

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



TESIS DE GRADO

**EVALUACION DE DOS FITORREGULADORES EN CUATRO SUSTRATOS
PARA EL ENRAIZAMIENTO DEL PORTA INJERTO EN (*Rosa manetti*) EN EL
CENTRO EXPERIMENTAL DE COTA COTA**

EDWIN EDUARDO SÁNCHEZ APAZA

La Paz - Bolivia

2015

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**

**EVALUACIÓN DE DOS FITORREGULADORES EN CUATRO SUSTRATOS PARA
EL ENRAIZAMIENTO DEL PORTA INJERTO EN (*Rosa manetti*) EN EL CENTRO
EXPERIMENTAL DE COTA COTA**

Tesis de Grado presentado como requisito
parcial para optar el Título de:
Ingeniero Agrónomo

EDWIN EDUARDO SÁNCHEZ APAZA

Asesores:

Ing. Fernando Manzaneda Delgado _____

Ing. Willams Alex Murillo Oporto _____

Comité Revisor:

Ing. Ph. D. David Cruz Choque _____

Lic. Cynthia Lara Pizarroso _____

Ing. Freddy Carlos Mena Herrera _____

APROBADA

Presidente Tribunal Examinador: _____

DEDICATORIA

Dedicado a ti Dios, que desde el cielo me acompañas y me cuidas en todo momento de mi vida

A mis papas, Tiburcio Sanchez P. y Concepción Apaza de Sanchez por ser personas maravillosas, admirables y sinceras. Por sus esfuerzos, apoyo moral y material incondicional y sobre todo por ser un ejemplo de vida durante todo este tiempo, para hacer realidad este sueño.

AGRADECIMIENTOS

Expreso mis sinceros agradecimientos a las instituciones y personas que hicieron posible la realización de la presente Tesis de Grado:

Al Centro Experimental Cota Cota, dependiente de la Facultad de Agronomía por el espacio otorgado para la realización del trabajo de Investigación.

Hacer extensivo mi reconocimiento a mis Asesores: Ing. Agr. Fernando Manzaneda Delgado e Ing. Agr. Willams Murillo Oporto por su amistad y colaboración en el presente estudio.

Al Tribunal revisor: Ing. Agr. Ph.D. David Cruz Choque, Ing. Agr. M.Sc. Carlos Mena y a la Lic. Cynthia Lara Pizarroso, por las valiosas sugerencias y correcciones realizadas en el presente trabajo.

A la Ing. Agr. Rosario Chura Villacorta por su amistad, orientación y colaboración para el desarrollo y presentación final de este documento.

Al Ing. Civil. José Luis Rocha Miranda por su incondicional amistad, colaboración y comprensión en los momentos más difíciles de mi vida universitaria.

A mis hermanos Freddy, Gladdys, Estela, Virginia, Carmén y Estefany Sanchez Apaza por el apoyo incondicional y moral, para la conclusión de este objetivo.

A mi Enamorada Lic. Amparo Chura Choque, por brindarme su amistad, apoyo, cariño, comprensión y consejos a lo largo de mi formación profesional.

Finalmente, a todos los amigos (as) con los que compartí una etapa especial de mi vida universitaria.

¡GRACIAS!

Edwin Eduardo Sánchez Apaza

ÍNDICE GENERAL

Contenido

ÍNDICE GENERAL	i
LISTA DE CUADROS	v
LISTA DE FIGURAS	vi
LISTA DE ANEXOS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Antecedentes	1
1.2 Justificación	2
1.3 OBJETIVOS.....	3
1.3.1 Objetivo general	3
1.2.2 Objetivos específicos	3
2. REVISION DE LITERATURA	4
2.1 Aspectos generales del rosal.....	4
2.2 Características de producción para flor de corte	4
2.3 Propagación y obtención de plantas de rosa para flor de corte	5
2.4 Métodos de propagación	6
2.4.1 Propagación por semilla (sexual)	6
2.4.2 Propagación vegetativa (asexual)	7
2.4.2.1 Propagación por estacas.....	7
2.4.2.2 Propagación por injerto	8
2.4.2.2.1 Porta injertos (pie, maestro o patrón)	9
2.4.2.2.2. Clases de porta injertos o patrones.....	9
2.4.2.2.3 Porta injerto para el rosal	10
2.4.2.2.4 Relación porta injerto – variedad.....	11

2.4.2.2.5. Porta injertos utilizados para flor de corte	12
2.4.2.3 Propagación por medio de tejidos meristemáticos	14
2.4.3 Importancia de la propagación vegetativa	15
2.5 Fundamentos anatómicos del enraizamiento por estacas	16
2.5.1 Origen de raíces adventicias	16
2.5.2 División y diferenciación celular	16
2.5.3 Formación de callo	17
2.5.4 Formación de raíces adventicias.....	18
2.5.5 Desarrollo y diferenciación	19
2.6 Fundamentos fisiológicos del enraizamiento	20
2.6.1 Sustancias reguladores del crecimiento	20
2.6.2 Función de los reguladores del crecimiento vegetal	20
2.6.3 Acción fundamental de las hormonas	21
2.6.4 Acciones generales de las hormonas.....	22
2.6.5 Clasificación de los reguladores de crecimiento	23
2.6.5.1 Auxinas	23
2.6.5.1.1 Auxinas naturales.....	23
2.6.5.1.2. Auxinas sintéticas.....	24
2.6.5.2. Función de las auxinas.....	24
2.6.5.3 Mecanismo de acción.....	25
2.6.5.4. Distribución	25
2.6.5.5 Transporte.....	26
2.6.5.6 Acción fundamental.....	26
2.6.5.7 Efectos característicos	27
2.6.5.8 Componentes de los fitorreguladores auxinicos.....	27
2.6.5.9. Relación: Auxinas – Citokininas	28
2.6.6 Fitoreguladores utilizados para estimular el enraizamiento.....	29
2.6.6.1. Ácido naftalenacetico	29
2.6.6.2.1. Ventajas de la utilización del ácido Indolbutirico	32
2.6.7. Equilibrio endógeno de reguladores de crecimiento.....	33

2.7 Enraizamiento.....	33
2.7.1 Cofactores necesarios para el enraizamiento	35
2.8 Factores que influyen en el enraizamiento	36
2.8.1 La planta madre	36
2.8.1.1 Condiciones fisiológicas de la planta madre	37
2.8.2 Elección de las estaquillas	38
2.8.3 Métodos de aplicación de fitorreguladores.....	39
2.8.3.1. Método de espolvoreado.....	39
2.8.3.2. Método de remojo prolongado en solución diluida	40
2.8.3.3. Método de inmersión en solución concentrada	40
2.8.3.4. El tiempo y la concentración hormonal.....	41
2.8.4 Condiciones ambientales que influyen en el enraizamiento.....	42
2.8.4.1 Temperatura.....	43
2.8.4.2. Agua y Humedad.....	43
2.8.4.3. Luz	44
2.8.4.5. Substrato.....	45
2.8.4.5.1. Clases de sustratos.....	46
2.8.4.5.2. Desinfección del sustrato	47
3. LOCALIZACIÓN	51
3.1 Ubicación Geográfica.....	51
3.2 Topografía y Vegetación.....	51
3.3 Características climáticas	51
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	52
4.1 Materiales	52
4.1.1 Material experimental	52
4.1.2 Fungicidas.....	52
4.1.3 Equipo y Material de Laboratorio	52
4.1.4 Material y herramientas de campo	53
4.1.5 Material y equipo de gabinete	53
4.1.6 Cámara de sub-irrigación	53

4.2 Metodología	54
4.2.1 Procedimiento experimental.....	54
4.3 Diseño experimental	58
4.3.1 Modelo Lineal Aditivo	58
4.3.1.1 Factores de Estudio	59
4.4 Variables de respuestas	60
5. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	62
5.1 Condiciones ambientales en la cámara de sub-irrigación.....	62
5.2 Formación de callo	64
5.3 Número de raíces por estaquilla	66
5.4 Longitud de la raíz	69
5.5 Porcentaje de enraizamiento	73
5.6 Análisis económico	76
6. CONCLUSIONES	77
7. RECOMENDACIONES	79
8. BIBLIOGRAFIA	80

LISTA DE CUADROS

Cuadro

Cuadro 1. Descripción del Ácido Naftalenácético.....	30
Cuadro 2. Descripción del 3-indol butírico.....	31
Cuadro 3. Cronograma de aplicación de fungicidas.....	57
Cuadro 4. Descripción de los tratamientos en estudio	59
Cuadro 5. Escala de valoración para la formación de callo.....	60
Cuadro 6. Análisis de Varianza para Formación de callo.....	64
Cuadro 7. Prueba de Duncan: Formación de callo en estaquillas de <i>Rosa manetti</i>	66
Cuadro 8. Análisis de Varianza para Número de raíces por estaquilla	67
Cuadro 9. Prueba de Duncan para Número de raíces por estaquilla	68
Cuadro 10. Análisis de Varianza para la longitud de la raíz	70
Cuadro 11. Prueba de Duncan: para longitud de la raíz en las estaquillas	72
Cuadro 12. Análisis de Varianza para el porcentaje de enraizamiento	73
Cuadro 13. Porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de <i>Rosa manetti</i>	75
Cuadro 14. Análisis económico de retornos marginales	76

LISTA DE FIGURAS

Figura

Figura 1. Variación de la temperatura al interior de la cámara de sub-irrigación.....	62
Figura 2. Variación de la humedad relativa al interior de la cámara de sub-irrigación ..	63
Figura 3. Efecto de los Fitorreguladores (ANA y AIB) y del sustrato en la Formación de callo.....	65
Figura 4. Efecto de los Fitorreguladores (ANA y AIB) y del sustrato en el número de raíces por estaquilla	68
Figura 5. Efecto de las Fitohormonas (ANA y AIB) y del sustrato en la longitud de las raíces	71
Figura 6. Efecto de las Fitohormonas (ANA y AIB) y del sustrato en el porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de <i>Rosa manetti</i>	74

LISTA DE ANEXOS

Anexo

Anexo 1. Estación Experimental Cota Cota.....	86
Anexo 2. Diseño de la cámara de sub-irrigación (Howland, 1975).....	86
Anexo 3. Vista lateral de la Cámara de sub-irrigación utilizada.....	87
Anexo 4. Material Vegetal procedente de Cochabamba	87
Anexo 5. Selección y Preparación de estaquillas	88
Anexo 6. Plantado de estaquillas en la Cámara de sub irrigación.....	88
Anexo 7. Formación de Callos	89
Anexo 8. Número de raíces por estaquilla	89
Anexo 9. Longitud de la raíz.....	90
Anexo 10. Propiedades químicas de los fitorreguladores puros.....	91
Anexo 11. Análisis de presupuestos parciales de los tratamientos para porcentaje de enraizado para 80.000 estaquillas de porta injertos de la <i>Rosa manetti</i>	92

RESUMEN

EVALUACIÓN DE DOS FITORREGULADORES EN CUATRO SUSTRATOS PARA EL ENRAIZAMIENTO DEL PORTA INJERTO EN (*Rosa manetti*) EN EL CENTRO EXPERIMENTAL DE COTA COTA

En la actualidad, la rosa es una de las especies más conocida, cultivada y solicitada como flor cortada. En éste sentido, el enraizamiento de porta injertos de rosa con el uso de fitorreguladores adquiere importancia en la producción de flores de corte, debido a que son una alternativa para incrementar la producción por unidad de superficie y al mismo tiempo producir rosas de buena calidad. Es así, que en el presente estudio se evaluó el efecto de dos fitorreguladores (ANA y AIB) al 4% y cuatro tipos de sustrato (100% turba, 75% turba + 25% arena, 50% turba + 50% arena y 25% turba + 75% arena) para el enraizamiento del porta injerto en *Rosa manetti*, utilizando cámaras de sub irrigación. Entre los resultados obtenidos se observó que el AIB estimuló de mejor manera la división celular para la formación de callo y ayudó a promover la movilización de los carbohidratos del tallo a la base de las estacas, lo que incrementó el número de raíces y la longitud de éstas, respecto de los tratamientos en los que se utilizó ANA en el mismo porcentaje. En cuanto a los tipos de sustrato utilizados para el enraizamiento del porta injerto, el sustrato con mayor granulometría (75% arena + 25% turba) fue el que más favoreció la formación de callos en las estaquillas de rosa manetti. Sin embargo, la mezcla del sustrato 1 a 1, permitió la obtención de mayor número de raíces y mejor crecimiento de las mismas, debido a que la combinación de 50% turba + 50 % arena, proporcionó un medio con suficiente porosidad para permitir buena aeración y con capacidad de retención de agua. El mayor porcentaje de enraizamiento se logró con los tratamientos en los que se empleó el fitorregulador AIB, con 85% de estaquillas enraizadas, a diferencia de las estaquillas tratadas con el fitorregulador ANA (81%), pero independientemente de la hormona utilizada se obtuvieron porcentajes de enraizamiento excelentes, debido a que se considera que las estacas de la posición basal presentan mayor enraizamiento en la mayoría de especies.

ABSTRACT

EVALUATION OF TWO PHYTOREGULATORS IN FOUR SUSTRATES FOR THE ROOTING OF THE ROOTSTOCK IN (*Rosa Manetti*) IN THE EXPERIMENTAL CENTRE OF COTA COTA

In the actuality, the rose is one of the most known species, cultured and requested like flower cut. In this sense, the rooting of grafting carries of rose with the use of phytohormones purchases importance in the production of flowers of cut, due to the fact that they are an alternative to increase the production by unit of surface and at the same time produce roses of good quality. It is like this, that in the present study evaluated the effect of two phytohormones (ANA and AIB) to 4% and four types of sustrates (100% peat, 75% peat + 25% sand, 50% peat + 50% sand and 25% peat + 75% sand) for the rooting of the grafting carries in Rose mannetti, using sub-irrigation cameras. Between the results obtained observed that the AIB stimulated of better way the cellular division for the training of callus and helped to promote the mobilisation of the carbohydrates of the cut to the base of the cuttings, what increased the number of roots and the length of these, concerning the treatments in which it used ANA in the same percentage. Regarding the types of sustrate used for the rooting of the grafting carry, the sustrate with greater granulometry (75% sand 25% peat) was the one who more favoured the training of callus in the cuttings of rose mannetti. However, the mix of the sustrate 1 to 1, allowed the obtaining of greater number of roots and better growth of the same, due to the fact that the combination of 50% peat + 50 % sand, provided a half with sufficient porosidad to allow good aeración and with capacity of retention of water. The greater percentage of rooting attained with the treatments in which it employed the phytohormone AIB, with 85% of cuttings rooted, unlike the cutting treated with the phytohormone ANA (81%), but independently of the hormone used obtained percentages of rooting excellent, due to the fact that it considers that the estacas of the basal position present greater rooting in the majority of species.

**EVALUACION DE DOS FITORREGULADORES EN CUATRO
SISTRATOS PARA EL ENRAIZAMIENTO DEL PORTA INJERTO EN
(*Rosa manetti*) EN EL CENTRO EXPERIMENTAL DE COTA COTA**

1. INTRODUCCIÓN

La rosa es una planta exótica de gran interés ornamental que ocupa junto al clavel y al crisantemo un lugar destacado en el comercio internacional de flores.

En la actualidad es una de las especies más conocida, cultivada y solicitada como flor cortada; su insuperable belleza, la amplia variedad de sus colores, tonos y combinaciones que presenta, su suave fragancia y la diversidad de formas, hacen de las rosas un elemento de exquisita plasticidad, que ocupa, sin lugar a dudas, un lugar preferente en la decoración y el gusto del público consumidor.

1.1 Antecedentes

En los últimos años los países sudamericanos han incrementado su producción en cuanto a flores se refiere, destacando los países de México, Colombia, Ecuador y Bolivia por tener un clima ideal y condiciones favorables para el crecimiento de una gran variedad de especies.

Las áreas de producción en Bolivia se encuentran en los departamentos de Chuquisaca y Potosí, pero la mayor producción está concentrada en Quillacollo del departamento de Cochabamba. Actualmente existen alrededor de 98 hectáreas de cultivos de flores en invernadero y 340 más a campo abierto, de las cuales alrededor del 60 por ciento de la producción en invernadero sale a los mercados de Paraguay, Argentina y Chile, el 30 por ciento se distribuye a los diferentes departamentos del país y el restante 10 por ciento se queda en el mercado local (Opinión, 2013 - en línea).

Desde 1993 las importaciones de la Unión Europea de flores frescas han sido dominadas por las rosas. Entre el 2002 y el 2006 las importaciones de éstas flores aumentaron en cuatro por ciento anualmente, ascendiendo a 992 millones de euros en el último año (CADEXCO, 2008 - en línea).

En La Paz, el cultivo de flores se realiza en los valles, yungas y regiones del altiplano (Río abajo). Se caracterizan por ser cultivos tradicionales que están expuestos a los factores climáticos adversos ya que se encuentran ubicados a más de 3800 m.s.n.m., por lo que el uso de carpas solares es común.

1.2 Justificación

Actualmente muchos floricultores están limitados en la producción de rosas debido a que no cuentan con pies de rosas para injertar las variedades deseadas. Este problema se da, a causa de que el país carece de empresas especializadas en la propagación de porta injertos con variedades injertadas, lo que conlleva el incremento de los costos de producción. Por otra parte, los floricultores en nuestro medio tienden a obtener nuevas plantas a partir de las que se cultivan en el plantel, lo que da como resultado problemas a lo largo de la producción. También existe el hecho de que los agricultores desconocen aspectos básicos en el manejo, selección del material, sanidad y las alternativas del uso de fitorreguladores y otros requisitos que se tiene para una buena propagación.

Es así, que el enraizamiento de porta injertos de rosa con el uso de fitorreguladores adquiere importancia en la producción de flores de corte, debido a que son una alternativa para incrementar la producción por unidad de superficie y al mismo tiempo producir rosas de buena calidad, a través de la propagación asexual mediante el porta injerto *manetti* que ofrece ventajas muy interesantes en cuanto a vigor, compatibilidad con las variedades, adaptabilidad, etc., frente a los cultivares de raíz propia.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 Objetivo general

- Evaluar el efecto de dos Fitorreguladores en cuatro Sustratos, para el enraizamiento del porta injerto en *Rosa Manetti* en el centro experimental de Cota Cota

1.2.2 Objetivos específicos

- Determinar el efecto de los fitorreguladores ANA (ácido naftalenacetico) y AIB (ácido indolbutirico) en el enraizamiento de estaquillas de *Rosa manetti* en propagador de sub-irrigación.
- Evaluar el comportamiento de cuatro tipos de sustrato, en el enraizamiento de estaquillas de *Rosa manetti*.
- Determinar el porcentaje de prendimiento y porcentaje de mortalidad de las estaquillas tratadas.
- Comparar los costos parciales de los tratamientos realizados.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1 Aspectos generales del rosal

Según Trejos (1990) y Encarta (1998), el rosal es una planta perenne, arbustiva y a veces trepadora, pertenece a la familia de las rosáceas y su porte puede ser enano, arbustivo o de arbolito, se reproduce por semilla, estacada o injerto, las hojas son imparipinadas. Sus Flores son hermafroditas que son típicas de las rosáceas, cíclicas y pentámeras en las especies silvestres aunque no son así en las variedades modernas de flores dobles o triples. Su fruto es pequeño, de color rojo, con numerosas semillas de color blanco y recubierto de pelusa.

Las rosas tienen una inflorescencia determinada de forma corimbiforme, paniculada o solitaria, sus raíces son del tipo fibroso, poco profundos, las rosas cultivadas bajo invernadero normalmente tienen raíces de un porta injerto. Sus tallos son espinosos aunque hay especies sin espinas, hojas alternas trifoliadas o con más folíolos. Flores solitarias o ramilletes sobre peciolos casi siempre cortos, cinco pétalos y sépalos en variedades hídricas, centenares de pétalos, numerosos estambres y pistilos encerrados en un receptáculo carnoso de forma de baya que al madurar se torna coloreada con varios aquenios (Hasek, 1988).

2.2 Características de producción para flor de corte

Los requerimientos del mercado en colores y variedades han dado la pauta para plantear la necesidad de diversificar la actual producción, así como las características de estas en cuanto a la adaptabilidad y los rendimientos obtenidos en plantaciones lo que permitirá obtener una excelente producción (ASOBOFLOR, 1998).

El mejoramiento genético mediante hibridación busca permanentemente sacar al mercado nuevas variedades con características deseables tanto para el productor como para el consumidor. Los floricultores buscan especies y variedades adaptadas a las condiciones ecológicas del sitio de cultivo, tolerancia a frío, plagas y enfermedades, resistencia a virosis, productividad y calidad de flor (ECAMPA, 2007).

Por otra parte, los mismos autores señalan que los consumidores siempre están a la búsqueda de nuevos tipos de flor, colores, formas, uniformidad y mayor duración de vida poscosecha, donde las principales características de calidad exigidas por el mercado son en general: tallo largo y rígido (entre 50 y 70 cm), follaje verde brillante, flores de apertura lenta y un mínimo 12 días de conservación en florero.

2.3 Propagación y obtención de plantas de rosa para flor de corte

Hartman y Kester (1976), señalan que la misión de un vivero consiste en propagar o multiplicar mediante semilla, estaca o injerto, plantas que serán la fuente de producción de flor de corte. Para tal efecto, se requiere:

1. Conocer las manipulaciones mecánicas y procedimientos técnicos cuyo dominio necesita de cierta práctica y experiencia (hacer injertos o preparar estacas).
2. Conocimientos de la estructura y la forma de desarrollo de la plantas.
3. Conocimiento de las distintas especies o clases de plantas y métodos con los cuales es posible propagar cientos de ellas.

2.4 Métodos de propagación

La propagación se puede llevar a cabo por semillas, estacas, injertos de vareta e injertos de yema, aunque es este último el método más empleado a nivel comercial, ya que se facilita el transporte de material vegetal (yemas) y da la posibilidad al cultivador de renovar fácilmente sus cultivares de acuerdo a las exigencias del mercado obteniendo nuevas variedades (ECAMPA, 2007).

Hartman y Kester (1989), clasifican los métodos de propagación de plantas por semilla (sexual) y por reproducción vegetativa (asexual), siendo que todas las variedades de rosales seleccionadas se propagan por métodos asexuales.

Para Salinger (1991), la labor de propagación puede realizarse por estacas o esquejes verdes, por injerto y por micro propagación. Las rosas de invernadero se propagan por injertos sobre porta injertos y por estaquillas de los cultivares deseados sobre sus propias raíces.

2.4.1 Propagación por semilla (sexual)

Según López (1981), la propagación de rosas por semilla sólo se la realiza para la producción de nuevas variedades y ocasionalmente para obtener plantas de algunos porta injertos, y este no es un proceso aplicable a gran escala ya que las plantas así obtenidas varían grandemente en sus características genéticas. La reproducción por semillas está limitada a la obtención de nuevos cultivares para mejoramiento genético (ECAMPA, 2007).

Al respecto, Hasek (1988), opina que las semillas de rosa no germinan rápidamente después de la cosecha, a causa de la presencia de una cubierta dura de la semilla, un periodo de dormancia después de la madurez es necesario antes de que las semillas estén listas para germinar.

2.4.2 Propagación vegetativa (asexual)

La multiplicación vegetativa, permite la propagación de plantas por fragmentación de órganos, este proceso transmite el genoma fielmente a los nuevos individuos obteniendo las características de la planta madre en cualidad y defecto (Heede, 1981). La reproducción asexual emplea partes vegetativas de la planta original, porque cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar la planta entera, la reproducción puede ocurrir mediante la formación de raíces adventicias, como por medio de la unión de partes vegetativas por injerto, las estacas de tallo tienen capacidades para formar raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1989).

La reproducción asexual en la rosa, se lleva a cabo a través de estacas, injertos y cultivo de tejidos que permitan reproducir en forma idéntica las características del progenitor. Esto es sumamente importante para el obtener, ya que una vez que se ha logrado tener las características deseables en las nuevas variedades, reproduce millones de copias idénticas a la variedad (Trejos, 1990).

2.4.2.1 Propagación por estacas

El estaquillado consiste en separar de un vegetal, un fragmento de órgano para ayudarse a subsistir y después a regenerarse, es decir reproducir lo que falta para constituir una nueva planta. Se reproducen normalmente individuos que presentan todas las características de la planta madre de la que proceden (Heede, 1981 y Cuisance, 1988).

López (1981), indica que la propagación por estaquillas requiere un considerable tiempo desde la formación de sus propias raíces, hasta que se forma una planta de suficiente tamaño para producir flores comerciales, y de esta manera la planta crece sobre sus propias raíces y esto no siempre es lo más interesante, ya que existen otros pies con propiedades más idóneas para la producción en invernadero.

Cuando se toma la decisión de reproducir una variedad de rosal para flor de corte a través de estacas, se debe tener presente que definitivamente no tendrá la capacidad de crecer tan vigorosamente y de rendir alta productividad de flores de calidad, como si esa misma variedad se propagara por injerto usando como patrón Manetti o Indica. Las plantas con raíz propia tienen menos adaptación a diferentes tipos de suelos, sobre todo en suelos con problemas de aireación, compactación y fertilidad, debido a que su sistema radicular es menos desarrollado y vigoroso. Cuando se establecen en invernadero estas plantas, las raíces son muy pequeñas y por lo tanto requieren un tiempo bastante prolongado para que la planta se desarrolle y pueda producir su primera cosecha para producción comercial, esta diferencia entre la plantación y la primera cosecha comparativamente entre plantas de raíz propia y plantas injertadas puede resultar que salga más caro el poner las primeras que las segundas. Asimismo las plantas provenientes de raíz propia tienen problemas de sanidad, ya que dichas plantas son mucho más sensibles a las diferentes enfermedades de la raíz y del cuello que normalmente atacan al rosal (Trejos, 1990).

2.4.2.2 Propagación por injerto

Heede (1981), indica que el injerto es la operación por la cual una parte de la planta se une a otra planta, que se convierte en su soporte y le proporciona los alimentos necesarios para su crecimiento, de tal manera que ambas acaban por constituir una única planta con las características generales de la primera de ellas. Para Cuisance (1988), la propagación por injerto permite la multiplicación de plantas que no producen o se reproducen muy mal por sí solas y cuya regeneración de órganos es muy difícil o imposible.

Trejos (1990), por su parte afirma que la propagación por injerto es el sistema recomendado de propagación del rosal hasta ahora, ya que gracias a este se obtiene plantas mucho más vigorosas, más productivas y de mayor duración. La razón de lo anterior es porque se logra una planta con las características benéficas de los individuos que participan del injerto, o sea por un lado se tiene el follaje, la calidad y

la belleza de la variedad que se desea propagar (parte aérea) y por el otro se logra la rusticidad y el vigor del patrón o porta injerto (sistema radicular).

2.4.2.2.1 Porta injertos (pie, maestro o patrón)

Se llama patrón o porta injerto, según Cuisance (1988), a la planta que recibe el injerto, ésta planta lleva o desarrolla posteriormente, raíces con las que proporcionará la alimentación mineral a la asociación.

Hartmann y Kester (1989), señalan que el porta injerto es la parte inferior del injerto que se desarrolla, forma el sistema radical de la planta injertada, puede proceder de semilla (plántula), de una estaca enraizada o de una planta acodada.

El mismo autor indica que, el uso de los patrones ofrece beneficios, debido a que muchos cultivares de plantas seleccionadas por las cualidades de su fruto o por sus características ornamentales no tienen un sistema radical muy apropiado necesitándose para su cultivo con éxito el injertarla en otro cultivar o tipo que tenga un sistema radical satisfactorio. Para muchas especies hay disponibles patrones de injerto que toleran condiciones desfavorables, como suelos pesados, húmedos resisten al ataque de insectos o enfermedades del suelo mejor que cuando las plantas se cultivan en sus propias raíces, también para algunas especies se dispone de patrones que controlan el tamaño de la planta, haciendo que la planta compuesta (injertada), tenga vigor excepcional o se quede achaparrada.

2.4.2.2.2. Clases de porta injertos o patrones

Según Hartman y Kester (1989), los patrones pueden dividirse en dos grandes grupos patrones de plántula, y patrones clónales.

a) Patrones de plántula: Se desarrollan a partir de semillas, el radical que desarrolla tiende a crecer a mayor profundidad y anclarse con mayor firmeza sin embargo los patrones de plántula tienen la desventaja de la variación genética, lo cual puede conducir a la variabilidad en el crecimiento y comportamiento de la púa que se

injerte, debido a la variación que ocurre en las semillas obtenidas de fuentes desconocidas no seleccionadas.

b) Patrones clónales: Se propagan por estacas enraizadas, cada planta patrón individual es genéticamente igual a todas las otras plantas del clon y se puede esperar que en un ambiente dado tengan características idénticas de desarrollo. Los patrones clónales son convenientes, no sólo para obtener uniformidad sino también para conservar sus características especiales y las influencias específicas que tienen en las variedades que se las injertaran, como resistencia a las enfermedades y hábito de crecimiento o de floración.

2.4.2.2.3 Porta injerto para el rosal

El porta injerto que lleva la planta del rosal debe ser el adecuado, su producción debe tener las condiciones de calidad y rendimiento requeridos, por lo tanto se deberá tratar de usar porta injertos recomendados para una determinada variedad, se debe apuntar al óptimo de la pareja patrón-variedad por la importancia y el papel que le corresponde al porta injerto (Ferrer y Salvador, 1986).

Cuisance (1988), indica que un buen porta injerto debe tener el vigor conveniente, ser rustico, estar bien adaptado al suelo y al clima y tener buena compatibilidad con el injerto para asegurar una unión sólida y durable. Además, debe estar sana, no infectado por virus que transmitan al injerto, su multiplicación debe ser de fácil manejo y económico.

Al respecto, Trejos (1990), considera como norma general elegir el patrón para soporte de la variedad, adaptando aquél al tipo de suelo, a la climatología y características del cultivo. El mismo autor, señala que la adecuada elección del porta injerto influye sobre:

- ✓ El comportamiento frente al suelo (propiedades físicas y químicas, comportamiento de reservas hídricas y fertilidad).

- ✓ El componente más destacado de vigor general de la planta, en su acepción vegetativa, en el rendimiento y aspecto de calidad del producto final.
- ✓ La respuesta de la combinación patrón-variedad a la estación y la exigencia de una determinada modificación en algunas técnicas de cultivo (poda despunte)
- ✓ El potencial de respuesta en la calefacción radicular frente a la calefacción del ambiente.

2.4.2.2.4 Relación porta injerto – variedad

Las plantas que se pueden obtener comercialmente en los patrones de reproducción asexual se clasifican según el número de tallos y grosor que tienen. El valor y la potencialidad que puede dar una planta formada como factor base del proceso de producción depende mucho más de las reservas de que se disponen, sobre todo en las plantas de reproducción asexual, y este es un aspecto clave que puede estar aproximadamente representado por las medidas de calibres y peso en las plantas (Ferrer, 1986).

Gamboa (1989), señala que el tiempo de la formación de las plantas, depende de la calidad inicial de plantas injertadas a plantar bajo invernadero, ya que existen diferentes calibres. El grado de reservas que tiene la planta al momento de la siembra esta correlacionado con el tiempo de formación. La calidad de plantas injertadas se clasifican en:

- a) **Calibre A:** Cada planta pesa 100 g y generalmente tiene 2 a 3 ejes muy bien formados y robustos, así como también un buen sistema radicular. En condiciones normales, es necesario de 4 a 6 meses dentro el invernadero para formar la estructura de producción de la planta. Siendo el costo aproximado por planta de 2,4 \$us.

- b) **Calibre B:** Cada planta tiene un peso de 80 g, presenta 2 ejes bien formados y un buen sistema radicular, para estar formada y produciendo debidamente. Demanda un periodo de formación de 6 a 8 meses. El costo aproximado por planta es de 2.0 \$us.
- c) **Calibre C:** Cada planta tiene un peso de 60 g, presenta 1 a 2 ejes medianamente formados, demanda un periodo de formación de 8 a 10 meses para estar produciendo debidamente, el costo aproximado por planta es de 1.6 \$us.

2.4.2.2.5. Porta injertos utilizados para flor de corte

Los porta injertos que más se utilizan son los R. indica major y R. manetti, que se multiplican por estaca y no toleran las bajas temperaturas y R. canina que se propaga por semilla y es tolerante a bajas temperaturas (ECAMPA, 2007).

Según Ferrer (1986), Gamboa y Fauchier (1989), los porta injertos más utilizados para flor de corte bajo invernadero son *Rosa indica* o *Chimense major*, *Rosa noisettiana manetti*, y *Rosa canina*.

a) Rosa indica o *Chimence major*

Es un buen portainjerto para el cultivo en invernadero, pero es muy sensible al oidio y además presenta ciertas incompatibilidades con algunas variedades comerciales. Ambas circunstancias suponen inconvenientes a la hora del cultivo. Generalmente responde bien con suelos de pH entre 5 y 8, desarrollando un sistema radicular abundante, que resulta muy útil si se producen irregularidades en el suministro de agua (ECAMPA, 2007).

Este injerto presenta las siguientes características:

- ✓ Transmite al conjunto de la planta un hábito de crecimiento en cualquier época del año.
- ✓ Vegeta con persistencia

- ✓ Produce tallos largos con pocas espinas
- ✓ Enraizamiento profundo y vigoroso
- ✓ Se adapta a diferentes suelos (textura y pH)
- ✓ Soporta altas temperaturas, suelos pesados y de baja fertilidad
- ✓ Soporta la falta o exceso de agua (stress hídrico)
- ✓ Presenta problemas de compatibilidad con algunas variedades (afinidad patrón-injerto)

b) *Rosa noisettiana manetti*

Es también un buen portainjerto compatible con la mayoría de las variedades comerciales. Su sistema radicular es poco abundante y más superficial que el de *R. indica*, por lo tanto es más adecuado a los suelos poco profundos y sobre todo va mejor en terrenos bien aireados (ECAMPA, 2007).

Es el porta injerto más utilizado con las variedades Norteamericanas; presenta las siguientes características:

- ✓ Se adapta al forzado invernal Vegetal activamente en el invierno
- ✓ Transmite al conjunto de la planta una tendencia a producir tallos de madera más dura y entrenudos más cortos.
- ✓ Sistema radicular muy ramificado (no es tan profundo pero si ramificado)
- ✓ Se adapta mejor que la *rosa indica* a temperaturas altas del suelo
- ✓ Son menos delicadas al transportar las plantas
- ✓ Soportan bien la conservación prolongada en cámara fría
- ✓ Tolera estrés de raíz producidos por nematodos, exceso o déficit de agua y por exceso de aluminio disponible en el suelo.
- ✓ La absorción de nutrientes es más efectiva.
- ✓ No tiene incompatibilidad con las variedades de flor cortada.

- ✓ Resistencia a la agalla de la corona.

c) *Rosa canina*

Presenta las siguientes características:

- ✓ Se adapta a aquella situación en que el crecimiento radicular no está restringido
- ✓ Reposo vegetativo marcado
- ✓ Poco sensible al frío
- ✓ Habitadas a ciclos vegetativos cortos
- ✓ Las variedades sobre injertadas sueltan numerosas hojas (defoliación) con los primeros fríos lo cual debilita al rosal.
- ✓ Se adapta a condiciones de sequía y alcalinidad de los suelos
- ✓ El sistema radical es muy pobre y no soporta las condiciones adversas
- ✓ Baja productividad.

2.4.2.3 Propagación por medio de tejidos meristemáticos

Según Ferrer (1986), la reproducción in vitro, se trata de un trabajo de laboratorio que consiste en reproducir en tubos de ensayo pequeñas plantas, que una vez obtenidas se irán trasladando gradualmente dentro de invernaderos, hasta alcanzar un tamaño adecuado para plantarse en su sitio definitivo.

Fauchier (1989), señala que la multiplicación in vitro, presenta las ventajas de producir plantas homogéneas, coeficientes de multiplicación elevado, sistema radicular ramificado, supresión de mantenimiento de gastos de superficies de pies madres. Sin embargo para poder plantarse en condiciones normales, las plantas de cultivo de tejido requieren más tiempo que las plantas injertadas y tienen un costo más elevado (Ferrer, 1986).

2.4.3 Importancia de la propagación vegetativa

Según Hartman y Kester (1989), la propagación vegetativa tiene importancia debido a:

- a) El mantenimiento de clones, que duplican el genotipo de la planta.
- b) Propagación de plantas sin semilla, para mantener cultivables y que no produzcan semillas.
- c) Evita periodos juveniles prolongados.
- d) El control de forma de crecimiento, para la selección de las estacas en la fase juvenil.
- e) Existe la posibilidad de combinar en una sola planta dos o más clones por injerto.
- f) La propagación por medios vegetativos se justifica por la superioridad y uniformidad de clones específicos. La principal economía de la propagación vegetativa proviene de la eliminación de la fase juvenil y del acortamiento del tiempo necesario para llegar a la madurez reproductiva.
- g) Todos los miembros del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme, por lo general todos los miembros de un clon tienen el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc, haciendo con ello posibles la estandarización de la producción y otros usos del cultivar.

Sin embargo, el mismo autor indica que en condiciones adversas, como el ataque de una enfermedad, o de un insecto, puede afectar en igual forma a todos los miembros del clon y aún puede acabar con el plantel.

2.5 Fundamentos anatómicos del enraizamiento por estacas

Según Weaver (1990), en las estacas con hojas o sin ellas es necesario que se regenere un nuevo sistema radicular normalmente en la base del tallo. Este desarrollo de raíces adventicias se debe a que, muchas células tienen la capacidad de tornarse meristemáticas activas y producir los sistemas radiculares y de tallos.

2.5.1 Origen de raíces adventicias

El origen de las raíces adventicias de las estacas de tallo, está en un grupo de células parenquimatosas vivas de paredes delgadas, capaces de tornarse meristemáticas. En plantas herbáceas, las raíces adventicias se originan afuera y entre los haces vasculares. En las estacas de tallo, se originan de células del parénquima viviente en el floema secundario joven, a veces lo hacen en otros tejidos como los radios vasculares, el cambium, floema, lenticelas o medula (Weaver, 1976).

De igual forma, Hartmann y Kester (1989), señalan que el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca y fuera del núcleo central del tejido vascular. Al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos de la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo de que originan las raíces (y brotes) adventicias se originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, fuera del cambium.

2.5.2 División y diferenciación celular

Barceló (1980), sostiene que en el meristemo apical es donde se procede la división celular y alargamiento de las nuevas células como también la diferenciación celular para formar nuevos órganos. La mitosis es el proceso básico de crecimiento vegetativo, de la regeneración de tejidos y la cicatrización de las heridas.

Hartmann y Kester (1989), indican que los meristemos de raíz preformados 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.

2.5.3 Formación de 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 de parénquima en estados de lignificación prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cambium vascular, también pueden contribuir células de la corteza y de medula. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, sin embargo en la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre si y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartman, 1989).

Hurtado y Merino (1988), definen al callo como un tejido obtenido por medio del aislamiento de órganos o tejidos diferenciados, los cuales son llevados a una desdiferenciación celular, presentando estas células una proliferación continua, acelerada y de apariencia desorganizada, que da origen a una masa amorfa de tejido. El callo esta generalmente constituido por una alta proporción de células en los que las vacuolas son predominantes, similares a las células del parénquima, el callo también contiene pequeñas zonas de células en división que por medio de un manejo adecuado puede formar nódulos vasculares y meristemoides los cuales se encuentran localizados en las áreas periféricas superficiales o dentro del tejido y que serían centros para la formación de meristemos apicales, primordios radiculares o embriones incipientes.

2.5.4 Formación de raíces adventicias

Hartmann y Kester (1989), señalan que, cuando se hacen una estaca las células vivientes que están en la superficie cortada son lesionadas, quedando expuestas las células muertas y conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos.

1. Al morir las células externas lesionadas, se forman 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.
2. 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)
3. En ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

Los cambios anatómicos que pueden observarse en él, durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas.

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

Rojas y Ramírez (1993), afirman que el primer fenómeno que se advierte al producirse una raíz adventicia es una división radial interna de las células de los haces vasculares en los tallos herbáceos, en algunos puntos del periciclo alrededor del cilindro central, o bien en los tallos leñosos. Estos primordios crecen hasta salir

de la corteza del tallo y una vez que aparecen en el exterior se presenta básicamente un alargamiento celular.

2.5.5 Desarrollo y diferenciación

Según Weaver (1976), las iniciales de la raíz, son grupos pequeños de células meristemáticas que dividiéndose y formando grupos compuestos de muchas células pequeñas se desarrollan ampliamente para formar primordios nuevos, de raíces reconocibles. La división celular continúa y muy pronto cada grupo de células comienza a formar una estructura de puntos de raíces, se desarrolla un sistema vascular adyacente. Posteriormente la punta de las raíces formada se conecta hacia el exterior, a través de la corteza y la epidermis, surgiendo del tallo.

Rojas y Ramírez (1993), indican que el embrión de la planta en el inicio de su crecimiento vegetal se compone de células meristemáticas, todas iguales entre sí, posteriormente la planta se constituye por diferentes tipos de células, los tejidos vegetales, que se organizan de diferente manera para formar sus órganos. Al transcurrir el tiempo, la planta ha sufrido dos tipos de cambios uno es cuantitativo, en el aumento en número y tamaño de las células, provocado por el crecimiento de su masa, y el otro es cualitativo, el cual radica en las diferencias que se presentan entre sus células, así como en la organización de sus tejidos. Esta es la diferencia orgánica que resulta de la maduración y envejecimiento del organismo.

El tiempo que tarda el desarrollo de las iniciales de raíz después de la colocación de las estacas en las camas de propagación varía mucho. En un estudio se les observó por primera vez microscópicamente después de 3 días, en crisantemos después de 5, en clavel, y de 7 días, en rosa. Las raíces visibles emergieron de las estacas de crisantemo después de 10 días, pero en los clavel y rosal tardaron 3 semanas en aparecer (Hartmann y Kester, 1989).

2.6 Fundamentos fisiológicos del enraizamiento

2.6.1 Sustancias reguladores del crecimiento

Las sustancias del crecimiento de las plantas desempeñan un papel muy importante en el crecimiento y desarrollo de los vegetales. Aunque las sustancias naturales de crecimiento (endógeno) controlan normalmente el desarrollo de las plantas, puede modificarse el crecimiento mediante la aplicación de sustancias exógenas (Weaver, 1990).

Para la iniciación de raíces adventicias algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente tienen una acción hormonal más favorable que otros. Las hormonas son compuestos orgánicos, distinto de los nutrientes producidos por las plantas, las cuales en concentraciones bajas regulan los procesos fisiológicos vegetales, de ordinario en las planta se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción. Las sustancias reguladoras del crecimiento en las plantas son compuestos sintéticos u hormonas vegetales que modifican procesos fisiológicos de la planta, regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyen en la síntesis, destrucción translocación o (posiblemente) modifican los sitios de acción de las hormonas (Hartmann, 1989 y Lira, 1994).

Por otra parte, Yates (1999), afirma que, las hormonas ocurren naturalmente en todo tipo de vegetales y cumplen una importante función en su crecimiento, entre ellas la producción y desarrollo de nuevas raíces. Algunas plantas son más eficientes que otras pero la mayoría sufren de una insuficiencia de hormonas naturales para promover un rápido enraizamiento de estacas, lo que en un alto porcentaje lleva a la pudrición, por lo que se utiliza los reguladores de crecimiento.

2.6.2 Función de los reguladores del crecimiento vegetal

Los cambios que sufre la planta al pasar el tiempo están determinados por factores internos heredados como por factores ambientales.

Existe un factor interno dependiente de la constitución genética de la planta que la provee de un mecanismo de respuesta auto regulable. Dicho mecanismo de las hormonas es el estímulo que se percibe a través de una molécula llamada precursor. Por acción del receptor activado, el precursor se transforma químicamente y entra en actividad transformando a su vez a otras moléculas o induciendo la síntesis de otras más, con lo que la planta queda para realizar una acción fisiológica, estas nuevas moléculas se denominan intermediarios y esta es la función de las hormonas. Los intermediarios van a estimular de alguna manera la síntesis de una o varias moléculas llamadas efectores, porque son las que determinan la respuesta fisiológica. Aun cuando no estén bien determinados, en muchos casos el conocimiento del mecanismo de respuesta permite planear una posible solución fisiológica en lugar de ecológica a la adecuación planta ambiente por la adición de fitorreguladores. Esta es la base natural de la fitorregulación cuyo fin es hacer que la planta se conduzca en forma correcta y normal, aunque las condiciones ambientales sean adversas y que para lograr este fin opere con moléculas iguales o muy similares a las que se encuentran en la planta de modo natural (Rojas, 1993).

2.6.3 Acción fundamental de las hormonas

La acción de los fitorreguladores no se limita a un efecto sobre el crecimiento sino también sobre la diferenciación, consiguiendo a veces estimular la formación de nuevos tejidos y órganos (Alpi, 1991).

Los reguladores de crecimiento son sustancias mensajeras, la mayoría de las veces activas en muy pequeñas cantidades en que los lugares de síntesis y acción generalmente son distintos excepto en algunos casos, son activos en el mismo sitio de acción muy amplio y diverso, pues además pueden influir en múltiples procesos, totalmente distintos al mismo tiempo y en partes diferentes de la misma planta (Hurtado y Merino, 1988).

Rojas y Ramírez (1993), postulan dos hechos sobre la acción fundamental de las fitohormonas:

1. Las fitohormonas no actúan directamente a nivel del organismo sino en la célula, (ejemplo sobre la mitosis, el alargamiento celular, etc.) de modo que sus efectos se hacen sentir en todos los fenómenos fisiológicos que se basa en los fenómenos citológicos afectados.
2. La acción básica de las hormonas ocurre sobre los ácidos nucleicos a nivel de transcripción del mensaje (DNA → RNA) o de su traducción (RNA → aminoácidos)

2.6.4 Acciones generales de las hormonas

La mayor parte de la actividad fisiológica de las plantas está regulada por las hormonas de crecimiento, procesos como la iniciación de las raíces, el establecimiento y terminación de los periodos de letargo y reposo, la floración, formación y desarrollo de los frutos, abscisión senescencia y ritmo de crecimiento se encuentran bajo control hormonal (Rojas y Ramírez, 1993).

Los mismos autores, señalan que los procesos del desarrollo descansan sobre fenómenos celulares que es donde actúan las hormonas y en cierta forma todos los procesos del desarrollo están influenciados en diverso modo e intensidad por todas las hormonas de la planta. Sin embargo, los diversos grupos de fitohormonas poseen ciertas acciones características sobre el metabolismo, dentro de cada grupo hormonal cada hormona favorece específicamente alguno o algunos procesos. Las hormonas influyen de manera importante, en el transporte de nutrientes. En la planta hay sitios donde los nutrientes se elaboran en mayor cantidad que la requerida, como las hojas (sitios denominados “fuentes”) en cambio existen puntos donde se utilizan intensamente sin que elaboren la cantidad suficiente como las raíces, flores y frutos en desarrollo (sitios llamados “demanda”).

2.6.5 Clasificación de los reguladores de crecimiento

Para Alpi (1991) y Terranova (1995), las fitohormonas se dividen en 5 grupos auxinas, giberelinas, citokininas, ácido abscísico y etileno que afectan la fragmentación alargamiento y diferenciación celular, cada hormona tiene varios efectos según el sitio de acción, estado de desarrollo de la planta y concentración de esta con respecto a otras hormonas.

2.6.5.1 Auxinas

Auxina, es un término genérico aplicado al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes. Algunas auxinas son naturales y otras se producen sintéticamente se asemejan al ácido indolacético (IAA), por los efectos fisiológicos que provocan en las células vegetales de los cuales el más importante es la prolongación (Weaver, 1990 y Lira, 1994).

La auxina, natural o aplicada artificialmente, es un requerimiento para la iniciación de raíces adventicias en tallos y hasta se ha demostrado que la división de las primeras células iniciales depende de la presencia de auxina ya sea aplicada o endógena (Hartmann y Kester, 1989).

Las auxinas favorecen la diferenciación de los tejidos vegetales en brotes y raíces según el grado de concentración, las dosis pequeñas favorecen la emisión de brotes, dosis mayores provocan la formación de raíces. En dosis más elevadas el efecto es la inhibición de la actividad favorecida en un principio (Heede, 1981).

2.6.5.1.1 Auxinas naturales

Las auxinas son hormonas vegetales mejor conocidas y probablemente las más importantes. La principal auxina natural es el ácido indol – 3 acético (AIA) y sólo un cierto número de compuestos sintéticos relacionado al AIA tiene efectos más o menos similares y solamente en detalles (Cronquist, 1992).

Los compuestos que tienen actividad auxínica son orgánicos, todos poseen hidrógeno y oxígeno en proporciones y disposiciones diferentes y algunos de ellos contienen, además nitrógeno y cloro, algunos tienen estructuras simples pero la mayoría son complejos. El IAA, es una de las principales auxinas que aparecen en las plantas superiores. El nivel de IAA en tejidos de plantas varía según la etapa de desarrollo del vegetal (Weaver, 1990).

2.6.5.1.2. Auxinas sintéticas

Roca y Mroginsky (1991) señalan que se utiliza ampliamente un buen número de sustancias que provocan un efecto fisiológico similar al de las auxinas naturales, que se han producido sintéticamente son las llamadas “auxinas sintéticas” entre las cuales el 2,4-D el ANA Y AIB se encuentran ampliamente disponibles y se utilizan comúnmente. También están muchos compuestos que son derivados del ácido fenilacético o fenoxiacético (clorosustituidos) y han encontrado una amplia utilización.

2.7.5.2. Función de las auxinas

Lira (1994), señala que las auxinas desempeñan una función importante en la expansión de las células de tallos y coleótilos, estimula la división celular y fomentan el desarrollo de callo, de los que se desprenden crecimientos similares a la raíces, también las auxinas pueden iniciar la floración e inducir el amarre de frutos y su desarrollo en algunas especies.

Según Barceló (1980), las auxinas desempeñan una función en forma muy directa en el crecimiento celular y en algunos tejidos controlan la división celular. Lexus (1996), sostiene que las auxinas por su capacidad para activar el crecimiento favorecen el enraizamiento de esquejes en plantas.

2.6.5.3 Mecanismo de acción

La auxina inicia un mecanismo de acidificación (liberación de protones), en la membrana citoplasmática, con la disminución del pH se activan enzimas, estos hidrolizan los componentes de la pared celular y se suelta la pared, el potencial disminuye (debido a la presión), entra agua, el volumen celular aumenta y la célula crece, aún no está claro cómo se inicia la bomba de protones, también hay un efecto de la auxina sobre el metabolismo de ácidos nucleicos y proteínas (Hartman y Kester, 1989).

2.6.5.4. Distribución

La auxina se encuentra distribuida en toda la planta, pero varían las cantidades de un órgano a otro, situándose el mayor contenido de IAA en el ápice y puede establecerse un gradiente hasta la base. El lugar más importante de la síntesis de ésta, son las hojas jóvenes en expansión, tejido cambial, ovarios inmaduros y semillas en desarrollo (Barceló, 1980). Asimismo Heede (1981), indica que las auxinas se producen más abundantemente en la región meristematica del brote y por otra parte se forma en la punta de las raíces, hojas y algunas veces en otras partes de la planta, emigrado a través de las células que están presentes en todo los tejidos vivos.

Las máximas concentraciones de auxinas según Harman y Kester (1989), se encuentran en los ápices del tallo y de la raíz en las yemas, en las hojas jóvenes y maduras, en la punta del coleoptilo, pero que las abandona para alcanzar las zonas de crecimiento del mismo órgano ya que dichas zonas no poseen la facultad de producir tal sustancia, así pues la circula a través de todos los tejidos de la planta. La auxina es utilizando o destruida durante el crecimiento, siendo necesario reponerla incesantemente para que esta continúe.

2.6.5.5 Transporte

Hartmann y Kester (1989), indican que, el movimiento polar de las auxinas es un proceso de transporte activo y aparentemente una actividad secretora cuyas bases se encuentran en las características estructurales de las células individuales del floema.

Rojas y Ramírez (1993), mencionan que el transporte de las auxinas endógenas es basipetala por el floema con los productos foto sintetizados. Así en el lugar donde va a actuar se desliga y pasa a auxina libre que se adhiere a la proteína receptora para efectuar su acción. Cuando se sintetiza en el ápice de la raíz tiene transporte acropetalo.

Al respecto Barceló (1980), señala que la auxina se dirige desde el ápice a la base y es de carácter polar, tanto en la raíz como en el tallo muchas de las respuestas y correlaciones del crecimiento realizado por la auxina dependen precisamente de este carácter polar de su desplazamiento. Este se realiza aun en contra del gradiente de concentración, es decir aunque el bloque inferior contenga previamente más cantidad de hormonas que el superior, resulta evidente que esta forma de desplazamiento no es un simple proceso de difusión sino un fenómeno que debe exigir un gasto de energía probablemente de origen metabólico.

2.6.5.6 Acción fundamental

Zurfluh y Guilfoyle (1982), citados por Rojas y Ramirez (1993) señala que se han propuesto varios mecanismos acerca de la acción del IAA sobre los ácidos nucleicos. Según ambos autores, actúa removiendo la capa de historia que envuelve a la cadena de DNA y descubre mensajes que sin su acción quedarían reprimidos. Otra hipótesis supone que el IAA actúa a nivel de la traducción del mensaje precisamente sobre el enlace del aminoácido con el ATP que lo activa para unirse al RNA mensajero (enlace acil-adenilato), las evidencias experimentales apoyan la idea de

que el IAA promueve o reprime la síntesis de fracciones del RNA mensajero por un mecanismo aun no conocido.

2.6.5.7 Efectos característicos

El principal efecto auxínico para Rojas (1988), es la estimulación del alargamiento celular o su depresión según la concentración del producto. Las auxinas, en interacción, con otras hormonas, ejercen un efecto característico sobre la diferenciación celular promoviendo la formación de órganos adventicios.

Hartmann y Kester (1989), sostienen que la auxina controla el crecimiento de la raíz a través de dos efectos separados, al encontrar que acelera el crecimiento del ápice de la raíz al principio, pero inhibe su expansión posterior. Esta aparente dualidad de acción se puede deber al cambio de las concentraciones de otros factores del crecimiento, tales como las citokininas.

Para Rojas y Ramirez (1993), los principales procesos orgánicos que controlan las auxinas son: iniciación de la radícula y de las raíces adventicias, retención de flores y frutos, paso de flor a fruto, juventud del follaje (interacción compleja) y tropismo.

2.6.5.8 Componentes de los fitorreguladores auxinicos

Todas las auxinas sintéticas causan efectos parecidos pero cada producto individual tiene una aplicación particular dentro de la acción general auxinica (Rojas y Ramírez, 1993), según estos autores existen tres grupos auxinicos:

- ✓ Derivados del Indol, de los que se usan mucho los ácido indolpropionico (IPA) e indolbutirico (IBA) y el ácido indolacético (IAA), que es la auxina natural típica que se utiliza poco en la tecnología por su gran movilidad en la planta.
- ✓ Derivados del naftaleno, siendo de amplio uso los ácidos naftalenacético (NAA) y naftoxiacetico (noxia o BNOA) y naftilpropionico (NPA).

- ✓ Derivados fenoxi, de los que se usan los fenoxiclorados como herbicidas selectivos (2,4-D,2,4,5-T, MCPA)

2.6.5.9. Relación: Auxinas – Citokininas

La influencia de las citokininas en la iniciación de las raíces puede depender de la etapa específica de iniciación y de la concentración, las citokininas se relacionan con las auxinas en el control de la diferenciación de órganos (Hartmann y Kester, 1989).

Las citokininas estimulan fuertemente la iniciación de yemas. Las citokininas en concentraciones relativamente elevadas estimulan la formación de yemas e inhiben la de raíces. Las auxinas en concentraciones altas producen el efecto opuesto. Sin embargo se pusieron de manifiesto relaciones de interacción entre auxinas y citokininas. A bajas concentraciones (2 ppm) el IAA estimulan la formación de yemas reforzando la influencia de la citokinina. También en concentraciones bajas (0.8 ppm) la kinetina estimula el efecto del IAA en la promoción de raíces. La aplicación de citokininas tiene un efecto estimulador en el desarrollo de las yemas pero no estimula la formación de raíces.

Según Weaver (1976), el tipo de diferenciación que se produzca en un meristemo dependerá de la proporción entre auxinas y citokininas u otras sustancias. El meristemo de cortes de tallo, tienden a formar brotes y primordios de hojas cuando la cantidad de auxinas es baja en relación con las de constitutivos vegetales, como la adenina y la citokinina, sin embargo, cuando la proporción es elevada se forman primordios de raíces. Cuando la proporción entre auxina citokinina y adenina es intermedia se forma un callo simple, pero sin diferenciación. Así la base fisiológica del control de la diferenciación meristemática es el balance entre auxinas y citokininas y otros compuestos que dan muestra de tener actividad citocinínica.

2.6.6 Fitoreguladores utilizados para estimular el enraizamiento

Weaver (1976), señala que, entre los reguladores que comúnmente se usan para el enraizamiento esta la auxina IBA y NAA que resultan más efectivos en la inducción del enraizamiento que el IAA. El IAA es muy inestable en las plantas y se descompone rápidamente en soluciones no esterilizados aun cuando permanece activo en soluciones estériles durante varios meses. Los rayos fuertes del sol pueden destruir en 15 minutos una solución de 10 ppm de IAA. El mismo autor señala que los reguladores del crecimiento pueden modificar tanto el tipo de raíces como el número en que se produzcan.

Hartmann (1989) y Rojas (1993), mencionan que el ácido indol acético suele estimular la formación de raíces en las estacas sin embargo el ácido indolbutírico (IBA) y el ácido naftalenacético (NAA) son más efectivos para este propósito que el ácido indolacético de ocurrencia natural. Para uso general en el enraizamiento de estacas de tallos en la mayoría de las especies se recomienda el ácido indolbutírico o a veces el ácido naftalenacético.

2.6.6.1. Ácido naftalenacético

Weaver (1990), señala que el NAA es utilizado con frecuencia en la promoción de raíces. Sin embargo, este compuesto es más tóxico que el IBA y deben evitarse las concentraciones excesivas de NAA por el peligro de provocar daños a las plantas.

Yates (1999), sostiene que el ácido – naftalenacético es una fuente probada de hormonas sintéticas adicionales que promueven la formación de raíces para estaquillas. Es relativamente estable, y es una buena alternativa a IBA.

La Farm Chemicals Handbook (1992), citado por Camacho (1999), indica que el ácido naftalenacético es activo promotor de formación de raíces adventicias y lo describe de la siguiente manera:

Cuadro 1. Descripción del Ácido Naftalenácetico

Nombre comercial	Naphthaleneacetic acid, (BSI, ISO), 1-naphthylacetic acid
Otros nombres	NAA, NAA 800, Celmore, Fruitone, Nafusaku, Rootone, Phymone (Hodogaya Chemical Co Ltd), planofix, pluker (ICI,Ltd),Primacol, Stik, Tekkam, (Midox Ltd).
Acción	Regulador de raíces en las plantas
Toxicología	Vía oral LD50 1000-5900 mg/Kg
Categoría de material	Tóxico asignado peligroso.
Aplicación	Para la estimulación de raíces y desarrollo

Fuente: Elaboración propia, con base en Farm Chemicals Handobook (1992)

2.6.6.2. Ácido indolbutirico

Según Salinger (1991), el IBA (ácido indolbutirico), es la auxina sintética, que se aplica a la base de las estaquillas para inducir la formación de raíces. La descripción del 3-indol butirico, según Farm Chemicals Handobook (1992), mencionado por Camacho (1999), se muestra en el siguiente cuadro:

Cuadro 2. Descripción del 3-indol butírico

Nombre común:	IBA (ácido indolbutírico)
Otros nombres	Hormodin, Seradix
Acción	Regulador del crecimiento de las plantas
Propiedades químicas	Polvo blanco marrón a cristalino sólido, exhibe las características a un ácido orgánico insoluble en agua, pero soluble en álcalis de hidróxido y carbonatos, y muy comúnmente en solventes orgánicos.
Punto de fusión mínimo	119 °C
Asignación del producto	Usar con prevención
Manejo y almacenamiento	Manejar y almacenar el producto como cualquier producto químico con características toxicológicas.
Aplicación	Usar como estabilizante e inductor de raíz en esquejes.
Formulación	Rootone, combinaciones de NAA, NAD, e IBA (Unión Caribe). Seradix, polvo que esfuerza las raíces según el tipo de esquejes o Estaca de cultivo.

Fuente: Elaboración propia, con base en Farm Químicas Handbook (1992)

2.6.6.2.1. Ventajas de la utilización del ácido Indolbutirico

El ácido indolbutirico probablemente es el mejor material para uso general, debido a que no es tóxico en una amplia gama de concentraciones y es eficaz tratadas para estimular el enraizamiento de un gran número de plantas. En los extremos basales de estacas tratadas con IBA, así como de los n controles, se encontró que para el tiempo en que se habían formado las raíces en las estacas tratadas, sus tasas de respiración eran 4 veces mayor que la de las estacas no tratadas. Además, las estacas tratadas con IBA después de 48 horas del tratamiento tuvieron en sus bases una concentración más elevada de aminoácidos que las no tratadas. Este patrón continuo con la acumulación de sustancias nitrogenadas en la parte basal de las estacas tratadas aparentemente movilizadas en la parte superior y traslocadas en forma de aspargina (Garner, 1983).

Hartmann y Kester (1989), mencionan que el ácido indolbutirico es el mejor material para uso general, no solamente porque no es toxico, sino porque también es resistente a la destrucción bacteriana de una especie de acetobacter de amplia distribución, que ataca fuertemente al ácido indolacético. Además el indolbutirico es una foto estable que el indolacetico, y una exposición a 20 horas a luz solar intensa solo ocasiona un cambio ligero en la concentración. Por último sobre el ácido indolbutirico no tienen efectos las enzimas oxidasa de las plantas que si descomponen al ácido indolacetico.

Asimismo, Weaver (1990), señala que uno de los mejores estimuladores del enraizamiento es la auxina IBA, tiene una actividad auxinica débil y las enzimas destructoras de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta. El IBA se constituye en un producto químico persistente que resulta muy eficaz como estimulante de las raíces. Debido a que el IBA se desplaza muy poco se tiene cerca del sitio de aplicación. Los reguladores del crecimiento que se desplazan con facilidad pueden causar efectos indeseables de crecimiento en la planta propagada. Además, el IBA produce un sistema de raíces fuertes y fibrosas, mientras que los ácidos fenoxiaceticos a menudo producen un sistema de raíces atrofiadas y matosos, compuesta de raíces dobladas y gruesas.

2.6.7. Equilibrio endógeno de reguladores de crecimiento

Los resultados satisfactorios en el enraizamiento, dependen del equilibrio de los reguladores del crecimiento naturales presentes en la planta y los aplicados en el momento del estaquillado. Este equilibrio, está directamente relacionado con el estado nutricional de la planta madre, condiciones ambientales y época de crecimiento en la planta, las hormonas no actúan solas ni tienen una función simple en síntesis, estas parecen controlar la información genética de la célula actuando sobre los orgánulos en las que son formadas las enzimas, para realizar algunas reacciones bioquímicas específicas (Westwood, 1982).

Para Weaver (1990), cada hormona produce muchas respuestas fisiológicas y frecuentemente esas respuestas se conjugan, quizá las hormonas no actúan solas sino que interactúan unas con otras. A menudo la expresión o respuesta de las plantas se debe a un balance entre los promotores e inhibidores del crecimiento. Además, cuando la cantidad de citokininas es baja en proporción a la de auxinas se produce el desarrollo en las raíces pero cuando las citokininas son elevadas con relación a las auxinas se desarrollan las yemas o los brotes y cuando las relación es intermedia se desarrollan tejidos de callos no diferenciados.

2.7 Enraizamiento

El enraizamiento ha adquirido características de primera importancia en cuanto constituye un momento fundamental en la obtención de material de propagación. En las explotaciones especializadas se ha volcado la atención sobre los problemas técnicos para aumentar el porcentaje de enraizamiento y a la mejora de un aparato radicular. En la condición del enraizamiento en especies con dificultad en propagar y de fácil enraizamiento se emplea varias soluciones técnicas como el calentamiento basal la propagación bajo nebulizaciones manipulación particular de los esquejes pero esencialmente el uso de fitorreguladores que permiten el éxito de otro modo imposible (Alpi, 1991).

El objetivo de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es incrementar el prendimiento, es decir el porcentaje de estacas que crecen vigorosamente en el vivero o el campo (Weaver, 1976). Los efectos favorables de estos tratamientos son:

- a) Estimulación de la iniciación de las raíces.
- b) Un incremento del porcentaje de estacas que forman raíces.
- c) La aceleración del tiempo de enraizamiento, efecto que conducen en un ahorro de mano de obra y a la liberación del espacio en los viveros.
- d) Mayor cantidad y calidad de raíces.
- e) Se tiene una mayor uniformidad en las raíces recién formadas.

Barceló (1980) indica que, la rizogénesis está íntimamente relacionada con la división celular. Con la utilización de los reguladores del crecimiento es posible mejorar la calidad de las raíces formadas en las estacas, aumentando por una parte el número de raíces como también el tamaño. La calidad de una planta se determina por el número y tamaño de raíces, cuando más numerosas y fibrosas son las raíces, mayor es el crecimiento posterior de la planta (Loose 1983, citado por Gutiérrez, 1991).

Según Weaver (1990), las raíces que surgen después de la aplicación de reguladores del crecimiento vegetal son de origen similar a las producidas normalmente no obstante tanto las características de las raíces como su disposición en el tallo pueden variar considerablemente. La estimulación de la iniciación de raíces constituye la primera aplicación práctica de los reguladores del crecimiento así como las auxinas, prácticas normales en vivero.

2.7.1 Cofactores necesarios para el enraizamiento

El buen enraizamiento según Weaver (1976), depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores que en combinación con las auxinas permiten que las estacas emitan raíces, la fuente de esos cofactores son por lo común hojas.

Howard (1965), indica que la presencia de yemas en una estaca es favorable para el enraizamiento. La importancia de las yemas en la iniciación de raíces se pone de manifiesto también por el hecho de que las estacas enraízan mejor una vez finalizado el reposo de las yemas. Sin embargo, la presencia de yemas no es esencial en las especies que han preformado raíces iniciales.

Hartmann y Kester (1989), sostienen que en las hojas y yemas se encontró una sustancia que estimula el enraizamiento de las estacas, llamada rizocalina, que ejerce cierta influencia, se desplaza por el floema desde la yema hasta la base de la estaca en donde se activa para estimular la iniciación de raíces. La rizocalina es considerada como un complejo de tres componentes:

1. Un factor específico translocado de las hojas y caracterizado químicamente como orto-dihidroxifenol
2. Un factor no específico (auxina) que es translocado y que se encuentra en concentraciones biológicamente bajas.
3. Una enzima específica localización en las células de ciertos tejidos (periciclo, floema, cambium) que probablemente sea de tipo polifenol-oxidasa. El orto-dihidroxifenol reacciona con auxina dondequiera que esté presente la enzima requerida dando origen al complejo de "rizocalina" que puede considerarse un paso en una cadena de reacciones conducentes a la iniciación de raíces.

2.8 Factores que influyen en el enraizamiento

Weaver (1976), indica que la utilización de reguladores de crecimiento no evita la necesidad de otras prácticas recomendadas de propagación como son la selección de buenos materiales para estacas (madera de tamaño y edad apropiada). La utilización y el mantenimiento de un método de enraizamiento y de una determinada humedad son requisitos previos para que la iniciación de las raíces sea óptima.

Hartmann y Kester (1989), consideran los siguientes factores como primordiales para el enraizamiento de las estacas:

- ✓ Selección del material para estaca (condición fisiológica y edad de la planta madre, tipo de madera seleccionada, presencia de virus y época del año en que se toma la estaca).
- ✓ Tratamiento de las estacas (reguladores del crecimiento, nutrientes, minerales y fungicidas).
- ✓ Condiciones ambientales durante el enraizamiento (relación con el agua, temperatura, luz, medio de enraizamiento).

2.8.1 La planta madre

En la propagación por estacas es de gran importancia la fuente de origen del material. Las plantas madres de las cuales se obtiene el material deben poseer las siguientes características (Hartmann y Kester, 1989):

- ✓ Ser fieles al nombre y tipo
- ✓ Estar libres de enfermedades de plagas
- ✓ Encontrarse en el estado fisiológico adecuado.

El estado vegetativo de las plantas madres es de primordial interés. Los individuos vigorosos y sanos son aptos para proporcionar muchos fragmentos que puedan subsistir y regenerarse más fácilmente (Heede, 1981).

2.8.1.1 Condiciones fisiológicas de la planta madre

Según Hartmann y Kester (1989), las condiciones fisiológicas en la que se encuentre la planta madre son muy importantes para obtener buenos porcentajes de enraizamiento entre las cuales se destacan las siguientes.

a) Nutrición de la planta madre

Existen varias pruebas que muestran la importancia de la nutrición de la planta madre, ésta ejerce una fuerte influencia sobre el desarrollo de las raíces y tallos de las estacas tomadas. Para que se produzca la iniciación de raíces es necesario el nitrógeno con el que se realiza la síntesis de ácido nucleicos y proteínas. Debe existir una relación entre carbohidratos y nitrógeno en la que el nivel de nitrógeno sea bajo en relación a los carbohidratos.

No obstante lo anterior no se puede decir que un contenido elevado de carbohidratos en las estacas esta invariablemente asociado con la facilidad para el enraizamiento pudiendo estar presentes otros factores que ejerzan una mayor influencia, de factores internos, tales como el contenido de auxina de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de raíces de las estacas.

b) Edad de la planta madre

La edad biológica del fragmento influye directamente en el enraizamiento, según las especies. Para Hartmann y Kester (1989), las estacas de tallo o de raíz tomadas en la fase de desarrollo juvenil del crecimiento como se encuentran en las plántulas jóvenes con frecuencia forman nuevas raíces con mucha mayor facilidad que aquellas tomadas de plántulas que están en la fase adulta de su desarrollo, posiblemente el motivo sea que cuando más edad tenga la planta, los inhibidores de la formación de raíces se incrementen.

2.8.2 Elección de las estaquillas

Según Weaver (1976), la parte que se corta de una planta madre con fines de propagación durante la temporada de letargo se denomina estaca de madera dura en tanto las que se toman durante la temporada de crecimiento (plena actividad vegetativa) reciben la denominación de estacas de madera semidura.

La elección del material para injertar tiene importancia y determinara el éxito o el fracaso del injerto, según sus características obtendremos plantas más o menos sanas. El material debe proceder de plantas muy productivas que reúnan todas las características óptimas de la variedad deseada. La planta madre ha de ser sana, bien nutrida y en edad productiva y la recogida debe realizarse con buen tiempo y no durante la época de helada (Lexus, 1996).

Al respecto, Yates (1999), opina que es preferible tomar las estaquillas cuando las plantas estén en activo crecimiento, preferiblemente en primavera y verano, se debe escoger brotes sanos sin flores y se deben plantar lo antes posible una vez hayan sido preparados.

Heede (1981), señala que las condiciones vegetativas dependen mucho de las condiciones del medio, los cuales se tienen que equilibrar en función de la especie, las carencias o excesos provocan desordenes más o menos visibles. No se aconseja emplear para la propagación: plantas que hayan sufrido periodos de sequía, ataques de plagas o enfermedades o plantas forzadas con abonos. Es importante proveer con anticipación una cierta cantidad de plantas destinadas a la multiplicación y cultivarlas convenientemente. En el caso de estaquillas de tallo las podas y pensamientos previos permiten obtener múltiples ramificaciones con tejidos jóvenes.

2.8.3 Métodos de aplicación de fitorreguladores

Antes de proceder a la plantación deben aplicarse a la base de las estaquillas hormonas de enraizamiento (polvo o solución), que provocan una aceleración del proceso de enraizado. Es decir, los tratamientos se pueden efectuar mediante inmersiones de las partes basales de los esquejes en la solución o por medio de formulaciones en polvo. En el primer caso se emplea a menudo el alcohol etílico para disolver los principios activos, a la solución alcohólica se añade además agua para poder tratar sin producir daños a los esquejes. Las formulaciones pulvulentas poseen por el contrario el fitorregulador disperso en un vehículo inerte a menudo talco. Asimismo Weaver (1990), señala que los métodos más utilizados en la actualidad son la inmersión rápida, el remojo prolongado y el espolvoreado.

2.8.3.1. Método de espolvoreado

El método de espolvoreado, consiste en mezclar una hormona de crecimiento con un portador (un polvo fino inerte, arcilla o talco). Las especies leñosas de enraizamiento difícil, se deben tratar con preparaciones de mayor concentración que las especies tiernas suculentas de enraizamiento fácil, en las cuales se debe utilizar materiales de menor concentración. Deben utilizarse aproximadamente 200 a 1000 ppm de hormonas en las estacas de madera blanda y 5 veces esa cantidad en maderas duras. Poco antes de introducir las estacas en el polvo se debe hacer cortes nuevos en la base de las estacas para facilitar la absorción (Hartmann, 1989).

Se sumerge en el polvo la parte basal de la estaquilla, en 1 o 2 cm de altura. Para el tratamiento basta la cantidad del polvo que se adhiere a las estacas. Se retiran de las estacas todo exceso de polvo sacudiendo ligeramente a fin de impedir los efectos tóxicos posibles. Posteriormente, se debe hacer un surco o un hoyo preformado en el medio del substrato antes de insertar las estacas, para evitar que durante la inserción de la estaca el producto no se desprenda. A continuación las estacas se plantan inmediatamente teniendo cuidado de no eliminar por frotación la capa delgada de polvo adherido.

Las preparaciones en talco tienen la ventaja de obtenerse con facilidad y ser de empleo fácil cuando no es posible disponer de cubetas para remojo en cantidad suficiente. Sin embargo, es posible que con ellos resulte difícil obtener resultados uniformes mediante este método, debido a la variación en la cantidad de material que se adhiere a las estacas en lo cual influye la cantidad de humedad que existe en su base y la textura del tallo (velluda o lisa) y por otro lado puede ser difícil preparar los talcos con precisión en invernaderos.

2.8.3.2. Método de remojo prolongado en solución diluida

El método de remojo prolongado, consiste en disolver la auxina en alcohol de 96° de pureza y luego se diluye en agua para obtener la dosis deseada. Las concentraciones utilizadas varían desde 20 ppm hasta 200 ppm. Se preparan en un recipiente plano y se introduce la parte basal de la estaquilla en la solución preparada en forma vertical con una altura de 1 a 2.5 cm, se remojan durante 12 a 24 horas, justo antes de que se inserte en el medio de enraizamiento.

Durante el periodo de remojo las estacas deben mantenerse a una temperatura de 15 a 20 °C. La cantidad del compuesto químico absorbido por las estacas depende en cierta parte de las condiciones que las circunde en ese periodo como las condiciones ambientales y las especies utilizadas, la cantidad de auxina requerida varía según la especie, lo cual puede conducir a que se presente cierta variación en los resultados.

2.8.3.3. Método de inmersión en solución concentrada

Este método consiste en preparar una solución concentrada de la sustancia estimuladora, que puede variar de 500 a 10.000 ppm (0.05 a 1.0 %) en alcohol al 50% y se sumerge en ella por un tiempo corto (10 a 20 s.) de 0.5 a 1.0 cm de la porción basal de las estacas. El producto químico, puede absorberse a través del tejido intacto, cicatrices de las hojas heridas o costras en los extremos apical o basal

de las estacas. Las estacas se colocan inmediatamente en el medio de enraizamiento.

El método de tratamiento con solución concentrada presenta varias ventajas con respecto a los otros métodos.

- ✓ Elimina la necesidad de disponer de equipo para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraíce.
- ✓ La cantidad de auxinas aplicadas por unidad de superficie en la base de la estaca es constante y depende menos de las condiciones externas.
- ✓ Es muy probable que se obtenga resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influye tanto en la absorción de sustancia por las estacas como en los otros métodos.

2.8.3.4. El tiempo y la concentración hormonal

Estos parámetros varían en sentido inverso es decir que a débiles concentraciones hormonales corresponden largos tiempos de inversión (varias decenas de horas) y a fuertes concentraciones hormonales corresponden tiempos de inmersión cortos (algunos segundos).

Al respecto, Heede (1981), señala que como promedio la concentración de producto puro por litro de agua y tiempo de inmersión son los siguientes: Para el ácido indolbutírico e indolacético. Estaquillas herbáceas 20 a 50 mg de 12 a 24 horas; estaquillas de madera agotada, 50 a 150 mg de 24 a 48 horas. Para estaquillas sensibles a la podredumbre es mejor una concentración más fuerte (doble o triple) con un tiempo de inmersión más reducido de 2 a 6 horas. El ácido naftalenacético, se debe emplear con solución dos veces menos concentrada. La inmersión rápida también puede ser empleada sumergiendo la base de la estaquilla durante segundos en una solución muy concentrada, 1 a 4 gr de auxina por litro. En concentración de polvo varía según las especies herbáceas y de 5 a 19 por 1000 para ramas leñosas con ácido naftalenacético las dosis deben ser sensiblemente menores.

Hartmann (1989) y Weaver (1990), afirman que las concentraciones altas de reguladores del crecimiento pueden producir anomalías en la formación de raíces y necrosis de los tejidos. Es probable que las altas concentraciones de auxina atrofién el crecimiento de raíces adventicias. El uso de reguladores del crecimiento en concentraciones excesivas para la especie puede inhibir el desarrollo de las yemas, ocasionar amarillamiento y caída de las hojas, ennegrecimiento del tallo y finalmente la muerte de las estacas. Si la porción basal del tallo muestra un hinchamiento, encallecimiento y una producción abundante de raíces justamente arriba de la base de la estaca indica que se ha utilizado una concentración efectiva. Se considera que concentración justamente inferior al punto tóxico es la más favorable para estimular la formación de raíces.

Por su parte, Roca y Mroginsky (1991), sostienen que en la práctica el uso de auxinas es un arte. No es posible establecer una concentración particular de la auxina que se debe utilizar en un solo caso.

2.8.4 Condiciones ambientales que influyen en el enraizamiento

Según Heede (1981), el individuo vivo formado por células, tejidos y órganos evoluciona en el transcurso de las estaciones por su propia actividad, esta actividad depende de las condiciones del medio en que vive la planta, de las condiciones variables de temperatura, humedad, luz, aireación, etc.

Hartmann y Kester (1989), señalan que para tener éxito en el enraizamiento de estacas, los requerimientos esenciales son:

- ✓ Temperatura apropiada, 18 a 27°C.
- ✓ Atmosfera conducente a una baja pérdida de agua por las hojas.
- ✓ Cantidad de luz amplia pero no excesiva.
- ✓ Medio de enraizamiento, limpio, húmedo, bien aireado y bien drenado.

2.8.4.1 Temperatura

Las estaquillas tienen la necesidad de una cierta temperatura para arraigar. Tomando en cuenta que la temperatura varía en función del medio, es preciso mantener siempre un equilibrio entre los diferentes factores que influyen en la fotosíntesis, luz, temperatura, higrometría y contenido de anhídrido carbónico de la atmosfera (Cuisance, 1988).

Hartmann y Kester (1989) indican que las temperaturas dentro el invernadero comprendidas entre 21 a 27 °C en el día y 15 °C por la noche, dan resultados satisfactorios en el enraizamiento de estacas de la mayoría de las especies. Las temperaturas excesivamente elevadas tienden a aumentar la transpiración y el consumo de las reservas de la planta. Las temperaturas menores impiden una actividad celular en la estaca, no hay movimiento de las reservas en la estaca.

2.8.4.2. Agua y Humedad

En la propagación de las plantas por medio de estacas uno de los principales problemas es evitar que estas se marchiten antes de que formen las raíces. Esto se puede lograr manteniendo el aire circundante a las estacas a una humedad relativa elevada.

Cuisance (1988), indica que el medio debe ser húmedo, hay un límite del que no se debe pasar pues un exceso de humedad favorece la podredumbre de los tejidos por ello a partir de su enraizamiento conviene ventilar progresivamente las estaquillas. Es preciso específicamente tener en cuenta la humedad del aire, el suelo debe estar fresco, pero la humedad relativa del aire se debe aproximar al 100%.

El mismo autor indica que para lograr un buen enraizamiento de las estacas, es esencial que estas mantengan su turgencia y que tengan un potencial de agua elevado. Las aspersiones mantienen sobre las hojas una película de agua lo que produce una alta humedad relativa alrededor de la hoja reduciendo la temperatura del aire y de la hoja.

2.8.4.3. Luz

La luz, es necesaria para la nutrición carbonada de las plantas con clorofila, hasta un cierto grado de temperatura la luz sana el medio de desarrollo, suministrada en cantidad suficiente en buenas condiciones de humedad ambiental activa la vegetación al favorecer la asimilación clorofílica. Por el contrario, una cantidad intensa de luz perjudica a la vegetación debido a que produce desecación quemaduras o destrucción rápida de las auxinas presentes en la planta (Heede, 1981).

La luz favorece el enraizamiento, pero aumenta mucho la transpiración durante el verano, ésta puede atenuarse ligeramente con telones y los invernaderos (Cuisance, 1988).

Hartmann y Kester (1989) señalan que 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 él, pueden deberse a la intensidad (radiancia) al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de la luz. Esos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento. La baja intensidad de luz o su ausencia favorece al enraizamiento probablemente pueda deberse a la disminución del contenido de almidón en el reforzamiento mecánico de los tejidos y en el aspensor de la pared celular, así también al aumento del número de células parenquimáticas. Los mismos autores, indican también que los inhibidores de enraizamiento puede activar si las estacas reciben luz directa, es por tal motivo que las estacas son colocadas bajo sombreado para su enraizamiento.

2.8.4.4. Ventilación

La ventilación natural de intercambio de aire entre el interior y exterior del invernadero cambia el balance de energía y la temperatura del aire además que

también afecta al contenido de vapor de agua y de anhídrido carbónico (Hartmann y Kester, 1989).

Para Heede (1981), la actividad del sistema radicular se ve favorecida por la temperatura y la humedad del suelo. La aireación del suelo ejerce igualmente una notable influencia en la actividad y crecimiento de las raicillas, gracias a ella se realiza la actividad respiratoria de los tejidos vegetales necesarios para las transformaciones vitales.

2.8.4.5. Substrato

La porción vegetal en la que se desarrolla el sistema radicular, debe estar en condiciones favorables donde la calidad del substrato debe ser aireado y húmedo, no demasiado compacto, si es excesivamente poroso deja circular fácilmente el aire provocando por lo tanto la desecación del tejido vegetal (Heede, 1981). Hartmann y Kester (1989), indican que el medio de enraizamiento tiene tres funciones:

- ✓ Mantener a las estacas en su lugar durante el periodo de enraizamiento.
- ✓ Proporcionar humedad a las estacas.
- ✓ Permitir penetración del aire a la base de la estaca.

Un medio de enraizamiento ideal proporciona suficiente porosidad para permitir buena aeración, tiene una capacidad de retención de agua pero permanece bien drenado y está libre de organismos patógenos. Las características de un buen medio o substrato son:

- ✓ El medio debe ser lo suficientemente firme y denso, su volumen no debe variar mucho ya sea seco o mojando es indispensable que tenga un encogimiento excesivo al secarse.
- ✓ Debe retener la suficiente humedad para que no sea necesario regarlo con mucha frecuencia

- ✓ Debe ser lo suficientemente poroso de modo que se escurra el exceso de agua y permita una aireación adecuada.
- ✓ Debe estar libre de maleza, nemátodos y otros organismos patógenos nocivos
- ✓ No debe tener un nivel excesivo de salinidad.
- ✓ Debe poderse esterilizar con vapor sin que sufra afectos nocivos.

2.8.4.5.1. Clases de substratos

a) Substrato con cascarilla de arroz

La cascarilla de arroz es un subproducto muy rico en celulosa y en sílice abrasivo de escaso valor nutritivo es aprovechado por su volumen posee una baja densidad aparente que va de 110 a 160 Kg/m³. Los usos potenciales de la cascarilla y de sus cenizas dependen de la naturaleza de sus componentes, de fibra ceniza lignina donde las cenizas son muy ricas en sílice. Además, posee una baja tasa de descomposición es liviana, inerte, tiene un buen drenaje alta aireación baja retención de la humedad y además tiene un bajo costo.

b) Arena

La arena consiste en pequeños granos de roca de 0.05 a 2.0 mm, formados como resultado de la interceptación de diversas rocas. La arena de cuarzo que está formada en su mayor parte por un complejo de sílice es la que en general se usa con fines de propagación. De preferencia debe ser fumigada o tratada con calor antes de usarla ya que puede contener semillas de malezas y organismos patógenos. La arena prácticamente no contiene nutrientes minerales ni capacidad de amortiguamiento químico. Se usa principalmente en combinación con materiales orgánicos.

c) Turba

Formada en terrenos pantanosos, donde se acumularon materiales que fueron descomponiéndose en ausencia de aire, por sus características es una aportación orgánica especial. Se diferencia del humus en que esta materia se ha formado por descomposición en presencia de aire y la turba en ausencia de aire. La falta de oxígeno en el pantano hace más lenta la descomposición bacteriana y química del material vegetal. La composición de los diversos depósitos de turba varía mucho dependiendo de la vegetación de la que se originaron, su estado de descomposición, contenido de minerales y estado de acidez (Hartman, 1989).

d) Mantillo o vegetal

Son sustancias naturales orgánicas variadas de color pardo y negrozco, que resultan de la descomposición de materias orgánicas de origen exclusivamente vegetal (estiércoles, hojas, restos de cosecha, etc.) bajo la acción de los microorganismos. En el curso de su evolución ésta materia orgánica libera productos transitorios que tienen un valor particular para la estabilidad de la estructura y para la actividad biológica de los suelos.

2.8.4.5.2. Desinfección del substrato

La desinfección del substrato o de la mezcla para preparar una cama de enraizamiento, es uno de los pasos más importantes en la obtención de una mayor cantidad de plantas y de mejor calidad. La sanidad como factor preponderante, además de los otros factores como son: agua, calor, luz y suelo, empieza con la exhaustiva desinfección del suelo donde se va a colocar las plantas a propagar. Para evitar cualquier tipo de contaminación es necesario limpiar todos los envases cajas y bancos donde se va a plantar.

Debido a ciertos componentes de las mezclas de propagación, en particular las hojas del suelo, arena y el musgo turboso pueden contener organismos patógenos dañinos, se les debe pasteurizar, de preferencia con vapor aireado o con sustancias químicas antes de llevarlos a un área de propagación "limpia". Los recipientes (depósitos, cajas, macetas) para esas mezclas pasteurizadas desde luego que deben haber sido tratadas para eliminar de ellos los organismos patógenos.

Alpi (1991), indica que entre los medios más apropiados de actuación se tiene al vapor de agua y métodos químicos.

a) Desinfección por calor (vapor de agua)

Es probablemente el medio más usado sobre todo en bancales sobre elevados, el substrato a desinfectar debe alcanzar la temperatura de unos 90°C por un tiempo de por lo menos 10 minutos, y con tal fin se necesita, en general 30-40 Kg de vapor por m². El vapor de agua destruye todo tipo parásitos e incluso las hierbas infectantes y permite una utilización casi inmediata del substrato.

Por lo general, la pasteurización de los medios de crecimiento con vapor es preferible a la fumigación con productos químicos. Después del tratamiento con calor es posible utilizar el medio mucho más pronto. El vapor no es selectivo de las plagas mientras que las sustancias químicas son altamente selectivas. El vapor es mucho menos peligroso de usar que los fumigantes químicos tanto para las plantas como para los operadores. Las sustancias químicas no se vaporizan bien a temperaturas bajas pero la pasteurización con vapor puede usarse en medios fríos y mojados.

El calor húmedo es ventajoso. Se puede inyectar directamente al suelo de depósitos cubiertos en bancos con tubos perforados colocados de 15 a 20 cm debajo de la superficie. Al calentar el suelo que debe estar húmedo pero no mojado, la recomendación estándar es usar una temperatura de 82°C durante 30 min ya que este procedimiento mata a la mayoría de las bacterias y hongos dañinos así como a nematodos, insectos y a la mayoría de las semillas de malezas (Hartman y Kester, 1989).

b) Desinfección con sustancias químicas

La fumigación química mata organismos en las mezclas de propagación sin alterar sus características físicas y químicas al grado que ocurre con los tratamientos con calor. Sin embargo, después de la fumigación química puede aumentar la producción de amoníaco debido a la remoción de organismos antagónicos de las bacterias amonificadoras. Para obtener resultados satisfactorios, las mezclas deben estar húmedas (entre el 40 y 80% de su capacidad de campo) y a temperaturas de 18 a 24 °C, después de la fumigación química hay que dejar transcurrir de dos días a dos semanas dependiendo del material para que se disipen los humos.

2.9 Cámara de sub – irrigación

Las Cámaras de sub irrigación como propagadores, son básicamente una caja rodeada de agrofilm que retiene el agua (con un marco de madera, metal e incluso concreto) dentro del cual se saturan con agua las capas de piedras y grava, encima de las cuales se coloca el sustrato para el enraizamiento. El agua proporciona los requerimientos de humedad para las estacas, siempre y cuando el propagador permanezca cerrado. Al abrir el propagador ocurre una rápida reducción de la humedad, por lo que es importante minimizar el efecto mediante aspersiones periódicas con alguna bomba de agua manual. La sombra adicional y las aspersiones manuales pueden reducir la severidad de este efecto. Se debe tener cuidado en el plástico limpio y libre de agujeros. La suciedad reduce la cantidad de luz que llega a las estacas y puede limitar el enraizamiento (Messen, 1998).

Soudre *et al.* (2008), indican que la cámara de sub-irrigación se usa principalmente para operaciones de irrigación, mediante humedad cercanas al 100%; y tiene muchas ventajas como bajo costo, y no requieren agua de cañería ni electricidad, lo que lo hace adecuado para condiciones rústicas.

Los mismos autores, indican que el ciclo del agua dentro del propagador, al evaporarse y condensarse en la tapa y las paredes, ayuda a mantener una humedad cercana al 100%; además se recomienda niveles de sombra de 75-85%.

Dentro de la cámara de sub irrigación las estaquillas enraízan en camas, por lo que deben extraerse a raíz desnuda para su trasplante a contenedores. Para facilitar la extracción de las estaquillas, se utilizan sustratos sueltos (arena fina, aserrín) y no es necesario utilizar tierra o algún otro sustrato nutritivo, así como tampoco es necesario fertilizar (Soudre *et al.*, 2008).

Independientemente del sistema de propagación que se utilice, las estaquillas deben tener un periodo de aclimatación una vez que salen del propagador. Recuerde que vienen de un ambiente de alta humedad y poca luz y podrían incluso morir si se exponen bruscamente a un ambiente soleado y seco (Cachique *et al.*, 2011).

3. LOCALIZACIÓN

3.1 Ubicación Geográfica

El presente estudio se realizó en el Centro Experimental Cota Cota (Anexo 1), dependiente de la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés, situada en la Provincia Murillo a 15 kilómetros del centro de la ciudad de La Paz. Geográficamente está situada entre los 16° 32' 04" Latitud Sud y 68° 03' 44" Longitud Oeste, a una altitud de 3445 m.s.n.m. (Huayllani, 2007).

3.2 Topografía y Vegetación

Cota Cota tiene una topografía accidentada con pendientes regulares a fuertes, donde se realizan terraceos con fines agrícolas. Se presentan en el lugar las siguientes especies vegetales: Eucalipto (*Eucalyptus globulus*), acacia (*Acacia ssp.*), queñua (*Polylepis ssp.*), retama (*Spartium junceum*), ligustro (*Ligustrum sinensis*), chillka (*Baccharis spp.*), etc. (Guzmán, 2000).

3.3 Características climáticas

SENAMHI (2010), indica que la característica de esta región es templada por considerarse cabecera de valle, a lo largo del año presenta una temperatura máxima de 32°C, una temperatura media 11.5°C y una mínima de hasta -6°C; con una precipitación pluvial media anual de 380 mm; una Humedad relativa de 58% y una velocidad máxima promedio de los vientos de 1.4 m/s.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Materiales

4.1.1 Material experimental

- Ácido naftalenacetico (ANA), al 0.4%
- Ácido indoolbutirico (AIB), al 0.4%
- Esquejes de rosa manetti (225 unidades)
- Sustratos : Turba (0,13 m3)
Arena (0, 056 m3)

4.1.2 Fungicidas

- Captan 750 [N-[(triclorometio) tio] -4- ciclohexeno -1,2- dicarboximida]
- Benomyl 50, - [Methyl- Butyl carbamyl) 2- benzimidazolecarbamate]
- Ridomil 8% Metil D,L-N-(2,6-dimetilfenil-N-2´metoxiacetil)-alanina + 64% Mancozeb + 28% inertes

4.1.3 Equipo y Material de Laboratorio

- Material inerte (agua destilada)
- Alcohol etílico.
- Termo hidrómetro
- Vernier de 15 cm
- Balanza digital
- Frascos esterilizados
- Platos desechables

4.1.4 Material y herramientas de campo

- **Herramientas:** Tijera de podar, guantes de podar, bañador, conservador de frío (Tecnopor), agrofilm, micro aspersor, baldes de plástico.
- **Materiales:** Papel periódico, tijeras, tablero, nylon micra, etiquetas, alcohol, regla métrica, palitos o brochetas (de madera) y malla semisombra (80 %).
- **Herramientas de construcción:** Sierra eléctrica circular, martillo, tenaza y escuadra.

4.1.5 Material y equipo de gabinete

- Equipo de Computación
- Impresora
- Paquetes estadísticos (EXCEL 2010 y SAS 6.02)
- Planillas de registros
- Material bibliográfico
- Cámara fotográfica

4.1.6 Cámara de sub-irrigación

Estructura de madera: de 2.25 m de largo * 1,2 m de ancho; 0,5 m de la parte anterior y 1 m de la parte posterior.

a) Marco principal

- 15 metros de micra transparente
- 2 tablas de 25 cm x 2 cm (3m).
- 2 tablas de 25 cm x 2 cm (1,2 m)
- 2 tablas de 8 cm x 2 cm (3 m)

- 2 tablas de 8 cm x 2 cm (1,5 m)
- 6 listones de 5 cm x 5 cm (0,5 m)
- 6 listones de 5 cm x 5 cm (1,0 m)

b) Tapa de la cámara

- 2 tablas de 8 cm x 2 cm (3 m)
- 6 tablas de 8 cm x 2 cm (1,5 m)

c) Otros materiales

- Bisagras: 4 piezas
- Clavos: 1 kg de 2" (5.08 cm)
- Chinchas: 4 cajas
- Tubos PVC de 4" y 20 cm de largo
- Piedra Manzana de 6-10 cm de diámetro y de 3-6 cm de diámetro

4.2 Metodología

4.2.1 Procedimiento experimental

a) Construcción e implementación del propagador de sub-irrigación

El propagador de sub-irrigación utilizado durante el estudio, se basó en un diseño realizado por Howland (1975), con modificaciones realizadas en el CATIE (Leakey et al., 1990) (Anexo 2). Para su construcción se utilizó listones de madera forrados con agrofilm transparente doble (de 10 micras) para la retención de agua y la conservación de humedad. Una vez terminado el propagador, desde el fondo de éste se colocaron 25 cm de capas sucesivas de piedras grandes (6 a 10 cm de diámetro), piedras pequeñas (de 3 a 6 cm) y grava. Los últimos 5 cm, se cubrieron con el

substrato de enraizamiento (arena o turba). Para adicionar agua y observar su nivel, se utilizó una sección de tubo de 6 pulgadas de diámetro, insertado verticalmente a través de las diferentes capas y sobresalido en la parte superior en 15 cm sobre la superficie del sustrato, por este medio se agregó agua hasta los 20 cm basales de la cámara de propagación, para mantener la humedad de forma constante. El propagador, se cubrió con una tapa, también forrada de plástico, que ajustó lo mejor posible para evitar la pérdida de humedad. Varias divisiones internas proporcionaron soporte adicional al marco, y a la vez permitieron la evaluación de sustratos diferentes dentro del mismo propagador (Anexo 3).

b) Material Vegetal

El material vegetal que se utilizó en el ensayo procedió de las plantas madres de la Rosa manetti, adquiridas en la ciudad de Cochabamba y con aproximadamente un año de edad. De cada planta madre, se tomaron varas semi herbáceas de donde se obtuvieron las estaquillas (Anexo 4).

c) Desinfección

Antes del implante de las estaquillas, se desinfectaron las instalaciones físicas de propagación (la cámara de enraizamiento, interna y externamente) con el fin de eliminar organismos patógenos. Para éste fin, se utilizó una solución de agua con hipoclorito de sodio al 5%.

d) Preparación de los fitorreguladores

Los fitorreguladores se prepararon en el laboratorio con ayuda de una balanza analítica. En los dos casos se procedió de la siguiente manera:

Para 100 ml de solución al 0.4% (4000 ppm), se pesaron 400 mg de la sustancia pura (ANA ó AIB en forma separada), ésta cantidad de sustancia se disolvió en 10 ml de alcohol etílico, posteriormente se agitó hasta disolver completamente los cristales sólidos, para luego añadir agua destilada como vehículo inerte hasta completar 100 ml de solución preparada.

e) Preparación y selección del material vegetal

La recolección del material biológico para el estaquillado se realizó durante las primeras horas de la mañana, durante esta actividad se seleccionaron plantas madres libres de plagas y enfermedades, plantas que no estaban demasiado lignificadas ni tampoco demasiado tiernas, las cuales fueron posteriormente depositadas en baldes con agua con el fin de evitar la desecación.

f) Preparación de los esquejes

Las estaquillas obtenidas, tuvieron una longitud promedio de 15 cm de largo y un diámetro de 0.5 cm, cuyo número de yemas fue 4, el corte inferior se realizó a 0.5 cm, justo por debajo de la última yema basal y el corte superior se realizó a 1.5 cm arriba de la última yema superior, los cortes fueron en bisel y se eliminaron las hojas de la estaquilla (Anexo 5).

Una vez preparadas las estaquillas y antes de plantarlas se las sumergió en una solución fungicida preparada a razón de 20 g de benomyl + 15 gr de Ridomil en 10 L de agua como precaución contra las infecciones fungosas.

g) Plantación de las Estaquillas

Antes de la plantación, se distribuyeron las unidades experimentales de forma aleatoria en el propagador. Posteriormente se realizó un riego copioso al sustrato, para mejorar el estado de humedad y proveer condiciones favorables a la estaquilla.

Las estacas se plantaron en la cámara de enraizamiento inmediatamente después de tratarlos con las soluciones experimentales, para evitar que durante la inserción exista pérdida de la solución por frotación, previamente se realizaron hoyos en el sustrato, cada hoyo se ubicó a 5 cm en marco real y a una profundidad suficiente para que penetren dos yemas y sobresalgan las otras 2 yemas del sustrato (Anexo 6). Posteriormente, se compactó el sustrato alrededor de las estaquillas y se tapó la cámara de irrigación.

h) Riego

El riego para las estaquillas se realizó cada 2 días, de forma manual y con la ayuda de recipientes (10 L) para el agua. El agua proporcionó los requerimientos de humedad para las estacas en el propagador, el cual permaneció cerrado para un mejor enraizamiento de las estaquillas.

i) Manejo del Propagador de Sub-Irrigación

Establecidos los esquejes, se asperjaron las estacas con agua mediante el uso de un aspersor manual. Asimismo se realizó inspecciones cada dos días para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o esquejes con síntoma de necrosis que pudieran ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento.

Siempre que se tuvo la oportunidad de abrir la tapa del propagador para inspecciones, se tuvo la tarea de rociar con agua limpia las hojas de los esquejes así se ayudaron a mantenerlos turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.

j) Tratamientos fitosanitarios

Los tratamientos se aplicaron tanto a los sustratos de enraizamiento como a las plantas en crecimiento, con el fin de inhibir el desarrollo de hongos, orgánicos patógenos u otras plagas. Para ése fin, se utilizó el siguiente cronograma:

Cuadro 3. Cronograma de aplicación de fungicidas

Día de Aplicación								
Producto	1	7	14	22	38	47	58	Dosis
Benomyl								2 g/l agua
Previcur								2 cc/l agua
Captan								1.5g/l agua
Ridomil								1.5g/l agua

k) Trasplante y Acondicionamiento

El trasplante de los esquejes enraizados se realizó, cuando las raíces ya estaban bien establecidas, el esqueje fue removido del propagador y trasplantado a bolsas con una mezcla adecuada de suelo, conforme a las prácticas normales del vivero.

4.3 Diseño experimental

El ensayo fue realizado bajo el diseño de arreglo bi-factorial de dos por cuatro, distribuido en el diseño de Bloques Completos al Azar (Calzada, 1982).

4.3.1 Modelo Lineal Aditivo

El modelo lineal utilizado para el diseño de Bloques al Azar con arreglo bi-factorial es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \beta_k + \alpha_i + \gamma_j + (\alpha\gamma_{ij}) + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Una observación cualquiera.

μ = Media poblacional.

β_k = Efecto del k-ésimo bloque

α_i = Efecto del i-ésimo nivel del factor A (Fiorreguladores ANA, AIB)

γ_j = Efecto del j-ésimo nivel del factor B (Sustratos)

$(\alpha\gamma_{ij})$ = Efecto del i-ésimo nivel del factor A con el j-ésimo nivel del factor B
(interacción A x B)

ϵ_{ijk} = Error experimental

4.3.1.1 Factores de Estudio

El factor A estuvo constituido por los fitorreguladores: ANA (ácido naftalenacético) y AIB (ácido indolbutírico). El factor B, lo constituyeron los sustratos en diferentes porcentajes (combinaciones de turba y arena).

a) Factor A (Fitorreguladores):

F1 = ANA (ácido naftalenacético)

F2 = AIB (ácido indolbutírico)

b) Factor B (densidades de siembra):

B1 = turba (100%) + arena (0%)

B2 = turba (75%) + arena (25%)

B3 = turba (50%) + arena (50%)

B4 = turba (25%) + arena (75%)

c) Tratamientos

Cuadro 4. Descripción de los tratamientos en estudio

Tratamiento	Combinación	Descripción
T1	F1 * B1	(naftalenacético) + Turba (100%) y Arena (0%)
T2	F1 * B2	(naftalenacético) + Turba (75%) y Arena (25%)
T3	F1 * B3	(naftalenacético) + Turba (50%) y Arena (50%)
T4	F1 * B4	(naftalenacético) + Turba (25%) y Arena (75%)
T5	F2 * B1	(indolbutírico) + Turba (100%) y Arena (0%)
T6	F2 * B2	(indolbutírico) + Turba (75%) y Arena (25%)
T7	F2 * B3	(indolbutírico) + Turba (50%) y Arena (50%)
T8	F2 * B4	(indolbutírico) + Turba (25%) y Arena (75%)

4.4 Variables de respuestas

Durante la fase experimental, se tomaron 10 estaquillas como muestra de cada unidad experimental, para realizar las observaciones, mediciones y evaluaciones siguientes:

- **Formación de callo**

La formación de callo en las estaquillas se evaluaron a los 15 y 20 días después de la plantación (Anexo 7), para ésta actividad se utilizó la siguiente tabla:

Cuadro 5. Escala de valoración para la formación de callo

Escala	Característica del callo
1	No formo callo
2	Muy pobre desarrollo de callo
3	Relativo desarrollo de callo
4	Buen desarrollo de callo
5	Muy buen desarrollo de callo

Fuente: Elaboración propia

- **Número de raíces**

Para evaluar ésta variable, se consideró 10 estaquillas por unidad experimental, contándose directamente el número de raíces en cada estaquilla (Anexo, 8), ésta actividad se repitió a los 30, 60 y 75 días.

- **Longitud de la raíz (cm)**

La longitud de la raíz se obtuvo midiendo la raíz desde la base del esqueje hasta el ápice radicular con una regla metálica, graduada en centímetros (Anexo 9). La suma de los largos de las raíces fue dividida entre el número total de raíces para determinar la longitud promedio de las raíces. Esta actividad también se realizó a los 30, 60 y 75 días.

- **Porcentaje de enraizamiento**

Se evaluó al final del ensayo, contándose el número de estaquillas enraizadas, en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición.

- **Análisis económico**

Para el análisis económico del presente trabajo, se utilizó el método del presupuesto parcial propuesto por Perrin *et. al.* (1988). Este método permitió determinar los beneficios brutos a partir del beneficio ajustado por un factor y el precio por planta, también se determinaron los costos variables totales de los fitorreguladores y se realizó un ordenamiento ascendente de estos, con los que se identificó los tratamientos no dominados para obtener la tasa marginal de retorno. Ésta revela la manera en que los beneficios netos de una inversión crece conforme la cantidad invertida crece en aquellos tratamientos que tienen un menor costo variable y mayor beneficio neto respecto a una alternativa no dominada anterior. Por lo que un tratamiento dominado es aquel que posee costos que varían más altos y beneficios netos más bajos, los cuales no se toman en cuenta para el análisis.

5. RESULTADOS Y DISCUSIONES

El presente trabajo de investigación estudio el uso de dos fitorreguladores ANA (Ácido naftalenacetico) y AIB (Ácido indolbutirico) y cuatro tipos de sustrato, para el enraizamiento del porta injerto *Rosa manetti*, bajo cámaras de sub-irrigación. A continuación se detallan los resultados obtenidos en el presente estudio:

5.1 Condiciones ambientales en la cámara de sub-irrigación

El micro ambiente dentro del propagador ejerce una poderosa influencia crítica en el enraizamiento por eso es importante mantener niveles óptimos de humedad temperatura e irradiación dentro de la cámara de sub-irrigación (Mesén 1998).

En las figuras 1 y 2, se observa la variación de los valores en la temperatura media interna (8 – 21 °C) y humedad relativa (55 – 89 %) en el interior de la cámara. Las curvas que se observan en este gráfico, demuestran que la humedad relativa y la temperatura no fueron homogéneas y van en direcciones opuestas en muchos casos, a medida que aumenta la temperatura, disminuye la humedad relativa y a medida que disminuye la temperatura aumenta la humedad relativa.

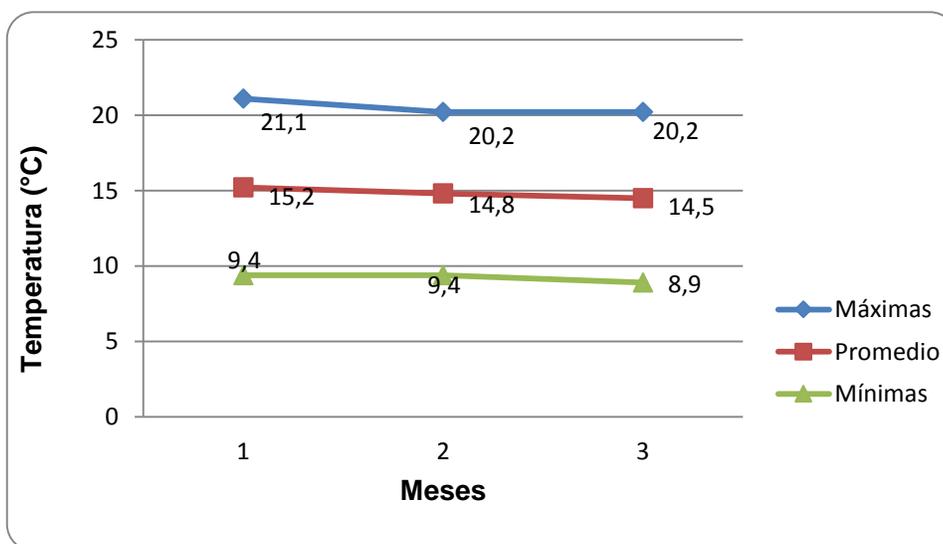


Figura 1. Variación de la temperatura media al interior de la cámara de sub-irrigación

Con relación a las temperaturas máximas registradas, Hartmann y Kester (1997), mencionan que las temperaturas excesivas de aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas más bien las temperaturas entre 21°C y 27°C son satisfactorias para lograr el enraizamiento en la mayoría de las especies, algunas enraízan mejor a temperaturas bajas y se debe evitar las temperaturas de aire demasiado altas.

Por el contrario, las temperaturas mínimas benefician el enraizamiento, estas son importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener una humedad relativa alta (CATIE, sf).

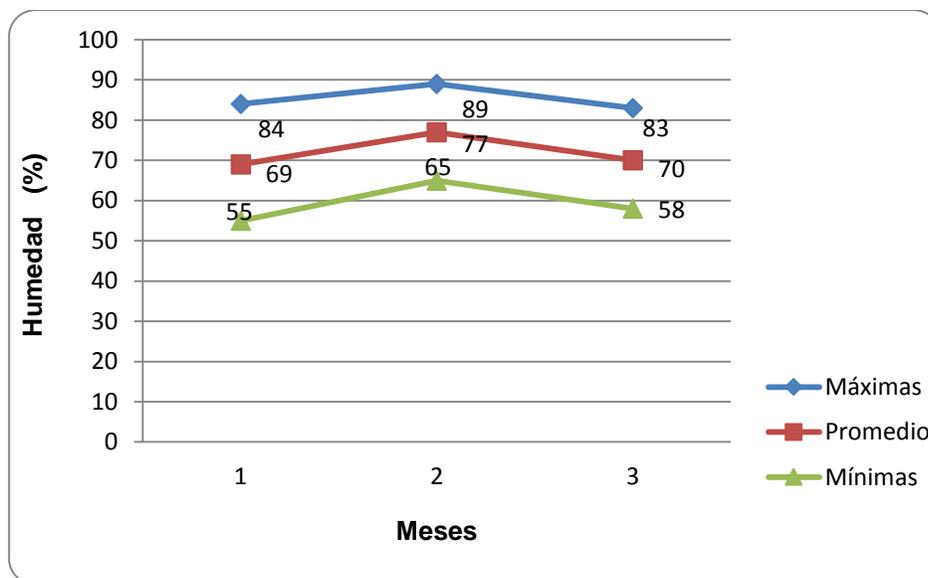


Figura 2. Variación de la humedad relativa media al interior de la cámara de sub-irrigación

Henríquez (2004), menciona que la humedad debe mantenerse alta; entre 60 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas.

5.2 Formación de callo

En el cuadro 6, se presenta el análisis de varianza a los 15 y 20 días después de la plantación del porta injerto *manetti*, donde se observa que no hay diferencias significativas entre bloques, pero si existen diferencias significativas entre fitorreguladores, entre tipos de sustratos y en la interacción fitorregulador sustrato.

La no presencia de diferencias significativas entre bloques, muestra que el manejo de los propagadores de sub-irrigación fue homogéneo hasta el momento de la toma de datos. Las diferencias significativas entre fitorreguladores, se deben a los dos tipos de hormonas utilizados y a la acción diferenciada de cada uno de estos sobre el porta injerto. En tanto que las diferencias significativas entre sustratos se deben a las diferentes combinaciones de turba y arena.

Cuadro 6. Análisis de Varianza para Formación de callo en estaquillas de *Rosa manetti*

Fuente de Variación	GL	Fc (a los 15 días)	Fc (a los 20 días)
Bloques	2	1.09 ns	1.77 ns
Fitorregulador	1	29.03 *	48.00 *
Sustrato	3	24.31 *	20.83 *
Fitorregulador*Sustrato	3	1.16 *	1.20 *
Error	14		
TOTAL	23		
CV = 12,10%			

Como se puede observar en la figura 3, el efecto de los fitorreguladores al 4% en estaquillas de *Rosa manetti*, logró mejores resultados en los tratamientos en los que se utilizó la hormona AIB con 4.75, 4.66, 4.33 y 3.76 para los tratamientos 6, 7, 8 y 5 respectivamente, lo que demuestra un muy buen desarrollo del callo. Sin embargo, los tratamientos en los que se utilizó ANA en la misma dosis, mostraron sólo un buen desarrollo del callo en la escala de valoración.

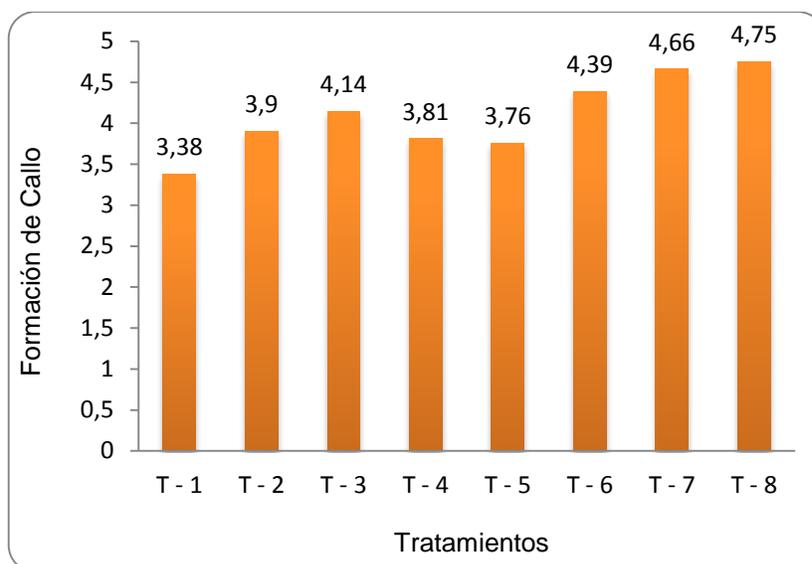


Figura 3. Efecto de los Fitorreguladores (ANA y AIB) y del sustrato en la Formación de callo

La prueba de comparación Duncan ($p \leq 0.05$) con relación a los fitorreguladores, no muestra diferencias estadísticas en la formación de callo en las estaquillas de rosa manetti, no obstante, se observa que hay diferencias significativas debido a la influencia de los sustratos, donde la mayor concentración de arena (25% turba + 75% arena) obtuvo la mayor formación de callos, seguido por el sustrato formado por arena y turba al 50% y la mezcla con 25% de arena. Siendo, el sustrato con mayor granulometría la que favoreció la abundancia de callos en las estaquillas.

Cuadro 7. Prueba de Duncan: Formación de callo en estaquillas de *Rosa manetti* a los 20 días después de la plantación

Fitorreguladores	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Sustratos	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)
ANA (0.4%)	4.14	a	100% Turba	3.15	b
AIB (0.4%)	4.66	a	75% T + 25% A	3.45	b
			50% T + 50% A	4.53	a
			25% T + 75% A	4.75	a

Al respecto Weaver (1990) y Lira (1994), opinan que el IBA, es un estimulante adecuado para la formación de callo; mientras que ANA en determinadas fases de desarrollo bloquea procesos fisiológicos.

Rojas y Ramírez (1993), sostienen que las fitohormonas actúan a nivel de la célula, produciendo una división radial intensa, formándose grupos de células (callo) como respuesta a la cantidad de auxina presente en el tejido vegetal.

5.3 Número de raíces por estaquilla

El análisis de varianza para el número de raíces por estaquilla, muestra que no hay diferencias significativas entre bloques, lo que permite aseverar que el manejo de los propagadores de sub irrigación hasta ese momento fue uniforme. Sin embargo, el cuadro 8, también muestra que hay diferencias significativas entre fitorreguladores y entre sustratos, debido a la actividad estimuladora de cada hormona sobre las estaquillas y a la composición de cada uno de los sustratos utilizados.

Cuadro 8. Análisis de Varianza para Número de raíces por estaquilla

Fuente de Variación	GL	Fc (a los 30 días)	Fc (a los 60 días)	Fc (a los 75 días)
Bloques	2	0.10 ns	5.26 ns	9.90 ns
Fitorregulador	1	3.24 **	11.90 *	23.67 *
Sustrato	3	2.90 **	14.57 *	20.83 *
Fitorregulador*Sustrato	3	0.50 ns	0.10 ns	0.92 ns
Error	14			
TOTAL	23			
CV = 2,65 %				

Observando la gráfica 4, se puede evidenciar que los tratamientos en los que se aplicó AIB al porta injerto, se obtuvo un número mayor de raíces con relación a los tratamientos en los que se utilizó ANA. Siendo el tratamiento 7 (50% turba y 50 % arena), el que reportó 19 raíces, seguido de los tratamientos 6 (25% turba + 75% arena) y 8 (75% turba + 25% arena), con 17 raíces cada una. La inducción de raíces con el fitorregulador ANA, fue menor en un promedio de 1 raíz, obteniéndose un número de 16 para el tratamiento 3 (50% turba y 50 % arena), 15 raíces para el tratamiento 2 (75% turba + 25% arena) y 14 raíces para el tratamiento 4 (25% turba + 75% arena).

Los beneficios del uso de AIB son conocidos, no solo por ayudar a mejorar la calidad del sistema radical sino que acelera la formación de raíces (Hartman y Kester, 1976). Para Haissig (1986), el aumento del número de raíces se puede relacionar con la función de la hormona AIB de promover la movilización de carbohidratos de hojas y tallos a la base de las estacas ya que una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir aumento en el número de raíces.

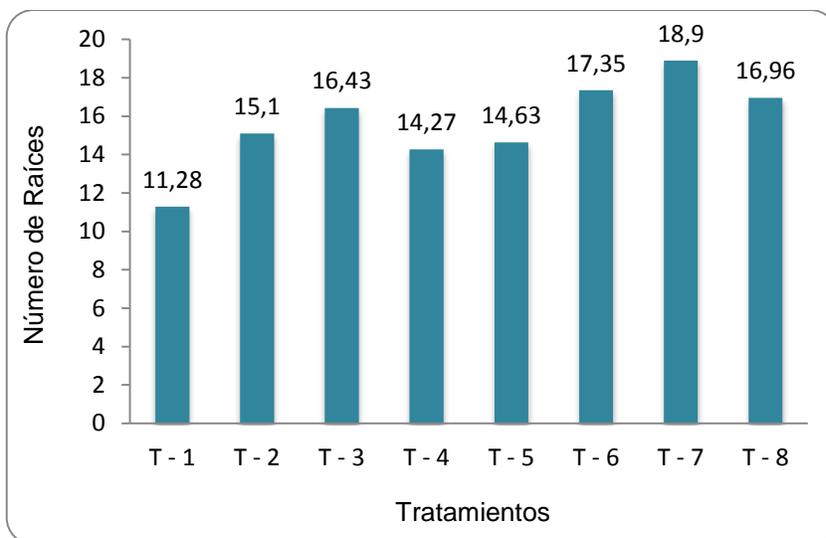


Figura 4. Efecto de los Fitorreguladores (ANA y AIB) y del sustrato en el número de raíces por estaquilla

En la prueba Duncan al 5% de probabilidad estadística para fitorreguladores y sustratos utilizados (cuadro 9), se observa que no hay diferencias estadísticas entre las hormonas AIB y ANA en cuanto al número de raíces por estaquilla, pero si existen diferencias entre tipos de sustratos, aunque en ambos casos de aplicación hormonal al 4%, la mezcla de 50% turba + 50 % arena, permitió el desarrollo de un número mayor de raíces por planta y la mezcla 100% turba obtuvo el menor número de raíces.

Cuadro 9. Prueba de Duncan para Número de raíces por estaquilla

Fitorreguladores	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Sustratos	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)
ANA (0.4%)	16.43	a	100% Turba	14.95	b
AIB (0.4%)	18.90	a	75% T + 25% A	15.45	b
			50% T + 50% A	18.47	a
			25% T + 75% A	17.45	a

Resultados similares se encontraron en una investigación efectuada en *Podocarpus nubigena* y *Eucryphia cordifolia*, cuyos esquejes se enraizaron en diferentes sustratos, alcanzando un número promedio de raíces de 16,9 para el compuesto formado por Turba y Arena en proporciones iguales (Gerding, Hermosilla y Grez, 2010). Sin embargo, los datos obtenidos en el presente estudio difieren de los reportados por Quinteros (2014), quién al evaluar el enraizamiento de esquejes de Queñua en cuatro sustratos, encontró que el sustrato conformado con turba al 100%, presentó un número de raíces significativamente mayor, en comparación a los sustratos compuestos por turba y arena. Cabe resaltar que ambas investigaciones (la actual y Quinteros) se realizaron en las mismas condiciones, por lo que las diferencias en los resultados podrían deberse a las características específicas e independientes de las especies en estudio.

5.4 Longitud de la raíz

El análisis de varianza para la longitud de la raíz, presenta diferencias significativas entre fitohormonas y entre sustratos, pero no así entre bloques, ni en la interacción fitohormona sustrato. Las diferencias entre fitohormonas se atribuyen a la heterogeneidad de éstos en su composición, ya que tanto el ANA como el AIB fueron utilizados en la misma dosis durante el experimento, mientras que las diferencias entre sustratos, se deben a las características adquiridas por cada una de las mezclas preparadas para el ensayo.

Cuadro 10. Análisis de Varianza para la longitud de la raíz

Fuente de Variación	GL	Fc (a los 30 días)	Fc (a los 60 días)	Fc (a los 75 días)
Bloques	2	0.17 ns	0.33 ns	0.23 ns
Fitorregulador	1	1.28 *	6.60 *	5.70 *
Sustrato	3	1.47 *	3.68 *	3.61 *
Fitorregulador*Sustrato	3	0.06 ns	0,15 ns	0.0074 ns
Error	14			
TOTAL	23			
CV = 16.21 %				

La figura 5, muestra dos grupos diferenciados en cuanto comportamiento de las fitohormonas utilizadas, siendo los mejores resultados para las estaquillas de rosa manetti tratadas con AIB, las cuales alcanzaron 6.61, 5.73, 5.61 y 4.65 cm para los tratamientos 7, 6, 8 y 5. Las estaquillas tratadas con ANA, obtuvieron longitudes menores de la raíz, con 3.79 cm para el tratamiento 1, 4.64 cm para el tratamiento 4, 4.67 cm para el tratamiento 2 y 5.45 cm para el tratamiento 3.

De éstos resultados se deduce que el uso de AIB, mejora el sistema radicular de las estaquillas en ésta especie ya que coinciden con los obtenidos por Ruíz (2010), quién al probar el Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estaquilla en el enraizamiento de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), registró mejores longitudes de raíz (4,57cm) con el uso de ésta fitohormona, en comparación al tratamiento sin aplicación de AIB la cual presentó menor longitud de raíz con 2,99 cm.

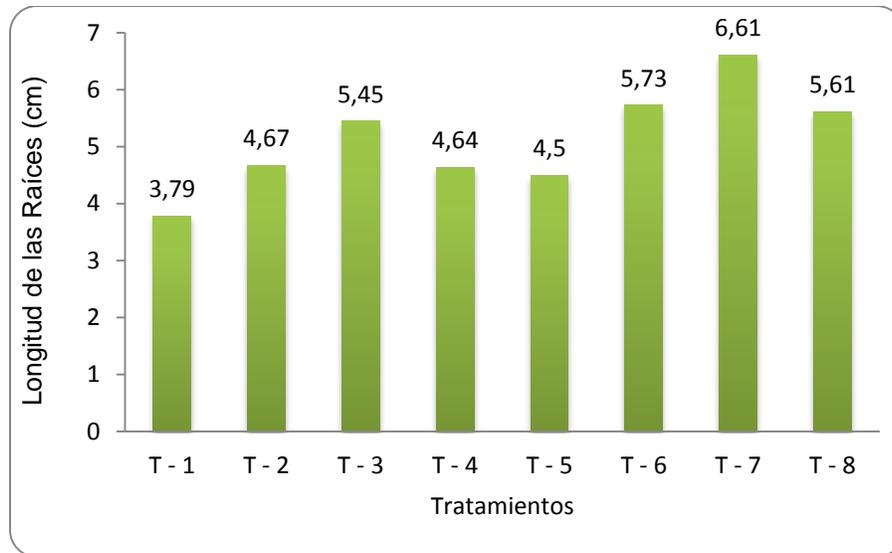


Figura 5. Efecto de las Fitohormonas (ANA y AIB) y del sustrato en la longitud de las raíces

La prueba de comparación Duncan ($p \leq 0.05$), para la longitud de la raíz, no presenta diferencias significativas entre los dos fitorreguladores, pero sí se observa diferencias estadísticas entre los tipos de sustratos, donde la mezcla con 50% turba + 50% arena fue la que permitió un mayor crecimiento de las raíces, seguido del sustrato compuesto por 75% turba + 25% arena, 25% turba + 75% arena y 100% turba. Con base en lo anterior, se asume que la combinación 1 a 1 de turba y arena es adecuada para el desarrollo de las raíces de rosa manetti, en comparación a la utilización de solamente turba.

Al respecto, Leakey y Mesen (1991), sustentan que las partículas que componen el sustrato no deben presentar obstáculos para el crecimiento de las raíces y deben tener la consistencia suficiente para mantener las estacas en su posición. De acuerdo a sus experimentos Hitchcock (1941), indica que una mezcla a partes iguales de turba y arena resulta favorable para el enraizamiento de una variedad de estacas de árboles y arbustos.

Por otra parte, la mayor longitud radical estaría condicionada proporcionalmente a la facilidad de porosidad y aireación que el sustrato brinde a la estaca (Botti, 1999). La importancia de lograr un mayor tamaño de las raíces, se debe a que esta aumentaría la posibilidad de sobrevivencia en las estacas (Meryl 1987).

Cuadro 11. Prueba de Duncan: para longitud de la raíz en las estaquillas de *Rosa manetti*

Fitorreguladores	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Sustratos	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)
ANA (0.4%)	5.45	a	100% Turba	3.15	b
AIB (0.4%)	6.61	a	75% T + 25% A	5.65	a
			50% T + 50% A	6.53	a
			25% T + 75% A	4.79	ab

Los datos obtenidos en ésta investigación con referencia a la longitud de las raíces y los tipos de sustratos, concuerdan con los reportados por Quinteros (2014), quién en una evaluación para el enraizamiento de esquejes de Queñua en cuatro sustratos encontró que la combinación de 50% Turba + 50% Arena obtuvo una extensión de raíz superior a los otros sustratos.

Por el contrario, Gerding, Hermosilla y Grez (2010), al evaluar la propagación vegetativa de estacas de *Podocarpus nubigena* y *Eucryphia cordifolia*, registraron una longitud radicular de 4,6 cm para el sustrato conformado por 50% Arena y 50% Turba, valor estadísticamente inferior a los obtenidos con los otros sustratos estudiados.

Resultados similares encontró, Cholota, (2013), en un estudio realizado en el enraizamiento de plántulas de sábila (*Aloe vera*) con diferentes sustratos, reportó 14,83 cm, en cuanto a la longitud de raíz, para el sustrato compuesto por 50% Arena

+ 50% Turba, dato significativamente inferior a los alcanzados por los otros sustratos en la misma investigación.

5.5 Porcentaje de enraizamiento

En el cuadro 12, el análisis de varianza muestra que el porcentaje de enraizamiento es influenciado de forma significativa ($p \leq 0.05$), debido al factor fitohormona y al tipo de sustrato, determinando que ambos factores, a su vez, influyen directamente en el enraizamiento de las estaquillas de *rosa manetti*.

Los resultados no significativos entre bloques, evidentemente muestran la homogeneidad en el manejo de los propagadores y el cuidadoso mantenimiento del material vegetativo que contribuyó decididamente en el resultado final.

Cuadro 12. Análisis de Varianza para el porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de *Rosa manetti*

Fuente de Variación	GL	Fc
Bloques	2	23.13 ns
Fitorregulador	1	12.36 *
Sustrato	3	19.83 *
Fitorregulador*Sustrato	3	2,07ns
Error	14	
TOTAL	23	
CV = 12,10%		

Observando la figura 6, se puede notar que los tratamientos en los que se empleó el fitorregulador AIB se obtuvo un 3.54% más, de estaquillas enraizadas, con relación a los tratamientos 1, 2, 3 y 4 que fueron tratados con el fitorregulador ANA. Sin embargo y pese a la diferencia numérica en los resultados de ambos grupos, se puede afirmar que los porcentajes de enraizamiento en general son excelentes para el porta injerto *manetti* ya que se encuentran por encima del 80%.

El mayor porcentaje de estaquillas enraizadas posiblemente se debe a que la auxina endógena es elevada y existe un equilibrio endógeno entre los promotores de enraizamiento, siendo dosis altas los de mejor enraizamiento mientras a dosis bajas se tiene un menor enraizamiento.

Picolomini (1999), citado por Aubert (1966), señala que la eficacia del tratamiento auxínico para el porcentaje de prendimiento de la estaca depende de la concentración, por lo tanto a débiles concentraciones de auxina los resultados son menores que los obtenidos con las dosis más altas hasta un límite. Weaver (1990), por su parte indica que, el objetivo de tratar las estacas con reguladores es incrementar el prendimiento de estacas que crecen vigorosamente en el vivero.

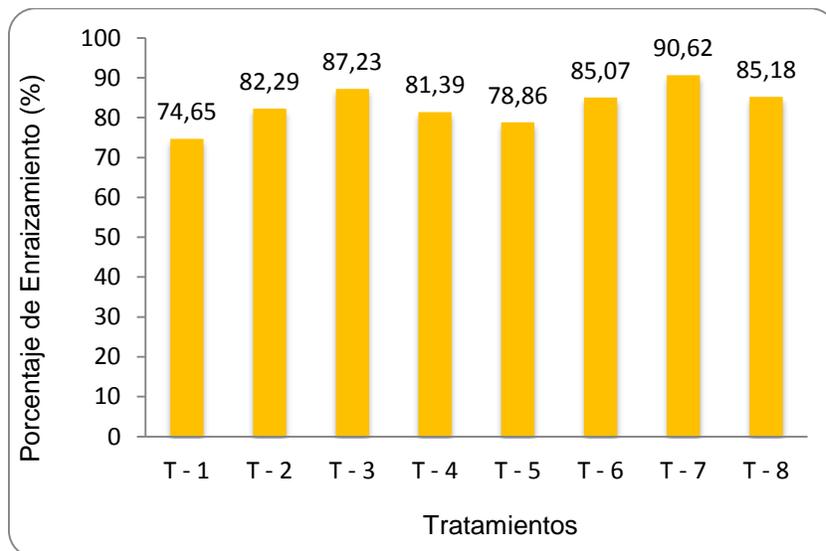


Figura 6. Efecto de las Fitohormonas (ANA y AIB) y del sustrato en el porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de *Rosa manetti*

En el cuadro 13, se observa que de las estaquillas tratadas con AIB, enraizaron el 84.93 %; no enraizaron el 9.07 % y murieron el 6% de las estaquillas. De las tratadas con ANA, enraizaron el 81.39 %, no enraizaron el 11.61 % y murieron el 7% de las estaquillas de *rosa manetti*.

En cuanto a los sustratos, la mezcla que reportó los mayores porcentajes de enraizamiento fueron los compuestos por 50% turba + 50% arena, seguido de la combinación 25 % turba + 75 % arena, dejando al final el sustrato compuesto por 100 % turba. Cabe señalar, que independientemente de los fitorreguladores utilizados, los resultados demuestran que para el enraizamiento de las estaquillas de *rosa manetti* se requiere un sustrato con relación 1:1, que proporcione a su vez una regular capacidad de retención de agua y buen drenaje para favorecer la formación de raíces en ésta especie.

La razón de las preferencias de diferentes especies por diferentes sustratos no se conoce con exactitud pero es posible que estén relacionadas con la composición relativa (sólidos, agua, aire) de los sustratos (Mesen, 1998).

Cuadro 13. Porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de *Rosa manetti*

Fitorreguladores	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)	Sustratos	Media	Duncan ($\alpha = 0.05$)
ANA (0.4%)	81.39	a	100% Turba	78	b
AIB (0.4%)	84.93	a	75% T + 25% A	82	b
% Mortalidad ANA	7.00		50% T + 50% A	89	a
% Mortalidad AIB	6.00		25% T + 75% A	87	a

Fjeldsa y Kessler (2004) indican que el sustrato idóneo para esquejes, se prepara con una mezcla de turba/arena de 1:1, similar al Nivel b3 (50 % Turba – 50% Arena) del estudio realizado por Quinteros (2014), para el enraizamiento de esquejes de Queñua en cuatro sustratos, encontrando un porcentaje de enraizamiento superior en este medio.

Asimismo, Hartmann y Kester (1997) y Hartmann *et al.* (2002), indican que el sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento, y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes. Estas características se cumplen con el combinando de Arena y Turba ya que la primera confiere ventilación y la segunda retiene humedad en el sustrato.

5.6 Análisis económico

Mediante el presente análisis económico basado en el ensayo, se pretende evaluar la utilidad que se obtendría utilizando cada uno de los tratamientos en forma independiente. El método para este análisis es el presupuesto parcial y análisis marginal. La descripción del análisis de presupuestos parciales de los tratamientos considerados se muestra en el anexo 11, donde se expresa el porcentaje de enraizamiento, costos variables y beneficios netos de cada tratamiento.

Cuadro 14. Análisis económico de retornos marginales

Tratamiento al 0.4%	Costos variables (\$us/año)	Beneficio Neto (\$us/año)	Tasa retorno Marginal (%)
ANA	646.798	10212.22	232.9
AIB	801.61	10572.79	

En el cuadro 14, se observa el resumen de los costos de producción y beneficios netos con relación a las plantas obtenidas en cada tratamiento. Según el análisis ambos tratamientos (ANA y AIB Aal 4%) obtuvieron beneficios netos altos; sin embargo para una multiplicación masiva es posible recomendar el uso de AIB al 0.4% por las ventajas agronómicas en cuanto a la calidad de raíces (número y longitud de raíz) con el que se tiene un beneficio neto de 10572.79 \$us y una tasa de retorno marginal de 232.9%.

6. CONCLUSIONES

1. Se determinó que el AIB estimula de mejor manera la división celular para la formación de callo, ya que el efecto de éste fitorregulador al 4%, logró mejores resultados en una escala de valoración del 1 al 5 con un muy buen desarrollo de callo, respecto de los tratamientos en los que se utilizó ANA en el mismo porcentaje.
2. En cuanto a los tipos de sustrato utilizados para el enraizamiento del porta injerto, el sustrato con mayor granulometría (75% arena + 25% turba) fue el que más favoreció la formación de callos en las estaquillas de *rosa manetti*, debido posiblemente al balance entre aireación otorgada por la arena y a la humedad mantenida por la turba.
3. La aplicación de la hormona AIB en ésta especie, ayudó a promover la movilización de los carbohidratos del tallo a la base de las estacas, lo que aumento el número de raíces y la longitud de éstas, con relación a los tratamientos en los que se utilizó ANA, mejorando así la calidad del porta injerto ya que cuando más numerosas y fibrosas son las raíces, mayor es el crecimiento posterior de la planta.
4. La mezcla del sustrato 1 a 1, permitió la obtención de mayor número de raíces y mejor crecimiento de éstas, debido a que la combinación de 50% turba + 50% arena, proporcionó un medio con suficiente porosidad para permitir buena aeración y con buena capacidad de retención de agua.
5. El mayor porcentaje de enraizamiento para las estaquillas de rosa mannetti se logró con los tratamientos en los que se empleó el fitorregulador AIB, con 85% de estaquillas enraizadas, a diferencia de las estaquillas tratadas con el fitorregulador ANA (81%). Sin embargo, independientemente de la hormona utilizada se obtuvieron porcentajes de enraizamiento excelentes, debido a que se considera que las estacas de la posición basal presentan mayor enraizamiento en la mayoría de especies.

6. El uso de cámaras de subirrigación contribuyó al enraizamiento de estaquillas de *Rosa manetti*, ya que las condiciones de humedad relativa, irradiación solar y temperatura en el interior, permitieron el mantenimiento de la turgencia en las estaquillas, obteniéndose un enraizamiento que en los mejores tratamientos alcanzó el 90.62%.

7. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda la utilización de semisombra para reducir la radiación solar y en consecuencia, las temperaturas aéreas y del sustrato dentro de los propagadores, así como para mantener la humedad relativa interna tan alta como sea posible.
2. Para obtener un enraizamiento exitoso de estaquillas de *Rosa manetti*, se recomienda utilizar como sustrato una combinación de 50% turba + 50% arena y dosis de 4000 ppm (4%) de ácido indolbutírico (AIB).
3. Se recomienda realizar estudios con estaquillas de *Rosa manetti* tomadas a niveles intermedias y basales de la planta madre, para determinar la mejor área de recolección.
4. Para una multiplicación masiva de rosas en el altiplano, se recomienda utilizar el porta injerto *mannetti*, por las ventajas agronómicas en cuanto a la calidad del sistema radicular y por su resistencia provada frente al cambio climático.
5. Se recomienda utilizar la cámara de sub irrigación con especies forestales, para maximizar la diversidad genética, lo cual no es posible lograr cuando se utiliza semillas.

8. BIBLIOGRAFIA

- ASOBOFLOR. 1998. Diagnóstico de la producción de flores ASOBOFLOR. Documento de trabajo de la Facultad de Agronomía. Cochabamba, Bolivia. pp. 7-10.
- ALPI, A. Y TOGNONI, F. 1991. Cultivo en invernadero. Ed. Mundi - Prensa. Madrid, España. 246 p.
- BARCELO, J. 1980. Fisiología Vegetal. Ed. Pirámide. Madrid, España. 823 p.
- BOTTI, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile 72-82 p.
- CACHIQUE, D.; RUIZ, H.; GARCIA, M.; HIDALGO, L.; VALLEJOS, G. Y DEL CASTILLO, D. 2011. Manual técnico "Propagación Vegetativa del Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis*)" Instituto de investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP). San Martin, Perú. 31 p.
- CALZADA, B. 1982. Métodos estadísticos para la investigación. Lima, Perú. 644 p.
- CHOLOTA, O. 2013. Evaluación de sustratos para el enraizamiento de plántulas de sábila (*Aloe vera*) Ambato – Ecuador. En línea. Consultado el 23 de Junio de 2014. Disponible en: <http://repo.uta.edu.ec/handle/123456789/5674>.
- CADEXCO, 2008. CÁMARA DE EXPORTADORES DE COCHABAMBA. Potencialidades de las flores como producto de exportación a la Unión Europea. Cochabamba, Bolivia. En línea. Consultado el 24 de Julio de 2014. Disponible en: cadexco@cadexco.bo.

- CRONQUIST, A. 1992. Introducción a la botánica. Ed. Continental. México Distrito Federal, México. pp 454-464, 622-633.
- CUISANCE, P. 1988. La multiplicación de las plantas y el vivero, multiplicación vegetal. Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. 165 p.
- ECAMPA. 2007. Floricultura. Generalidades en el manejo de flores y follajes de corte. Escuela de ciencias agrícolas, pecuarias y del medio ambiente. Universidad Nacional Abierta y a Distancia. Periera – Colombia. 160 p.
- FERRER, M. F. Y SALVADOR, P. J. 1986. La producción de rosas en cultivo protegido. Editorial Universal Plantas. Semilla, España. 382 p.
- FJELDSA Y KESSLER. 2004. Conservación de la biodiversidad de los bosques de *Polylepis* de las tierras altas de Bolivia: Una contribución al manejo sustentable de los Andes. Fundación Amigos de la Naturaleza (FAN). Santa Cruz, Bolivia. 214 p.
- GAMBOA, L. 1989. El cultivo de las rosa de corte Oficina de publicación de la Universidad de Costa Rica, Costa Rica. 156 p.
- GERDING, V.; HERMOSILLA, M. Y GREZ, R. 2010. Sustratos de corteza compostada para la propagación vegetativa de estacas de tallo de *Podocarpus nubigena* Lindl. y *Eucryphia cordifolia* Cav. Instituto de Silvicultura, Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile. pp. 57 - 64.
- HARTMANN, H.; KESTER, D.; GENEVE, R. Y DAVIES, F. 2002. Propagación de Plantas: Principios y Prácticas. 7. ed. Pretence Hall. Universidad Estatal de Pensilvania, Estados Unidos de América. 880 p.

- HARTMANN, H. Y KESTER, D. 1976. Propagación de plantas. Compañía editorial Continental. México D. F. México 810 p.
- HARTMANN, H. Y KESTER. D. 1989. Propagación de plantas principios y prácticas. Compañía editorial Continental. México D.F. México. 760 p.
- HEEDE, V. Y LECOURT, M. 1981. El estaquillado: guía práctica de multiplicación de plantas. Trad. por F. Gil Albert Velarde, J. Iglesias González y E. Boix Aristu. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 30 – 55.
- HAISSIG, B. E. 1986. Metabilc processes in adventitious rooting of cuttings. In: Jackson, MB. New root formation in cuttings. Dodrech. N E. Martines Nijhoff. pp. 141 – 189.
- HASEK, F. R. 1988. Introducción a la floricultura, Rosas. Ed. TRILLAS. W.B. México D. F. México. pp. 73-94.
- HITCHCOCK, A. 1941. Effect of peat moss and san don rooting response of cuttings. Botanical Gazatte 86. s.e. s.l. pp. 211 – 248.
- HURTADO, D.Y MERINO, M. 1988. Cultivo de tejidos vegetales. Edit. TRILLAS. México D. F. México 232 p.
- HUAYLLANI, R. 2007 Establecimiento de Injerto en yema en variedades de rosas de corte (*Rosa sinensis*), bajo ambiente atemperado en el centro experimental de Cota Cota. Trabajo dirigido de licenciatura. Ingeniería Agronómica, Facultad de Agronomía. U.M.S.A. La Paz, Bolivia. 72 p.
- LEAKEY, R. 1990. Propagación vegetativa de especies forestales. In Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica. pp. 113 -120.

- LEAKEY, R. Y MESEN, F. 1991. Propagación vegetativa de especies forestales: enraizamiento de estacas suculentas. Manual sobre Mejoramiento genético con referencia especial a América Central. CATIE, Turrialba, Costa Rica. 113-133 p.
- LIRA, R. 1994. Fisiología vegetal. Ed. TRILLAS. México D. F. México 232 p.
- LOPEZ, M. 1981. Cultivo del rosal en invernadero. Ediciones Mundi Prensa. Madrid, España. 341 p.
- MERYL, N. 1987. Mejoramiento de Plantas en ambientes poco favorables. Editorial Noriega, México. 535 p.
- MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: Uso de propagadores de sud-irrigación. CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza) – PROSEFOR (Proyecto de semilla Forestales). Turrialba – Costa Rica. pp. 11-25.
- OPINION. 2013. La floricultura cochabambina. Publicación de Prensa. Cochabamba, Bolivia. Domingo 17 de febrero de 2013.
- QUINTEROS, V. 2014. Enraizamiento de dos especies de Queñua (*Polylepis tarapacana* y *Polylepis besseri* Hieron.) en cuatro sustratos, bajo ambiente protegido. Tesis de Grado. U.M.S.A. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 67 p.
- ROCA, W.Y MROGINSKI, L. 1991. Cultivo de tejido en la agricultura Fundamentos y aplicaciones. Editores Técnicos CIAT. Cali, Colombia. pp 64-66.
- ROJAS, G. M. 1988. Manual teórico práctico de herbicidas y fitorreguladores. 2da ed. Editorial Noriega. México D.F. México. pp 58-98.

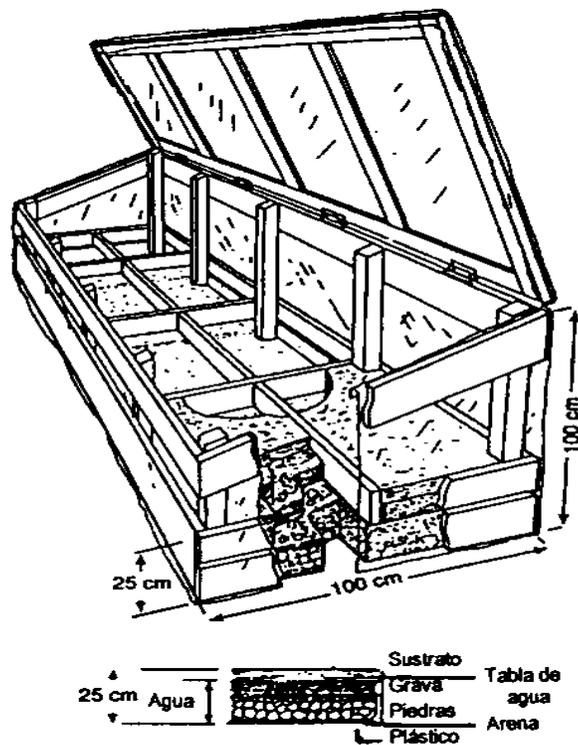
- ROJAS, M. Y RAMIREZ, H. 1993. Control Hormonal del desarrollo de las plantas. Editorial LIMUSA S.A. México D.F. México. 246 p.
- RUIZ S, 2009. Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en San Martín. Tesis para optar el título de ingeniero Agrónomo. Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de la Selva. 30- 75 p.
- SALINGER, J.1991. Producción comercial de flores. Edit. ACRIBIA S.A. Zaragoza, España. pp 279 – 294.
- SOUDRE, M.; CACHIQUE, D.; YEPES, F.; CASTILLO, D.; SALES, F.; GUERRA, H.; LINO, K. Y RÍOS, K. 2008. Bases Técnicas para la propagación Vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas, Memoria del Curso internacional. Pucallpa, Perú. sp.
- TREJOS, J.y VEGA, G. 1990. Curso sobre manejo del cultivo del rosal y del invernadero Cochabamba, Bolivia 78 p.
- WEAVER, R. J. 1976. Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.
- WEAVER, R. 1990. Enraizamiento y propagación. En: Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. p. 143-172.

ANEXOS

Anexo 1. Estación Experimental Cota Cota



Anexo 2. Diseño de la cámara de sub-irrigación (Howland, 1975)



Anexo 3. Vista lateral de la Cámara de sub-irrigación utilizada



Anexo 4. Material Vegetal proveniente de Cochabamba



Anexo 5. Selección y Preparación de estaquillas



Anexo 6. Plantado de estaquillas en la Cámara de sub irrigación



Anexo 7. Formación de Callos



Anexo 8. Número de raíces por estacilla



Anexo 9. Longitud de la raíz



Anexo 10. Propiedades químicas de los fitorreguladores puros

Propiedades	ANA	AIB
Solubilidad (20 °C)	Insoluble en agua soluble en Etanol, éter y acetona	Insoluble en agua soluble en Etanol, éter y acetona
Molaridad	203.24 gr/mol	186.21 gr/mol
Punto de fusión	121-124 °C	129-131 °C
Densidad aparente	360Kgr/m3	240 Kgr/m3
Almacenamiento	Debajo de 15°C	Debajo de 15 °C
Toxicología	Toxico	Tóxico
Aspecto	Polvo blanco a marrón o cristalino solido	Polvo blanco a marrón o Cristalino solido

Fuente: Sigma: (1996)

Anexo 11. Análisis de presupuestos parciales de los tratamientos para porcentaje de enraizado para 80.000 estaquillas de porta injertos de la *Rosa manetti*.

Tratamientos	T1 (F1D2)	T2 (F1D2)	T3 (F1D3)	T4 (F2D1)	T5 (F2D2)	T6 (F2D3)
Estaquillas Enraizadas (%)	74.65	82.29	87.23	79.86	85.07	90.62
Estaquillas Enraizada ajustado (10%)	70.92	78.18	82.87	75.87	80.82	86.09
Estaquillas año	56736	62544	66296	60696	64656	6887
Costo Estaq s/raíz (0.03\$us)	2400	2400	2400	2400	2400	2400
Costo Estaq s/raíz (0.20\$us)	11347.2	12508.8	13259.2	12139.2	12931.2	13774.4
Beneficio bruto (\$us/año)	8947.2	10108.8	10859.2	9739.2	10531.2	11374.4
Costo sustrato (\$us)	261.4	261.4	261.4	261.4	261.4	261.4
Costo fitorregulador (\$us)	14.59	21.88	29.18	79.104	118.656	158.208
Costo plantación Estaquillas (\$us)	98.04	98.04	98.04	98.04	98.04	98.04
Costo Plaguicidas y M.O. (\$us)	150.36	150.36	150.36	150.36	150.36	150.36
Total de costos	524.39	531.68	538.398	588.904	628.456	668.008
Costo de oportunidad	629.268	638.016	646.776	706.685	754.147	801.609
Beneficios netos (\$us/año)	8317.93	9470.78	10212.22	9032.52	9777.05	10572.79

F1 = Acido Naftalenacético

F2 = Acido Indol butírico

D3 = Dosis al 4 %

