



UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y

AMBIENTALES

CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

**“EVALUACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE ESTACAS AL ENRAIZAMIENTO
CON LA UTILIZACIÓN DE DOS TIPOS DE AUXINAS (ANA E IBA) CON TRES
DOSIS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE MORA DE CASTILLA (*Rubus
glaucus* Benth), TUMBACO-QUITO”**

Proyecto de Tesis presentado como requisito para optar por el título de Ingeniero
Agropecuario

AUTORES: GUERRÓN MALLAMAS ANA

ESPINOSA CHUQUIN EDISON

DIRECTOR: ING.GERMÁN TERÁN

Ibarra – Ecuador

2014

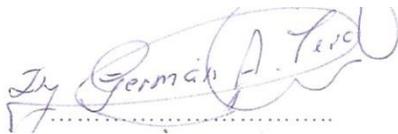
UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

**FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y
AMBIENTALES**

CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

En calidad de director de la tesis de grado “**EVALUACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE ESTACAS AL ENRAIZAMIENTO CON LA UTILIZACIÓN DE DOS TIPOS DE AUXINAS (ANA E IBA) CON TRES DOSIS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE MORA DE CASTILLA (*Rubus glaucus* Benth), TUMBACO-QUITO**” presentada por la señorita Guerrón Mallamas Ana Gabriela y señor Espinosa Chuquin Edison Rodrigo, para optar por el Título de Ingenieros Agropecuarios.

Doy fe de que el mencionado trabajo reúne los requisitos y méritos suficientes para ser sometidos a evaluación por parte del tribunal lector que se designe

A handwritten signature in blue ink that reads "Ing. Germán A. Terán". The signature is written over a horizontal dotted line.

Ing. Germán Terán

CI. 1000786390

Ibarra- Ecuador

2014

UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE
FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y
AMBIENTALES

CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

**“EVALUACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE ESTACAS AL ENRAIZAMIENTO
CON LA UTILIZACIÓN DE DOS TIPOS DE AUXINAS (ANA E IBA) CON TRES
DOSIS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE MORA DE CASTILLA (*Rubus
glaucus Benth*), TUMBACO-QUITO”**

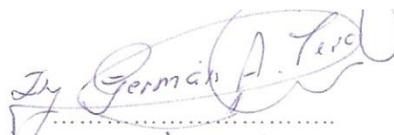
Tesis revisada por el comité Asesor, por el cual se autoriza su presentación como requisito para obtener el título de:

INGENIEROS AGROPECUARIOS

APROBADA:

Ing. German Terán

DIRECTOR



Ing. Fernando Basantes

MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Ing. Galo Varela

MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Ing. Javier Colimba

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Ibarra- Ecuador
2014



UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE
BIBLIOTECA UNIVERSITARIA
AUTORIZACIÓN DE USO Y PUBLICACIÓN
A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

1. IDENTIFICACIÓN DE LA OBRA

La Universidad Técnica del Norte dentro del proyecto repositorio Digital Institucional, determinó la necesidad de disponer de textos completos en formato digital con la finalidad de apoyar los procesos de investigación, docencia y extensión de la Universidad.

Por medio del presente documento dejamos sentada nuestra voluntad de participar en este proyecto, para lo cual pongo a disposición la siguiente información:

DATOS DE CONTACTO 1			
CÉDULA DE IDENTIDAD:	0401806666		
APELLIDOS Y NOMBRES:	GUERRÓN MALLANAS ANA GABRIELA		
DIRECCIÓN	IBARRA - IMBABURA.		
EMAIL:	aguerrone1989@gmail.com		
TELÉFONO FIJO:	-	TELÉFONO MÓVIL:	0991969300
DATOS DE CONTACTO 2			
CÉDULA DE IDENTIDAD:	1003812847		
APELLIDOS Y NOMBRES:	ESPINOSA CHUQUIN EDISON RODRIGO		
DIRECCIÓN	IBARRA- IMBABURA		
EMAIL:	erech89@hotmail.com		
TELÉFONO FIJO:	062680037	TELÉFONO MÓVIL:	0982066279
DATOS DE LA OBRA			
TÍTULO:	“EVALUACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE ESTACAS AL ENRAIZAMIENTO CON LA UTILIZACIÓN DE DOS TIPOS DE AUXINAS (ANA E IBA) CON TRES DOSIS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE MORA DE CASTILLA (<i>Rubus glaucus</i> Benth), TUMBACO-QUITO”		
AUTORES:	GUERRÓN MALLAMAS ANA GABRIELA ESPINOSA CHUQUIN EDISON RAMIRO		
FECHA:			
SOLO PARA TRABAJOS DE GRADO			
PROGRAMA:	X PREGRADO		
TÍTULO POR EL QUE OPTA:	INGENIERÍA AGROPECUARIA		
DIRECTOR:	Ing. Germán Terán		

2. AUTORIZACIÓN DE USO A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD

Yo, **GUERRÓN MALLAMAS ANA GABRIELA** con cédula de ciudadanía Nro. 0401806666, y yo **ESPINOSA CHUQUIN EDISON RODRIGO** con cédula de ciudadanía Nro. 1003812847; en calidad de autores y titulares de los derechos patrimoniales de la obra o trabajo de grado descrito anteriormente, hacemos entrega del ejemplar respectivo en formato digital y autorizamos a la Universidad Técnica del Norte, la publicación de la obra en el Repositorio Digital Institucional y uso del archivo digital en la Biblioteca de la Universidad con fines académicos, para ampliar la disponibilidad del material y como apoyo a la educación, investigación y extensión; en concordancia con Ley de Educación Superior Artículo 144.

3. DECLARACIÓN

Manifestamos que la obra objeto de la presente autorización es original y se la desarrolló, sin violar derechos de autor de terceros, por lo tanto la obra es original y que somos los titulares de los derechos patrimoniales, por lo que asumimos la responsabilidad sobre el contenido de la misma y saldremos en defensa de la Universidad en caso de reclamación por parte de terceros.

Ibarra, 3 de Febrero del 2014.



Ana Guerrón
C.I: 040180666-6



Espinosa Edison
C.I: 100381284-7

ACEPTACIÓN

ING.BETHY CHÁVEZ
JEFE DE BIBLIOTECA



UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE GRADO A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

Yo, GUERRÓN MALLAMAS ANA GABRIELA, con cédula de identidad Nro. 0401806666, y yo, ESPINOSA CHUQUIN EDISON RODRIGO con cédula de identidad Nro. 1003812847, manifestamos nuestra voluntad de ceder a la Universidad Técnica del Norte los derechos patrimoniales consagrados en la Ley de Propiedad Intelectual del Ecuador, artículos 4,5 y 6 en calidad de autores de la obra o trabajo de grado denominado **“EVALUACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE ESTACAS AL ENRAIZAMIENTO CON LA UTILIZACIÓN DE DOS TIPOS DE AUXINAS (ANA E IBA) CON TRES DOSIS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE MORA DE CASTILLA (*Rubus glaucus* Benth), TUMBACO-QUITO”**

Que ha sido desarrollado para optar por el título de Ingenieros Agropecuarios, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente. En nuestra condición de autores nos reservamos los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia suscribimos este documento en el momento que hacemos entrega del trabajo final en formato impreso y digital a la Biblioteca de la Universidad Técnica del Norte.

AUTORA

AUTOR

Guerrón Mallamas Ana Gabriela

C.I. 0401806666

EL

Espinosa Chuquin Edison Rodrigo

C.I. 1003812847

PRESENTACIÓN

La presente investigación “Evaluación de diferentes tipos de estacas al enraizamiento, con la utilización de dos tipos de auxinas (ANA E IBA) con tres dosis, para la producción de plantas de Mora de Castilla (*Rubus glaucus Benth*), Tumbaco-Quito”, forma parte de las investigaciones que se desarrollan en el Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP)- Programa Nacional de Fruticultura; con el fin de encontrar y utilizar métodos alternativos para la producción de plantas de mora de castilla (*Rubus glaucus Benth*) de calidad, en mayor cantidad y menor tiempo.

El presente documento contiene: ideas, resultados, cuadros, gráficos, datos, conclusiones, recomendaciones, incluso análisis o interpretaciones que son de exclusiva responsabilidad de los autores. Los mismos comparten esta información obtenida que puede interesar y servir para investigaciones posteriores.

LOS AUTORES

DEDICATORIA

A Dios por permitirme vivir, guiarme y bendecirme día a día.

A mi hijito, lo más lindo que tengo en la vida y a mi hermana Amandita.

Para mis padres: Miguel Guerrón y Germania Mallamas, que con su ejemplo y esfuerzo me enseñaron la responsabilidad y me apoyaron para culminación de esta etapa universitaria.

Anita

A Dios por darme la oportunidad de alcanzar esta gran meta y guiarme para hacer las cosas de la mejor manera.

Esta tesis es una parte de mi vida, y comienzo de otras etapas por esto y más, le dedico a mi Madre Laura Chuquín y a mi Padre Carlos Espinosa por su amor y apoyo incondicional en todo momento.

Edison

AGRADECIMIENTO

A nuestro Dios que siempre estuvo a nuestro lado en los momentos malos y buenos de nuestra etapa universitaria.

A la culminación de esta etapa más de nuestras vidas, agradecemos con mucho cariño a todos los que colaboraron, ya sea directamente o indirectamente para la realización de esta investigación.

Igualmente expresamos nuestro agradecimiento:

A nuestras familias por estar siempre a nuestro lado.

A La Universidad Técnica del Norte, Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales (FICAYA), especial a la escuela de Ingeniería Agropecuaria.

Al Ing. Germán Terán (Director de Tesis), al Dr. Amado Ayala, al Ing. Raúl Castro (Biometrista), Ing. Franklin Valverde, Ing. Marco Caghueñas y como también a la Ingeniera Guadalupe Méndez.

Al Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), al Programa Nacional de Fruticultura-Granja Experimental Tumbaco; por el financiamiento y apoyo constante durante la realización de esta investigación, a sus técnicos, Dr. Wilson Vásquez, Ing. Pablo Viteri, Ing. William Viera, Ing Paul Mejía, Agr. Eduardo Cárdenas, Sr. Manuel Posso y su equipo de trabajo, a nuestra compañera tesista Viviana Tamba.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

PRESENTACIÓN.....	VII
DEDICATORIA.....	III
LISTA DE TABLAS.....	XI
LISTA DE CUADROS	XIII
LISTA DE GRÁFICOS	XV
LISTA DE ANEXOS	XVII
RESUMEN.....	XIX
SUMMARY	XX
CAPÍTULO I.....	1
1. INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO II	4
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Origen de la mora de castilla.....	4
2.2. Importancia.....	5
2.3. Clasificación botánica	6
2.4. Descripción botánica de mora de castilla <i>Rubus glaucus</i> Benth.....	6
2.5 Propiedades nutricionales.....	8
2.6. Principales enfermedades del cultivo de mora de castilla.....	8
2.6.1. Marchitamiento (<i>Verticillium alboatrum</i>).....	8
2.6.2. Antracnosis (<i>Colletotrichum sp</i>)	8
2.6.3.Mildeo veloso (<i>Peronosporasp</i>).....	8

2.6.4. Moho gris (<i>Botrytis cinérea</i>).....	9
2.6.5. Mildeo polvoso (<i>Oidium sp.</i>).....	9
2.6.6. Mancha foliar (<i>Septoria sp.</i>).....	9
2.6.7. Roya (<i>Mainsia spp.</i>).....	9
2.7. Principales plagas del cultivo de mora de castilla.....	9
2.7.1. Barrenador del tallo o cuello de la raíz (<i>Epialus sp.</i>).....	10
2.7.2. Mosca de la fruta (<i>Anastrepa sp.</i>).....	10
2.7.3. Arañita roja (<i>Tetranychus sp.</i>).....	10
2.7.4.Áfidos y pulgones (<i>Aphis sp</i> y <i>Myzus sp</i>).....	10
2.8. Propagación asexual.....	10
2.9. Propagación por estacas.....	11
2.9.1.1. Formación de raíces adventicias.....	12
2.9.1.2. Formación del callo.....	14
2.10. Factores que influyen en el enraizamiento de las estacas.....	14
2.11. Factores que afectan la regeneración de plantas a partir de estaca.....	15
2.11.1 El factor de juvenilidad de la planta madre.....	15
2.11.2. Tipo de madera seleccionada.....	16
2.12. Condiciones ambientales para el enraizamiento.....	18
2.12.1. Relaciones con el agua.....	18
2.12.2. Humedad relativa.....	18
2.12.3. Temperatura.....	19
2.12.4 .Iluminación.....	19
2.12.5. Neblina.....	20
2.13. Sustrato.....	20
2.13.1.1. Turba.....	21
2.13.1.2. Mantillo.....	21
2.13.1.3. Estiércol.....	21
2.13.1.4. Residuos forestales.....	21
2.13.1.5. Fibra de coco.....	21
2.13.1.6. Materiales sintéticos.....	22
2.13.1.7. Vermiculita.....	22

2.13.1.8. Perlita	22
2.14. Material vegetal.....	22
2.15. Sustancias reguladoras del crecimiento.....	23
2.15.1 Auxinas.....	23
2.15.2. Funciones de las auxinas	24
2.15.3. Rol de las auxinas en el enraizamiento	25
2.15.4. Ácido Naftalenacético (ANA).....	25
2.15.5. Ácido Indolbutírico (IBA).....	26
2.16. Posición del esqueje en el tallo (topófisis).....	26
2.17. Cuidados durante y después del enraizamiento.....	26
2.18. Estudios realizados en propagación asexual de mora de castilla (<i>Rubus glaucus</i> Benth)	28
CAPÍTULO II	30
3. MATERIALES Y MÉTODOS	30
3.1. Ubicación Geográfica de la localidad	30
3.2. MATERIALES.....	30
3.2.1. Materiales de campo.....	30
3.2.1.1. Insumos	31
3.2.2. Materiales de laboratorio.....	31
3.3. MÉTODOS.....	31
3.3.1 Factor en estudio para el tercer ensayo	33
3.3.2 Tratamientos.....	34
3.3.3. Análisis estadístico.....	34
3.3.4. Análisis Funcional.....	34
3.5 Características de la unidad experimental.....	34
3.6. VARIABLES MÉTODOS DE EVALUACIÓN.....	35
3.6.1. Porcentaje de sobrevivencia de las estacas al enraizamiento a los 15, 30 y 60 días.	35
3.6.2. Número de estacas brotadas a los 15, 30, 45 y 60 días después de la siembra.	35
3.6.3. Longitud de brotes de las estaca a los 15, 30, 45 y 60 días después de instalado el ensayo.....	36
3.6.4. Porcentaje de estacas con brotes y raíces a los 60 días.	36
3.6.5. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces a los 60 días.	37

3.6.6. Porcentaje de estacas sin brotes y con raíces a los 60 días.	37
3.6.7. Peso de raíces verdes en gramos de las estacas a los 60 días después de instalado el ensayo.....	37
3.6.8. Peso de raíces secas en gramos de las estacas a los 60 días después de instalado el ensayo.....	38
3.6.9. Porcentaje de las estacas enraizadas a los 60 días.....	38
3.6.10. Análisis económico.	38
3.7. MANEJO ESPECÍFICO DEL EXPERIMENTO	39
3.7.1. Adecuación del lugar de ensayo.....	39
3. 7.2. Preparación de sustrato.....	39
3.7.3. Desinfección del sustrato	39
3.7.4. Llenado de fundas	39
3.7.5. Preparación de la planta madre.	40
3.7.6. Recolección de material vegetal.....	40
3.7.7. Desinfección y tratamiento con auxinas a las estacas	40
3.7.8 Siembra de las estacas	40
3.7.9. Controles Fitosanitarios.....	41
3.7.10. Riego	41
CAPÍTULO IV	42
4.RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	42
4.1. Primer ensayo.....	42
4.1.1. Número de estacas brotadas a los 60 días.	43
4.1.2 Número de raíces a los 60 días.....	43
4.2. Segundo ensayo.....	44
Resultados ensayo dos.....	45
4.2.1. Número de estacas brotadas a los 60 días	45
4.2.2. Porcentaje de estacas con brotes y raíces	45
4.2.3. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces.	46
4.2.4. Porcentaje de estacas sin brotes y con raíces.	47
4.2.5. Porcentaje de estacas enraizadas con la utilización.	47
4.2.6. Longitud de brotes a los 60 días.....	48

4.2.7. Peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días.....	48
4.2.8. Peso de raíces en seco de las estacas a los 60 días.....	49
4.3. Tercer ensayo	50
4.3.1. Número de estacas brotadas a los 15 días.	50
4.3.2. Longitud de brotes por estaca a los 15 días.....	50
4.3.3. Número de estacas brotadas a los 30 días.	51
4.3.4. Longitud de brotes por estaca a los 30 días.....	51
4.3.5 Número de estacas brotadas a los 45 días.	52
4.3.6. Longitud de brotes por estacas a los 45 días.	53
4.3.7. Número de estacas brotadas a los 60 días.	54
4.3.8. Longitud de brotes a los 60 días.....	55
4.3.9. Peso de raíces en verde en g de las estacas a los 60 días.	56
4.3.10. Peso de raíces en seco en g de las estacas a los 60 días.	57
4.3.11. Porcentaje sobrevivencias	57
4.3.12. Porcentaje de estacas con brotes y raíces.	58
4.3.13. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces.	59
4.3.14. Porcentaje de estacas enraizadas.	60
4.3.14. ANÁLISIS ECONÓMICO	61
CAPÍTULO V	63
5.CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	63
5.1.CONCLUSIONES	63
5.2. RECOMENDACIONES	64
VI. ESTUDIO DE IMPACTO AMBIENTAL.....	65
6. INTRODUCCIÓN	65
6.1 OBJETIVOS.....	65
6.1.1 General	65
6.2 CARACTERIZACIÓN AMBIENTAL.....	66
6.2.1. Ubicación	66
6.2.2. Clima.....	66
6.2.3 Fauna	66
6.2.4 Flora	66

6.3 Descripción del proyecto.....	67
6.3.1. ÁREA DE INFLUENCIA.....	67
6.3.1.1. Área de Influencia Directa (AID).....	67
6.3.1.2. Área de Influencia Indirecta (AII).....	68
6.4 MARCO LEGAL	68
6.5 Identificación de impactos.	71
6.6. Evaluación del impacto	72
6.6.1 Jerarquización de impactos	73
6.6 PLAN DE MANEJO AMBIENTAL	73
6.7 Medidas de Mitigación.....	74
REFERENCIA BIBLIOGRÁFICAS	75

LISTA DE TABLAS

Tabla N° 1. Esquema de tratamientos ensayo uno, en la evaluación de diferentes tipos de estacas de mora de castilla al enraizamiento con la utilización de dos tipos de auxinas (Tumbaco ,2013)	32
Tabla N° 2. Esquema de tratamientos ensayo dos, en la evaluación de diferentes tipos de estacas de mora de castilla, al enraizamiento con la utilización de dos tipos de auxinas (Tumbaco ,2013)	33
Tabla N° 3. El esquema del análisis de varianza	34
Tabla N° 4. Análisis de varianza para número de estacas brotadas a los 15 días.....	50
Tabla N° 5. Análisis de varianza para longitud de brotes por estaca a los 15 días.	50
Tabla N° 6. Análisis de varianza para número de estacas brotadas a los 30 días.....	51
Tabla N° 7. Análisis de varianza para longitud de brotes por estaca a los 30días	51
Tabla N° 8 Análisis de varianza para número de estacas brotadas a los 45 días.....	52
Tabla N° 9 Prueba de tukey al 5% para tratamientos en el número de estacas brotadas a los 45 días.	52
Tabla N° 10. Análisis de varianza para longitud de brotes por estacas a los 45 días.	53
Tabla N° 11. Esquema del análisis de varianza para número de estacas, brotadas a los 60 días. .	54
Tabla N° 12. Prueba de tukey al 5% para tratamientos.	54
Tabla N° 13. Análisis de varianza para longitud de brotes a los 60 días.....	55

Tabla N° 14. Analisis de varianza para peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días.....56

Tabla N°15. Análisis de varianza para peso de raíces en seco en g de las estacas a los 60 días....57

LISTA DE CUADROS

Cuadro N° 1. Matriz de identificación de impactos	71
Cuadro N° 2. Matriz de evaluación de impactos ambientales.	72
Cuadro N° 3. Jerarquización de impactos	73
Cuadro N° 4. Fechas del manejo específico del experimento ensayo uno.....	83
Cuadro N° 5. Fechas control fitosanitario del experimento ensayo uno.....	83
Cuadro N° 6 Fechas del manejo específico del experimento ensayo dos y tres	84
Cuadro N° 7. Fechas control fitosanitario del experimento ensayo dos y tres.	85
Cuadro N° 8. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 60 días.....	86
Cuadro N° 9. Datos para la variable, número de raíces a los 60 días.	86
Cuadro N° 10. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 60 días.....	87
Cuadro N ° 11. Datos para las variables, porcentaje de estacas con brotes y raíces, porcentaje de estacas con brotes y sin raíces, porcentaje de estacas sin brotes y con raíces, porcentaje de estacas enraizadas.	87
Cuadro N° 12. Datos para la variable, longitud de brotes a los 60 días.....	88
Cuadro N° 13. Datos para la variable, peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días.	88
Cuadro N° 14. Datos para la variable, peso de raíces en seco a los 60 días.	89
Cuadro N° 15. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 15 días.....	89

Cuadro N°16. Datos para la variable, longitud de brotes por estacas a los 15 días.	89
Cuadro N° 17. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 30 días.....	89
Cuadro N° 18. Datos para la variable, longitud de brotes por estacas los 30 días.	90
Cuadro N° 19 Datos para la variable, numero de estacas brotadas a los 45 días.....	90
Cuadro N° 20. Datos para la variable, longitud de brotes por estacas a los 45 días	90
Cuadro N° 21. Datos para la variable, numero de estacas brotadas a los 60 días.....	90
Cuadro N° 22. Datos para la variable, longitud de brotes a los 60 días.....	91
Cuadro N° 23. Datos para la variable, peso de raíces en verde en g de las estacas a los 60 días. 91	
Cuadro N° 24. Datos para la variable, peso de raíces en seco en g de las estacas a los 60 días	91
Cuadro N°25. Datos para la variable, porcentaje de sobrevivencia de las estacas al enraizamiento, en la evaluación de estacas de mora de castilla al enraizamiento con la utilización de iba. Tumbaco 2013	91
Cuadro N° 26. Datos para la variable, porcentaje de estacas con brotes y raíces.	92
Cuadro N° 27. Datos para la variable, porcentaje de estacas con brotes y sin raíces.	92
Cuadro N° 28. Datos para la variable, porcentaje de estacas enraizadas	92

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico N° 1. Número de estacas brotadas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).....	43
Gráfico N° 2. Número de raíces a los 60 días de las estacas de mora de castilla, al enraizamiento con la utilización de dos tipos de auxina, (Tumbaco ,2013).....	43
Gráfico N° 3. número de estacas brotadas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).....	45
Gráfico N° 4. Porcentaje de estacas con brotes y raíces, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).....	45
Gráfico N° 5. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces a los 60 días con la utilización de dos tipos de auxinas ,(Tumbaco, 2013).....	46
Gráfico N° 6. Porcentaje de estacas sin brotes y con raíces a los 60 días, en la evaluación de diferentes tipos de estacas al enraizamiento, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013)	47
Gráfico n° 7. Porcentaje de estacas enraizadas con la utilización de dos tipos de auxina, (Tumbaco, 2013).....	47
Gráfico N° 8. Longitud de brotes a los 60 días de las estacas al enraizamiento, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).....	48
Gráfico N° 9. Peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).....	48
Gráfico N° 10. Peso de raíces en seco de las estacas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).....	49

Gráfico N° 11. Promedios de las estacas brotadas a los 45 días, con la utilización de IBA,(
Tumbaco, 2013).53

Gráfico N° 12 . Promedios de estacas brotadas a los 60 días, con la utilización de IBA,(Tumbaco,
2013).55

Gráfico N° 13. Promedios de peso de raíces en verde de las estacas, con la utilización de
IBA,(Tumbaco ,2013).56

LISTA DE ANEXOS

Anexo N° 1. Ubicación geográfica	81
Anexo N° 2. Análisis de suelo.	82
Anexo N° 3. Fechas del manejo específico del experimento.....	83
Anexo N° 4. Datos originales recopilados durante la investigación del primer ensayo.	86
Anexo N° 5. Datos originales recopilados durante la investigación del segundo ensayo.	86
Anexo N° 6. Datos originales recopilados durante la investigación tercer ensayo.....	89
Anexo N° 7. Fotografías.	93

LISTA DE FOTOGRAFÍAS

Fotografía N° 1. Adecuación del lugar del ensayo.	93
Fotografía N° 2. Recolección del material vegetal de la poda.	93
Fotografía N°3. Desinfección del material vegetal.	94
Fotografía N° 4. Hidratación del material vegetal.	94
Fotografía N° 5. Inmersión de las estacas en iba.	95
Fotografía N° 6. Siembra de estacas.	95
Fotografía N° 7. Riego.	96
Fotografía N° 8. Estaca con brote y raíz.	96
Fotografía N° 9. Estacas con brotes y sin raíces.	97
Fotografía N° 10. Estacas enraizadas.	97
Fotografía N° 11. Estacas enraizadas.	97
Fotografía N° 12. Peso de raíces en verde.	98
Fotografía N° 13. Colocación de raíces en cajas petri.	98
Fotografía N° 14. Colocación de raíces en la estufa de memmert.	99
Fotografía N° 15. Peso de raíces en seco en la balanza analítica.	99

“EVALUACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE ESTACAS AL ENRAIZAMIENTO CON LA UTILIZACIÓN DE DOS TIPOS DE AUXINAS (ANA E IBA) CON TRES DOSIS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE MORA DE CASTILLA (*Rubus glaucus* Benth), TUMBACOQUITO”.

Autores: Guerrón Ana
Espinosa Edison
Director: Ing. Germán Terán
Año: 2013

RESUMEN

Las plantas de mora de castilla, producidas mediante las metodologías de propagación asexual, producen plantas con un alto porcentaje de mortalidad al trasplante, debido a la baja calidad fitosanitaria y a un sistema radicular débil; existe desconocimiento de los fruticultores sobre la propagación vegetativa por estacas y el uso de fitohormonas para enraizamiento; por esta razón se ejecutó esta investigación, donde se evaluaron diferentes tipos de estacas al enraizamiento, con la utilización de dos tipos de auxinas: ANA e IBA, con tres dosis para la producción de plantas de mora de castilla. Para el enraizamiento de las estacas se utilizó fundas de polietileno, la mezcla de sustrato fue pomina, tierra negra, compost; se construyó un mini invernadero sobre las camas de germinación; se utilizó un DBCA con cuatro tratamientos y cuatro repeticiones, se consideró las variables: porcentaje de sobrevivencia de las estacas al enraizamiento a los 15, 30, 45, 60 días; porcentaje de estacas con brotes y raíces a los 60 días; porcentaje de estacas con brotes y sin raíces a los 60 días; porcentaje de estacas sin brotes y con raíces a los 60 días; porcentaje de las estacas enraizadas a los 60 días; número de estacas brotadas; longitud de brotes a los 15, 30, 45, 60 días; peso de raíces verdes de las estacas a los 60 días; peso de raíces secas de las estacas a los 60 días. El primer ensayo realizado abordó la determinación del tipo de estaca y la dosis de hormona para el enraizamiento de los esquejes (estaca basal, estaca intermedia del tallo), utilizando IBA y ANA a dosis de 2000, 3000, 4000 ppm. El segundo ensayo estudió el enraizamiento a dosis de 1000, 1500, 2000 ppm de IBA y ANA (el tipo de estaca basal e intermedia en mora de castilla con espinas); se compararon los efectos en el enraizamiento de los tipos de estacas basal e intermedia, los resultados que se obtuvieron en el primer ensayo, indicaron que las estacas basales enraizaron mejor que las estacas intermedias del tallo, cuando se utilizó una dosis de IBA, de 2000 ppm, en comparación con 3000 y 4000 ppm. En los resultados del segundo ensayo las estacas basales respondieron mejor al enraizamiento con ANA, con dosis de 1000, 1500, 2000 ppm. Se ejecutó un tercer ensayo con las siguientes características; dosis de ácido indolbutírico (IBA) 1000, 1500, 2000 ppm, en estacas basales más un testigo. Se detectó significancia a 5% en la variable de número de estacas brotadas a los 45 y 60 días, en donde el mejor tratamiento fue T3 con 1500ppm de IBA. Para las variables de porcentaje de estacas con brotes y raíces y porcentaje de estacas enraizadas, los mejores tratamientos fueron el T3 con dosis de 1500 y T4, con 2000ppm de IBA con un 50%.

“EVALUATION OF DIFFERENT TYPES OF STAKES TO THE ROOTING WITH THE USE OF TWO TYPES OF AUXINS (ANA E IBA) WITH THREE DOSAGE FOR THE PRODUCTION OF PLANTS FROM CASTILLA BLACKBERRY (*Rubus glaucus* Benth), TUMBACO – QUITO”.

AUTHORS: Guerrón Ana; Espinosa Edison
THESIS DIRECTOR: Ing. Germán Terán
DATE: 2013

SUMMARY

Castilla blackberry plants, produced by asexual propagation methodologies produce plants with a high percentage of mortality to the transplant, because the phytosanitary low-grade and a weak root system; there is lack of information of the fruit growers on vegetative cuttings for propagation and use of phytohormones for rooting for this reason executed this research, where different types of stakes to rooting, with the use of two types of auxins were evaluated: ANA and IBA, with three dosage for the production of plants from castilla blackberry. Polyethylene bags was used for de rooting of cutting, substrate mixture was pomina, compost topsoil; It built a mini greenhouse on germination furrows; a DBCA with four treatments and four replications was used, it was considered the variables: percentage of survival of the stakes to the rooting to 15, 30, 45, 60 days; percentage of stakes with shoots and roots to 60 days; percentage of cuttings without roots and shoots at the 60 days; percentage of stakes without sprouts and roots to 60 days; percentage of cuttings rooted within 60 days; number of emerged stakes; length of shoots to 15, 30, 45, 60 days; weight of green roots of stakes to 60 days; weight of dry roots of stakes to 60 days. The first trial showed of the type of stake and the dosage of hormone for the rooting of cuttings (stake basal, intermediate stake of stem), using ANA and IBA to dosage of 2000, 3000, 4000 ppm. The second trial studied the rooting to doses of 1000, 1500, 2000 ppm of ANA and IBA (the type of basal and intermedia stake in castilla blackberry with thorns); It compared the effects on the rooting of the types of basal and intermedia, stakes the results that were obtained in the first trial, showed that basal cuttings rooted better than intermedia stem stakes, when using a dosage of IBA, 2000 ppm, compared with 3000 and 4000 ppm. On the results of the second trial basal cuttings responded better to the rooting with ANA, with dosage of 1000, 1500, 2000 ppm in stakes from castilla blackberry with thorns. It executed a third trial with the following characteristics; dosage of indolebutyric acid (IBA) 1000, 1500, 2000 ppm, in more basal cuttings a witness. Significance was detected at 5% in variable number of stakes emerged at 45 and 60 days, where the best treatment was T3 with 1500 ppm of IBA. The variables percentage of stakes with shoots and roots and percentage of rooted cuttings, the best treatments were for T3 T4, with dosage of 1500 2000 ppm of IBA with 50%

CAPÍTULO I

1. INTRODUCCIÓN

En el Ecuador existen aproximadamente 5247 Ha de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth), y en su mayor parte se encuentra en manos de pequeños y medianos productores, con promedios que van desde 200 hasta 2000 plantas en producción; las zonas productoras están en el callejón interandino entre los 2200 – 3200 m.s.n.m., en las provincias de: Tungurahua, Cotopaxi, Bolívar, Chimborazo, Pichincha, Imbabura y Carchi (DICYT, 2008).

Tungurahua, es la principal zona productora con un 70% de superficie plantada (3673 Ha), y un rendimiento por hectárea de 5,45 t (INIAP, 2010).

Se estima que la productividad óptima de la mora de Castilla, debe ser superior a 5 kg por planta por ciclo Martínez (2007); pero los productores obtienen bajos rendimientos (3 kg por planta, por ciclo), debido a diversos problemas tales como: mal manejo agronómico e inadecuado control de plagas y enfermedades en las plantaciones (DICYT, 2008).

La mora es una fruta de alto consumo de la población ecuatoriana; por lo que la demanda se puede ir incrementando.

Las metodologías actuales de propagación asexual (acodos, meristemas, tejidos, etc.), que son utilizadas en la producción de plántulas de mora de castilla, presentan bajas tasas de multiplicación y enraizamiento; y mucho tiempo para obtener las plantas listas para el campo.

Las plantas producidas mediante las metodologías de propagación asexual, presentan un alto porcentaje de mortalidad al trasplante, debido a la baja calidad fitosanitaria y un sistema radicular débil; en lotes de cultivos ya establecidos existe una heterogeneidad entre plantas, sin embargo, para uso en la propagación asexual hay que hacer una selección de plantas madres. (Vásquez, 2008).

Existe desconocimiento por parte de los fruticultores sobre la propagación vegetativa por estaca y el uso de fitohormonas para enraizamiento. La obtención de plántulas se ve afectada por la larga duración del periodo de enraizamiento; por lo que es necesario determinar la metodología más eficiente y el tipo de auxina más adecuado para obtener plántulas de calidad.

La forma recomendada para propagar plantas de mora es de manera asexual (estacas, acodos, cultivo de tejidos, etc.), porque garantiza la calidad genética de los clones a partir de una planta madre seleccionada (Salazar & Erazo, 1983).

La propagación sexual es poco utilizada, por el largo periodo que la semilla requiere para la germinación y por un mayor periodo hasta la producción (Vásquez, 2008). Además existe variabilidad genética; también la mora es una planta parcialmente auto estéril y requiere de la polinización entomófila, para producir más y mejores frutos. Con la reproducción asexual se obtienen plantas idénticas a la madre. La reproducción sexual se la utiliza con fines de investigación para realizar cruzamientos y evaluar las progenies (Garridos, 2009).

La propagación asexual por medio de estacas en mora de castilla, requiere un estudio técnico, para conocer y mejorar los índices de: multiplicación y acelerar el tiempo de brotación y enraizamiento, para el trasplante al sitio definitivo; preservando así la calidad genética (sanitaria, fisiológica, física) de la planta madre originaria.

La mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth) requiere desarrollar una tecnología de propagación asexual efectiva y eficiente; ya que existe un elevado número de productores, interesados en ampliar el área de producción de mora; los cuales se verían beneficiados con el estudio y resultados del uso eficiente de las auxinas para la propagación del material vegetal

con el tipo adecuado de estacas; ya que viveristas podrían contar con alternativas de producción, para compensar las demandas y contribuir a la formación de nuevos huertos y generación de mayores ingresos económicos para los productores.

En esta investigación se planteó como objetivo general: Evaluar diferentes tipos de estacas (estaca basal, estaca intermedia del tallo), para producir plantas de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth) con la utilización dos tipos de auxinas para el enraizamiento.

Como objetivos específicos se establecieron los siguientes:

- Evaluar la respuesta al enraizamiento de la aplicación de auxinas ANA e IBA, en estacas de parte basal e intermedia de las ramas.
- Determinar la dosis óptima de auxina aplicada en el proceso de propagación vegetativa.
- Efectuar un análisis económico de presupuesto parcial para los tratamientos en estudio con el fin de determinar el más rentable.

Hipótesis

Ho= No existe diferencia en el efecto de las dos tipos de hormonas, para producir enraizamiento en estacas de mora de castilla de la parte basal e intermedia de las ramas.

Ha= Existe diferencia en el efecto de las dos tipos de hormonas, para producir enraizamiento en estacas de mora de castilla de la parte basal e intermedia de las ramas.

CAPÍTULO II

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Origen de la mora de castilla.

La mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth) pertenece a la familia Rosaceae, fue descubierta por Hartw y descrita por Benth en 1840. Es originaria de las zonas altas tropicales de América principalmente en: Colombia, Ecuador, Panamá, Guatemala, Honduras, México y Salvador; el género *Rubus* abarca una gran cantidad de especies en el reino vegetal, las más conocidas son *idaeus* (frambuesa), *occidentalis* (frambuesa negra silvestre) y *folius* (zarzamora), las cuales se cultivan en zonas templadas (Franco & Giraldo, 2009) .

Los frutales menores, económicamente más importantes de mora en el mundo incluyen: Fresa (*Fragaria ananassa* Duch., Rosáceae), Arándano azul (*Vaccinium corymbosum*L., *V. angustifolium* Ait.,*V. ashei.*, Ericaceae), Arándano rojo (*V. macrocarpon* Ait., Ericaceae), Frambuesa (*Rubusidaeus* L., Rosáceae) y Mora (*Rubus*sp., Rosáceae). Los principales países productores de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth) son: Francia, España, Suiza, Canadá, Guatemala, Argentina y Australia; el área plantada en el mundo pasó de 8622 Ha a 12376 Ha con un incremento de 44%, la producción para el año 2005 fue de 15603 toneladas y los mayores incrementos se presentaron en: México, Estados Unidos, China y Costa Rica (Perez, 2011).

Existen más de 20 especies reportadas en nuestro país y otras todavía no clasificadas; estimándose que la mayoría de plantas no identificadas se encuentran en los andes ecuatorianos y colombianos (Alencastro, 2011).

En el Ecuador la variedad con mayor importancia comercial y mayor aceptación por parte de los agricultores y consumidores, es la mora de castilla, con el 98% de superficie sembrada (Martínez, 2007).

2.2. Importancia.

Según De la Torre (2004): indica que, la mora ha estado aislada a los últimos lugares dentro de la horticultura ecuatoriana; sin embargo, en los últimos años está logrando importancia por su exquisitez al: consumirla fresca, en la preparación de jugos y helados, y procesada en la elaboración de jaleas, mermeladas y pastelería; el mismo autor cita que la mora es una fruta muy apetecida en el mercado nacional como internacional, rica en minerales y vitaminas, teniendo un gran futuro como producto de exportación.

Con lo referido Promosta (2005) afirma que, la mora es una fruta perteneciente al grupo de las drupas; es muy perecedera, rica en vitamina C y con un alto contenido de agua; el cultivo presenta un periodo de 10 o más años de producción, la misma que aumenta a medida que crece y avanza en edad el cultivo

Por otro lado Montalvo (2010) dice que, una hectárea con 3 mil plantas de mora produce, entre 70 y 100 canastas por semana, de entre 8 y 10 kilos. Los precios de canasta varían entre 6 y 18 dólares, dependiendo de la época. Se la comercializa fresca y en pulpa. Estos son productos promisorios debido al rápido crecimiento en la demanda de jugos naturales y pulpa de fruta, para hacer jugos especialmente en los mercados internos, pero también un potencial en exportación, lo cual lo hace producto rentable.

La producción nacional de mora registra una expansión constante, lo que hace suponer que sus perspectivas son promisorias y que puede convertirse en una excelente alternativa para diversificar las exportaciones; en Ecuador, las dos variedades más importantes de mora son: la de Castilla y la de brazo; aunque la primera es la más cultivada (Herrera& Santilla, 2010).

2.3. Clasificación botánica

La clasificación botánica de la mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth) según Montalvo(2010) es la siguiente:

Reino:	Plantae
División:	Antofita
Clase:	Magnoliophyta
Subclase:	Magnoliopsida
Orden:	Rosales
Familia:	Rosaceae
Género:	Rubus
Especie:	Glaucus
Nombre Científico:	<i>Rubus glaucus</i> Benth
Nombre vulgar:	Mora de castilla

2.4. Descripción botánica de mora de castilla *Rubus glaucus* Benth.

La mora de castilla es una planta de naturaleza trepadora, semirrecta; presenta tallos largos, erguidos y ramificados, cubiertos de espinas; el color varía de grisáceo a café- rojizo (Pérez, 2011).

Por su naturaleza, la mora es una planta: guiadora, erguida y trepadora; que crece apoyada a: matorrales, cercas naturales o tutores artificiales (Jácome, 2010).

2.4.1. Raíz: no definida, es irregular, muy ramificada; siendo muy difícil distinguir la raíz principal; que en conjunto forman un sistema bastante retorcido pero abundante, que alcanza de 50 a 60 cm de profundidad y se forma a partir del cuello cicatrizal en las estacas y de los acodos (Pérez, 2011).

2.4.2 Hojas: son alternas, provistas de estípulas, que se sueldan en la base del peciolo; pero como también esta característica puede variar a: hojas trifoliadas e imparipinadas; y sus hojuelas son: ovaladas, lanceoladas, acuminadas, dentadas, de color claro en la parte superior (haz) y blancuzcas en la parte inferior (envés) (Pérez, 2011).

2.4.3. Flores: son hermafroditas, ubicadas en racimos, de unos 30cm de largo que se distribuyen a lo largo de la rama o al final de la misma; El tamaño es de unos 2cm de diámetro; con 5 sépalos persistentes; el cáliz tiene 5 pétalos, son ovados, de color blanco o rosados; los estambres son numerosos, separados, y se disponen en series sobre las bases del receptáculo; los estilos son filiformes, simples; cada pistilo tiene un ovario que da origen a un pequeño fruto carnoso llamado drupa (Angelfire, 2002).

2.4.4. Fruto: conjunto de pequeñas drupas que le dan la forma cónica ovalada, con punta redondeada; de tamaño entre 3 y 4 cm de largo y diámetro de 3 a 4 cm; de color rojo púrpura o morado brillante, atractivo; de sabor agri-dulce cuando la madurez es incompleta; mientras que es dulce; de color negro morado-oscuro brillante cuando está completamente maduro, los frutos se forman en racimos grandes al final de cada tallo y rama secundaria (Pérez, 2011).

2.4.5. Semillas: son pequeñas y muy poco visibles; generalmente no son muy utilizadas en propagación, ya que requiere demasiado tiempo para llegar a ser una planta productiva y rentable (Angelfire, 2002)

2.5 Propiedades nutricionales

La mora de castilla es una fuente importante de: vitaminas, minerales y antioxidante (carotenoides, vitaminas, fenoles, flavonoides, glutatión y metabolitos endógenos); desde hace poco más de una década se ha reconocido que, algunos alimentos tienen la capacidad no sólo de aportar nutrientes, sino también de mejorar algunos aspectos medicinales; estos se han llamado Alimentos Funcionales (Pérez, 2011).

2.6. Principales enfermedades del cultivo de mora de castilla

Para León (2007) las principales enfermedades del cultivo de mora de castilla son las siguientes.

2.6.1. Marchitamiento (*Verticillium alboatrum*): se presenta con un amarillamiento y marchitamiento de las hojas localizadas en los brotes jóvenes; necrosis del sistema vascular; el patógeno sobrevive en el suelo por varios años; para su control se recomienda: erradicar plantas afectadas, tratar el suelo con formol y utilizar material de propagación proveniente de plantas sanas.

2.6.2. Antracnosis (*Colletotrichum sp*): los signos de esta enfermedad son manchas oscuras en los tallos y ramas, con posteriores agrietamientos y canchales, muerte de ramas y tallos afectados; presencia de puntos de color negro (acérvulos) y en algunos casos masas de las esporas del hongo de color rosado; el patógeno sobrevive sobre las ramas y tallos que se podan durante las labores de cultivo; para su control se recomienda: podar y destruir las ramas y tallos afectados, mantener buena aireación dentro del cultivo, realizar aplicaciones periódicas con fungicidas cúpricos: Maneb, Mancozeb o Captan, 3-5g/l, Carbendazin o Benomil 0,6g o ,6cm³/l; se sugiere aplicar los productos en forma alternada.

2.6.3. Mildew veloso (*Peronosporasp*): los signos de la enfermedad son: coloración violeta oscuro sobre peciolo, ramas y tallos, presencia de ampollas blanquecinas que contiene las esporas del hongo, agrietamiento y muerte de ramas afectadas; el patógeno sobrevive sobre material de propagación provenientes de plantas enfermas; para su control: podar y destruir los

tejidos afectados, mantener buena aireación, aplicar periódicamente fungicidas a base de cobre, Mancozeb 3-4 g/l y Clorothalonil 2,5cm³/l.

2.6.4. Moho gris (*Botrytis cinérea*): los signos de la enfermedad se presenta en: frutos inmaduros momificados y necrosados, frutos en proceso de maduración; presentan un aspecto húmedo; posteriormente se cubre con masas de esporas de color gris; puede continuar su ataque bajo condiciones de almacenamiento; el patógeno sobrevive sobre frutos caídos y en residuos de cosecha; para su control se recomienda: eliminar y destruir los frutos afectados, aplicar periódicamente fungicidas de acción protectora como: captan, productos a base de cobre, 3-4g/l o Benomil en dosis de 0,6g o 0,6cm³/l.

2.6.5. Mildeo polvoso (*Oidium sp*): los signos de esta enfermedad son: mosaicos y deformaciones de las hojas localizadas en ramas jóvenes por el envés de la hoja y en tallos presencia de polvillo de color blancuzco; el patógeno se hospeda sobre residuos de cosecha. Para su control aplicar productos a base de azufre; no aplicar con excesiva radiación solar; en ataques severos aplicar, Bitertanol 1.5cm³/l, por 2 aplicaciones, con 20 días de intervalo.

2.6.6. Mancha foliar (*Septoria sp*): los signos de esta enfermedad son: manchas irregulares en las hojas, hojas caídas rodeadas de un brote rojizo, desprendimiento de tejidos, amarillamiento y caída de hojas severamente afectadas; el patógeno sobrevive en residuos de cosecha, para el control aplicar: Metil-tiofanato 0.5- 1 g /l o Captan 2.5g /l.

2.6.7. Roya (*Mainsia spp*): los principales signos son: manchas rosadas en el haz de las hojas, pústulas de color amarillo sobre el envés, agrietamiento en los tallos y formación abundante de esporas; para su control podar y destruir tejidos severamente afectados.

2.7. Principales plagas del cultivo de mora de castilla

Según Ospina (2001) las principales plagas del cultivo de mora de castilla son:

2.7.1. Barrenador del tallo o cuello de la raíz (*Epialus sp*): El daño lo produce la larva, que perfora la raíz y el tallo el control recomendado incluye eliminar malezas, quemar las partes infestadas y el uso de insecticidas sistémicos como el Carbofuran.

2.7.2. Mosca de la fruta (*Anastrepa sp*): son también insectos cuyas larvas perforan y consumen los frutos. Su control se hace recolectando los frutos caídos y aplicando insecticidas malathión (2cm³/l), Diclorvos (2,5cm³/l), Fention (1cm³/l).

2.7.3. Arañita roja (*Tetranychus sp*): el mayor daño que causa son las ninfas y adultos (chupadores); se presenta principalmente en condiciones secas se localiza en el envés de la hoja. Controlar por los sectores afectados cuando encuentre 6-8 ácaros/hoja ó 20% del área afectada, controlar con: productos Azufrados o Tetradifon (6cm³/l).

2.7.4. Áfidos y pulgones (*Aphis sp* y *Myzus sp*): son insectos chupadores de hojas tiernas el mayor daño que causa son las ninfas y adultos (chupadores); se debe controlar las poblaciones altas en las áreas localizadas o que no esté parasitada, un 20% o más del área foliar afectada; Aplicar: Ametoato (1cm³/l) o Dimetoato (1cm³/l).

2.8. Propagación asexual

La propagación vegetativa o clonación, se define como la reproducción de una planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces, tallos, ramas, hojas); en teoría, cualquier parte de una planta puede dar origen a otra de iguales características, según sean las condiciones de crecimiento (luz, temperatura, nutrientes, sanidad); esto se debe a que muchas de las células de los tejidos vegetales ya maduros, conservan la potencialidad de multiplicarse, de diferenciarse y dar origen a diversas estructuras como tallos y raíces (Corpoica, 2004).

Según De la Torre (2004) la propagación de la mora de castilla puede ser: sexual, mediante el empleo de semillas o asexual, por medio de acodos, estacas; aunque se recomienda para plantaciones comerciales el segundo método; esto se debe a: la baja cantidad de semillas fértiles en cada fruta, largo periodo de la germinación y un lento desarrollo de las plántulas

que logran germinar; los métodos asexuales que se utilizan para la propagación de esta fruta son por acodo y por estacas.

2.9. Propagación por estacas

La propagación por estacas o esquejes es el método más usado en ciertos frutales; consiste en cortar trozos de brotes, ramas o raíces que se colocan en un suelo propicio donde enraizarán y la parte aérea tiene brotes (Lesur, 2007).

Según Lorento (2007) el estaquillado es una técnica de multiplicación vegetativa, basada en la utilización de partes de la planta, como: los brotes, las ramas, las hojas o las raíces; una vez separadas estas partes de la planta madre y colocadas en condiciones determinadas, son capaces de desarrollar raíces y originar una nueva planta completa.

La propagación por estacas consiste en: cortar trozos de 35 cm de tallos vigorosos y de buenas características, el diámetro de los tallos debe ser de 1cm y cada estaca debe tener tres a cuatro yemas; con el fin de tener un buen enraizamiento es necesario aplicar fitohormonas, en la parte inferior de las estacas y parafina en la parte superior, para reducir la deshidratación y el ingreso de patógenos; la siembra de las estacas tratadas se realiza directamente en fundas, con tierra preparada o en platabandas; este sistema es más costoso, pero proporciona mayor cantidad de material.

La propagación por estacas presenta algunas características como un rápido brotamiento de las yemas, formándose ramitas, sin que exista aún el sistema radicular, por lo que este crecimiento se detiene pronto; con el fin de obviar este crecimiento, los cortes del tallo deben hacerse cerca de las yemas (parte superior) y después de la siembra (Promosta, 2005).

Para la propagación por estacas se emplean ramas de mora, que procedan de plantas madres y que cumplan las siguientes características:

- Que sean estacas de consistencia leñosa o semileñosas.

- Que las estacas provengan de ramas que hayan fructificado.
- Que tengan como mínimo, un centímetro de diámetro.
- Que la estaca tenga al menos tres yemas en buen estado.

Se aprovecha el material que proviene de las podas; es importante seleccionar el material de plantas vigorosas, de muy buenas producciones (Castaño, 2011).

Además Angelfire (2002) señala que para la producción de plantas de mora por estaca, se deben escoger plantas sanas, vigorosas y de buena producción; las estacas se cortan en ramas leñosas o semileñosas, de la parte central de la rama, de unos 20 a 30 cm de longitud y con 3 a 4 yemas por estaca. Las estacas se siembran en bolsas de polietileno llenas de tierra y se recomienda colocar, un enraizador en el extremo de la estaca que se coloca en la tierra; también pueden ser colocadas en forma inclinada directamente en la tierra, en lugares adecuados (hoyos superficiales con tierra suelta y pasto seco para cubrirlas); una vez enraizadas se siembran en el lugar definitivo.

En las especies que se pueden propagar por esquejes, éste método tiene numerosas ventajas; de unas cuantas plantas madres es posible, iniciar nuevas plantas en un espacio limitado; es económico, rápido, simple y no requiere las técnicas especiales de injerto; la planta madre por lo general se reproduce exactamente sin cambio genético (Hartman & Kester, 1991).

2.9.1. Diferentes procesos anatómicos y fisiológicos involucrados en la obtención de enraizamiento a partir de las estacas.

2.9.1.1. Formación de raíces adventicias

De acuerdo a Salvarrey (2008) las raíces adventicias son de dos tipos: las raíces preformadas y las raíces de lesiones; las primeras se desarrollan naturalmente en los tallos o ramas, cuando todavía están adheridas a la planta madre, pero que no emergen sino hasta

después de que se corta la porción del tallo; las raíces de lesiones se desarrollan, sólo después de que se ha hecho la estaca; es una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma.

El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos: primero; al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma; esta placa protege las superficies cortadas de la desecación; segundo; después de unos cuantos días, las células que están detrás de esa placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo); finalmente en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empieza a iniciar raíces adventicias.

Según Hartman & Kester (1991) manifiestan los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces, pueden dividirse en cuatro etapas:

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

En plantas leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, en las estacas de tallo normalmente se originan de células de parénquima vivientes, primordialmente en el xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como los radios vasculares como: el cámbium, el floema, las lenticelas o la médula; por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca de y justamente fuera del núcleo central del tejido vascular al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos usuales de la raíz, así como las conexiones vasculares completas, con el tallo de que se originan; las raíces adventicias usualmente se originan dentro del tallo

(endógenamente) y cerca del cilindro vascular, justo fuera del cambium; el tiempo que tarda la diferenciación de las células iniciales de la raíz, después de la colocación de las estacas en las camas de propagación, varía mucho; las células iniciales de las raíces, preformadas o latentes generalmente permanecen en letargo, hasta que se hacen estacas de los tallos y se colocan en condiciones ambientales favorables, para el desarrollo posterior y la emergencia de los primordios, como raíces adventicias (Hartman & Kester, 1991).

2.9.1.2. Formación del callo

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal; el callo es una masa irregular de células meristemáticas en varios estados de lignificación; el callo prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cambium vascular, aunque también pueden contribuir células de la corteza y de la médula (Hartman & Kester, 1991).

Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo a la creencia de que la formación de callo es esencial para el enraizamiento; en la mayoría de las plantas, la formación del callo y de las raíces son procesos independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartman & Kester, 1991).

2.10. Factores que influyen en el enraizamiento de las estacas

El desarrollo normal de una planta depende de la interacción de factores externos como: luz, nutrientes, agua y temperatura, entre otros; como así mismo, de factores internos como las hormonas vegetales o fitohormonas (Martinez, 2007).

El éxito de enraizamiento de estacas depende de: gran cantidad de factores relacionados con la minimización del déficit hídrico, la optimización de la fotosíntesis durante el proceso de propagación, utilización de sustratos adecuados y reguladores de crecimiento que favorezcan la iniciación y desarrollo de las raíces (Ruíz & Mesen , 2010).

2.11. Factores que afectan la regeneración de plantas a partir de estaca

Existen varios factores internos como: el contenido de auxina, cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos; que pueden influir en la iniciación de raíces de las estacas.

Para seleccionar el material vegetal es conveniente tomar las porciones basales de las ramas en las mañanas, cuando el material vegetal está turgente; así tendrán el equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos, favorable para el buen enraizamiento; sin embargo, para que pueda efectuarse la iniciación de formación de raíces, el nitrógeno es necesario para la síntesis de ácidos nucleicos y de las proteínas (Hartman & Kester, 1991).

2.11.1 El factor de juvenilidad de la planta madre

En plantas difíciles de enraizar, la edad de la planta madre puede ser un factor dominante en la formación de las raíces; las estacas de tallo o de raíz tomadas en la fase de desarrollo juvenil del crecimiento, forman con frecuencia nuevas raíces, con mayor facilidad que aquellas tomadas de plantas que están en la fase adulta de su desarrollo, ya sean procedentes de semilla o propagadas vegetativamente (Hartman & Kester, 1991).

La variabilidad en crecimiento y desarrollo en las fases juvenil y adulta, representan otro factor de variación asociados a la propagación vegetativa, y es necesario que los propagadores reconozcan esos factores para poder controlarlos; el desarrollo ontogénico de la plántula durante su ciclo biológico se efectúa en diferentes fases designadas como juveniles y adultas y separadas por una fase de transición.

Según Hartman & Kester (1991) las fases pueden manifestarse en tres formas básicas

- El potencial para cambiar del crecimiento vegetativo a la madurez reproductiva, está controlada en las puntas de las ramas (meristemas) que en la fase juvenil no tienen la

capacidad para iniciar flores, aun cuando se les proporcionen condiciones adecuadas para inducir la floración.

- Pueden ocurrir variaciones en caracteres morfológicos y fisiológicos específicos; incluyendo forma de la hoja, vigor y presencia de espinas que están asociadas con diferentes fases.
- En las diferentes fases de las plantas, ocurren diferencias en la capacidad de sus partes para regenerar ramas o raíces, siendo la regeneración más probable en la fase juvenil que en la madura.

Estos fenómenos de cambios de fase tienen en la propagación dos aspectos significativos: uno de ellos es que en una plántula pueden mostrarse simultáneamente la fase juvenil, de transición y adulta Hartman & Kester (1991), el segundo aspecto del cambio de fase, es que la reproducción vegetativa de un meristemo, reproduce las características fisiológicas y morfológicas de la fase específica, que tenía en la planta de donde se originó (Hartman & Kester, 1991).

Es de importancia recordar que la condición juvenil se encuentra sólo en: tejidos tales como los que se originan de plántulas jóvenes, de aquellos de la porción juvenil inferior de árboles adultos maduros, de los que se originan de yemas adventicias (no latentes), de aquellos tallos que se han hecho revertir a su estado juvenil con tratamientos de giberelina o por injerto en madera juvenil (Hartman & Kester, 1991).

2.11.2. Tipo de madera seleccionada

Hartman & Kester (1991) expresan que, hay muchas posibilidades de escoger el tipo de material vegetal a usar, se abarca desde las ramas terminales muy suculentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad.

2.11.2.1. Diferencia entre diversas partes de la rama

En algunas plantas leñosas, las estacas de madera dura se hacen cortando ramas bastantes largas y se obtiene de cuatro a ocho estacas; en cada estaca existe marcada diferencia en

composición química. Esta diferencia hace que las estacas de la porción basal tenga el mayor enraizamiento en estacas preparadas de ramas de tres cultivares de zarzamora de mata alta (*Vaccinium corymbosum*), enraizaron con más éxito si procedían de la porción basal de la rama, en vez de las partes terminales (Hartman & Kester, 1991).

2.11.2.2. Madera floral o vegetativa

En la mayoría de las plantas se pueden hacer estacas de ramas que estén en condición vegetativa o en floración, en especies de enraizamiento fácil estos factores no son limitantes, pero en especies de enraizamiento difícil este puede ser un factor importante (Hartman & Kester, 1991).

En una especie de zarzamora (*Vaccinium atrococcum*), las estacas de madera dura, tomadas de madera de ramas con yemas florales, no enraizaron tan bien, como las que tenían solo yemas foliares; cuando se utilizó madera vegetativa enraizó un 39% de las mismas, pero cuando las estacas tenían una o más yemas florales, ninguna enraizó; la remoción de las yemas florales antes de poner a enraizar las estacas no aumentó el porcentaje de enraíce, indicando con ello que no es la presencia actual de yemas florales lo que inhibe el enraizamiento, sino más bien, alguna condición fisiológica o anatómica previa asociada con la presencia de yemas florales (Rourke, 1940).

2.11.2.3. Presencia de virus

La presencia de virus reduce no sólo el porcentaje de enraizamiento, sino también el número de raíces que se forman en los esquejes; los malos resultados que con frecuencia se obtienen en el enraizamiento de esquejes, puede deberse al uso de material infectado por virus y puede explicar los resultados variables que a menudo se obtienen en diferentes ensayos para la misma especie. (Hartman & Kester, 1991).

2.11.2.4. Contenido en hidratos de carbono

Según Haissing (1982) (citado por Martínez, 2007) los carbohidratos son la fuente primaria de energía en las plantas funcionando, como compuestos de reserva y como sustratos en la síntesis de compuestos orgánicos.

Adicionalmente, juegan un papel importante en la formación de las raíces, con anterioridad a la aparición y crecimiento de los brotes en los esquejes.

Se ha observado que tanto los azúcares solubles como los carbohidratos de reserva, están altamente implicados en el proceso de formación de raíces, generando en dicho proceso una reducción de sus niveles en el esqueje; por ello, parece evidente que los carbohidratos juegan un papel como fuente del proceso de enraizamiento, llegando a ser limitantes cuando no se encuentran en las concentraciones adecuadas o cuando se procede a enraizar esquejes sin hoja o defoliados (Martínez, 2007).

2.12. Condiciones ambientales para el enraizamiento

Las condiciones ambientales son de gran importancia para aquellos cultivares de difícil enraizamiento y la atención que se preste a ello, hace la diferencia entre el éxito y el fracaso de obtener un enraizamiento satisfactorio (Hartman & Kester, 1991).

2.12.1. Relaciones con el agua

Para lograr un buen enraizamiento de las estacas con hojas, es esencial que éstas mantengan su turgencia y que tengan un potencial de agua elevado (Hartman & Kester, 1991).

2.12.2. Humedad relativa

El ambiente donde se desarrollan las ramillas debe poseer una humedad saturada de un 99 o 100%, para evitar la evapotranspiración y a la vez mantener la turgencia de las células de los tejidos foliares; condiciones que se logran mediante el uso de sistemas de riego de nebulización, dependiendo de las condiciones climáticas de la zona (Hernández, 2003).

También Mesen (1983) considera suficiente el uso de una cobertura de plástico ajustada para el mantenimiento de la humedad en el interior del propagador, hace que ésta produzca que el aire se sature en horas de la noche, resultando en la condensación del agua de las hojas y el humedecimiento de las mismas.

2.12.3. Temperatura

La temperatura está relacionada tanto con el desarrollo vegetal de la planta, como con la floración y el fructificación del cultivo; asimismo ejerce un efecto sobre la actividad de las raíces y de los brotes, de manera que las bajas temperaturas disminuyen su actividad y las altas limitan la capacidad de absorción (Pedroza & Montes, 2008).

Para el enraizamiento de estacas de la mayoría de las especies, son satisfactorias las temperaturas diurnas de unos 21 a 27°C, y las temperaturas nocturnas de 15°C; aunque ciertas especies enraízan mejor a temperaturas más bajas; temperaturas elevadas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas, con anticipación al desarrollo de raíces y aumenta la pérdida de agua por las hojas (Hartman & Kester, 1991).

2.12.4 .Iluminación

En todas las fases de crecimiento y desarrollo de las planta, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis, en el enraizamiento de estacas; los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces.

Los efectos de la luz en el enraizamiento pueden deberse a: la intensidad (radiansa), fotoperiodo (longitud del día) y la cantidad de la luz, esos efectos pueden ser ejercidos ya sean en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas, durante el proceso de enraizamiento (Hartman & Kester, 1991).

2.12.5. Neblina

En la propagación por medio de estacas, uno de los principales problemas es evitar que estas se marchiten antes que formen las raíces; esto se logra manteniendo el aire circundante a las estacas, a una humedad relativa elevada (Hartman & Kester, 1991).

Además Escobar (2011) afirma que, la nebulización es una técnica derivada de la humidificación, que opera mediante controles automáticos, especialmente graduables que determinan: por una parte el intervalo entre una aspersion y la siguiente, y por otra parte la duración de la aspersion; esta se efectúa por medio del paso de agua a presión por boquillas atomizadoras de diversos tipos, siendo mejores las de menor caudal, siempre que la mesa quede bien y uniformemente cubierta por la niebla.

Esta nebulización ha de ser intermitente, para no mojar demasiado el sustrato y no bajar mucho la temperatura de las estacas, ni las del medio; lo que resultara perjudicial, y así evitar la pérdida por lavado de hojas de nutrientes orgánicos e inorgánicos necesarios para la iniciación radical (Hartman & Kester, 1991)

2.13. Sustrato

Es todo material sólido distinto del suelo cuyo origen puede ser: natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico; que colocado en un contenedor en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radical, desempeñando, por lo tanto, un papel de soporte para la planta; así se define como sustrato a aquellos materiales que puros o en mezcla, son empleados para reemplazar al suelo en el cultivo de plantas en: contenedores, macetas, bandejas, multiceldas, sacos; son el medio de soporte de las plantas y suministran a las raíces, el agua y los nutrientes requeridos para el crecimiento vegetal (Gallardo, 2001).

Según Hartman & Kester (1991) el sustrato o medio de enraizar tiene tres funciones:

- Mantener a las estacas en su lugar durante el periodo de enraizamiento.

- Proporcionar humedad a las estacas.
- Permitir la penetración del aire a la base de la estaca.

Para alcanzar sus funciones el sustrato utilizado debe ser: de peso liviano, de buena porosidad, bien drenado; pero con buena capacidad de retención de humedad, ligeramente ácido y con buena capacidad de intercambio de cationes, capaz de mantener un volumen constante tanto cuando esta húmedo o seco y; estar libre de organismos patógenos (Hartman & Kester, 1991).

2.13.1. Sustratos más utilizados

Para Infoagro (2011) los sustratos más utilizados son:

2.13.1.1. Turba. Se forma por la descomposición de restos vegetales procedentes de zonas pantanosas; existen muchos tipos de turbas, dependiendo de los vegetales que han intervenido en su formación.

2.13.1.2. Mantillo. Procede de la descomposición de restos vegetales, a veces se mezcla con tierras negras; tienen el inconveniente de aportar semillas de malas hierbas y otros elementos perjudiciales.

2.13.1.3. Estiércol. Procedente de restos de defecaciones animales mezclado con paja; tiene los mismos inconvenientes que el mantillo.

2.13.1.4. Residuos forestales. La corteza de ciertos árboles, entre ellas la más utilizada es la corteza de pino mezclada con turba; otros residuos son el serrín y la acícula de pino.

2.13.1.5. Fibra de coco. Mejora la retención de agua, aumenta la disponibilidad de nutrientes, aumenta la porosidad; en estado puro es buen sustrato para estaquillado.

2.13.1.6. Materiales sintéticos. Podemos citar algunos como: la perlita, vermiculita, ciertas espumas, polietileno; entre otros.

2.13.1.7. Vermiculita. Es un mineral micáceo que se expande mucho al calentarlo, químicamente es un silicato hidratado de magnesio hierro-aluminio; una vez expandida la vermiculita es muy liviana, pesando de 90 a 150 Kg/m³, de reacción neutral, con buenas propiedades de amortiguamiento químico e insoluble en agua, además puede absorber grandes cantidades de agua.

2.13.1.8. Perlita. Es un mineral silicáceo de color blanco grisáceo, de origen volcánico y se extrae de escurrimientos de lava; la perlita es un producto estéril que absorbe de 3 a 4 veces su peso en agua, tiene un pH de 6.0 a 8.0, pero sin capacidad de amortiguamiento químico; a diferencia de la vermiculita, no tiene capacidad de intercambio catiónico y no contiene nutrientes minerales; se utiliza para aumentar la aireación de las mezclas.

2.14. Material vegetal

Para Hartman & Kester (1991) al seleccionar el material para propagación debe usarse solo en aquellas plantas madres que estén libres de enfermedades e insectos; algunos viveros mantienen lotes de plantas madres, que se conservan meticulosamente “limpias”; es mejor tomar el material para estacas de la parte superior de las plantas madres, en lugar de hacerlo cerca del suelo, en donde es posible que el material este cubierto con organismos patógenos del terreno.

A medida que se reúne el material para estacas, se debe colocar en bolsas de plásticas nuevas o en bolsas usadas, que hayan sido lavadas y enjuagadas en una solución de cloro (Hartman & Kester, 1991).

De acuerdo a Andújar & Moya (2009) para que una planta sea seleccionada como planta madre, debe reunir las siguientes condiciones: tener un buen desarrollo, poseer una forma columnar o recta, debe ser una planta altamente productiva, ser tolerante a enfermedades,

producir al menos 5kg por planta por ciclo, estar sana y no tener plantas enfermas a su alrededor.

2.15. Sustancias reguladoras del crecimiento

Según Lira (2007) los reguladores de las plantas son compuestos orgánicos diferentes de los nutrientes, que en pequeñas cantidades: fomentan, inhiben o modifican de alguna forma, cualquier proceso fisiológico vegetal.

Para la iniciación de raíces adventicias, algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente, tienen una acción hormonal más favorable que otras; estas relaciones han sido objeto de gran estudio.

Para distinguir entre hormonas vegetales y sustancias reguladoras del crecimiento de las plantas, puede decirse que todas las hormonas regulan el crecimiento; pero no todas las sustancias reguladoras del crecimiento son hormonas (Hartman & Kester, 1991).

Weaver (2011) citado por Anchaly (2011) manifiestan que los reguladores de crecimiento, como las auxinas, citoquininas, gibberelinas, ácido abscísico y etileno, influyen en la formación de raíces; de ellos, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces en los esquejes.

2.15.1 Auxinas

La auxina es un término genérico que se aplica al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes (Anchaly, 2011).

La formación de las auxinas se asocia con los tejidos en intensa división, especialmente en: meristemas apicales de tallos y raíces, hojas jóvenes y frutos en desarrollo; también en hojas maduras y ápices de raíces, aunque en menor proporción, sin embargo, además fueron encontradas en otras partes de las plantas, a donde son movilizadas desde su sitio de síntesis por transporte polarizado (Raisman & Gonzalés, 2007).

Las auxinas son esenciales en el proceso de enraizamiento, posiblemente por que estimulan la síntesis de etileno, el cual a su vez favorece la emisión de raíces; los niveles de ácido indolacético (AIA) en la planta son variables, conforme a la velocidad de las reacciones de: síntesis, destrucción e inactivación, que a su vez, es afectada por algunos factores: la edad fisiológica del órgano y de la planta (Fachinello & Nachtigal, 1994).

El aumento en la capacidad de enraizamiento de estaquillas tratadas con auxina, se atribuye a los efectos positivos de estas sobre la división celular, unido al reconocido efecto de estas, de promover el transporte de carbohidratos y cofactores foliares, hacia las regiones tratadas con auxinas; otro efecto de las auxinas sobre la formación de raíces, radica en su capacidad de estimular la síntesis de ADN, lo cual resulta en una mayor división celular (Ruíz & Mesen , 2010).

2.15.2. Funciones de las auxinas

Las auxinas tienen como función: el alargamiento y división celular, el crecimiento de secciones de hojas, tallos y frutos, la formación de raíces adventicias, la dominancia apical, la acción herbicida y la estimulación de la producción de etileno.

Estas hormonas se sintetizan en: las yemas, las hojas jóvenes, los frutos y en el embrión; la concentración endógena en la planta varía entre 0,001 y 0,1 mg·kg⁻¹.

Auxinas sintéticas existentes:

Según la Unesco (2007) las auxinas sintéticas existentes son:

Ácido indolbutírico (IBA), Ácido naftalenacético (ANA), 2, 4 diclorofenoxiacético (2,4-D).

2.15.3. Rol de las auxinas en el enraizamiento

Para la iniciación de las raíces adventicias, algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente, tienen una acción hormonal más favorable que otras; dentro del grupo de reguladores del crecimiento, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces adventicias en estacas (Hartman & Kester, 1991) .

Se ha confirmado muchas veces que la auxina natural o aplicada artificialmente, es un requerimiento para la iniciación de raíces adventicias en presencia de auxina, ya sea exógena o endógena (Hartman & Kester, 1991).

Posteriormente se demostró que el IBA y ANA aunque no sean de ocurrencia natural, eran aún más efectivos para la formación de raíces adventicias en estacas, que el ácido indolacético de ocurrencia natural.

2.15.4. Ácido Naftalenacético (ANA)

Para Noboa (2011) indica que el ANA es un fitorregulador hormonal con actividad auxínica horizontal, que ejerce su acción en forma análoga a otros compuestos homólogos, como el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido indolacético (AIA), pero con mayor versatilidad y eficiencia que éstos; ya que estimula el metabolismo de la planta en diversos eventos fisiológicos, además del enraizamiento, brindando mayor energía y vigor y presentando menores tasas de degradación.

El ANA actúa estimulando la actividad fisiológica de la planta, que actúa sobre los puntos de crecimiento activo en diferentes procesos; es un activador enzimático que afecta la división celular, promoviendo la emisión radical en plantas por trasplantar o en plantas ya sembradas (Noboa, 2011).

Es un poderoso estimulante hormonal, diseñado para inducir la formación de un sistema radicular más fuerte en una amplia gama de especies vegetales. es empleado para la

propagación asexual por medio de estacas, para el enraizamiento de acodos y esquejes y para estimular la formación de macollos (Noboa, 2011).

2.15.5. Ácido Indolbutírico (IBA)

El IBA es probablemente la mejor fitohormona vegetal para uso general, debido a que no es tóxico para las plantas, en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento en un gran número de especies de plantas.

Es un compuesto hormonal muy común, utilizado para el enraizamiento de esquejes, que ha demostrado su efecto promotor sobre la rizogénesis de esquejes de numerosas especies (Conesa, 2006).

2.16. Posición del esqueje en el tallo (topófisis)

Está bien demostrada en numerosas plantas, la distinta capacidad de enraizamiento que tienen los esquejes tomados de diferentes partes del tallo; aunque lo contrario también ha ocurrido; Hartman & Kester (1991) observaron que la posición del nudo en el tallo era determinante en la rizogénesis, debido a los distintos grados de juvenilidad existente a lo largo del mismo; en este sentido Bauner & Williams(2000) observaron que los esquejes juveniles de *Persoonia virgata*, enraizaron significativamente mejor que los maduros, jugando las auxinas un papel decisivo en su enraizamiento.

La topófisis está bien relacionada con los niveles de auxinas, pudiendo ser determinante en la propagación por esquejes de una determinada especie; esquejes más juveniles tienen mayores concentraciones de auxinas (Martínez, 2007).

2.17. Cuidados durante y después del enraizamiento

La división y el enraizamiento solo ocurren con células turgentes; por lo tanto, el principal cuidado a tener en cuenta durante el enraizamiento, es el mantenimiento de una adecuada cantidad de agua en el sustrato y en la parte aérea de la estaca, especialmente cuando se trabaja

con nebulización, la aplicación de agua para mantener las hojas húmedas, implica una saturación del sustrato, por eso el drenaje del agua también debe merecer atención, pues el exceso hídrico perjudica el enraizamiento (Fachinello & Nachtigal, 1994).

Las características del sustrato son importantes, el sustrato debe mantener a las estacas en su lugar durante el período de enraizamiento, proporcionar humedad a las estacas y permitir la penetración del aire a la base de la estaca (Hartman & Kester, 1991).

También debe prestarse atención al manejo fitosanitario durante el enraizamiento y luego del mismo, con la utilización de tratamientos periódicos de fungicidas (cada 1 o 2 semanas, con Folped o Benomil), de modo que se reducirá el ataque de patógenos, como hongos saprofitos sobre las estacas; especialmente si se considera que un ambiente de elevada humedad favorece la proliferación de estos hongos.

El monitoreo de enfermedades es muy importante en este sentido, para disminuir el potencial de inóculo, se deben eliminar las hojas caídas y las estacas muertas (Fachinello & Nachtigal, 1994).

Debe tener: buena iluminación (nunca el sol directo), una temperatura alta y constante, tanto ambiental como en el suelo (15 – 25° C diurnas y nocturnas de 15°C), igualmente un índice de humedad elevado (99 0 100%), no se deben seleccionar estacas con madera de mucho crecimiento, ni con entrenudos muy largos, ni ramas pequeñas o débiles y tampoco de los tallos que han producido flores (Martínez, 2007).

La longitud del esqueje varía entre 10-15 cm y un diámetro de 0,5 a 5 cm, cortando la parte inferior justo por debajo de una yema y la superior un poco por debajo de otra, dejando en medio por lo menos dos yemas (Martínez, 2007).

2.18. Estudios realizados en propagación asexual de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth)

Se conocen ensayos y estudios de *Rubus glaucus* Benth; pero no guardan una relación directa con el objetivo de este trabajo.

Estudios de evaluación en enraizamiento de esquejes y raíces de cultivares de mulberry, recolectados en: época de invierno, almacenadas en frío y tratadas con IBA; se ve que todas las estacas fueron tratadas con diferentes concentraciones de ácido indolbutírico (IBA): 1000, 2000, 3000 y 4000mg l⁻¹ por 10s; empleando técnicas para aumentar la emisión de raíces en estacas y raíces; uno de ellos es el tratamiento de pilotes en soluciones de ácido indolbutírico (IBA) (Buscagro, 2011); esta auxina sintética pretende aumentar: el porcentaje de esquejes con raíces, anticipar el inicio de la raíz, aumentar el número y calidad de las raíces formadas y estandarizar el enraizamiento Han (2009), obteniendo que las estacas de raíz tienen mejores resultados con el almacenamiento en frío por 30 días, al enraizamiento con 20.8 % y 36% de brotación de esquejes.

La aplicación de IBA para lograr un buen enraizamiento en estaquillado de *Plukenetia volubilis*, (maní del inca), realizaron la evaluación de 4 dosis de ácido indolbutírico (0,00; 0,10; 0,15 y 0,20%) y 3 tipos de estaquilla (basal, intermedia y apical), al término de 30 días las estaquillas intermedias y basales mostraron mayor enraizamiento (78, 70 y 77,78%), número de raíces (19,21 y 15,75) y longitud de raíz mayor (4,07 y 4,24 cm); al aplicar dosis de AIB a 0,15 y 0,20% se obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento (92,59 y 87,65%), número de raíces (25,94 y 20,05) y longitud de raíz mayor (4,25 y 4,57 cm) (Ruiz & Mesen, 2010).

En un estudio de propagación in vitro de mora de castilla, establecieron que el mejor tratamiento con 100% de plantas enraizadas y 6,98 raíces por planta, fue 1mg/l de IBA, con respecto a 1mg/l de AIA, 0.2mg/l de ANA (Muñoz & Reyes, 2006).

Para la propagación de plantas de mora de castilla se realiza por la vía asexual, acodo y estacas, pero este medio presenta dificultades en la etapa de enraizamiento y brotes de las primeras hojas y ramas; ya que esta agota sus reservas y pierde vigor para continuar su desarrollo (Montoya, Hincapie, & Uribe, 1997) .

Estudios de enraizamiento en diferentes especies de *Rubus*, bajo la aplicación de ácido indolbutírico (IBA) en diferentes concentraciones, donde se encontró que en concentraciones de IBA entre 1 y 3 mg/l indujo un porcentaje de enraizamiento del 100 %; una respuesta similar a la anterior se obtuvo en el estudio con mora de castilla, cuando a las vitro plantas de mora de castilla se cultivaron en un medio nutritivo, con 1.0 mg/l de IBA, lográndose obtener exitosamente plantas con mayor número de raíces y con un 100 % de plantas enraizadas (Castro & Gaviria, 1995).

CAPÍTULO II

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación Geográfica de la localidad

El ensayo se realizó en la parroquia Tumbaco (Pichincha), en la Granja Experimental Tumbaco, perteneciente al Programa Nacional de Fruticultura, del Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP). (AnexoN°1).

Precipitación anual promedio: 800mm.

Temperatura promedio anual: 17,2 ° C

Humedad relativa: 75%

Suelos: Textura Franco – arenoso.

Topografía: Plana.

Altitud: 2.345m.s.n.m.

Fuente: Mejía (2011)

3.2. MATERIALES

3.2.1. Materiales de campo

Invernadero

Tijeras de podar

Bomba de aspersión

Fundas de polietileno

Bomba de riego (sistema nebulización)

3.2.1.1. Insumos

Sustrato: Tierra negra, pomina, compost (relación 2:2:1)

Fungicida fusarium Tachigaren (hymexazol), Botritis Sialex (Procymidone)

.

Fertilizantes edáficos (N,P,K,Ca,Mg,S) y micro elemento

3.2.2. Materiales de laboratorio

Vasos de precipitación de 500 cm³

Vasos de precipitación de 100 cm³

Cajas petri

Papel aluminio

Balanza analítica

Estufa memmert

3.3. MÉTODOS

El objetivo de la presente investigación fue evaluar diferentes estructuras vegetativas de mora de castilla (*Rubus glaucus Benth*) para la producción de plantas utilizando diferentes tipos de hormonas para el enraizamiento. Se realizaron tres experimentos, cada uno realizado en diferentes tiempos El material vegetal para los tres ensayos se recolectaron en la granja experimental Tumbaco, perteneciente al INIAP. El manejo previo y después del ensayo fue similar en los tres ensayos como se describe en el manejo experimental del ensayo literal 3.6.

En el primer experimento, el material vegetal que se utilizó fue mora de castilla sin espinas, se realizó la tabulación de datos utilizando estadística descriptiva (resumen de datos originales numéricamente y gráficamente con la media), con 12 tratamientos y 3 repeticiones, en donde:

el Factor A corresponde al tipo de Auxinas (ANA, IBA); el factor B a las dosis: baja 2000, media 3000 y alta 4000 ppm), el factor C al tipo de material vegetal (estaca basal ,estaca intermedia del tallo) (tabla N°1); las variables que se llegaron a observar fueron el porcentaje de sobrevivencia a los 30 y 60 días; número de estacas brotadas a los 30 y 60 días y número de raíces.

Tabla N° 1. Esquema de tratamientos ensayo uno, en la evaluación de diferentes tipos de estacas de mora de castilla al enraizamiento con la utilización de dos tipos de auxinas (Tumbaco ,2013)

Tratamientos		Dosis	Descripción de tratamientos
T1	A1B1C1	2000ppm	IBA.2000ppm.estaca basal
T2	A1B1C2	2000ppm	IBA.2000ppm.estaca intermedia
T3	A1B2C1	3000ppm	IBA.3000ppm.estaca basal
T4	A1B2C2	3000ppm	IBA.3000ppm.estaca intermedia
T5	A1B3C1	4000ppm	IBA.4000ppm.estaca basal
T6	A1B3C2	4000ppm	IBA.4000ppm.estaca intermedia
T7	A2B1C1	2000ppm	ANA.2000ppm.estaca basal
T8	A2B1C2	2000ppm	ANA.2000ppm.estaca intermedia
T9	A2B2C1	3000ppm	ANA.3000ppm.estaca basal
T10	A2B2C2	3000ppm	ANA.3000ppm.estaca intermedia
T11	A2B3C1	4000ppm	ANA.4000ppm.estaca basal
T12	A2B3C2	4000ppm	ANA.4000ppm.estaca intermedia

Fuente: los autores

En el segundo experimento el material vegetal que se utilizó fue mora de castilla con espinas, se realizó estadística descriptiva (resumen de datos originales numéricamente y gráficamente con la media.tabla N° 2) con 12 tratamientos, correspondientes a las Auxinas (ANA, IBA), a las dosis: baja 1000, media 1500 y alta 2000 ppm.

Se disminuyó las concentraciones partiendo de los mejores resultados del ensayo uno; en ambos ensayos se midieron todos los parámetros del desarrollo radical y aéreo, relacionado con la capacidad de enraizamiento.

Tabla N° 2. Esquema de tratamientos ensayo dos, en la evaluación de diferentes tipos de estacas de mora de castilla, al enraizamiento con la utilización de dos tipos de auxinas (Tumbaco ,2013)

Tratamientos		Dosis	Descripción de tratamientos
T1	A1B1C1	1000ppm	IBA.1000ppm.estaca basal
T2	A1B1C2	1000ppm	IBA 1000ppm.estaca intermedia
T3	A1B2C1	1500ppm	IBA1500ppm.estaca basal
T4	A1B2C2	1500ppm	IBA.1500ppm.estaca intermedia
T5	A1B3C1	2000ppm	IBA2000ppm.estaca basal
T6	A1B3C2	2000ppm	IBA.2000ppm.estaca intermedia
T7	A2B1C1	1000ppm	ANA1000ppm.estaca basal
T8	A2B1C2	1000ppm	ANA.1000ppm.estaca intermedia
T9	A2B2C1	1500ppm	ANA.1500ppm.estaca basal
T10	A2B2C2	1500ppm	ANA.1500ppm.estaca intermedia
T11	A2B3C1	2000ppm	ANA.2000ppm.estaca basal
T12	A2B3C2	2000ppm	ANA.2000ppm.estaca intermedia

Fuente : los autores

Experimento tres

Después de haber realizado el análisis de los resultados, aplicando estadística descriptiva ensayo uno y dos; se logró determinar la hormona a utilizar IBA del ensayo uno y el tipo de estaca basal del tallo en mora de castilla sin espinas, utilizando las mismas dosis del ensayo dos, para la parte final del estudio de propagación de plantas de mora de castilla; se planteó un tercer ensayo utilizando un diseño de Bloques Completos al Azar (D.B.C.A), con cuatro tratamientos y cuatro repeticiones.

3.3.1 Factor en estudio para el tercer ensayo

Dosis de Ácido indolbutírico (IBA), en estacas basales de mora de castilla sin espinas

3.3.2 Tratamientos

N° de Tratamientos	Descripción
T1	Testigo sin hormona
T2	IBA 1000ppm
T3	IBA 1500ppm
T4	IBA 2000ppm

3.3.3. Análisis estadístico

Tabla n° 3.El esquema del análisis de varianza

Fuentes de Variación	Grados de libertad
Total	15
Tratamientos	3
Repeticiones	3
Error	9

CV =
X=

3.3.4. Análisis Funcional

Se realizó la prueba de Tukey al 5% de significancia, para las variables que presentaron diferencia estadística.

3.5 Características de la unidad experimental

Número de unidades experimentales: 16

Área de las unidades experimentales: 0,20 m²

Largo: 1m

Ancho: 0,20m

Forma de la Unidad Experimental: rectangular

Área total del ensayo: 5m²

Largo: 5m

Ancho: 1m

Número de estacas por unidad experimental: 5

3.6. VARIABLES MÉTODOS DE EVALUACIÓN

3.6.1. Porcentaje de sobrevivencia de las estacas al enraizamiento a los 15, 30 y 60 días.

Se procedió a contar el número de estacas vivas por cada tratamiento, el procedimiento se realizó a los 15, 30, 45 y 60 días después de la siembra.

La fórmula utilizada fue:

$$\% \text{ de sobrevivencia de las estacas} = \frac{\text{número de estacas sembradas} - \text{número de estacas muertas}}{\text{número de estacas sembradas}} \times 100$$

3.6.2. Número de estacas brotadas a los 15, 30, 45 y 60 días después de la siembra.

Se procedió a cuantificar el número de estacas brotadas por cada tratamiento en los tiempos establecidos.

Se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Número de estacas brotadas X tratamiento} = \frac{\sum \# \text{ brotes}}{\# \text{ repeticiones}}$$

3.6.3. Longitud de brotes de las estaca a los 15, 30, 45 y 60 días después de instalado el ensayo.

Con la ayuda de una regla graduada en centímetros; de las estacas brotadas se eligió al azar 2 estacas por cada unidad experimental; la medición se realizó desde la parte basal, hasta la parte apical del brote de la estaca, tomando en cuenta el brote más largo de la estaca, los datos obtenidos se registraron en centímetros a los: 15, 30, 45 y 60 días.

La fórmula utilizada fue:

$$\text{Longitud de los brotes por repetición} = \frac{\sum \text{longitud brotes}}{\# \text{ longitud brotes}}$$

Para cada tratamiento se utilizó la siguiente fórmula.

$$\text{Longitud de los brotes por tratamientos} = \frac{\sum \text{Longitud de brotes de los repeticiones}}{\# \text{ de repeticiones}}$$

3.6.4. Porcentaje de estacas con brotes y raíces a los 60 días.

Se efectuó al finalizar el ensayo (60 días), se tomó al azar 2 estacas por unidad experimental, se eliminó todo el sustrato de la funda a fin de determinar la presencia de raíces.

Se empleó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ estacas con brotes y raíces} = \frac{\sum \# \text{ estacas con brotes y raíces}}{\# \text{ estacas plantadas por tratamientos}} \times 100$$

3.6.5. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces a los 60 días.

Esta variable se hizo al finalizar el ensayo (60 días), se tomó al azar 2 estacas por unidad experimental, se eliminó todo el sustrato de la funda a fin determinar la presencia o ausencia de raíces.

Se aplicó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ estacas con brotes y sin raíces} = \frac{\sum \# \text{ estacas con brotes y sin raíces}}{\# \text{ estacas plantadas por tratamientos}} \times 100$$

3.6.6. Porcentaje de estacas sin brotes y con raíces a los 60 días.

Esta variable se la realizó al finalizar el ensayo (60 días), se escogió al azar 2 muestras de estacas por unidad experimental, se eliminó todo el sustrato de la funda a fin determinar la presencia de raíces.

La fórmula utilizada fue:

$$\% \text{ estacas sin brotes y con raíces} = \frac{\sum \# \text{ estacas sin brotes y con raíces}}{\# \text{ estacas plantadas por tratamientos}} \times 100$$

3.6.7. Peso de raíces verdes en gramos de las estacas a los 60 días después de instalado el ensayo.

Se tomó al azar 2 ejemplares de estacas de todas las estacas sembradas por unidad experimental; se lavó el sustrato con cuidado para poder separar todas las raíces del sustrato; con la utilización de una balanza se tomó y se registró el peso cada tratamiento. (Fotografía N°12)

Se empleó la siguiente fórmula:

$$\text{Peso de raices verdes x estaca} = \frac{\sum \text{de peso de raices verdes}}{\# \text{ estacas tomadas por repetición}}$$

3.6.8. Peso de raíces secas en gramos de las estacas a los 60 días después de instalado el ensayo.

Con la utilización del material de la variable de peso de raíces en verdes, se colocó el material vegetal fresco en cajas petri selladas, las cuales se las deshidrató en una estufa MEMMERT a 90 ° C durante 96 horas, dependiendo de la cantidad de material vegetal (Fotografías N° 13 y 14) y se procedió a determinar el peso de raíces secas en gramos, con la ayuda de una balanza analítica. (Fotografía N° 15)

La fórmula utilizada fue:

$$\text{Peso de raices secas x estaca} = \frac{\sum \text{de peso de raices secas}}{\# \text{ estacas tomadas por repetición}}$$

3.6.9. Porcentaje de las estacas enraizadas a los 60 días.

Esta variable es el resultado de las estacas con raíces, que se contabilizaron en las variables 4 y 6; luego de eliminar el sustrato.

Se empleó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de estacas enraizadas} = \frac{\sum \text{de estacas enraizadas}}{\# \text{ estacas sembradas}} \times 100$$

3.6.10. Análisis económico.

Se determinó cuál de los tratamientos es el más rentable se utilizó el método de Perrin, (1981).

3.7. MANEJO ESPECÍFICO DEL EXPERIMENTO

3.7.1. Adecuación del lugar de ensayo

Para el enraizamiento de las estacas se construyó un mini invernadero sobre las camas de germinación, para controlar la humedad y para manejar la temperatura; se utilizó una protección de sarán sobre el túnel para manejar la temperatura; se colocó el sistema de riego de nebulización, como también se instaló un medidor de temperatura y humedad, que registró datos durante todo el ensayo (Fotografía N°1).

3. 7.2. Preparación de sustrato

Esta labor se realizó con una semana de anticipación a la siembra, se utilizó como sustrato; pomina, tierra negra y compost; para utilizar los sustratos se zarandeó con la ayuda de pala y una zaranda; una vez listos los sustratos se efectuaron las mezclas necesarias en una relación de 2:2:1 (tierra negra, pomina, compost); después se tomó una muestra de sustrato con el fin de conocer las condiciones nutricionales del sustrato (Anexo N° 2).

Conociendo los resultados del análisis se procedió a realizar los cálculos de fertilización necesarios para el cultivo de mora.

3.7.3. Desinfección del sustrato

La desinfección del sustrato se la realizó utilizando un esterilizador de tierra a vapor, durante 60 minutos.

3.7.4. Llenado de fundas

Se utilizó fundas de polietileno de 7 x 12 cm con 6 orificios, para facilitar el drenaje del exceso de agua y aumentar la aireación.

3.7.5. Preparación de la planta madre.

Para la obtención de las estacas se suministró un día antes, un riego a las plantas destinadas para la recolección de las estacas; en el mismo día se realizó una aplicación de: Metalaxil, Difeconazole e Imidacloprid.

3.7.6. Recolección de material vegetal

Para la recolección del material vegetal (Fotografía N° 2), se desinfectaron las tijeras podadoras utilizando una solución de 0,03% de cloro.

La recolección del material vegetal se efectuó en horas de la mañana se cortó las estacas de las ramas, en la parte inferior en forma recta y en la superior en bisel, cada estaca con 2 ó 3 yemas y una longitud de 20-30 cm, se fue clasificando de acuerdo al uso del experimento (estaca basal tallo); seguido se hidrató por 24 horas a las estacas en gavetas de plástico con agua (Fotografía N° 3), previo una desinfección de unos 10 minutos en una solución de Captan de 2g/lit.

3.7.7. Desinfección y tratamiento con auxinas a las estacas

Luego de la hidratación de las estacas se procedió a un lavado con: Terraclor (PCNB), Lamdacialotrina; en una dosis de 2g/lit y 1,5cc/l, respectivamente.

Se realizó la disolución de la auxina en una concentración de 1000, 1500, 2000 ppm IBA; Se sumergió la base de las estacas en la disolución de la hormona durante 10 segundos (Fotografía N° 5).

3.7.8 Siembra de las estacas

Se realizó la siembra manualmente, colocando las estacas de mora de castilla una por cada funda, enterrando las tres cuartas partes de la longitud de la misma. Inmediatamente después de la siembra se realizó un riego (Fotografía N°6).

3.7.9. Controles Fitosanitarios

Durante los ensayos, se realizaron aplicaciones de fungicidas, dadas las condiciones de alta humedad generadas, que favorecía el desarrollo de diversos hongos. Se utilizó: Carbendazim, Hymexazol, Procymidone, Captan, Benomil, Metalaxil, Chlorothalonil y Metil- tiofanato, Para control de insectos masticadores y chupadores se utilizó: Landaceoletrina, Imidacloprid.

3.7.10. Riego

Se proporcionó riego dependiendo de las necesidades, utilizando un sistema de nebulización (Fotografía N°7); el riego por lo general se realizó en horas de mayor aumento de temperatura, con el propósito de disminuir la temperatura y aumentar la humedad relativa.

Las fechas de las actividades realizadas de los ensayos se detallan en los cuadros 4, 5,6 y 7 del anexo N°3

CAPÍTULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados que se obtuvieron en la presente investigación fueron los siguientes:

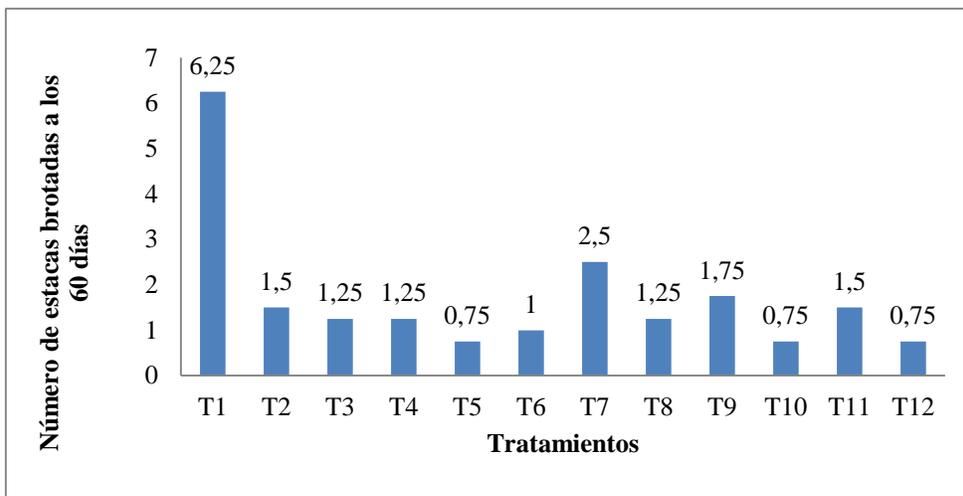
4.1. Primer ensayo

Los resultados obtenidos en el primer ensayo indicaron que las distintas dosis: 2000, 3000, 4000 ppm de IBA y ANA, tienen efecto en el enraizamiento; sin embargo las dosis de 3000 y 4000 ppm, no tuvieron efectividad en la brotación de las estacas; la cantidad de hormona empleada fue muy alta, lo que inhibió la brotación por un desbalance hormonal entre citoquininas, auxinas y carbohidratos, de la reserva de la estaca con la auxina empleada para el enraizamiento; con los datos obtenidos hasta los 60 días, se concluyó que la dosis que presentó mejores resultados es 2000ppm de IBA, en estacas basales de mora de castilla sin espinas porque cada tratamiento con esta dosis se observó raíces y brotes desde los 15 días y a los 60 días se obtuvo plantas.

Durante el ensayo se observó una necrosis en la base y ápice de las estacas (*Colletotrichum* sp) a pesar de los controles fitosanitarios que se empleó la efectividad de estas contra esta enfermedad fue nula se tuvo que eliminar algunas estacas; se registró parámetros del desarrollo radical a los 60 días, como el porcentaje de enraizamiento, indicando diferente comportamiento entre hormonas y tipo de estacas, pero en brotación no provocaron diferencias al observar los promedios entre hormonas pero si en dosis y tipo de estaca.

4.1.1. Número de estacas brotadas a los 60 días.

Gráfico N° 1. Número de estacas brotadas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).

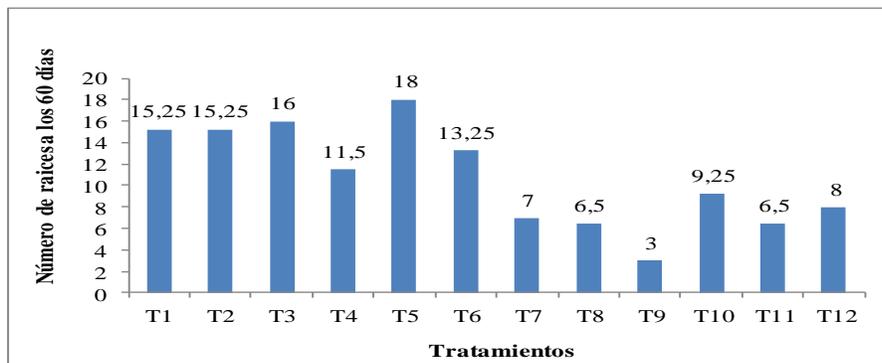


Fuente: los autores

En el gráfico N° 1, se observa los valores promedios con respecto a número de estacas brotadas a los 60 días, y se puede ver que el mejor tratamiento fue el T1 (IBA 2000 ppm), con 6,25 estacas brotada en estacas basales.

4.1.2 Número de raíces a los 60 días

Gráfico N° 2. Número de raíces a los 60 días de las estacas de mora de castilla, al enraizamiento con la utilización de dos tipos de auxina, (Tumbaco, 2013).



Fuente: los autores

En el gráfico N° 2, se aprecia el número de raíces a los 60 días, en donde los mejores tratamientos que tienen un mayor número de raíces son T1 a T6, que son los tratamientos tratados con IBA.

4.2. Segundo ensayo

Después de analizar los resultados del segundo ensayo, se concluye que el tipo de material vegetal (estacas intermedias y la hormona ANA; ácido naftalenacético) que se utilizó, respondió al enraizamiento en estacas de mora de castilla con espinas.

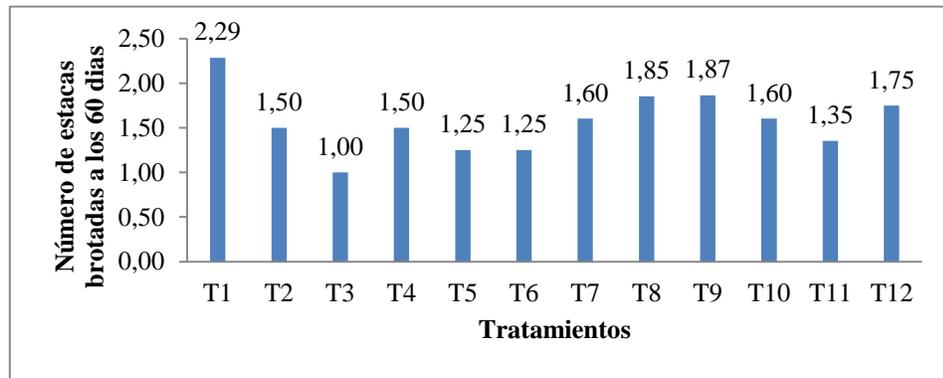
En la mayoría de los parámetros estudiados (desarrollo radical y aéreo), se obtuvieron valores altos en comparación, a cuando se realizó el enraizamiento con la variedad sin espinas; en el análisis estadístico se llegó a determinar cuál es el mejor material vegetal o tipo de estaca a utilizarse, como también la hormona; en consecuencia para el tercer ensayo se utilizó IBA con concentraciones de: 1000, 1500, 2000 ppm, en estaca basal de mora de castilla sin espinas partiendo de los resultados de los ensayo uno y dos.

Considerando lo que manifiestan Hartaman & Kester,(1991); que al seleccionar el material vegetal es conveniente tomar las porciones basales de las ramas para obtener enraizamiento, el mejor momento es durante las mañanas cuando el material vegetal esta turgente; en estudios realizados en estacas preparadas de ramas de tres cultivares de zarzamora de mata alta, enraizaron con más éxito si procedían de la porción basal de la rama en vez de las partes terminales.

Resultados ensayo dos

4.2.1. Número de estacas brotadas a los 60 días

Gráfico N° 3. Número de estacas brotadas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013)

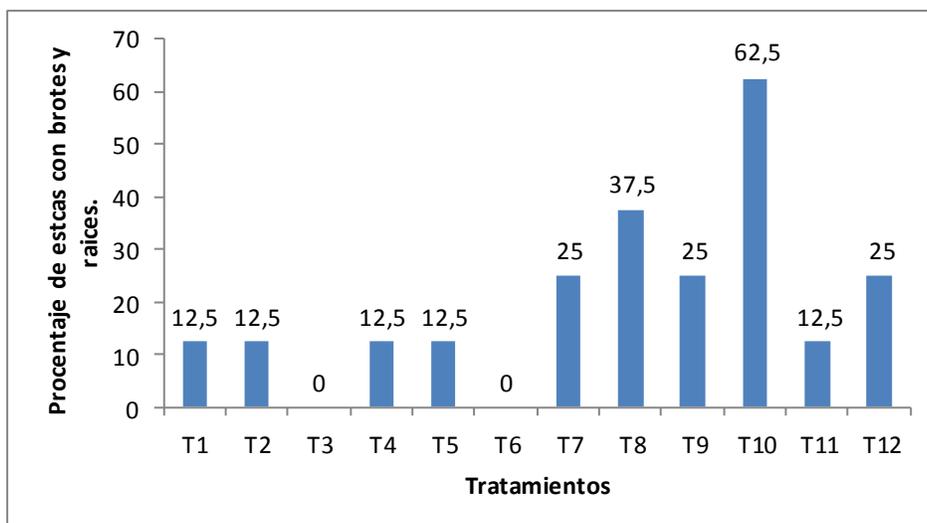


Fuente: los autores

Se puede apreciar en el gráfico N° 3, que el mejor tratamiento con respecto a esta variable, es el tratamiento T1 con un promedio de 2,29 estacas.

4.2.2. Porcentaje de estacas con brotes y raíces

Gráfico N° 4. Porcentaje de estacas con brotes y raíces, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).

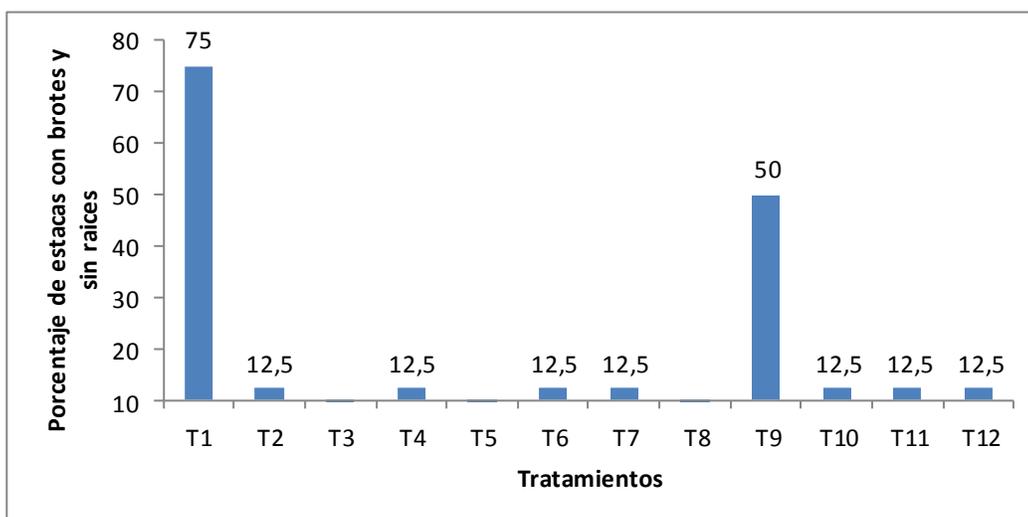


Fuente: los autores

El gráfico N° 4, muestra el porcentaje de estacas con brotes y masa radicular a los 60 días; se puede observar que el mejor tratamiento fue el T10 con un promedio de 62,5 %.

4.2.3. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces.

Gráfico N° 5. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces a los 60 días con la utilización de dos tipos de auxinas (Tumbaco, 2013).

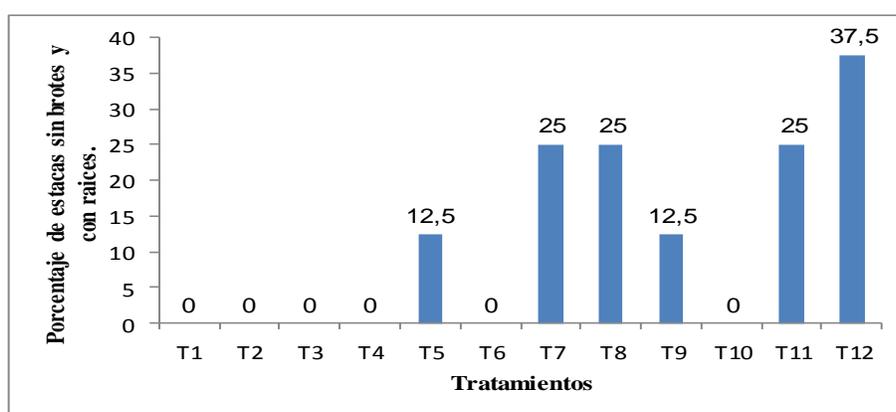


Fuente: los autores

En gráfico N°5, se puede apreciar que el tratamiento T1 con 75% de estacas con brotes y sin raíces, es el mejor a los 60 días.

4.2.4. Porcentaje de estacas sin brotes y con raíces.

Gráfico N° 6. Porcentaje de estacas sin brotes y con raíces a los 60 días, en la evaluación de diferentes tipos de estacas al enraizamiento, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).

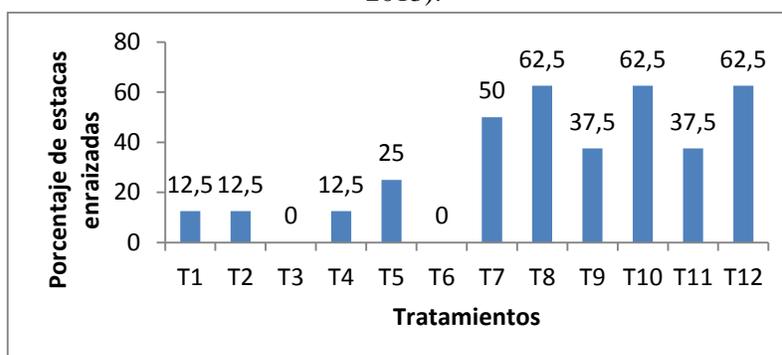


Fuente: los autores

Al observar el gráfico N° 6, indica que el tratamiento T12 es el mejor; con un porcentaje de 37,5% en estacas sin brotes y con raíces a los 60 días, después de instalado el ensayo.

4.2.5. Porcentaje de estacas enraizadas con la utilización.

Gráfico N° 7. Porcentaje de estacas enraizadas con la utilización de dos tipos de auxina, (Tumbaco, 2013).

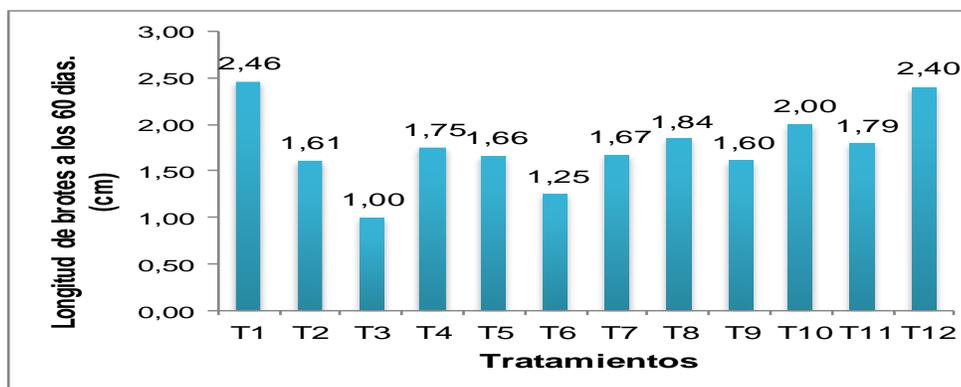


Fuente: los autores

En el gráfico N° 7, se puede observar que el tratamiento T8, T10 y T12 presentaron un promedio de 62,5%, a los 60 días.

4.2.6. Longitud de brotes a los 60 días.

Gráfico N° 8. Longitud de brotes a los 60 días de las estacas al enraizamiento, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).

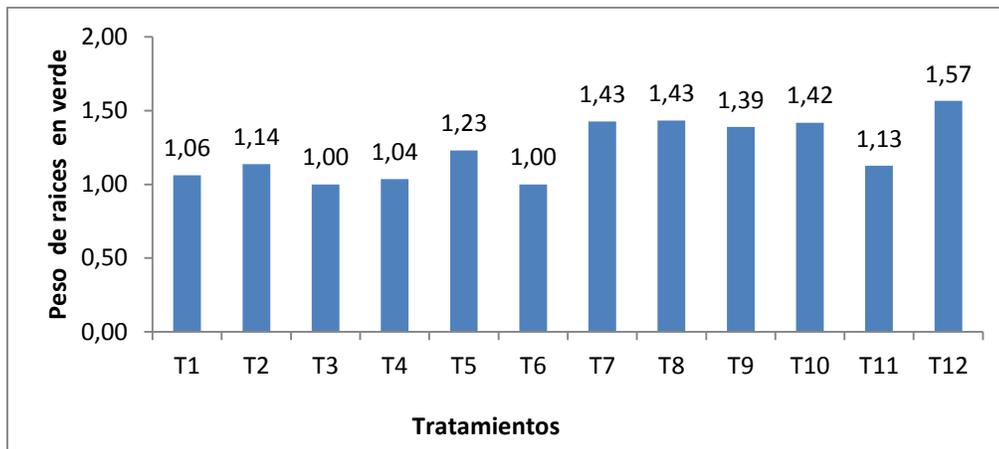


Fuente: los autores

En el gráfico N° 8, se muestra los promedios de longitud de brotes de las estacas a los 60 días; el mejor tratamiento fue T1 con un promedio de 2,46cm.

4.2.7. Peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días.

Gráfico N° 9. Peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).

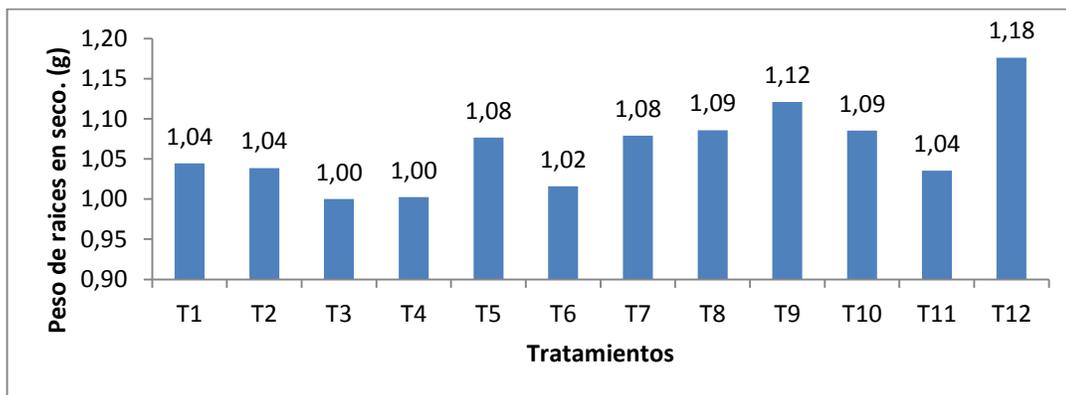


Fuente: los autores

En el gráfico N° 9, se observa los valores promedios del peso de raíces en verde a los 60 días, después de instalado el ensayo; donde el mayor peso lo obtuvo T12 con 1,57 g.

4.2.8. Peso de raíces en seco de las estacas a los 60 días.

Gráfico N° 10. Peso de raíces en seco de las estacas a los 60 días, con la utilización de dos tipos de auxinas, (Tumbaco, 2013).



Fuente: los autores

En el gráfico N°10, se puede observar los valores promedios, para la variable peso de raíces en seco de las estacas, a los 60 días después de instalado el ensayo, donde el mayor peso corresponde al T12 con un promedio de 1,18.

4.3. Tercer ensayo

A continuación se presenta los resultados

4.3.1. Número de estacas brotadas a los 15 días.

Tabla N° 4. Análisis de varianza para número de estacas brotadas a los 15 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F.Tab5%	F.Tab1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,09	2,25 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,13	3,25 ^{ns}	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,04			

ns= no significativo

CV: 11,94%

X: 1,68.

El análisis de varianza (tabla N° 4), se observa que no existen diferencias significativas para tratamientos. Esto significa que a los 15 días no existe efecto del IBA en la brotación de yemas de las estacas

4.3.2. Longitud de brotes por estaca a los 15 días.

Tabla N° 5. Análisis de varianza para longitud de brotes por estaca a los 15 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F.Tab5%	F.Tab1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,06	0,75 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,19	2,38 ^{ns}	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,08			

ns= no significativo

CV: 15,54%

X: 1,82 cm

La tabla N° 5, muestra que no existe diferencia significativa en la variable longitud de brotes por estacas, a los 15 días.

4.3.3. Número de estacas brotadas a los 30 días.

Tabla N° 6. Análisis de varianza para número de estacas brotadas a los 30 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F.Tab 5%	F.Tab1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,13	3,25 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,13	3,25 ^{ns}	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,04			

ns= no significativo
CV: 13,58%
X: 1,47

El análisis de varianza (tabla N° 6) muestra que no existen diferencias significativas para tratamientos, lo que indica que el efecto de los tratamientos no influye en el periodo de brotación. El coeficiente de variación fue 13, 58% el cual indica una alta confiabilidad de los datos registrados.

4.3.4. Longitud de brotes por estaca a los 30 días.

Tabla N° 7. Análisis de varianza para longitud de brotes por estaca a los 30 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F. Tab 5%	F.Tab1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,09	0,75 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,16	1,33 ^{ns}	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,12			

ns= no significativo
CV: 18,63%
X: 1,86 cm

El análisis de varianza (tabla N° 7), se observa que no existe diferencia significativa para los tratamientos, lo que indica que las auxinas no influyen en la longitud de los brotes.

4.3.5 Número de estacas brotadas a los 45 días.

Tabla N° 8 Análisis de varianza para número de estacas brotadas a los 45 días.

F.V	GL	CM	F.cal	F. Tab5%	F. Ta1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,08	4 *	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,08	4 *	3,86	6,99
Error.	9	0,02			

*: Significativo al 5%

CV: 10,30%

X: 1,37

Luego de analizar la tabla N° 8, se puede manifestar que existen diferencias significativas al 5% para tratamientos, determinando que a este número de días, la auxina tiene efecto sobre la brotación de las estacas; se coincide con lo que manifiestan Hartaman & Kester (1991), que el IBA es un compuesto hormonal que sirve para formar raíces en estacas y conservar los brotes cuando estas ya están enraizadas.

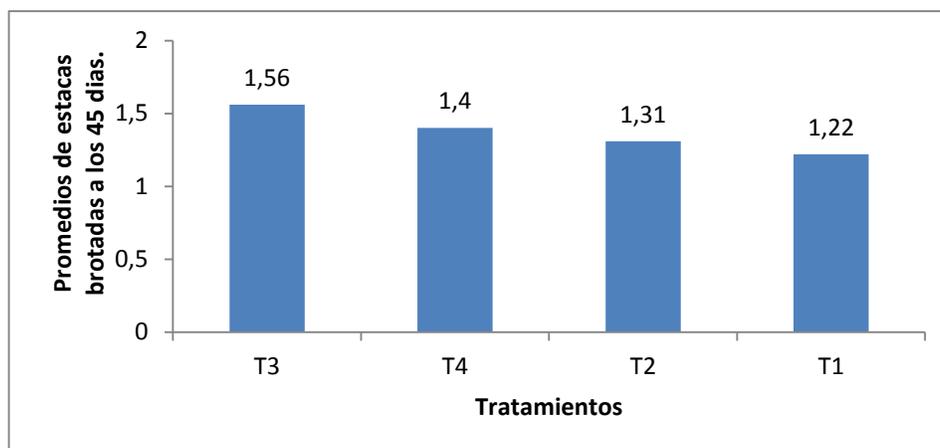
Tabla N° 9 Prueba de Tukey al 5% para tratamientos en el número de estacas brotadas a los 45 días.

Tratamientos	Medias	Rangos
T3	1,56	A
T4	1,4	A B
T2	1,31	A B
T1	1,22	B

Promedios que comparten la misma letra no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey, al 5% de probabilidad

La prueba de significación de Tukey al 5% (tabla N° 9), en donde se indica los rangos; identificando como los mejores tratamientos: T3, T4, T2; que son los tratados con IBA

Gráfico N° 11. Promedios de las estacas brotadas a los 45 días, con la utilización de IBA, (Tumbaco, 2013).



Fuente: los autores

En el gráfico N° 15, se muestra promedios de estacas brotadas a los 45 días, en donde el T3 es el mejor, con 1,56 estacas brotadas.

4. 3.6. Longitud de brotes por estacas a los 45 días.

Tabla N° 10. Análisis de varianza para longitud de brotes por estacas a los 45 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F. Tab5%	F.Tab1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,43	1,95 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,14	0,64 ^{ns}	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,22			

ns= no significativo

CV: 23,18%

X: 2,02 cm

EL Análisis de varianza (tabla N°10), no se detectó diferencias significativas para tratamientos, el coeficiente de variación fue de 23,18% y el promedio de 2,02 cm.

4.3.7. Número de estacas brotadas a los 60 días.

Tabla N° 11. Esquema del Análisis de varianza para número de estacas, brotadas a los 60 días.

F.V	GL	CM	F.cal	F.Tab5%	F.Tab1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,07	3,5 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,11	5,5 *	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,02			

ns= no significativo

*= significativo

CV: 11,06%

X: 1,28

Con respecto al análisis de varianza del número de estacas brotadas a los 60 días (tabla N° 11), presenta diferencias al 5% para tratamientos; el coeficiente de variación y el promedio son de 11,06% y 1,28 estacas respectivamente.

Estos resultados coinciden con lo reportado por Angelfire,(2002), quien manifiesta que para la producción de plantas de mora por estacas, se recomienda colocar una fitohormona en el extremo de la estaca que se coloca en la tierra y se origina una nueva planta En esta variable se nota que el IBA condujo al aumento de brotación de las estacas.

Tabla N° 12. Prueba de Tukey al 5% para tratamientos.

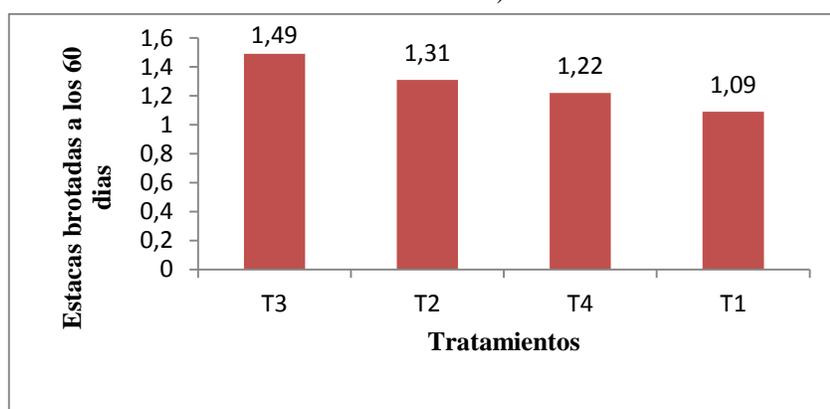
Tratamientos	Medias	Rangos
T3	1,49	A
T2	1,31	A B
T4	1,22	A B
T1	1,09	B

Promedios que comparten la misma letra no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey al 5% de probabilidad.

La prueba de Tukey al 5% (tabla N°12), indica dos rangos de significación; identificando el tratamiento T3 como el mejor.

Con este resultado se concuerda con Anchaly (2011) quien dice que las auxinas es un término genérico, que se aplica al grupo de compuestos, caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células, de los brotes.

Gráfico N° 12 . Promedios de estacas brotadas a los 60 días, con la utilización de IBA.,(Tumbaco, 2013).



Fuente: los autores

En el gráfico N° 12, se aprecia que el mejor tratamiento fue T3, en estacas brotadas a los 60 días con un promedio de 1,49 estacas.

4.3.8. Longitud de brotes a los 60 días.

Tabla N° 13. Análisis de varianza para longitud de brotes a los 60 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F.Tab5%	F.Tab1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,98	1,81 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	1,28	2,37 ^{ns}	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,54			

ns= no significativo

CV: 35,76%

X: 2,06cm

El análisis de varianza (tabla N° 13), indica que no se presenta diferencias significativas para tratamientos y repeticiones, siendo el coeficiente de variación 35,76% y el promedio de 2,06 cm.

4.3.9. Peso de raíces en verde en g de las estacas a los 60 días.

Tabla N° 14. Análisis de varianza para peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F. Tab 5%	F.Tab 1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,21	1,62 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,11	0,85 ^{ns}	3,86	6,99
Error.	9	0,13			

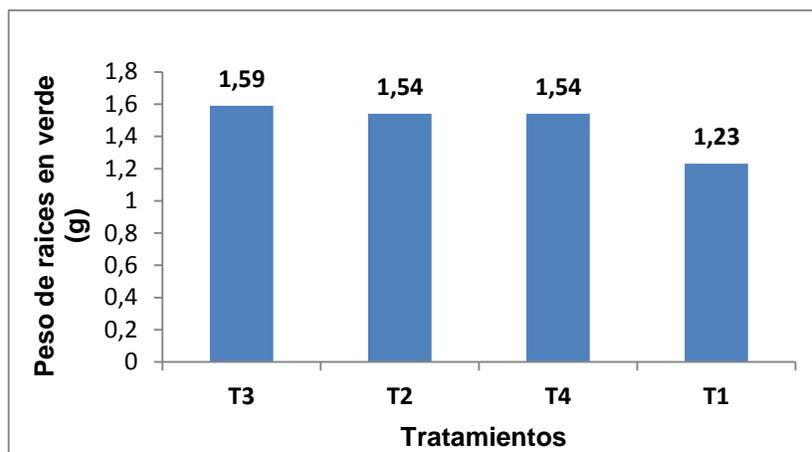
ns= no significativo

CV: 24,42%

X: 1,47 g

Como se puede apreciar en la tabla N° 14, estadísticamente no existen diferencias de F cal frente a F tab esto quiere decir que el peso de raíces en verde por estaca es igual en todos los tratamientos. El coeficiente de variación fue de 24,42% es un indicativo de la confiabilidad del ensayo siendo el promedio de 1,47g. El peso de las raíces y la longitud de raíces originadas de las estacas no depende de la aplicación de IBA, sino serian otros factores influyentes en las raíces, tales como el tipo de sustrato utilizado Latsangue *et al* (2009).el pH de este. (Santelices & García, 2003) u otros.

Gráfico 13. Promedios de peso de raíces en verde de las estacas, con la utilización de IBA,(Tumbaco ,2013).



Fuente: los autores

4.3.10. Peso de raíces en seco en g de las estacas a los 60 días.

Tabla N°15. Análisis de varianza para peso de raíces en seco en g de las estacas a los 60 días.

F.V	GL	CM	F. cal	F. Tab 5%	F. Tab 1%
Total	15				
Repeticiones	3	0,03	3 ^{ns}	3,86	6,99
Tratamientos	3	0,01	1 ^{ns}	3,86	6,99
Error Exp.	9	0,01			

ns=no significativo

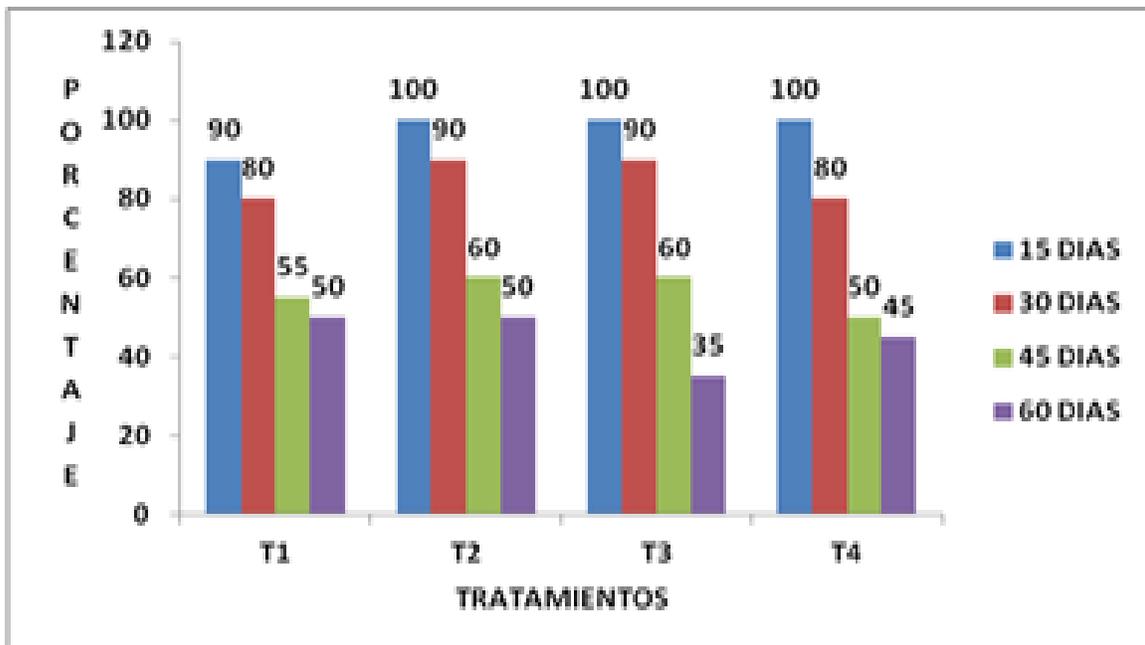
CV: 8,63%

X: 1,16 g

Estadísticamente, al haber realizado el análisis de varianza (tabla N° 15) de peso de raíces en seco de las estacas a los 60 días, no existe diferencias significativas para tratamientos y repeticiones; el coeficiente de variación es de 8,63% y el promedio de 1,16 g.

4.3.11. Porcentaje sobrevivencias

Gráfico N°13. Porcentaje de sobrevivencia de las estacas al enraizamiento con la utilización de IBA, (Tumbaco, 2013).

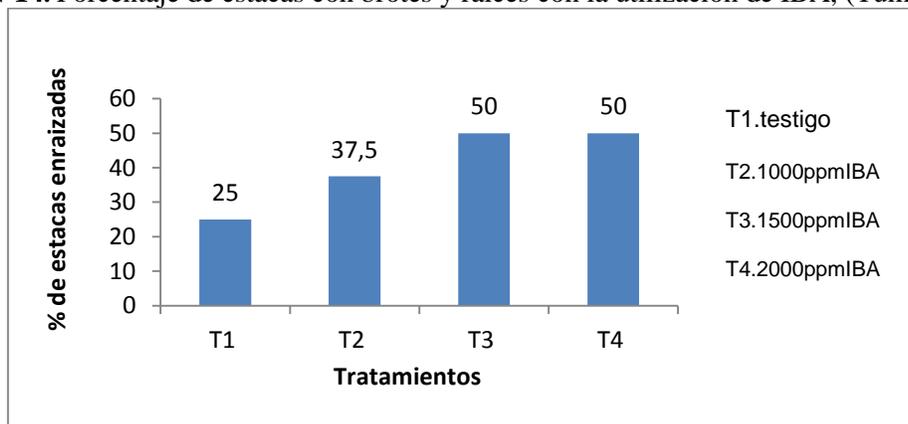


Fuente: los autores

De acuerdo a los datos graficados para esta variable, se observa que a los 15 días los tratamientos T2, T3 y T4, son los mejores, con un porcentaje del 100% de sobrevivencia; a los 30 días los mejores tratamientos son T2 y T3 con 90 % de sobrevivencias, a los 45 días los mejor tratamientos son T2 y T3 con 60 % de sobrevivencia y a los 60 días los mejores tratamientos son el T1 y T2 con 50 % de sobrevivencia.

4.3.12. Porcentaje de estacas con brotes y raíces.

Gráfico N°14. Porcentaje de estacas con brotes y raíces con la utilización de IBA, (Tumbaco, 2013).



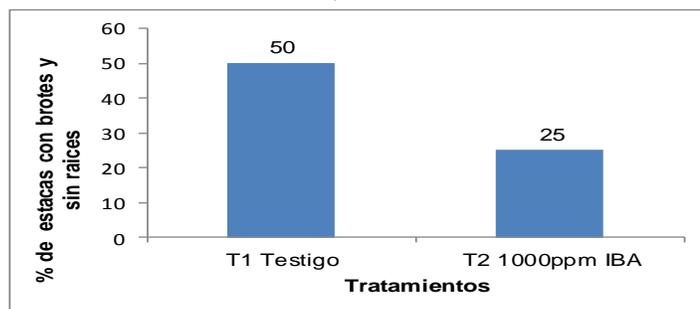
Fuente los autores

En el gráfico N°14, se puede observar los mejores tratamientos: T3 con una dosis de 1500ppm de IBA y T4 con una dosis de 2000ppm de IBA con un 50 % de estacas con brotes y raíces; esto concuerda con lo que afirma Conesa (2006) “quien manifiesta que IBA es un compuesto hormonal muy utilizado para el enraizamiento de esquejes de numerosas especies”. (Fotografía N° 8); porque favorece a la formación de raíces adventicias, por que modifican la extensibilidad celular, al producir factores que ablandan la pared de las estacas (Latsague, *etal.*,2009).

También Lorento (2007) indica que una estaca separada de la planta madre y colocada en condiciones determinadas, es capaz de desarrollar raíces y originar una nueva planta.

4.3.13. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces.

Gráfico N° 15. Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces, con la utilización de IBA,(Tumbaco, 2013).



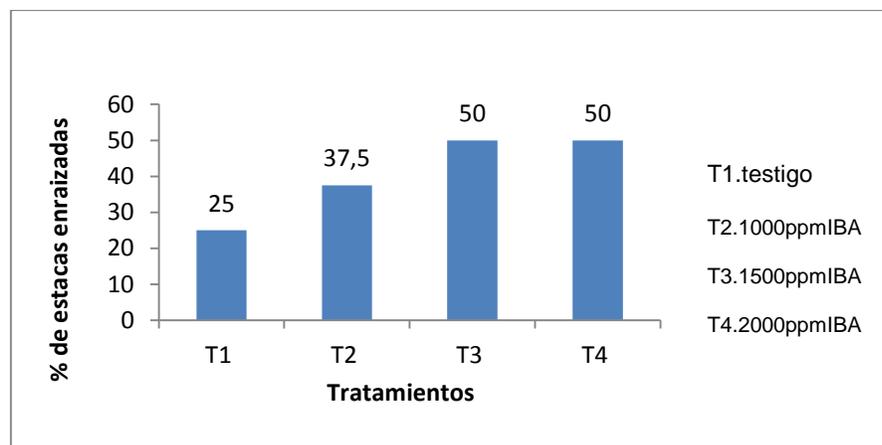
Fuente: los autores

Estos resultados muestran que el T1, fue el tratamiento en el que se observó brotes y no se obtuvo enraizamiento (gráfico N°15). Este resultado coincide con (Promosta,2005) y (Hartman & Kester, 1991) quienes manifiestan que en propagación por estacas, se presenta un rápido crecimiento de las yemas, formándose ramitas, con anticipación a que exista un sistema radicular (Fotografía N° 9), también se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal; estos resultados también se pueden respaldar con lo mencionado por (Montoya, & Hincapie,1997) quien dice, que para la propagación de plantas de mora de castilla que se realiza por la vía asexual, se presentan dificultades en la etapa de enraizamiento, existe brotación de las primeras hojas y ramas; ya que la estaca agota sus reservas y pierde vigor para continuar su desarrollo, si no existe sistema radicular, también las altas temperaturas del aire

excesivamente elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al de las raíces (Hartman & Kester, 1991).

4.3.14. Porcentaje de estacas enraizadas.

Gráfico N°16. Porcentaje de estacas enraizadas, con la utilización de IBA, (Tumbaco, 2013).



Fuente: los autores

En el gráfico N° 16 se indica el porcentaje de estacas enraizadas a los 60 días. Siendo los mejores T3 con una concentración de 1500 ppm de IBA y T4 con 2000ppm ambos con un porcentaje de 50% de enraizamiento en estacas basales porque tienen mayor cantidad de tejido indiferenciado, facilitando la formación primordios radicales López *et al*, (2008). (Fotografías N° 10 y 11). Se concuerda con Hartman & Kester.(1991), quienes demostraron que el IBA es una hormona efectiva para la formación de raíces adventicias en estacas basales, esto indica que la hormona tiene efecto en el enraizamiento de las estacas

También se coincide con Ruiz & Mesen (2010), manifiesta: el éxito de enraizamiento de estacas depende de gran cantidad de factores relacionados con la minimización del déficit hídrico, la optimización de la fotosíntesis durante el proceso de propagación, utilizando sustratos adecuados y reguladores de crecimiento que favorecen a la iniciación y desarrollo de las raíces.

El aumento en la capacidad de enraizamiento de estaquillas tratadas con auxina, se atribuye a los efectos positivos de estas sobre la división celular, unida al reconocido efecto de estas, de promover el transporte de carbohidratos y cofactores foliares hacia las regiones tratadas con auxinas (Ruíz & Mesen , 2010).

4.3.14. ANÁLISIS ECONÓMICO

Siguiendo la metodología del análisis del presupuesto parcial según Perrin *et al*, (1981); se procedió a obtener el beneficio bruto, que corresponde a la cantidad de estacas enraizadas por el precio \$1,43/planta se sacó el 5% menos del mercado que es de \$1,50/planta (precio granja experimental Tumbaco INIAP).

Tabla N° 14. Rendimiento, beneficio bruto y beneficio neto de cada tratamiento.

Tratamiento	N plantas producidas	Beneficio bruto (usd)	Costo variable	Beneficio neto (usd)
T1 (testigo)	8	11,44	0	11,44
T2 (1000ppm)	8	11,44	1,14	10,30
T3 (1500ppm)	10	14,30	1,35	12,95
T4 (2000ppm)	10	14,30	1,57	12,73

Fuente: los autores

Colocando los costos que varían en orden decreciente acompañado de sus beneficios netos, se procedió a realizar el análisis de dominancia, donde el tratamiento dominado es aquel que es igual o menor al beneficio neto, presenta un mayor costo que varía.

Tabla N° 15. Análisis de dominancia de los tratamientos.

TRATAMIENTO	BENEFICIO NETO (USD)	COSTOS VARIABLES (USD)
T1 (testigo)	11,44	0
T2 (1000ppm)	10,30	1,14*
T3 (1500ppm)	12,95	1,35
T4 (2000ppm)	12,73	1,57*

* Tratamiento dominado

Fuente: los autores

Con los tratamientos no dominados se procedió a realizar el análisis marginal (tabla N° 15), para determinar las mejores opciones económicas.

Tabla N° 16. Análisis marginal de los tratamientos no dominados dentro y su TRM marginal.

Tratamiento	Beneficio neto (usd)	Costos variables (usd)	Incremento beneficio neto	Incremento costo variable	TRM %
T3 (1500ppm)	12,95	1,35	1,51	1,35	112
T1 (testigo)	11,44	0			

Fuente: los autores

Según el análisis económico el tratamiento 3 (IBA 1500ppm) presenta una tasa de retorno marginal correspondiente al 112%.

CAPÍTULO V

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

1. Las concentraciones de ANA aplicadas en el ensayo uno: 2000, 3000 y 4000 ppm, en las estacas de mora de castilla sin espinas no brotaron, ya que, la dosis utilizada fue muy alta y existió un desbalance hormonal entre citoquininas y auxinas.
2. Las dosis de ANA aplicadas en el ensayo dos: 1000, 1500 y 2000 ppm, en las estacas de mora de castilla con espinas ejercieron efectos positivos en el porcentaje de estacas enraizadas, el mejor tratamiento fue el T10 con 62,5%.
3. En la variable de porcentaje de estacas a los 60 días, se observó que el tratamiento 3 (1500 ppm de ácido indolbutírico), tuvo 50% de enraizamiento por lo tanto fue el mejor.
4. Para la variable número de estacas brotadas a los 45 días los mejores tratamientos fueron el T3, T4 y T2 con una media de 1,56, 1,40 y 1,31 de brotes por estaca respectivamente.
5. El número de estacas brotadas a los 60 días los mejores tratamientos fueron el T3, T4 y T2 con una media de 1,49, 1,31 y 1,22 de brotes por estaca respectivamente.
6. Para la variable de porcentaje de sobrevivencia, el mejor tratamiento fue el T2 obteniendo un promedio de 75% de plantas.
7. El tratamiento 3 presentó una tasa de retorno marginal del 112 % por lo tanto es el más rentable.

5.2. RECOMENDACIONES

- 1** Para la propagación de estacas de mora de castilla sin espinas, se recomienda utilizar ácido indolbutírico (auxina) en dosis de 1500 ppm.
- 2** El riego se lo debe realizar en horas de alta temperatura para disminuir el riesgo de deshidratación de las estacas.
- 3** Seleccionar cuidadosamente el material vegetal que será utilizado como estaca para la propagación; estas deben ser tomadas de plantas madres en crecimiento vegetativo activo y no de plantas que estén previo a estado de floración, porque al cortar los brotes florales de las estacas se desactiva el proceso de enraizamiento, debido a la condición fisiológica asociada antes y después de la floración.
- 4** Elegir el material vegetal en buen estado fitosanitario, libre de cualquier sintomatología de enfermedad para evitar problemas en el vivero durante la propagación
- 5** Realizar una investigación similar utilizando ácido naftalenacético (ANA) en concentraciones de 1000, 1500 y 2000 ppm, en estacas de mora de castilla sin espinas
- 6** Para investigaciones posteriores se debe aumentar el número de estacas por unidad experimental a fin de no tener dificultades a la hora de hacer las evaluaciones.

VI. ESTUDIO DE IMPACTO AMBIENTAL

6. INTRODUCCIÓN

Toda actividad productiva o de desarrollo genera impactos positivos y negativos, que en menor o mayor magnitud generan cambios en el ambiente; es necesario evaluar los impactos ambientales que puede ocasionar el proyecto, con el fin de determinar los efectos que causarían las acciones sobre los componentes ambientales y sugerir medidas correctivas o de mitigación necesaria y conveniente para el proyecto y el medio ambiente.

6.1 OBJETIVOS

6.1.1 General

Determinar los impactos positivos y negativos que provocó el proyecto: “EVALUACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE ESTACAS AL ENRAIZAMIENTO CON LA UTILIZACIÓN DE DOS TIPOS DE AUXINAS (ANA E IBA), CON TRES DOSIS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE MORA DE CASTILLA (*Rubus glaucus* Benth), TUMBACO - QUITO”

6.1.2 Específicos

- Identificar las áreas de influencia, directa e indirecta.
- Realizar una caracterización ambiental del área de estudio.
- Establecer medidas de mitigación para los impactos negativos.

6.2 CARACTERIZACIÓN AMBIENTAL

6.2.1. Ubicación

El ensayo se encontró ubicado en la provincia de Pichincha, cantón Quito, parroquia Tumbaco, con una altitud de 2345 m.s.n.m.

6.2.2. Clima

Temperatura media anual: 17.2°C

Precipitación media anual: 800 mm

Clima: templado subtropical

6.2.3 Fauna

La fauna predominante la constituyen: insectos de los órdenes coleóptera y lepidóptera, animales silvestres aves (gorrión, picaflor, tórtolas), reptiles (lagartija), mamíferos (ratón silvestres) animales domésticos perros.

6.2.4 Flora

En el ensayo se observó una flora variada, que estaba en proceso de germinación en vivero, es así, especies frutales: chirimoya, aguacate nacional, tomate de árbol, granadilla, taxo, limón, duraznos y ciruelos.

6.3 Descripción del proyecto

La Evaluación de diferentes tipos de estacas al enraizamiento con la utilización de dos tipos de auxinas (ANA E IBA), con tres dosis para la producción de plantas de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth), Tumbaco- Quito; tiene como objetivo: Evaluar diferentes tipos de estacas (estaca basal, estaca intermedia del tallo), para producir plantas de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth) con la utilización dos tipos de auxinas para el enraizamiento.

Las actividades desarrolladas en el trabajo de investigación se detallan en el manejo específico del experimento (literal N° 3.7), solamente se especifica la actividad:

- Adecuación del lugar de ensayo
- Preparación del sustrato
- Desinfección del sustrato
- Llenado de fundas
- Preparación de la planta madre
- Recolección del material vegetal
- Desinfección y tratamiento con la auxina
- Siembra de las estacas
- Controles fitosanitarios
- Riego

6.3.1. ÁREA DE INFLUENCIA

6.3.1.1. Área de Influencia Directa (AID)

El Área de Influencia Directa, es el sitio consignado a la producción de las plantas de mora de Castilla (*Rubus glaucus* Benth) con una superficie de 5m²

6.3.1.2. Área de Influencia Indirecta (AII)

Las Áreas de Influencia Indirecta constituyen: la avenida interna, el vivero y cultivos aledaños; en un área de 50 m alrededor del ensayo.

6.4 MARCO LEGAL

LIBRO VI DE LA CALIDAD AMBIENTAL

Capítulo III

Del objetivo y los elementos principales del subsistema de evaluación de impacto ambiental.

- **Art 13.-** El objetivo del proceso de Evaluación de Impactos Ambientales es garantizar que los funcionarios públicos y la sociedad en general tengan acceso, en forma previa a la decisión sobre su implementación o ejecución, a la información ambiental trascendente, vinculada con cualquier actividad o proyecto. Aparte de ello, en el referido proceso de Evaluación de Impactos Ambientales deben determinarse, describirse y evaluarse los potenciales impactos y riesgos respecto a las variables relevantes del medio físico, biótico, socio – cultural, así como otros aspectos asociados a la salud pública y al equilibrio de ecosistemas.

ÁMBITO Y PRINCIPIOS DE LA GESTIÓN AMBIENTAL

Capítulo II

De la evaluación de impacto ambiental y del control ambiental.

- **Art. 19 y 20.-** Toda acción que represente riesgo ambiental debe poseer la respectiva licencia, por lo que las obras públicas, privadas o mixtas y los proyectos de inversión públicos y privados, que puedan causar impactos ambientales, serán calificados previamente a su ejecución.
- **Art. 21.-** Condiciona la emisión de licencias ambientales, al cumplimiento de requisitos, que constituyen en su conjunto sistemas de manejo ambiental.

De los mecanismos de participación social

Art. 28.- Toda persona natural o jurídica tiene derecho a participar en la gestión ambiental, a través de los mecanismos que para el efecto establezca el Reglamento, entre los cuales se incluirán consultas, audiencias públicas, iniciativas, propuestas o cualquier forma de asociación entre el sector público y el privado. Se concede acción popular para denunciar a quienes violen esta garantía, sin perjuicio de la responsabilidad civil y penal por denuncias o acusaciones temerarias o maliciosas.

- **Mediante el Art. 22 De la Prevención y Control de la Contaminación de los Suelos** el MAG puede limitar, regular, o prohibir el empleo de sustancias, contaminantes en las explotaciones agropecuarias que den un mal uso a los productos utilizados en las diferentes actividades ya que pueden causar contaminación para el medio ambiente.
- **Art. 22.- Ley de Aguas.-** Prohíbese toda contaminación de las aguas que afecte a la salud humana o al desarrollo de la flora o de la fauna.

LIBRO VII RÉGIMEN DEL BUEN VIVIR

Capítulo II

Biodiversidad y recursos naturales

Naturaleza y Ambiente

- **Art. 396.** El Estado adoptará las políticas y medidas oportunas que eviten los Impactos ambientales negativos, cuando exista certidumbre de daño. En caso de duda sobre el impacto ambiental de alguna acción u omisión, aunque no exista evidencia científica del daño, el Estado adoptará medidas protectoras eficaces y oportunas.

La responsabilidad por daños ambientales es objetiva. Todo daño al ambiente, además de las sanciones correspondientes, implicará también la obligación de restaurar integralmente los ecosistemas e Indemnizar a las personas y comunidades afectadas.

- **Art. 398.-** Toda decisión o autorización estatal que pueda afectar al ambiente deberá ser consultada a la comunidad, a la cual se informará amplia y oportunamente. El sujeto consultante será el Estado. La ley regulará la consulta previa, la participación

ciudadana, los plazos, el sujeto consultado y los criterios de valoración y de objeción sobre la actividad sometida a consulta.

Biodiversidad

- **Art. 400.-** El Estado ejercerá la soberanía sobre la biodiversidad, cuya administración y gestión se realizará con responsabilidad intergeneracional.

Se declara de interés público la conservación de la biodiversidad y todos sus componentes, en particular la biodiversidad agrícola y silvestre y el patrimonio genético del país.

6.5 Identificación de impactos.

Cuadro N° 1. Matriz de identificación de impactos

FACTORES AMBIENTALES			LABORES CULTURALES									
			Construcción del mini invernadero	Preparación del sustrato	Preparación de la planta madre	Desinfección del sustrato	Recolección del material vegetal	Inmersión de las estacas en la hormona	Siembra	Control fitosanitario	Riego	
	COMPONENTE	ELEMENTOS										
ABIOTICO	SUELO	EROSION		X	X	X	X			X		X
	AGUA	CAUDAL			X	X	X	X			X	X
	AIRE	CALIDAD			X	X	X				X	
BIOTICOS	FLORA	CAMAS DE GERMINACION	X				X				X	
	FAUNA	MICRO Y MACRO FAUNA		X	X	X	X				X	
SOCIAL ECONOMICO Y CULTURAL	INTERES HUMANO	EMPLEO	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X

Fuente: los autores

6.6. Evaluación del impacto

Cuadro N° 2. Matriz de Evaluación de Impactos Ambientales.

Características o condiciones del medio susceptible al alterarse	ACCIONES DEL PROYECTO		LABORES CULTURALES									EVALUACIONES				
	FACTORES AMBIENTALES	COMPONENTE	ELEMENTOS	Construcción del mini invernadero	Preparación del sustrato	Preparación de la planta madre	Desinfección del sustrato	Recolección del material vegetal	Inmersión de las estacas en la hormona	Siembra	Control fitosanitario	Riego	Afectaciones positivas	Afectaciones negativas	Agragación de impactos	
ABIOTICO	SUELO	EROSION	-1/2	-1/1	-1/1	-1/2	-1/1		-2/1		-1/2		0	6	-10	
	AGUA	CAUDAL			-2/1	-1/1	-1/1	-1/1	1	-2/2	-2/2		0	6	-13	
	AIRE	CALIDAD			-2/2	-1/1	-1/1			-2/2			0	4	-10	
	BIOTICOS	FLORA	CAMAS DE GERMINACION	-1/2				-1/1			-2/1			0	3	-5
		FAUNA	MICRO Y MACRO FAUNA		-1/1	-1/1	-1/2	-2/2			-2/1			0	5	-10
	SOCIAL ECONOMICO Y CULTURAL	INTERES HUMANO	EMPLEO	2/2	2/2	2/2	1/2	2/2	1/2	2/2	2/2	2/2		9	0	32
EVALUACIONES	AFECTACIONES POSITIVAS		1	1	1	1	1	1	1	1	1	-16				
	AFECTACIONES NEGATIVAS		1	2	4	4	5	1	1	4	2					
	AGRAGACION DE IMPACTOS		2	1	-4	-4	-4	1	2	-8	-2					

Fuente los autores

6.6.1 Jerarquización de impactos

Cuadro N° 3. Jerarquización de impactos

ELEMENTOS AMBIENTALES	AGREGACIÓN DE IMPACTOS
Empleo	32
Camas de Germinación	-5
Erosión	-10
Calidad del aire	-10
Micro-macro fauna y flora	-10
Caudal	-13

Fuente: los autores

Análisis. Al evaluar los elementos ambientales que fueron modificados o afectados se determinó lo siguiente:

- El aspecto socio económico y cultural se mira un efecto positivo por las acciones que se realizó en la investigación, dando empleo para el emprendimiento de la investigación
- La micro y macro fauna macro flora, la calidad de aire, el suelo están influenciados negativamente, por el uso inadecuado del agua y el mal manejo de agroquímicos en los controles fitosanitarios.

6.6 PLAN DE MANEJO AMBIENTAL

El presente plan de manejo ambiental está puesto principalmente a reducir los efectos adversos, que se producen al evaluar diferentes tipos de estacas al enraizamiento, con la utilización de dos tipos de auxinas ANA e IBA, con tres dosis para la producción de plantas de mora de castilla.

6.7 Medidas de Mitigación

- Hacer el uso del sistema de riego correctamente para evitar la pérdida del agua
- El control fitosanitario se debe realizar en las primeras horas de la mañana para evitar el arrastre de olores.
- Aplicar medidas de seguridad usando mandil, guantes mascara, al estar en contacto con los reactivos de preparación de las hormonas.
- Tomar las medidas de seguridad en el manejo de agroquímicos: antes, durante y después de las aspersiones.

REFERENCIA BIBLIOGRÁFICAS

- Alencastro Campaña, I. (2011). *Repositorio Espe*. Recuperado el diciembre de 2012, de Alternativas Ecologicas para la el control del moho gris (*Botrytis cinerea*) en mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth): Tesis repositorio.espe.edu.ec/.../T-ESPE-IASA%20 T-ESPE-IASA_I-004570.pdf
- Anchaly Cabrera, M. (2011). *Repositorio ESPE*. Recuperado el 25 de Marzo de 2012, de Tesis Propagación vegetativa de tres variedades de (*Hypericum* sp) con tres enraizadores y tres sustratos orgánicos en dos sistemas de cultivo.: <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/4102/1/TESPE-IASA/20I-004566.pdf>.
- Andujár, F., & Moya, J. (2009). *Propagación vegetativa y seleccion de plantas maderes Universidad Earth*. Recuperado el 19 de Diciembre de 2011, de La pimienta :su cultivo y perpectivas en la República Dominicana: <http://www.idiaf.gov.do/publicaciones/Publications/pimienta.jica.idiaf.dominicana/HTML/files/assets/basic-html/page1.html>
- Angelfire. (2002). *Angelfire*. Recuperado el Diciembre de 2011, de El cultivo de la mora de castilla: <http://www.angelfire.com/ia2/ingenieriaagricola/mora.htm>
- Bauner, L., & Williams, R. (2000). Plant genotype, juvenility and mecanismos of inhibition of rooting *Personia virgata* R.
- Buscagro. (2011). *Universidad Estadual do Oeste do Paraná (Unioeste)*. Recuperado el Junio de 2013, de Propagación Vegetativa de Boysenberry por estacas: http://www.buscagro.com/detalles/Propagacion-vegetativa-de-Boysenberry-por-estacas-y-esquejes_65473.html
- Castaño, E. (2011). *Empresarios.com*. Recuperado el Enero de 2013, de Ficha del cultivo de mora (*Rubus glaucus*): http://www.empresario.com.co/recursos/page_flip/MEGA/mega_mora/files/ficha%20mora.pdf
- Castro, D., & Gaviria, B. (1995). *Fundación de Fomento Agropecuario Buen Pastor*. Recuperado el 15 de Julio de 2011, de Propagación in vitro de especies del género *Rubus*: http://books.google.com.ec/books/about/Propagaci%C3%B3n_in_vitro_de_especies_d el_g.html?id=xiJ2NAEACAAJ&redir_esc=y
- Conesa Noguera, O. (2006). *Repositorio Universidad Politécnica de Cartagena*. Recuperado el Septiembre de 2012, de Tesis Métodos de propagación sexual y vegetativa de

Ziziphuslotum, ensayos de germinacion de semillas y de esquejes.:
Wed:Tesis.Repositorio.bib.upct.es/dspace/bitstream/1037/97/1pfc1998pdf.

Corpoica. (2004). *Propagación asexual de plantas*. Bogota: Produmedios.

De la Torre Cevallos, I. (2004). Respuesta de la asociación mora-alfalfa a la aplicación de productos bioestimulantes y orgánicos. Guayllabamba, Pichincha, Ecuador.

DICYT. (2008). *Dicyt noticias*. Recuperado el 12 de 2012, de Nuevas Tecnologías para el cultivo de mora : <http://www.dicyt.com/noticias/nuevas-tecnologias-para-el-cultivo-de-mora#>

Escobar B, P. (2011). *Publicaciones Probosques*. Recuperado el Febrero de 2012, de Tesis Ensayo de enraizamiento y transplante estacas de olivo.Temuco Chile:
<http://www.iiap.pe.org.pe/cdpublicaciones2011/documentos/pdf/PROBOSQUES/PU/75.pdf>

Fachinello, J., & Nachtigal, J. (1994). *Scientia Agrícola*. Recuperado el 20 de Diciembre de 2012, de Propagaçao da C GoiabeiraserranaFeijoasellowianaBerg, a través da mergulhia de cepa.: <http://www.dpa.cnptia.embrapa.br/busca?...%22FACHI>

Franco , G., & Giraldo, J. (2009). *AGRONET*. Recuperado el 20 de 12 de 2012, de Proyecto de Transferencia de Tecnologias sobre el cultivo de mora:
http://www.agronet.gov.co/www/docs_si2/Cultivo%20de%20la%20mora.pdf

Gallardo, C. (2001). *Publicaciones generadas del Proyecto PID-UNER2067. Universidad Nacional de Entre los Rios Parana*. Recuperado el Noviembre de 2012, de Tratamiento integral de residuos sólidos sustratos para las plantas, tipos y principales características: <http://www.oni:escuelas.edu. /.../...pdf>

Garridos, P. (2009). Evaluación de la diversidad genética de la mora cultivada(*RubusglaucusBenth*) y especies emparentadas en zona productivas del Ecuador mediante marcadores moleculares RAPDs, ISSRs, AFLPs. Sangolqui, Ecuador.

Han, H. (2009). *African Journal of Biotechnonology. Areview on the molecular mechanic of rooting modulated by auxin.*, 353.

Hartman, H., & Kester, D. (1991). *Propagación de plantas principios y prácticas*. México: Continental S.A.

Hernández Villegas, J. (2003). *Repositorio Universidad UCLA*. Recuperado el Marzo de 2012, de Tesis Evaluación de sustratos para la producción de plantylas de pimiento (*Capsicum annum L*) en bandejas.:

[http://www.researchgate.net/publication/32925914_Evaluacin_de_sustratos_para_la_produccion_de_plantulas_de_pimenton_\(Capsicum_annum_L.\)_en_bandejas](http://www.researchgate.net/publication/32925914_Evaluacin_de_sustratos_para_la_produccion_de_plantulas_de_pimenton_(Capsicum_annum_L.)_en_bandejas)

- Herrera Santillan, L., & Bravo, B. (Marzo de 2010). *Buenas tareas*. Recuperado el junio de 2012, de Aislamiento, selección, cinética y conservación de los mejores microorganismos, aislados del mosto de vino de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth): <http://www.buenastareas.com/ensayos/Aislamientoelevaduras/6344627.html>
- Infoagro. (Agosto de 2011). *Infoagro*. Recuperado el Noviembre de 2012, de Tipo de sustratos de cultivos : http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm
- Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias. (2010). “*Mejoramiento de la Productividad y Calidad de la Fruticultura en la Región Litoral, Andina y Amazónica del Ecuador*”. QUITO.
- Jacomé Montesdeoca, R. (2010). *Estudio de la línea base de la cadena productiva de la mora de castilla (Rubus glaucus Benth) en la provincia de Bolivar, Cotopaxi y Tungurahua*. Ambato.
- Latsague Vidal, M., Saéz Delgado, P., & Yáñez Delgado, J. (2009). *Notas Universidad Católica de Temuco*. Recuperado el 12 de Enero de 2014, de Efecto de ácido indolbutírico en la capacidad de rizogénesis de estacas de *Eucryphia glutinosa*: www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717..
- León M, G. (2007). *Control de plagas y enfermedades en los cultivos*. Bogotá: Grupo Latino Editores.
- Lesur, L. (2007). *Manual de fruticultura: una guía paso a paso*. Mexico: Trillas.
- Lira, R. (2007). Fisiología Vegetal. En R. H. Saldivar, *Fisiología Vegetal* (pág. 150). Latino Editores.
- López Acosta, J., Guío Tenjo, N., Fischer, G., & Miranda, D. (Junio de 2008). *Revista Facultad Nacional de Agronomía U.N Colombia*. Recuperado el 7 de Enero de 2014, de Propagación de Uchuva (*Physalis peruviana* L.9 mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=179914077011>
- Lorento Herrera, J. (2007). *Biblioteca de la Agricultura*. Barcelona España: Graficas Marmol.
- Marcelo, L. (2007). *Control de plagas y enfermedades en los cultivos* . Bogotá: Grupo Latino Editores.
- Martinez Aguiere, M. (2007). *REPOSITORIO UNIVERSIDAD POLITECNICA DE CARTAGENA*. Recuperado el 12 de 2012, de Propagación vegetativa de *Tamarix*

boveana Bunge: ensayos de enraizamiento de esquejes:
Tesis.repositorio.bib.upct.es/dspace/bitstream/1037/289/1pfc

- Mejia Bonilla, P. (Junio de 2011). *Repositorio IASA*. Recuperado el Agosto de 2012, de Caracterización morfo agronómica de genotipos de mora (*Rubus glaucus* Benth):
repositorio.espe.edu.ec/handle/21000/3863
- Mesen, F. (1983). *Efecto del acido indolbutirico*. Recuperado el Diciembre de 2011, de Vegetative propagacion of Central American Hrdwoods.:
<http://www.scielo.sa.crpdfacv34n2a11v34n2.pdf>
- Montalvo Vargas, D. (Diciembre de 2010). *Repositorio digital ESPE*. Recuperado el JULIO de 2011, de Evaluación de la calidad poscosecha de las asecciones seleccionadasde mora de castila (*Rubus glaucus* Benth):
bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/2653/1/CD-3336.pdf
- Montalvo Vargas, D. A. (2010). *Repositiro digital ESPE*. Recuperado el julio de 2012, de Evaluación de la calidad poscosecha de las asociaciones seleccionadas de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth)provenientes de las provincias de Tungurahua y Bolivar:
<http://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/2653/1/CD-3336.pdf>.
- Montoya, C., Hincapie, L., & Uribe, V. (1997). Principales Enfermedades y Plagas en el cultivo de la mora. *Boletín Técnico*. Nariño: Quinchia.
- Muñoz, I., & Reyes, H. (2006). *Repositorio de Universidad Nacional Agraria*. Recuperado el Marzo de 2011, de Efecto de reguladores de crecimiento,I-cisteina y Ácido ascórbico en el cultivo in vitro de mora de castilla (*Rubus glaucus* Benth):
<http://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnf01m967.pdf>.
- Noboa Silva, V. (Abril de 2011). *Repositorio digital ESPE*. Recuperado el Octubre de 2011, de Efecto de seis tipos de sustratos y tres dosis de ácido naftalenacético en la propagación vegetativa de mortiño (*Vaccinium floribundum* Kunth):
<http://dspace.esPOCH.edu.ec./bistream/123456789/713/1/33T0067NoboaVilma.pdf>
- Ospina Machado, J. E. (2001). *Producción Agrícola 1*. Santé de Bogotá: Terrova Editores. Ltda.
- Pedroza, M., & Montes, M. (Mayo de 2008). *El cultivo de Hypericum tiene seguidores*. Recuperado el Marzo de 2012, de Micropropagacion de Hypericumgoyanesii:
<http://revista.udistrital.edu.co/ojs/index.php/revcie/article/view/300>.
- Pérez. (2011). *Plan de fertirrigación en el cultivo de mora de castilla con espinas (Rubus glaucus Benth), Cantón Ambato, provincia de Tungurahua*. Recuperado el Mayo de 2012, de repo.uta.edu.ec/bitstream/handle/123456789/881/Tesis_t006agr.pdf

- Pérez. (2011). *Repositorio*. Recuperado el 08 de 2012
- Pérez. (2011). *REPOSITORIO Pontificia Universidad Javeriana Bogota*. Recuperado el AGOSTO de 2012, de <http://repository.javeriana.edu.co/bitstream/10554/1530/1/PerezMoncadaUrleyAdrian2001.pdf>.
- Pérez. (2011). *Repositorio Pontificia Universidad Javeriana Bogotá*. Recuperado el Agosto de 2012, de Evaluación de un sistema para la micropagación in vitro en palntas de mora de castilla (*Rubus glaucus*): <http://repository.javeriana.edu.co/bitstream/10554/1530/1/PerezMoncadaUrleyAdrian2011.pdf>.
- Pérez. (2012). *Repositorio Universidad Javeriana Bogota*. Obtenido de <http://repository.javeriana.edu.co/bitstream/10554/1530/1/PerezMoncadaUrleyAdrian2011.pdf>.
- Peréz Moncada, U. (2011). *Repositorio Universidad Javeriana*. Recuperado el 08 de 2012, de Evaluación de un sistema para la micorrizacion in vitro en plantas de mora de castilla (*Rubus glaucus*): <http://repository.javeriana.edu.co/bitstream/10554/1530/1/PerezMoncadaUrleyAdrian2011.pdf>.
- Perez Sarabia, V. (2011). *Repositorio Universidad Técnica de Ambato*. Recuperado el Mayo de 2012, de Plan de fertirrigación en el cultivo de mora de castilla con espinas (*Rubus glaucus Benth*), Cantón Ambato, Provincia de Tungurahua: repo.uta.edu.ec/bitstream/handle/123456789/881/Tesis_t006agr.pdf?
- Peréz Sarabia, V. (2011). *Universidad Tecnica de Ambato*. Recuperado el Enero de E de 2012, de Plan de fertirrigación en el cultivo de mora de castilla con espinas (*Rubus glaucus Benth*): [repo.uta.edu.ec/bistream/handle/123456729/881/Tesis_006agr.pdf?...](http://repo.uta.edu.ec/bistream/handle/123456729/881/Tesis_006agr.pdf?)
- Perrin. (1981). *Repositorio Centro Internacional de Mejoramiento de Maiz y Trigo*. Recuperado el Febrero de 2013, de Formulación de recomendaciones a partir de datos agronomicos: <http://repository.cimmyt.org/xmlui/bitstream/handle/10883/1063/9031.pdf>
- Promosta. (2005). *Guias tecnologiacas de frutas y vegetales*. Recuperado el diciembre de 2011, de cultivo de la mora: <http://www.zamorano.edu/gamis/frutas/mora.pdf>
- Raisman, J., & Gonzalés, A. (2007). *Universidad Nacional del Nordeste. Facultad de Ciencia Agrarias*. Recuperado el Diciembre de 2012, de Hipertextos del Ares de Biología Plantas Fitohormonas:

http://www.biologia.edu.ar/plantas/reguladores_vegetales_2005/Reguladores%20vegetales.htm;

Rourke F, O. (1940). *The Influence de blossom buds on rooting of hardwood cutting of blueberry*.

Ruíz, H., & Mesen , F. (Febrero de 2010). *Agronomia Costarricense*. Recuperado el Agosto de 2012, de Efecto del Acido Indolbutirico y tipo de estaquillas en el enraizamiento de sachá inchi (Plukenetia volubilis L): <http://www.scielo.sa.crpdfacv34n2a11v34n2.pdf>

Ruiz, H., & Mesen, F. (2010). *Agronomia Costarricense*. Recuperado el Diciembre de 2012, de Efecto del ácido indolbutirico y tipo de estaquilla en el enraizamiento de sachá inchi (Plukenetia volubilis L): <http://www.scielo.sa.crpdfacv34n2a11v34n2.pdf>.

Salazar, R., & Erazo, B. (1983). Memorias Curso Nacional de Frutales Raúl Salazar. *El cultivo de la mora en Colombia en memoria*. colombia.

Salvarrey. (2008). *Universidad de la Republica*. Recuperado el Diciembre de 2012, de Evaluacion de diferentes técnicas de propagación vegetativa en guayabo del país (Accasellowiana Berg) Burret: [:http://www.guayubira.org.uy/monte/bibliografía](http://www.guayubira.org.uy/monte/bibliografía)

Santelices, R., & García, C. (2003). *Efecto del IBA y la ubicación de la estacs en el rebrote de tocón sobre la rizogénesis de Nothofagus alessandrii Espinosa*, 245.

Torre, D. I. (2004). Respuesta de la asociación mora-alfalfa a la aplicación de productos bioestimulantes y organicos. Guayllabamba, Pichincha, Ecuador.

Texto Unificado de Legislación Ambiental Secundaria del Ministerio de Ambiente

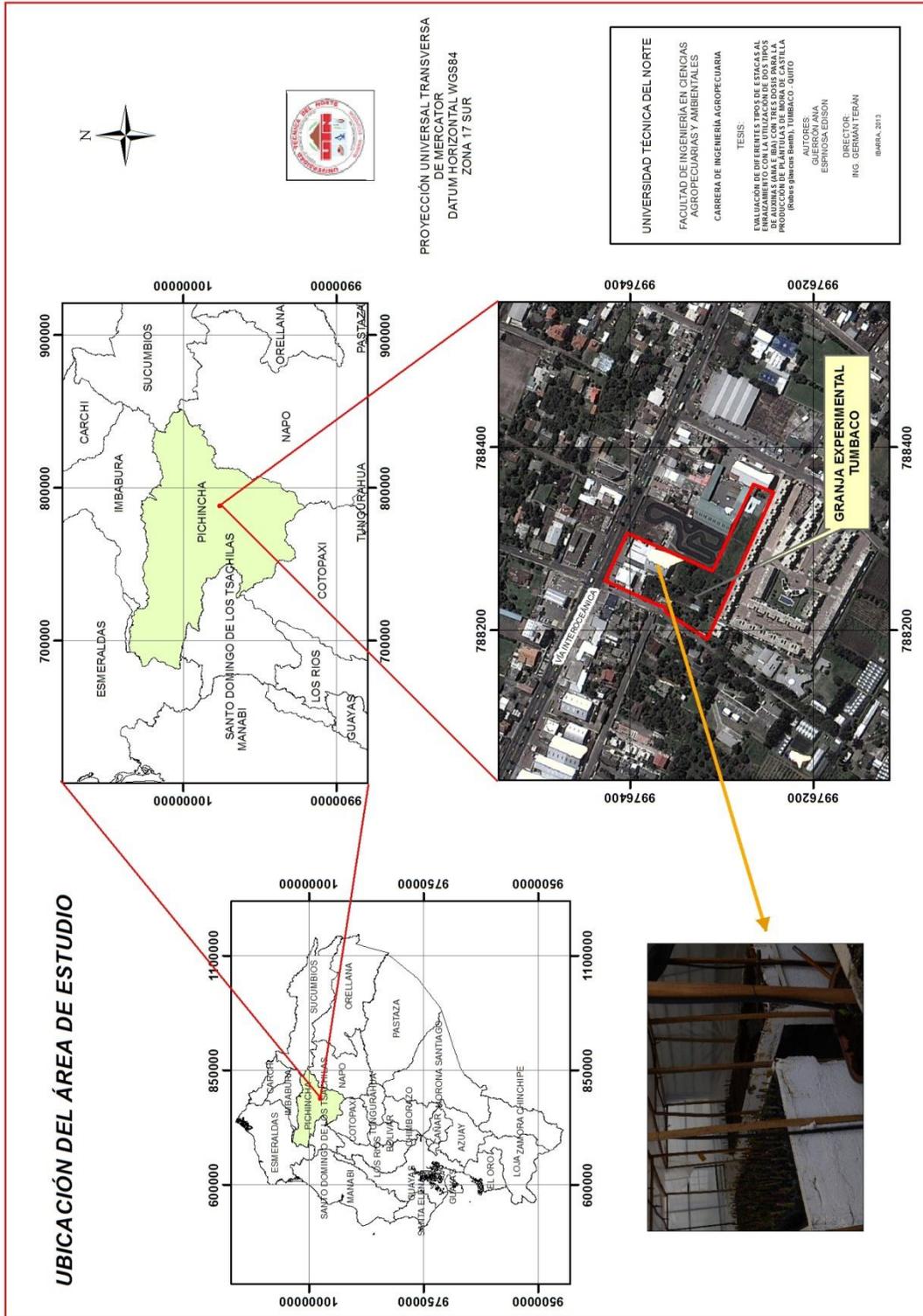
Tulas: https://www.google.com.ec/?gws_rd=cr&ei=-P3eUr_xOJOLkAfN_IDADw#q=TULAS+

UNESCO. (2007). *AGROBIOTECNOLOGIA*. Recuperado el 19 de Diciembre de 2011, de Biotecnología Vegetal : <http://www.unesco.org/unuoe/unuesp/centros/biolac.htm>

Vásquez Villavicencio, W. (2008). *Guia tecnica de cultivos*. QUITO.

Weaver, R. (2001). *Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura*. México: Trillas.

Anexo N° 1. Ubicación geográfica



Anexo N° 2. Análisis de suelo.

LABONORT
LABORATORIOS NORTE
Av. Cristobal de Troya y Jaime Roldos Ibarra - Ecuador Telefax. 2547097 cel. 099591050

REPORTE DE ANALISIS DE SUELOS

DATOS DE PROPIETARIO		DATOS DE LA PROPIEDAD	
Nombre: ANITA GUERRÓN		Provincia: Pichincha	
Ciudad:		Cantón: Tumbaco	
Teléfono: 0991969300		Parroquia: Tumbaco	
Fax:		Sitio: Tumbaco	
DATOS DEL LOTE		DATOS DE LABORATORIO	
Sitio: Tumbaco		Nro Reporte.: 4814	
Superficie:		Tipo de Análisis: Elemental	
Número de Campo: M 1		Muestra: Suelo M 1	
Cultivo Actual:		Fecha de Ingreso: 2012-05-22	
A Cultivar: Mora		Fecha de Reporte: 2012-05-28	

Nutriente	Valor	Unidad	INTERPRETACION
N	242.27	ppm	
P	53.87	ppm	
S		ppm	
K	4.05	meq/100 ml	
Ca	28.31	meq/100 ml	
Mg	1.85	meq/100 ml	
Zn		ppm	
Cu		ppm	
Fe		ppm	
Mn		ppm	
B		ppm	
pH	6.51		
Acidez Int. (Al+H)		meq/100 ml	
Al		meq/100 ml	
Na		meq/100 ml	
Ce	2.364	mS/cm	
MO		%	

Ca	Mg	Ca+Mg (meq/100ml)	%	ppm	(%)	Clase Textural		
Mg	K	K	Sum Bases	NTot	Cl	Arena	Limo	Arcilla
15.30	0.46	7.45	34.21					

Dr. Quím. Edison M. Miño M.
Responsable Laboratorio *Edison Miño*

LABONORT

Anexo N° 3. Fechas del manejo específico del experimento.

Cuadro N° 4. Fechas del manejo específico del experimento ensayo uno

ACTIVIDADES	FECHA
Adecuación del lugar	23,24,29,30 y 31/05/2012
Preparación del sustrato	22/05/2012
Desinfección del sustrato	24/05/2012
Llenado de fundas	25/05/2012
Preparación de la planta madre	30/05/2012
Recolección de las estacas	20/06/2012
Desinfección de las estacas	20/06/2012
Tratamiento con la hormona	21/06/2012
Siembra	21/06/2012
Control fitosanitario	*
Riego	21/06/2012-17/09/2012
Instalación del jobo	30/06/2012

*= Control fitosanitario cuadro N°

Fuente: los autores

Cuadro N° 5. Fechas control fitosanitario del experimento ensayo uno.

FECHA DE APLICACIÓN	PRODUCTOS
21/06/2012	Terraclord
22/06/2012	Benomil
27/06/2012	Ridomil Gold
	Nimrod
10/07/2012	Alliete
	Benomil
	Cekudazim
12/07/2012	Daconil
	Captan
	Methofan
17/07/2012	Benomil
	Ridomil Gold
20/07/2012	Topsim
	Score
24/07/2012	Cekudazim
	Ridomil Gold
01/08/2012	Ridomil Gold
	Benomil
02/08/2012	Evergreem
	Bioenergía
07/08/2012	Cekudazim
	Ridomil Gold
14/08/2012	Captan

	Terraclord
21/08/2012	Score
	Benomil
28/08/2012	Ridomil Gold
	Benomil
04/09/2012	Alliete
	Topsim
11/09/2012	Score
	Cekudazim
17/09/2012	Tachigaren
	Daconil

Cuadro N° 6 Fechas del manejo específico del experimento ensayo dos y tres

ACTIVIDADES	FECHA
Adecuación del lugar	10-11/09/2012
Preparación del sustrato	12/09/2012
Desinfección del sustrato	13/09/2012
Llenado de fundas	14/09/2012
Preparación de la planta madre	14-15/09/2012
Recolección de las estacas	16/09/2012
Desinfección de las estacas	17/09/2012
Tratamiento con la hormona	18/09/2012
Siembra	18/09/2012
Control fitosanitario	*
Riego	18/09/2012- 18/12/2012
Instalación del jobo	18/09/2012

Fuente:

los autores

Cuadro N° 7. Fechas control fitosanitario del experimento ensayo dos y tres.

Fecha de aplicación	Productos
18/09/2012	Ridomil Gold
	Captan
24/09/2012	Score
	Benomil
28/09/2012	Ridomil Gold
	Benomil
01/10/2012	Alliete
	Topsim
05/10/2012	Score
	Cekudazim
08/10/2012	Ridomil Gold
	Captan
12/10/2012	Tachigaren
	Daconil
15/10/2012	Captan
	Score
19/10/2012	Benomil
	Ridomil Gold
22/10/2012	Benomil
	Alliete
26/10/2012	Topsim
	Score
29/10/2012	Cekudazim
	Ridomil Gold
02/11/2012	Captan
	Tachigaren
05/11/2012	Daconil
	Score
09/11/2012	Benomil
	Ridomil Gold
12/11/2012	Benomil
	Alliete
16/11/2012	Topsim
	Score
19/11/2012	Cekudazim
	Ridomil Gold
23/11/2012	Captan
	Terraclord
26/11/2012	Daconil
	Tachigaren
29/11/2012	Daconil

	Score
03/12/2012	Benomil
07/12/2012	Ridomil Gold
	Benomil
10/12/2012	Alliete
	Topsim
14/12/2012	Score
	Cekudazim

Fuente: los autores

Anexo N° 4. Datos originales recopilados durante la investigación del primer ensayo.

Cuadro N° 8. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	X
T1	6	7	4	8	25	6,25
T2	2	2	1	1	6	1,5
T3	1	1	2	1	5	1,25
T4	1	2	1	1	5	1,25
T5	1	1	1	0	3	0,75
T6	1	1	1	1	4	1
T7	0	3	3	4	10	2,5
T8	3	0	2	0	5	1,25
T9	2	2	1	2	7	1,75
T10	0	1	2	0	3	0,75
T11	0	3	0	3	6	1,5
T12	0	2	1	0	3	0,75

Fuente: los autores

Cuadro N° 9. Datos para la variable, número de raíces a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	X
T1	29	13	12	7	61	15,25
T2	6	32	12	11	61	15,25
T3	19	28	17	0	64	16
T4	10	13	17	6	46	11,5
T5	24	20	15	13	72	18
T6	14	13	6	20	53	13,25
T7	0	13	0	15	28	7
T8	12	3	4	7	26	6,5
T9	8	2	2	0	12	3
T10	10	11	6	10	37	9,25
T11	0	3	12	11	26	6,5
T12	11	0	14	7	32	8

Fuente: los autores

Anexo N° 5. Datos originales recopilados durante la investigación del segundo ensayo.

Cuadro N° 10. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	X
T1	2,00	2,00	2,41	2,73	9,14	2,29
T2	1,00	1,00	2,00	2,00	6	1,50
T3	1,00	1,00	1,00	1,00	4	1,00
T4	1,00	2,00	1,00	2,00	6	1,50
T5	1,00	1,00	2,00	1,00	5	1,25
T6	1,00	1,00	2,00	1,00	5	1,25
T7	1,00	1,00	2,00	2,41	6,41	1,60
T8	1,00	2,41	2,00	2,00	7,41	1,85
T9	2,73	1,00	1,00	2,73	7,46	1,87
T10	2,00	2,41	1,00	1,00	6,41	1,60
T11	1,00	1,00	2,41	1,00	5,41	1,35
T12	1,00	2,00	2,00	2,00	7	1,75

Fuente: los

autores

Cuadro N° 11. Datos para las variables, porcentaje de estacas con brotes y raíces, porcentaje de estacas con brotes y sin raíces, porcentaje de estacas sin brotes y con raíces, porcentaje de estacas enraizadas.

. TRATAMIENTOS	% de estacas con brotes y raíces		% de estacas con brotes y sin raíces		% de estacas sin brotes y con raíces		% de estacas enraizadas	
	# de estacas	%	# de estacas	%	# de estacas	%	# de estacas	%
T1	1	12,5	6	75	0	0	1	12,5
T2	1	12,5	1	12,5	0	0	1	12,5
T3	0	0	0	0	0	0	0	0
T4	1	12,5	1	12,5	0	0	1	12,5
T5	1	12,5	0	0	1	12,5	2	25
T6	0	0	1	12,5	0	0	0	0
T7	2	25	1	12,5	2	25	4	50
T8	3	37,5	0	0	2	25	5	62,5
T9	2	25	4	50	1	12,5	3	37,5
T10	5	62,5	1	12,5	0	0	5	62,5
T11	1	12,5	1	12,5	2	25	3	37,5
T12	2	25	1	12,5	3	37,5	5	62,5

Fuente: los autores

Cuadro N° 12. Datos para la variable, longitud de brotes a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	X
T1	2,00	2,41	3,00	2,41	9,83	2,46
T2	1,00	1,00	2,22	2,22	6,45	1,61
T3	1,00	1,00	1,00	1,00	4,00	1,00
T4	1,00	3,00	1,00	2,00	7,00	1,75
T5	1,00	1,00	3,65	1,00	6,65	1,66
T6	1,00	1,00	2,00	1,00	5,00	1,25
T7	1,00	1,00	2,41	2,26	6,68	1,67
T8	1,00	2,22	2,41	1,71	7,35	1,84
T9	2,00	1,00	1,00	2,41	6,41	1,60
T10	3,00	3,00	1,00	1,00	8,00	2,00
T11	1,00	1,00	2,58	2,58	7,16	1,79
T12	1,00	2,22	3,65	2,73	9,60	2,40

Fuente: los autores

Cuadro N° 13. Datos para la variable, peso de raíces en verde de las estacas a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	X
T1	1,00	1,00	1,24	1,00	4,24	1,06
T2	1,00	1,00	1,55	1,00	4,55	1,14
T3	1,00	1,00	1,00	1,00	4,00	1,00
T4	1,00	1,14	1,00	1,00	4,14	1,04
T5	1,77	1,00	1,14	1,00	4,92	1,23
T6	1,00	1,00	1,00	1,00	4,00	1,00
T7	1,00	1,00	2,00	1,71	5,71	1,43
T8	1,97	1,24	1,24	1,26	5,73	1,43
T9	2,29	1,26	1,00	1,00	5,56	1,39
T10	2,04	1,63	1,00	1,00	5,67	1,42
T11	1,00	1,00	1,51	1,00	4,51	1,13
T12	1,00	1,10	1,94	2,22	6,26	1,57

Fuente: los autores

Cuadro N° 14. Datos para la variable, peso de raíces en seco a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	X
T1	1,00	1,00	1,18	1,00	4,22	1,04
T2	1,00	1,00	1,15	1,00	4,19	1,04
T3	1,00	1,00	1,00	1,00	4,00	1,00
T4	1,00	1,01	1,00	1,00	4,00	1,00
T5	1,20	1,00	1,11	1,00	4,38	1,08
T6	1,00	1,00	1,00	1,06	4,08	1,02
T7	1,00	1,00	1,32	1,00	4,40	1,08
T8	1,17	1,06	1,07	1,04	4,36	1,09
T9	1,36	1,12	1,00	1,00	4,48	1,12
T10	1,20	1,14	1,00	1,00	4,29	1,09
T11	1,00	1,00	1,14	1,00	4,18	1,04
T12	1,00	1,37	1,26	1,07	4,51	1,18

Fuente: los autores

Anexo N° 6. Datos originales recopilados durante la investigación tercer ensayo.

Cuadro N° 15. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 15 días.

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	3	2	1	1
T2	2	2	2	2
T3	3	3	4	2
T4	3	4	2	2

Fuente: los autores

Cuadro N°16. Datos para la variable, longitud de brotes por estacas a los 15 días.

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	2	1	2	1
T2	1	2,5	0,5	2
T3	2	2	1	1,5
T4	4	2,5	2,5	2

Fuente: los autores

Cuadro N° 17. Datos para la variable, número de estacas brotadas a los 30 días.

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	1	1	1	1
T2	3	2	1	1
T3	3	2	3	1
T4	2	3	2	1

Fuente: los autores

Cuadro N° 18. Datos para la variable, Longitud de brotes por estacas los 30 días.

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	2	2	1,5	1
T2	2	3	0,5	2
T3	2	1	3	0,5
T4	3	3	2,5	2,5

Fuente: los autores

Cuadro N° 19. Datos para la variable, Numero de estacas brotadas a los 45 días

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	1	1	1	1
T2	2	1	1	1
T3	3	2	2	1
T4	2	2	1	1

Fuente: los autores

Cuadro N° 20. Datos para la variable, Longitud de brotes por estacas a los 45 días

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	2	1,5	2	1,5
T2	4	6	1	2
T3	2,5	1,5	3	1
T4	6	3	3	0,5

Fuente: los autores

Cuadro N° 21. Datos para la variable, Numero de estacas brotadas a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	1	1	1	0
T2	2	1	1	1
T3	2	2	2	1
T4	1	1	1	1

Fuente: los autores

Cuadro N° 22.Datos para la variable, Longitud de brotes a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	0,5	3	0,5	0
T2	6	11	2	2
T3	2,5	1,5	2,5	5
T4	9	3,5	1	1

Fuente: los autores

Cuadro N° 23. Datos para la variable, Peso de raíces en verde en g de las estacas a los 60 días.

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	0,27	0,03	0,02	0,01
T2	0,96	0,01	0,78	0,04
T3	1,34	0,01	0,78	0,04
T4	0,05	0,22	0,27	0,89

Fuente: los autores

Cuadro N°24.Datos para la variable, Peso de raíces en seco en g de las estacas a los 60 días

Tratamientos	I	II	III	IV
T1	0,039	0,0045	0,0032	0,0019
T2	0,119	0,0035	0,014	0,0108
T3	0,160	0,0018	0,103	0,0089
T4	0,0083	0,0036	0,044	0,119

Fuente: los autores

Cuadro N° 25.Datos para la variable, Porcentaje de sobrevivencia de las estacas al enraizamiento, en la evaluación de estacas de mora de castilla al enraizamiento con la utilización de IBA. Tumbaco 2013

TRATAMIENTOS	15 DIAS	30 DIAS	45 DIAS	60 DIAS
	Estacas muertas	Estacas muertas	Estacas muertas	Estacas muertas
T1	2	2	5	5
T2	0	2	8	5
T3	0	2	6	6
T4	0	4	9	6

Fuente: los autores

Cuadro N° 26. Datos para la variable, Porcentaje de estacas con brotes y raíces.

TRATAMIENTOS	% de estacas con brotes y raíces
T1	2
T2	3
T3	4
T4	4

Fuente: los autores

Cuadro N° 27. Datos para la variable, Porcentaje de estacas con brotes y sin raíces.

TRATAMIENTOS	% de estacas con brotes y sin raíces
T1	4
T2	2
T3	0
T4	0

Fuente: los autores

Cuadro N° 28. Datos para la variable, porcentaje de estacas enraizadas

TRATAMIENTOS	% de estacas enraizadas
T1	2
T2	3
T3	4
T4	4

Fuente: los autores

Anexo N° 7. FOTOGRAFÍAS.

Fotografía N° 1. Adecuación del lugar del ensayo.



Fotografía N° 2. Recolección del material vegetal de la poda.



Fotografía N°3. Desinfección del material vegetal.



Fotografía N° 4. Hidratación del material vegetal.



Fotografía N° 5. Inmersión de las estacas en IBA.



Fotografía N° 6. Siembra de estacas.



Fotografía N° 7. Riego.



Fotografía N° 8. Estaca con brote y raíz.



Fotografía N° 9. Estacas con brotes y sin raíces.



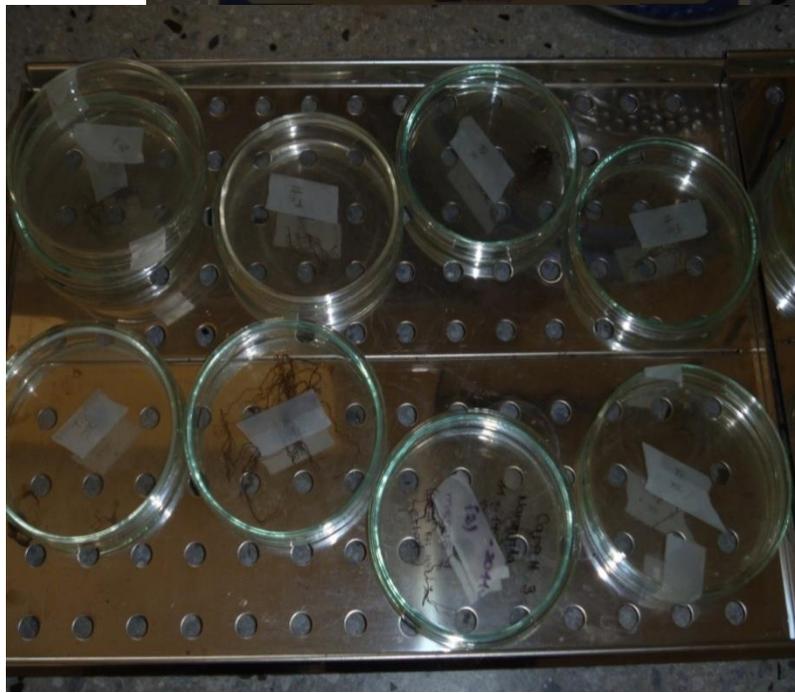
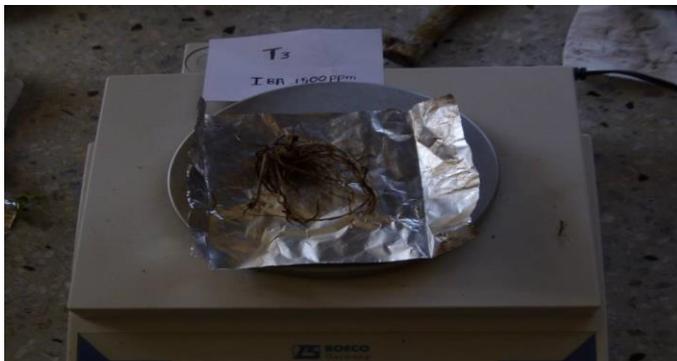
Fotografía N° 10. Estacas enraizadas.



Fotografía N° 11. Estacas enraizadas.



Fotografía N° 12. Peso de raíces en verde.



Fotografía N°

13. Colocación

de raíces en cajas petri.

Fotografía N° 14. Colocación de raíces en la estufa de memmert.



Fotografía N° 15. Peso de raíces en seco en la balanza analítica.

