strasburger, 1994. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Edit. LIMUSA S.A. 1º edic. 545 p.

Villachica, H. 1996. Frutales y hortalizas promisorios de la Amazonía. T.C.A. Tratado de Cooperación Amazónica. Lima (Perú) 1996. 367 p.

Williams, R. R., A. M. Taji, and J. A. Bolton. 1984. Suberization and adventitious rooting in Australian plants. Aust. J. Bot. 32:363-366

Zanoni, C. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis Magister Scientiae. CATIE. CR.

ANEXOS

Cuadro 06. Matriz de correlación

Problema	Objetivos	Justificación	Variable	Hipótesis	Metodología
Problema general ¿Cuál será el efecto del ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de <i>Pourouma cecropiifolia</i> (uvilla) utilizando propagadores de nebulización? Problemas específicos ¿Cuál es el efecto de las dosis 0, 1000, 2000 y 4000 ppm de ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de <i>Pourouma cecropiifolia</i>. (Uvilla) en un propagador de nebulización?	Objetivo general: Evaluar el efecto del ácido Indolbutírico en el enraizamiento de estacas de uvilla (<i>Pourouma cecropiifolia</i>), en un propagador de nebulización. Objetivos específicos: Determinar el efecto de las dosis (0, 1000, 2000, 4000 ppm) de ácido Indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estacas semileñosas de uvilla (<i>Pourouma cecropiifolia</i>) en un propagador de nebulización.	Las frutas aportan componentes esenciales en la dieta alimenticia de las poblaciones amazónicas; por ello las producciones de uvilla y las oportunidades de comercialización en la Amazonía se ligan principalmente a las características de calidad de la fruta ya que aporta 5,42; 2,06; 1,87 y 88,84 % en base seca de fibra cruda, proteína total, extracto etéreo y carbohidratos, respectivamente además a las condiciones agroclimáticas favorables que dispone el país para el cultivo y el interés de países como Brasil, Colombia, Venezuela, por incorporar y aumentar el consumo de este frutal. Por estas razones han llevado a considerar a la uvilla como una fruta promisoría (Ugarte, 2007). Es un hecho preocupante que la mayor parte de la población mundial obtenga su alimento de menos de dos docenas de especies vegetales. Los científicos han comprendido que es necesario ampliar esta base alimentaria tan limitada. Las plantas amazónicas poseen un gran potencial como nuevas fuentes de alimentos. Sin embargo, la rápida destrucción del bosque amenaza con extinguir muchas especies antes que se pueda materializar su potencial. Por otro lado debido a la falta de investigaciones en propagación de uvilla (<i>Pourouma cecropiifolia</i>), el presente trabajo busca generar una tecnología de propagación vegetativa de esta especie, bajo las condiciones de nebulización, y garantizar la producción de plantas de alta calidad genética que aseguran una mejor productividad de las plantaciones.	Variable independiente (X): Concentraciones de AIB (0 ,1000 ppm, 2000 ppm, 4000 ppm). Variable dependiente (Y): • Porcentaje de callos • Porcentaje de enraizamiento. • Número de brote/estaca • Porcentaje de sobrevivencia.	Ha: Al menos una dosis del Ácido Indol Butírico promoverá un efectivo enraizamiento en estacas semileñosas de <i>Pourouma cecropiifolia</i> M. en un propagador de nebulización. Ho. Ninguna dosis del Ácido Indol Butírico promoverá un efectivo enraizamiento en estacas semileñosas de <i>Pourouma cecropiifolia</i> M. en un propagador de nebulización	Tipo y nivel de investigación: Tipo básico según Hernández <i>et. al.</i>, (2000). El nivel experimental, corresponde a una investigación de carácter descriptivo. Método de Investigación: Evaluación directa experimental. Población y muestra: Población: 80 unidades experimentales Muestra: 20 unidades experimentales por tratamiento. Tratamiento estadístico: Diseño Completamente al Azar

Cuadro 07. Formatos de evaluación de las variables estudiadas.

[illegible]

ICONOGRAFÍA

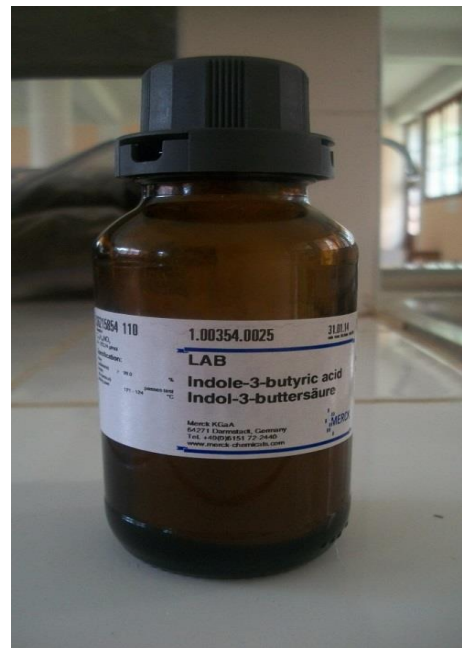


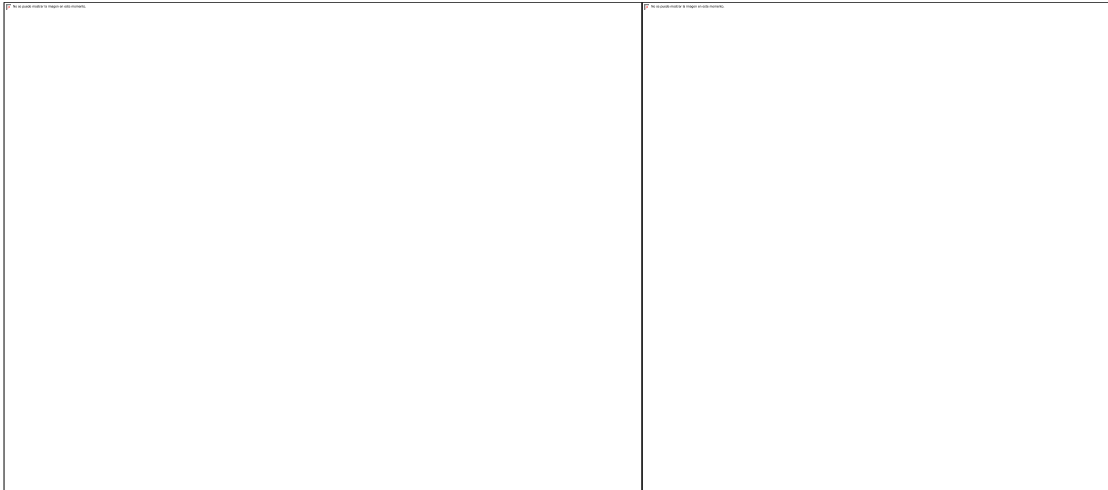
Anexo 01.
Acondicionamiento
del sistema de
nebulización



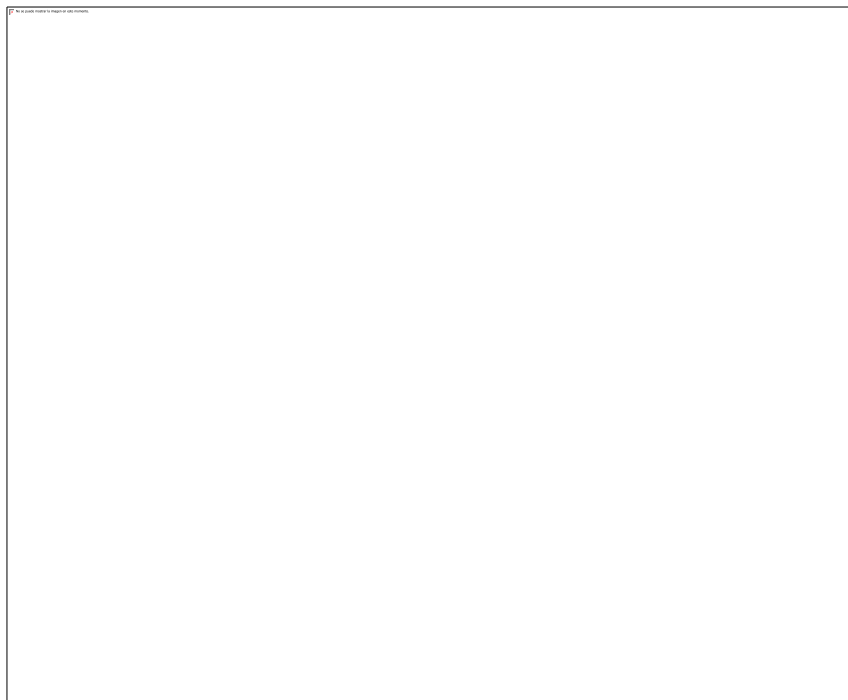
Anexo 02. Construcción del túnel de nebulización

Anexo 03. Ácido Indolbutírico.





Anexo 04. Peso y disolución del Ácido Indolbutírico según concentraciones.



Anexo 05. Extracción de las estacas semileñosas.

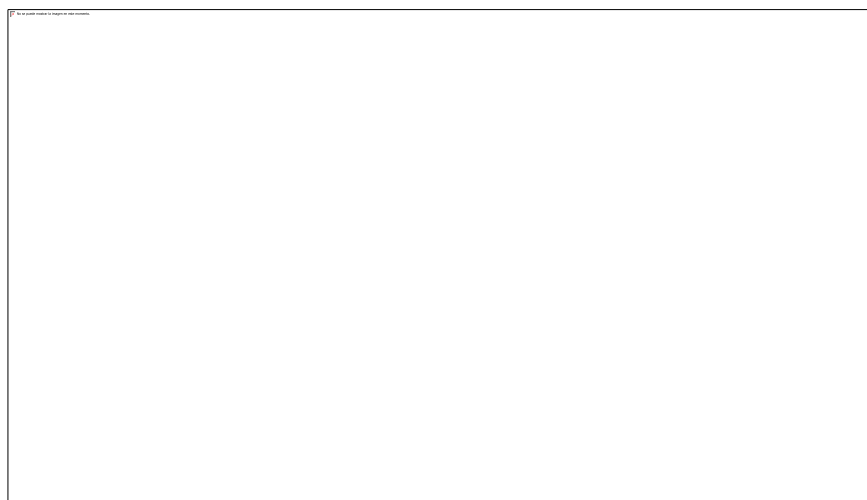
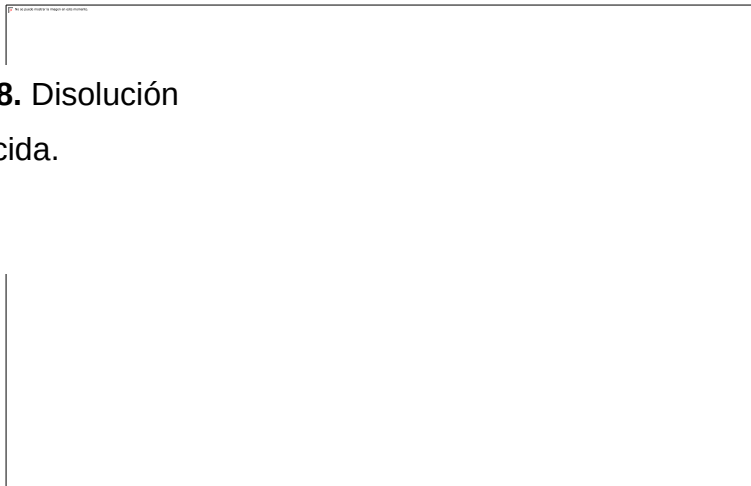


Anexo 06. Selección de estacas.



Anexo 07. Corte de
hojas y tamaño de
estacas.

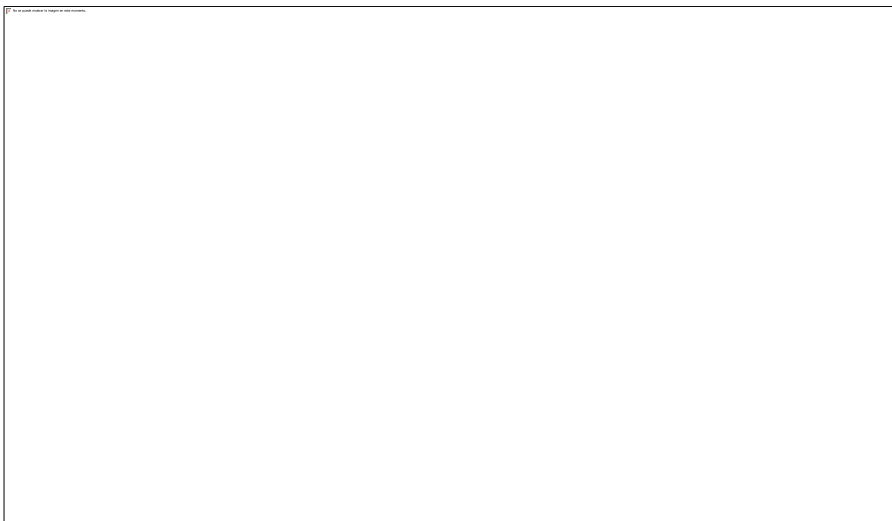
Anexo 08. Disolución
del fungicida.



Anexo 09. Remojo de las estacas por 10 minutos.



Anexo 10. Oreado de las estacas



Anexo 11. Establecimiento de las estacas según tratamiento



Anexo 12. Codificación de las estacas.

--	--

Anexo 13. Evaluaciones de callos, temperatura y humedad.

--

Anexo 14. Riego de fungicida

--

Anexo 15. Muestras de uvilla en cámaras húmedas.



Anexo 16. Siembra e identificación de hongos.



Anexo 17. Observación del corte transversal de las estacas de uvilla