

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



TESIS DE GRADO

EVALUACIÓN DEL PRENDIMIENTO DE ESTACAS DE ROMERO (*Rosmarinus officinalis*) BAJO TRES SUSTRATO Y DOS FITOREGULADORES EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL DE COTA COTA - LA PAZ

VIVIANA CAZAS GARCIA

La Paz – Bolivia

2017

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

EVALUACIÓN DEL PRENDIMIENTO DE ESTACAS DE ROMERO (*Rosmarinus officinalis*) BAJO TRES SUSTRATO Y DOS FITOREGULADORES EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL DE COTA COTA - LA PAZ

Tesis de grado presentada como requisito parcial para optar el Título de Ingeniero Agrónomo

VIVIANA CAZAS GARCIA

Asesores:

Lic. M.Sc. Edgar Garcia Cárdenas

Tribunal Examinador

Ing. Ph.D. David Cruz Choque

Ing. Rafael Murillo Garcia

Ing. Freddy Porco Chiri

Presidente Tribunal Examinador

DEDICATORIA

Dedico este trabajo con toda mi gratitud y amor a mis queridos padres **Carmen Rosa y Eli Prudencio**, por su aliento y apoyo incondicional, esenciales para el logro de mis anhelos en la vida., a mis hermanos **Rossely, Melanio, Angel, Alberto, Natali y Noelia** que con cada mirada me inspiraron seguir hacia adelante, a mi esposo **Franklin** por ser mi complemento de amor y un apoyo incondicional.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por la fuerza y protección que me brindo al permitirme seguir adelante y dejar atrás cada caída, por iluminar mi camino y mantenerme en la lucha por su amor y bendiciones.

A mis papás Elí Prudencio y Carmen Rosa Garcia por su ejemplo, apoyo, tiempo y procurar la culminación de este trabajo a cada instante, ustedes son la fuerza que me llena de vida cada día los quiero muchísimo.

A mi amado Ing. Franklin Manuel Queya Q. porque eres mi esposo amoroso, ejemplar, gracias por tu apoyo, tiempo y esfuerzo e incentivar me a lograr nuestros sueños.

A la Universidad Mayor de San Andrés importante y esencial en mi formación profesional y personal.

Al Lic. Edgar García Cardenas, por el apoyo brindado con sus consejos y sobre todo paciencia, motivantes para la culminación de esta tesis.

Al Tribunal Revisor, por las observaciones y sugerencias efectuadas a la presente tesis.

Al personal de la Estación Experimental de Cota Cota, por el apoyo otorgado en el desarrollo de este trabajo.

A los Docentes de la Carrera de Ingeniería Agronómica que han transmitido sus conocimientos a un gran número de estudiantes y futuros profesionales.

A mis prestigiosas amigas que compartieron brillantes momentos durante nuestra vida estudiantil y más, las admiro y espero que llenen su vida de sabiduría y éxito.

CONTENIDO

	Página
ÍNDICE GENERAL.....	í
ÍNDICE DE CUADROS.....	ví
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
RESUMEN.....	ix
SUMMARY.....	x

ÍNDICE GENERAL

	Página
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Justificación.....	2
2. OBJETIVOS.....	3
2.1 Objetivo General.....	3
2.2 Objetivos Específicos.....	3
2.3 Hipótesis.....	3
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	4
3.1 Propiedades y Usos del Romero.....	4
3.1.1 Propiedades medicinales del romero.....	4
3.1.2 Acción farmacológica del romero.....	5
3.1.3 Actividad antimicrobiana del romero.....	6
3.1.4 Composición química del romero.....	7
3.2 Origen de la Especie.....	8
3.3 Características Generales.....	9
3.3.1 Descripción taxonómica.....	9
3.3.2 Descripción de la especie.....	10

3.3.3 Descripción botánica.....	10
3.3.4 Ecotipos de la especie.....	14
3.4 Distribución Geográfica.....	15
3.5 Ecología.....	15
3.6 Cultivo.....	16
3.6.1 Recolección de esquejes.....	16
3.6.2 Suelo.....	16
3.6.3 Plagas y enfermedades.....	18
3.6.4 Secado.....	19
3.7 Importancia Económica del Cultivo de Romero.....	19
3.8 Propagación Vegetativa.....	20
3.8.1 Propagación de romero.....	22
3.8.1.1 Etapas del proceso de propagación.....	23
3.8.2 Proceso de rizogénesis.....	28
3.9 Fitoreguladores.....	28
3.9.1 Hormonas y reguladores de crecimiento en los cultivos.....	29
3.9.2 Enraizadores.....	29
3.9.3 Las auxinas.....	30
3.9.4 Efectos de las auxinas sobre las raíces y su formación.....	32
3.9.5 Aplicación de auxinas en la propagación de romero.....	33
3.10 Sustratos.....	34
3.10.1 Elección del sustrato.....	36
3.10.2 Principales funciones de un sustrato.....	37
3.10.3 Clasificación de sustratos.....	38
3.10.4 Sustrato apropiado para el cultivo de romero.....	40

3.10.5 Propiedades físicas de los sustratos.....	40
3.10.5.1 Textura.....	41
3.10.5.2 Densidad aparente.....	45
3.10.6 Propiedades químicas de los sustratos.....	46
3.10.6.1 Conductividad eléctrica.....	46
3.10.6.2 pH.....	47
3.10.6.3 Nutrientes.....	49
3.10.6.3.1 Nitrógeno.....	50
3.10.6.3.2 Fosforo.....	50
3.10.6.3.3 Potasio.....	51
3.10.6.3.4 Calcio.....	51
3.10.6.3.5 Magnesio.....	51
4. LOCALIZACIÓN.....	53
4.1 Ubicación Geográfica.....	53
4.2 Características Climáticas.....	54
4.3 Vegetación.....	54
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	54
5.1 Materiales.....	54
5.1.1 Material biológico.....	54
5.1.2 Fitoreguladores.....	54
5.1.3 Sustrato.....	56
5.1.4 Materiales de campo.....	56
5.1.5 Material de gabinete.....	56
5.2 Métodos.....	56
5.2.1 Metodología de campo.....	56
5.2.1.1 Instalación del vivero.....	56

5.2.1.2 Instalación de propagadores.....	56
5.2.1.3 Mezcla de sustrato para embolsado.....	56
5.2.1.4 Recolección de esquejes.....	57
5.2.1.5 Preparación de las soluciones fitoreguladores.....	57
5.2.1.6 Preparación de las bolsas para el plantado de esquejes.....	57
5.2.1.7 Plantado de esquejes.....	57
5.2.1.8 Labores culturales.....	57
5.2.2 Diseño experimental.....	58
5.2.3 Croquis del experimento.....	59
5.2.4 Variables de respuesta.....	60
6. RESULTADOS.....	61
6.1 Condiciones de Temperatura y Precipitación.....	61
6.2 Resultados de Análisis de los Sustratos.....	63
6.2.1 Propiedades químicas de los sustratos.....	63
6.2.1.1 pH.....	63
6.2.1.2 Conductividad eléctrica.....	64
6.2.1.3 Potasio.....	65
6.2.1.4 Calcio.....	67
6.2.1.5 Magnesio.....	68
6.2.1.6 Nitrógeno.....	70
6.2.2 Propiedades físicas de los sustratos.....	71
6.2.2.1 Textura.....	71
6.2.2.2 Densidad aparente.....	73
6.2.3 Resultados de las variables agronómicas.....	74
6.2.3.1 Numero de nudos.....	74
6.2.3.2 Número de raíces.....	78

6.2.3.3 Crecimiento longitudinal de la raíz adventicia.....	81
6.2.3.4 Prendimiento de estacas de romero.....	85
6.3 Análisis Beneficio Costo.....	89
7. CONCLUSIONES.....	91
8. RECOMENDACIONES.....	92
9. BIBLIOGRAFÍA.....	94
10. ANEXO.....	103

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Descripción Botánica de la Planta de Romero.....	12
Cuadro 2. Requerimientos Edafoclimáticos de Romero <i>Rosmarinus officinalis</i> ..	17
Cuadro 3. Clasificación de las Partículas del Suelo.....	42
Cuadro 4. Clases Texturales.....	44
Cuadro 5. Nutrientes que Requiere la Planta de Romero <i>Rosmarinus officinalis</i>	49
Cuadro 6. Variables de Respuesta.....	60
Cuadro 7. Reporte de los Valores de pH de los Sustratos.....	63
Cuadro 8. Reporte de los valores de conductividad eléctrica de los sustratos...	64
Cuadro 9. Reporte de los Valores de Potasio de los Sustratos.....	65
Cuadro 10. Reporte de los Valores de Calcio de los Sustratos.....	67
Cuadro 11. Reporte de los Valores de Magnesio de los Sustratos.....	68
Cuadro 12. Reporte de los Valores de Nitrógeno de los Sustratos.....	70
Cuadro 13. Clase Textural de los Sustratos.....	71
Cuadro 14. Densidad Aparente de los Sustratos.....	73
Cuadro 15. Análisis de Varianza del número de Nudos de la Planta.....	75
Cuadro 16. Prueba de Duncan para el Factor A (sustratos).....	77
Cuadro 17. Prueba de Duncan para el Factor B (enraizador).....	78
Cuadro 18. Análisis de Varianza del Número de Raíces de la Planta.....	78
Cuadro 19. Prueba de Duncan para el factor A (sustratos).....	79
Cuadro 20. Prueba de Duncan para el factor B (enraizadores).....	80
Cuadro 21. Análisis de varianza para el crecimiento longitudinal de la raíz.....	81
Cuadro 22. Prueba de Duncan para el factor A (sustratos).....	82

Cuadro 23.	Prueba de Duncan para el factor B (enraizador).....	84
Cuadro 24.	Análisis de varianza del prendimiento de estacas de romero.....	85
Cuadro 25.	Prueba de Duncan para el factor A (sustratos).....	85
Cuadro 26.	Prueba de Duncan para el factor B (enraizadores).....	86

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Estructura química de ácido carnósico, carnosol, epirosmanol, rosmaridifenol, ácido rosmarínico, compuestos activos encontrados en la planta de Romero <i>Rosmarinus officinalis</i> L.....	8
Figura 2. Relación en tamaño de partículas de arena, limo y arcilla.....	42
Figura 3. Escala de pH.....	48
Figura 4. Disponibilidad de compuestos solubles.....	49
Figura 5. Mapa de Ubicación del lugar de estudio, Centro Experimental de Cota Cota Facultad de Agronomía Universidad Mayor de San Andrés.	53
Figura 6. Croquis establecido en el terreno de experimentación.....	59
Figura 7. Distribución de los propágulos en los tratamientos.....	59
Figura 8. Temperaturas mínimas y máximas de los meses de investigación.....	61
Figura 9. Comportamiento de la precipitación durante la investigación.....	62
Figura 10. Reporte de los valores de potasio de los sustratos.....	66
Figura 11. Reporte de los valores de calcio de los sustratos.....	67
Figura 12. Reporte de los valores de magnesio de los sustratos.....	69
Figura 13. Número de raíces por tratamiento.....	81
Figura 14. Largo de raíz por tratamiento.....	84
Figura 15. Prendimiento de estacas de romero por tratamiento.....	88
Figura 16. Relación B/C de los tratamientos en la producción de plantines de <i>Rosmarinus officinalis</i>	90

RESUMEN

La propagación de plantas de romero por esquejes se realiza empleando sustratos sueltos bien drenados, con la capacidad de retención y circulación de agua, oxígeno y nutrientes, en el presente trabajo se evaluó el prendimiento de esquejes de romero ***Rosmarinus officinalis***, con diferentes sustratos y enraizadores comerciales. La investigación se realizó en un vivero de la Estación Experimental de Cota Cota de la facultad de Agronomía UMSA, se estableció un diseño experimental Completamente al Azar (DCA) con dos factores, para cada uno de los sustratos se realizó análisis de parámetros fisicoquímicos. Para evaluar el efecto de los sustratos y los enraizadores sobre el desarrollo de ***Rosmarinus officinalis***, se determinaron las variables agronómicas número de nudos, número de raíces, largo de la raíz, porcentaje de prendimiento de los esquejes. Los resultados obtenidos mostraron que las características fisicoquímicas de los sustratos y enraizadores muestran diferencias altamente significativas en las variables agronómicas. Los resultados obtenidos demostraron que el sustrato 2 (Arena fina y turba (1:2)) presento diferencias significativas y altamente significativas en las variables agronómicas favoreciendo el enraizamiento de los esquejes, en cuanto al factor enraizador fertifox fue el que presento diferencias significativas en las variables largo, número de raíces, en el porcentaje de prendimiento de los esquejes el tratamiento 6 fue el que proporcionó los mejores resultados.

Palabras clave: Propagación, enraizamiento, romero, sustratos, enraizadores, prendimiento.

SUMMARY

The propagation of rosemary plants by cuttings is carried out using well-drained loose substrates, with the capacity of retention and circulation of water, oxygen and nutrients, in the present work the cutting of rosemary cuttings *Rosmarinus officinalis* with different substrates and rooting was evaluated commercial. The research was carried out in a nursery of the Cota Cota Experimental Station of the UMSA Agronomy faculty. A completely randomized experimental design with two factors was established for each of the substrates. Physicochemical parameters were analyzed. To evaluate the effect of substrates and rooting on the development of *Rosmarinus officinalis*, we determined the agronomic variables number of knots, number of roots, length of root, percentage of cutting of cuttings. The results showed that the physicochemical characteristics of the substrates and rooting show highly significant differences in the agronomic variables. The results obtained showed that substrate 2 (fine sand and peat (1: 2)) presented significant and highly significant differences in the agronomic variables favoring the rooting of the cuttings, as far as the fertifoxx rooting factor was the one that presented significant differences in the Long variables, number of roots, treatment percentage 6 was the one that provided the best results.

Key words: Propagation, rooting, rosemary, substrates, rooting, entanglement.

1. INTRODUCCIÓN

El romero *Rosmarinus officinalis* es una planta aromática que se emplea en la medicina tradicional gracias a las múltiples propiedades que se le han atribuido históricamente.

Es una de las especies más importantes dentro del mercado de las plantas aromáticas y medicinales en el mundo. Se utiliza como condimento y aromatizante de comidas. Del romero se obtiene aceites esenciales estimulantes y tónicos medicinales para perfumería, aromaterapia y usos industriales (Álvarez *et al.*, 2007).

En la actualidad es empleado por la industria alimentaria como aditivo natural para la obtención de principios activos y extractos aplicables en la elaboración y conservación de sus productos debido a la demanda de productos naturales libres de aditivos sintéticos sospechosos de ser nocivos para la salud (FIA, 2008).

Por otra parte, en la industria alimentaria se ha generado un interés por los extractos y aceites esenciales derivados de las plantas, debido a su propiedad de controlar el crecimiento de microorganismos patógenos reportados como agentes causantes de enfermedades producidas por alimentos en descomposición.

El romero presenta dificultades en su propagación sexual ya que no florece con facilidad y cuando lo hace sus semillas presentan poca viabilidad. Así mismo, el enraizamiento de esquejes de romero es lento (Álvarez *et al.*, 2007).

En ensayos con semilla de romero, se encontró que 100 semillas pesan 0,1237 g estas tienen un 40% de germinación y generalmente se requiere de 154 g para sembrar una hectárea, estos datos indican la baja eficiencia que tiene el propagar estas plantas sexualmente, ya que el porcentaje de germinación es muy bajo, la cantidad de semilla generada por las plantas es muy baja y su obtención muy dispendiosa lo que dificulta la fase de producción de material para el establecimiento de este cultivo (Álvarez, 2003).

En La Paz se cultiva la especie por el municipio de Copacabana, pero su producción no es significativa, debido a que la propagación vegetativa no es adecuada y los porcentajes de prendimiento son muy reducidos, por lo que las familias optan por conservar sus arbustos prolongando su producción a pesar de que sus rendimientos sean bajos, para favorecer la generación de plantines de esta especie se pretende evaluar diferentes sustratos y fitoreguladores que incrementen el porcentaje de prendimiento de estacas de ***Rosmarinus officinalis***.

1.1 Justificación

La evaluación del prendimiento de estacas de ***Rosmarinus officinalis*** bajo tres diferentes sustratos y dos fitoreguladores comerciales se realizó para identificar un sustrato adecuado en la propagación vegetativa de la especie y verificar si los fitoreguladores comerciales favorecen el enraizamiento de la especie en estudio estimulando la formación de raíces adventicias en un tiempo menor al convencional.

La presente investigación busca brindar una herramienta básica de propagación en vivero a todas las personas que tienen interés en la producción de romero en superficies amplias, debido a que en La Paz Bolivia esta especie es cultivada en terrazas por división de raíces lo que dificulta ampliar superficies de producción ya que una planta madre se puede multiplicar tres a cinco veces más.

Al aplicar este sistema de propagación una planta madre podría generar plantas hijas estimando hasta 30 veces más en propagación de estacas en vivero sin poner en riesgo a la planta madre ya que se cortarían las estacas similares a una cosecha y no lastimando la raíz.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

Evaluar el prendimiento de estacas de romero *Rosmarinus officinalis* por efecto de sustrato arena-turba en dos proporciones, y el sustrato suelo-turba en una proporción en presencia de dos fitoreguladores de uso comercial.

2.2 Objetivos Específicos

- Identificar el sustrato adecuado que favorezca la propagación de Romero *Rosmarinus officinalis*.
- Determinar las características químicas y físicas de los sustratos (nitrógeno total, calcio y potasio, pH, conductividad, densidad aparente, textura).
- Identificar la influencia de los fitoreguladores en el desarrollo radicular de las estacas.
- Determinar el porcentaje de prendimiento de estacas en los diferentes tratamientos.
- Evaluar el beneficio costo.

2.3 Hipótesis

Los sustratos y fitoreguladores no favorecen el prendimiento de estacas de romero por lo que no causan ningún efecto en incrementar la propagación vegetativa de *Rosmarinus officinalis*.

Las características físicas y químicas de los sustratos son indiferentes al favorecer el prendimiento de estacas de romero.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1 Propiedades y usos de Romero

3.1.1 Propiedades medicinales de romero

Se le atribuye la virtud de reforzar la memoria y de ser un tónico general, fortaleciendo los nervios, eficaz en los estados anémicos crónicos. Levanta la presión y es un buen diurético. Para la fatiga y el dolor de cabeza. Estimulante del apetito, auxiliar digestivo, regula la menstruación, combate bacterias, descongiona, detiene la caída del cabello (Hieronimi, 2006).

Sánchez (2007), señala que el aceite esencial contiene una sustancia muy similar al alcanfor, se la llama alcanfor de romero y debido a él la planta actúa tonificando el sistema circulatorio y equilibrando el sistema nervioso. El romero es eficaz en los estados anémicos crónicos y sobre todo para la hipotensión.

Indica también que la infusión de hojas se usa para tratamiento oral de amigdalitis, anemia bronquitis, cefalea, cólicos, debilidad, depresión, desórdenes circulatorios, diarrea, dolores diversos, edema, indigestión, náusea, neuralgia, reumatismo, otras propiedades son las de proteger el hígado de las grasas, los bronquios y las vías respiratorias, contra agotamiento, vértigos. Es tóxico en dosis grandes.

El romero *Rosmarinus officinalis* L., planta rica en principios activos y con acción sobre casi todos los órganos de cuerpo humano. Al tener un alto contenido en aceites esenciales, cuyos ingredientes activos son flavonoides, ácidos fenólicos y principios amargos, genera una acción tónica y estimulante sobre el sistema nervioso, circulatorio y corazón, además de ser antiespasmódico, diurético (Chalchat y Musa, 2008).

En manifestaciones de colesterol alto, cefalea por migraña o depresión. Los baños con compresas se utilizan para mialgia, neuralgia ciática, reumatismo. También sirve para controlar la falta de apetito y los cólicos. Se le considera diurético y antioxidante.

Se le confieren propiedades para la memoria, como antiparasitario, insecticida, desinfectante y para el tratamiento de úlceras (Alarcón, 2011).

Peng (2007), demostró que el extracto de romero es usado en la medicina popular como estimulador y mejorador de la memoria.

FIA (2008), mencionan la utilización del romero en experimentos antibacterianos, como antioxidantes, y antiflogísticos. El aceite esencial ha mostrado efectos mejoradores en la circulación de las extremidades, antirreumáticos y alivio de dolores neurálgicos.

3.1.2 Acción farmacológica de romero

El romero es, digestivo y antiespasmódico, tiene actividades hepato protectoras. El efecto favorable que ejerce en la digestión se produce al actuar sobre varios niveles, en primer lugar estimula la producción de jugos gastrointestinales, relaja el músculo liso, elimina posibles espasmos y favorece las secreciones. Para su actividad antiinflamatoria, se comprobó en animales de experimentación que el ácido rosmarínico incrementa la producción de prostaglandinas E2 y reduce la producción de prostaglandinas E4 en leucocitos polimorfos nucleares humanos (Vargas, 2009).

Sánchez (2007) incluye diferentes estudios farmacológicos; donde Jáuregui (1990) realizó un estudio de las hojas de *Rosmarinus officinalis* demostrando que el extracto acuoso y metanólico al 10% posee actividad antimicótica. Azuedia (1993) demostró que el ungüento al 10% de las hojas y la infusión acuosa al 5% tienen un efecto cicatrizante. Reyes y Saravia (1994) demuestran que la infusión acuosa de las hojas posee actividad antiespasmódica.

Los metabolitos que presenta le confieren importancia medicinal, por ello se ha considerado como estimulante y antiespasmódica, así como facilitadora de la secreción biliar. También se le atribuyen propiedades analgésicas, antirreumáticas, diuréticas, expectorantes, antiepilépticas, antiinflamatorias, antivirales, antimicrobianas y anti fúngicas, siendo estas últimas, de gran importancia en la inhibición del crecimiento bacteriano y fúngico (Márquez, 2012).

3.1.3 Actividad antimicrobiana de romero

A nivel infectológico diferentes extractos de romero han demostrado actividad inhibitoria en cultivos de ***Staphylococcus aureus***, ***Escherichia coli***, ***Corynebacterium sp.***, ***Bacillus subtilis***, *Salmonella sp.*, la tintura de hojas resultó ser activa contra ***Candida albicans*** y el aceite esencial frente a los insectos fitopatógenos ***Attagenud piceus*** (Aloso, 2004).

El Suplemento Dietario (2008), señala que el aceite esencial de romero presenta propiedades anti microbianos contra ***Candida albicans***, ***Criptomococcus neoformans***, ***Mycobacterium intracellulerae***, ***Klebsiella pneumoniae*** y ***Pseudomonas aeruginosa***. Investigadores europeos atribuyen estas propiedades al alto contenido de 1,8-cineol, presente en la esencia.

Se identificaron propiedades antibacterianas frente a bacterias Gram positivas y hongos patógenos, incluyendo ***Aspergillus***, dichas propiedades han sido relacionadas con los componentes poli fenólicos. Los ácidos carnósicos y rosmarínicos serían los principales componentes bioactivos. Sin embargo, otros estudios señalan el borneol, alcanfor y verbenona como los componentes con mayor actividad antimicrobiana (Gonzales, 2013).

La actividad anti fúngica del extracto acuoso de ***Rosmarinus officinalis*** posiblemente se debe a la presencia del anillo cimenol y de ácidos orgánicos dentro de sus componentes, quienes actúan de manera sincronizada para causar la muerte celular. En este caso, el anillo cimenol rompe la pared celular y facilita la penetración de los ácidos que desorganizan la estructura interna ocasionando la muerte celular. (Ozcan y Chalchat, 2008) citado por (Márquez, 2012).

El aceite esencial de ***Rosmarinus officinalis*** presenta una importante actividad antibacteriana contra cepas de ***Escherichia coli***, ***Salmonella typhi***, ***Salmonella enteritidis*** y ***Shigella sonnei***, además de poseer una notable actividad anti fúngica contra *C. albicans* (Bozin, 2007) citado por (Márquez, 2012).

Castaño *et al.* (2010) realizaron un estudio para probar la actividad bactericida del extracto etanólico y el aceite esencial de la hoja de ***Rosmarinus officinalis*** sobre bacterias de interés alimentario, obteniendo que el extracto etanólico mostró actividad antimicrobiana contra las bacterias Gram negativas: ***Shigella sonnei*** y ***Salmonella typhimurium***.

Cox *et al.* (2000) citado por Márquez (2012), demostraron que el aceite esencial de ***Rosmarinus officinalis*** resulto ser activo contra las bacterias Gram positivas (***Staphylococcus epidermidis***, ***Staphylococcus aureus*** y ***Bacillus subtilis***) y Gram negativas (***Proteus vulgaris***, ***Pseudomona aeruginosa***, ***Escherichia coli***). También mostró una marcada actividad anti fúngica contra ***C. albicans***.

3.1.4 Composición química del romero

Rosmarinus officinalis es una planta de importante uso medicinal, sus principales componentes son: p-cimeno, linalool, timol, α pineno, β pineno, eucalipto, ácidos fenólicos (rosmarínico, carnósico, cafeico), carnosol, ácido ursólico, luteolina (Ozcan y Chalchat, 2008) citado por (Márquez, 2012).

Sánchez (2007), menciona que las hojas de ***Rosmarinus officinalis L.*** contienen aceites esenciales, polifenoles, pigmentos flavónicos, glucósidos (apigenina, luteolina), ácidos orgánicos (caféico, clorogénico, fenólico, neoclorogénico, rosmarínico), alcaloides diterpénicos (isorosmaricina, metilrosmaricina, rosmaricina), flavonas, diterpenoides (picrosalvina, rosmadiol, rosmanol, rosmarinol, rosmariquinona), ácido ursólico, taninos, salvigenina, hispidulina, genkwareno, nepetina, contiene alcaloides, saponina, ácidos orgánicos y aceites esenciales compuesto de alcanfor, cineol y borneol.

Guerrero *et al.* (2007), citado por Ávila *et al.* (2011) indican que el aceite esencial de romero es el componente más estudiado cualitativamente, algunas de las principales estructuras químicas activas se muestran en la Figura 1.

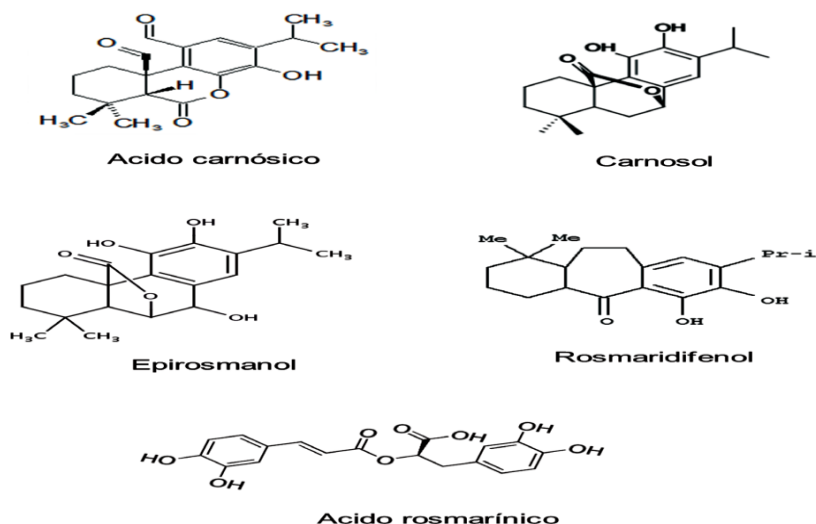


Figura 1. Estructura química de ácido carnósico, carnosol, epirosmanol, rosmaridifenol, ácido rosmarínico, compuestos activos encontrados en la planta de Romero *Rosmarinus officinalis* L. Fuente: Ávila *et al.* (2011).

Ávila *et al.* (2011) indica que se identificó moléculas bioactivas, α -pineno, β -pineno, canfeno, ésteres terpénicos como el 1,8-cineol, alcanfor, linalol, verbinol, terpineol, carnosol, rosmanol, isorosmanol, 3-octanona, isobanil-acetato y β -cariofileno; los ácidos vanílico, caféico, clorogénico, rosmarínico, carnósico, ursólico, oleanólico, butilínico, betulínico, betulina, α -amirina, β -amirina, borneol, y acetato de bornilo.

Señala también que en el caso de las hojas del romero prevalece un alto contenido de ácido rosmarínico y su derivado rosmaricina, también está presente el ácido carnósico que se caracteriza por ser inestable, su degradación se da por incremento de la temperatura y exposición a la luz; en presencia de oxígeno puede oxidarse para formar carnosol, rosmanol, epirosmanol y 7- metil-epirosmanol.

3.2 Origen de la Especie

Originario del sur de Europa, el romero llegó a América en tiempos de la colonia, aclimatado y extendido en varias regiones y plenamente integrado a la cultura, se utiliza frecuentemente en los remedios caseros. Por su alto contenido en aceites esenciales ocupa un lugar privilegiado en las plantas medicinales (Hieronimi, 2006).

Nativa del Mediterráneo, se encuentra en América en variedad de climas (Alarcón, 2011).

Originaria de la zona costera rocosa, con suelo calcáreo, del mediterráneo, sur de Europa, norte de África y suroeste de Asia. El epíteto específico, expresa su aplicación como planta medicinal (Muñoz, 1987).

El romero **R. *officinalis*** L. es una planta mediterránea cuyo término se deriva del griego “(rhops y myrinos)” que significa “arbusto marino” por su crecimiento cercano a las costas (Aloso, 2004).

El romero es un arbusto originario del sur de Francia y de otras zonas Mediterráneas, las plantas crecen en lugares rocosos y secos (Sánchez, 2007).

El origen del romero se localiza en el Mediterráneo, la planta del romero habita en la región mediterránea del Sur de Europa y del Norte de África creciendo espontáneamente o en cultivo, en los suelos calcáreos, localizándose algunas especies también en Asia menor. Actualmente se cultiva en todo el mundo (Gonzáles, 2013).

3.3 Características Generales

3.3.1 Descripción Taxonómica

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Lamiales
Familia	Lamiaceae
Genero	Rosmarinus
Especie	Officinale

Fuente: Balbachos y Rodriguez (1958).

3.3.2 Descripción de la especie

Planta perenne, arbustiva, con sabor alcanforado, de permanente floración, se propaga por estacas ocasionalmente fructifica. La planta presenta muchas variaciones por las condiciones climáticas. Puede llegar a los 2 m de altura en clima cálido, se adapta a alturas desde los 1.500 hasta los 2.500 m.s.n.m, se desarrolla mejor en los suelos con alta materia orgánica, crece adecuadamente a plena luz y prefiere lugares semifríos, que brinden protección contra vientos fuertes (Alarcón, 2011).

Es un arbusto perenne que llega a crecer hasta 2 m de altura, no es muy exigente respecto a suelo y agua, prefiere el pleno sol y sitios bien drenados, Prefiere sitios alcalinos, pero se adapta a otras condiciones (Hieronimi, 2006).

Generalmente se encuentra de forma silvestre en zonas rocosas y arenosas cercanas al mar pero debido a su adaptabilidad y poca exigencia para cultivarse se reproduce con facilidad en otras zonas. Es una planta arbustiva con tallos prismáticos, las hojas son estrechas, agudas y pequeñas, tienen forma de espigas de color verde brillante con márgenes revolutos, tallos leñosos y ramificados (Marriel *et al.* 2002.)

Khorshidi *et al.* (2009) citado por Ávila (2011), indica que el tamaño varía de 0,5 a 1 m de altura, florece dos veces al año en primavera y otoño, las flores se caracterizan por un color azul claro con pequeñas manchas violetas.

3.3.3 Descripción Botánica

García (2011), describe al romero como un arbusto leñoso que mantiene su color verde durante todo el año, puede llegar a medir hasta 1,5 m de altura, sus hojas son rígidas, lineales, lanceoladas, en forma de agujas y de aspecto coriáceas. Las flores aparecen de las axilas de las ramas en primavera y otoño (aunque en zonas templadas pueden verse durante todo el año), son de color azul claro o violeta pálido pero también hay ejemplares con flores blancas.

Elicriso (2012), indica que el romero es una planta arbustiva, perenne con postura matosa que puede alcanzar una altura de 3 m. El fuste del romero al principio es derribado, en fin erguido y muy ramificado con raíces muy profundas y resistentemente anclan al terreno.

Las hojas son pequeñas, faltos de pecíolo, un poco coriáceas, de un bonito color verde oscuro sobre la página superior y verde-argentado-blanca en aquel inferior, apretones, lineales y muy espesos sobre las ramas y ricas en glándulas de esencia. Las flores del romero son reunidas en racimos que crecen a la axila de las hojas, de color azul-violetas y presentas casi todo el año. Son hermafroditas y a polinización entomófila sobre todo de parte de las abejas que van insaciables de su néctar del que producen una miel deliciosa. (Elicriso, 2012).

Gonzales (2013), indica que la planta de romero ***Rosmarinus officinalis*** es un arbusto aromático de hoja perenne, perteneciente a la familia de las labiadas, que presenta un tallo leñoso y muy ramificado de entre 1 y 2 m de altura.

Cuadro 1. Descripción Botánica de la Planta de Romero

Parte de la planta	Descripción
HOJAS	Sus hojas, muy abundantes, largas y estrechas, crecen directamente sobre el tallo sin pedúnculo, con unas dimensiones de entre 1,5 y 3 cm de longitud por 2 ó 3 mm de anchura. Presentan un color verde oscuro por la cara y una tonalidad blanquecina por el envés. En las plantas más jóvenes se recubren de abundantes pelos que desaparecen al crecer. En la zona de unión de la hoja con el tallo nacen los ramilletes floríferos.
FLORES	Las flores son de color azulado, violáceo o rosa y nacen en forma de ramilletes en la unión del tallo con la hoja, con un tamaño aproximado de 5 mm. El fruto mide 1 mm y aparece dentro del cáliz en forma de cuatro pequeñas nueces de color pardo. Tienen la corola bilabiada de una sola pieza. El color es azul violeta pálido, rosa o blanco, con cáliz verde o algo rojizo, también bilabiado y acampanado. Son flores axilares, muy aromáticas y melíferas (contienen miel), se localizan en la cima de las ramas, tienen dos estambres encorvados soldados a la corola y con un pequeño diente.
FRUTO	El fruto, encerrado en el fondo del cáliz, está formado por cuatro pequeñas nuececitas de color parduzco.

FUENTE: Gonzales (2013).

Potocnjak (2003), indica que el romero es un arbusto siempre verde, puede alcanzar una altura de hasta 3 m y un diámetro máximo de 2 m. Los tallos nuevos, que puede ser de entrenudos largos y cortos, son de sección cuadrangular, angulosa y frágil, mientras que los más viejos poseen corteza que se resquebraja en bandas. Las hojas son lineares, como agujas, coriáceas, enteras, sésiles, de bordes doblados hacia abajo, de color verde oscuro en la cara superior y blanquecino y pubescente en la cara inferior.

Indica también que las flores son bilabiadas, de corola azul pálida a blanca, se reúnen en pequeñas espiguillas apicales en dolicoblastos y braquiblastos, aparecen

en primavera y verano atrayendo a las abejas por su gran cantidad de polen. El cáliz de las flores contiene una alta concentración de los principios aromáticos. El fruto, se ubica en el fondo del cáliz, está formado por cuatro aquenios.

Balbachos y Rodriguez (1958), detallan la siguiente descripción botánica de la especie:

Raíces: Subterráneas, herbáceas, perennes.

Tallo: Aéreo, leñoso, eréctil, ramificado en la parte superior, las ramas tienden a ser verticales.

Hojas: Opuestas, cruzadas, sésiles (sentadas), espatuladas, coriáceas, bordes volteados para abajo; de color verde oscuro.

Flores: Labiadas, axilares y terminales, en pequeños racimos; cáliz campanulados, corola blanca o azulada, carpelos ovalados, brácteas pequeñas, blancas, tomentosas, lanceoladas, caducas.

Fruto: El fruto consiste en cuatro aquenios ovales. Toda la planta exhala un aroma fuerte y agradable.

Rosmarinus officinalis es una planta de pequeño porte, muy ramificada, de hojas perennes, que puede alcanzar hasta 1 m de altura. Posee hojas verde oscuro, de pequeño tamaño y muy abundante. Las flores son pequeñas, de color violeta claro o azul vivo de 5 mm de largo (Márquez, 2012).

Su hábitat son los espacios cubiertos de matorral mediterráneo, ubicándose en laderas soleadas y montañosas cerca del mar y protegido del viento. Se extiende por terrenos con sustratos calcáreos, asentándose entre pedregales o arenosos con gran permeabilidad, ya que necesita muy poca humedad para crecer. Sobrevive hasta los 1.500 m de altitud y soporta temperaturas mínimas de 10 °C bajo cero (González, 2013).

3.3.4 Ecotipos de la especie

Rosúa (2004), discute la validez de distintos taxones de ***Rosmarinus***:

Rosmarinus officinalis donde se encuentra ***R. laxiflorus***, ***R. tenuifolius*** son ecotipos de amplia distribución mediterránea, producida por su alta capacidad para adaptarse a áreas de condiciones ecológicas muy variables de porte erecto. El tipo ***R. serotinus*** con cálices grandes y rojizos, floración tardía.

Rosmarinus eriocalyx, se distribuye por distintas zonas de regiones áridas y semiáridas del mediterráneo se destaca el indumento del cáliz.

Rosmarinus tomentosus, especie que crece en suelos rocosos junto al mar.

Rosmarinus lavandulaceus, se caracteriza por el cáliz densamente tomentoso con pelos largos eglandulares y ramificados híbrido entre ***Rosmarinus officinalis*** y ***Rosmarinus eriocalyx***.

Rosmarinus mendizabalii, se caracteriza por la falta de pelos articulados glandulosos en el cáliz y por sus hojas e inflorescencias cano-tomentosas.

El romero más frecuente de toda la franja mediterránea es el ***Rosmarinus officinalis***, aunque existen otros ecotipos no tan abundantes. En el sureste peninsular se encuentra el ***Rosmarinus eriocalyx*** que se diferencia por sus flores cubiertas de pelos y hojas más cortas, unas de color verde y otras recubiertas de una densa pilosidad blanquecina, dando origen a la subespecie denominada ***Rosmarinus tomentosus*** (González, 2013).

Bernal (2014) En su estudio indica que la literatura reconoce 5 especies dentro de este género ***Rosmarinus officinalis* L.**, distribuido en la región Mediterránea, se localiza desde las bandas cordilleranas de los Alpes hasta los Pirineos, comprende también el sur de Europa, norte de África y suroeste de Asia con una gran variabilidad. ***R. eriocalyx*** se encuentra en el sudeste de la península Ibérica y en el norte de África, se caracteriza por sus flores cubierta de pelos, hojas cortas de color verde y otras recubiertas de una densa pilosidad blanquecina.

Indica también que ***R. tomentosus*** muy relacionada con ***R. eriocalyx*** que se distribuye en el sur de España y presenta hojas pubescentes en la superficie adaxial. ***R. laxiflorus*** de Noé y ***R. lavandulaceus*** Batt, procedentes de las regiones áridas y semiáridas del mediterráneo. ***R. laxiflorus*** de porte rastrero debido a los fuertes vientos a los que eran sometidas estas poblaciones en zonas costeras, presentan corola blanca y ***R. lavandulaceus*** se caracteriza por su corola azul brillante y cáliz densamente tomentoso.

El cultivar más conocido en el mercado es la “Israelita”, la cual presenta una alta productividad y sus hojas son de color verde oscuro (CCI *et al.*, 2006).

3.4 Distribución Geográfica

Esta especie se distribuye a una altitud de 2.500 a 3.300 m.s.n.m, por África, Europa, Norteamérica, Centroamérica y Sudamérica (Bolivia, Ecuador y Perú), en nuestro país se distribuye en los departamentos de Cochabamba, La Paz, Santa Cruz y Tarija (Fernández, 2006).

Moraes (2009) señala que ***Rosmarinus officinalis*** está calificada como planta útil de uso familiar en el Municipio de la Asunta Sud Yungas La Paz, empleada para curar dolores estomacales, musculares, cura heridas o problemas de la piel.

3.5 Ecología

El romero aparece desde el piso termo mediterráneo hasta el horizonte inferior del supra mediterráneo, con climas que varían desde semiárido hasta subhúmedo. Se desarrolla en todo tipo de suelos, aunque prefiere los calizos, permeables y de textura más bien arenosa. Se extiende desde el nivel del mar hasta los 1.500 m de altitud. En la Región de Murcia aparece en matorrales y espartizales (Forlin (2012).

La variedad rastrera se adapta perfectamente a las condiciones de temperatura y precipitaciones propias del clima mediterráneo, y no tolera bien las heladas. Es exigente en luz. Respecto al suelo, al igual que ***Rosmarinus officinalis***, prefiere los

suelos calcáreos y sueltos, prefiere una textura franca, un buen nivel de humus y un pH de 6 a 8 (Gonzáles, 2013).

El romero crece en ambientes soleados en climas fríos a templados, a una altitud entre 0 y 3.000 m.s.n.m, con temperatura mínima de 6 °C y máxima de 26 °C y humedad relativa baja o media (Bernal, 20014).

3.6 Cultivo

3.6.1 Recolección de esquejes

Se puede realizar mecánicamente a una altura mínima del suelo de 30 cm. La primera cortada se hace a los 12 o 18 meses de plantación. Después es posible un corte anual, a principios de primavera, en plena floración cuando la cosecha se va a destilar, o bien en septiembre, cuando la hoja se deseca y destina a herboristería y a la industria alimentaria, en este caso se efectúa un trillado o vareado, suave, para separar las hojas del tallo, sin romperlas, seguido de un cribado, para obtener hojas solamente (Muñoz, 1987).

Para multiplicar al romero, se suele hacer tomando esquejes de unos 8 cm que se cortan a principios de verano. Arraigan con mucha facilidad. Es mejor que reproducirlo por semillas aunque también se puede hacer por este segundo método en primavera (Gonzáles, 2013).

La multiplicación por esqueje del romero se realiza en primavera. Los esquejes tienen que ser largos 15-20 cm, retiradas por los botones basales y de plantas en buena salud y vigorosas (Elicriso, 2012).

3.6.2 Suelo

La gran mayoría de las hierbas crecen bien entre pH 5,5 y 7,5 siempre que no sean salinos. Tales hierbas necesitan suelos franco – areno – humíferos. De no haber materia orgánica suficiente en el suelo debe cubrirse esta deficiencia con la incorporación abonos y/o fertilizantes orgánicos (Fretes, 2010).

Cuadro 2. Requerimientos Edafoclimáticos de Romero *Rosmarinus officinalis*

REQUERIMIENTOS EDAFOCLIMATICOS DE ROMERO	
<i>Rosmarinus officinalis</i>	
PARÁMETRO	NÚMERO
Temperatura Mínima	6 °C
Temperatura Máxima	26 °C
Temperatura Optima	19 °C–25 °C Se comporta mejor en frio
Ciclo vegetativo	Perenne
Clima	Templado–Cálido
Humedad relativa	10–60%
Suelo	Franco – Arenoso
pH	5 a 8
Radiación	Alta
Precipitaciones anuales	150 – 1.000 mm
Altitud	0 – hasta 2.600 m.s.n.m

Fuente: Gonzáles (2013).

Los suelos óptimos para el cultivo de romero son aquellos de textura media (franco-arcillo-arenosos). Sin embargo, el romero es una planta rústica, tolerante a la sequía, se adapta muy bien en suelos calcáreos, arenosos, pedregosos, con buen drenaje de al menos 20 cm de profundidad. Su sistema radical profundo ayuda a estabilizar el suelo y le permite tolerar en mejor forma períodos calurosos y secos (Gonzáles, 2013).

Indica también que es posible cultivar romero en suelos de textura arcillosa, con la desventaja de tener poca aireación y lenta infiltración, por lo cual es necesario eliminar excesos de agua mediante el drenaje. En cambio, en suelos de textura ligera (arenosa), el problema es el período prolongado de sequía, por lo que se sugiere aplicar riegos de auxilio. Para el desarrollo de romero, el pH óptimo del suelo es de 5,0 - 8,0 aunque tolera de 4,0 – 9,0.

En suelos con pH menor a 4,0, la planta desarrolla poco, por lo que es necesario encalar con la cantidad que indique el análisis de suelo, para elevar el pH, neutralizar

el aluminio intercambiable en el suelo e incrementar la disponibilidad de los elementos nutritivos calcio, fósforo y magnesio (Forlin, 2012).

3.6.3 Plagas y enfermedades

Alarcón (2011), reporta las siguientes enfermedades:

a) Pudrición basal y de raíces ocasionada por la bacteria *Xanthomonas sp* y los hongos *Phytophthora sp* y *Rhizoctonia sp*. Además, se presentan pudriciones basales asociadas con chizas y trozadores (*Spodoptera sp.*), daño por nematodos y cochinilla harinosa. Se han reportado cenicilla en hojas por el hongo *Oidium sp.*, manchas foliares asociadas al hongo *Cercospora sp.*

b) En raíz se encontró la asociación de *Fusarium oxysporum* y *Verticillum sp*. Se presentan externamente en el follaje con una coloración amarilla, hasta que se necrosan la parte interna del tallo y la raíz hasta ocasionar la muerte de la planta.

c) En hojas se determinó la bacteria *Pseudomonas sp.*, que ocasiona manchas circulares y produce la apariencia de una quemazón. También se encontró cenicilla producida por el hongo *Oidium sp.*

d) Manejo:

Eliminar los brotes afectados, sembrar en suelos bien drenados, eliminar residuos de cosecha, realizar control de malezas, aplicar cobre penta hidratado en los focos de la enfermedad.

Fretes (2010), indica que por lo general, son pocos los insectos que atacan a las plantas medicinales y aromáticas. Sin embargo, se han observado poblaciones de pulgones, orugas cortadoras, moluscos, babosas y coleópteros en algunas especies.

3.6.4 Secado

Es el paso más importante, y sirve para lograr la calidad del producto, ya que de este dependerán las condiciones de comercialización y conservación. Se considera que lo óptimo es llevar el material fresco a un 10% de humedad (Forlin, 2012).

Las exigencias de preparación del secado son muy altas y, si las mismas no se cumplen o no se realizan en el momento adecuado, se corre el peligro de perder gran cantidad de principios activos. La rapidez del secado, las temperaturas y la circulación de aire son factores que determinan un buen secado (FIA, 2008).

El objetivo es proporcionar un producto con un porcentaje mínimo de humedad en sus tejidos, que conserve color y aroma. Las temperaturas óptimas de secado varían en las diferentes especies, aunque en general van desde los 21 a los 27 °C (González, 2013).

3.7 Importancia Económica del Cultivo de Romero

Bernal (2014), indica que en Colombia, el romero en sus diferentes usos como hierba aromática, condimentaría y como esencia, tiene una producción y comercialización en aumento debido a la identificación de la demanda y apertura de canales de exportación especialmente en Estados Unidos y en menor proporción a Europa.

Vivanco (2014), resalta que en la década de los 80 el valor de la medicina obtenidas de plantas por los países miembros de la OCDE (34 países en los que se encuentra España), ascendía a 43 000 millones de dólares anuales, siendo 1

500 millones los correspondientes a la producción de España.

Palacios (2000), indica que las industrias farmacéutica y alimentaria ejercen mayor demanda de los productos derivados de las plantas aromáticas. Siendo la demanda en la industria farmacéutica del 35% de la producción mundial destacando en sector de la perfumería, que se abastece del 30% de la producción mundial de plantas de esencias.

Indica también que el principal mercado de esta planta se encuentra en la Unión Europea, siendo los países mediterráneos los principales productores, Estados Unidos en el principal productor de romero en América.

3.8 Propagación Vegetativa

Consiste en la reproducción de individuos a partir de porción vegetativa de las plantas y es posible por que en muchas de estas los órganos vegetativos tienen la capacidad de regeneración. Las porciones de tallo tienen la capacidad de formar nuevas raíces y las partes de la raíz pueden regenerar un nuevo tallo. Las hojas pueden generar nuevos tallos y raíces (Dale y Hudson, 1972).

Reproducción que se verifica sin la intervención de los dos sexos (González, 2003).

Se cortan ramas en trozos de 0,20 m de largo que se colocan en vivero a una distancia de 0,20 m entre hileras y 0,15 m entre plantas. Este trabajo se realiza desde otoño a primavera. Cuando hayan emitido raíces y sea factible su trasplante se las llevará al campo. En términos generales, la densidad de plantación es de unas 10 a 15 mil plantas/ha (Herbotecnia, s.f.).

Muñoz (1987), indica que por esquejes es el medio más rápido y seguro de reproducción. Los esquejes, de unos 15 cm bien desarrollados, se entierran a media altura, en marzo. El enraizamiento tiene lugar en los meses siguientes. La plantación definitiva puede hacerse en otoño o en la primavera siguiente.

La reproducción por estacas, ramillas o esquejes es aquella en que una parte del tallo es cortada de la planta progenitora, puesta en condiciones ambientales favorables e inducida a formar raíces y ramas, se produce una planta nueva e independiente que en la mayoría de los casos, es idéntica a la planta original. La eficiencia de este método depende de varios factores como: el cultivo, condición de la estaca, el medio enraizador, la hormona que se emplee y las condiciones ambientales durante el proceso de reproducción (Hernández, 1983).

En la reproducción por estacas se debe tomar las ramas tiernas y enterrarlas en macetas de 2/3 de su largo. Se las debe dejar 2 semanas en semisombra, después poco a poco acostumbrar las plantas al sol, un enraizador puede ayudar en la formación de raíces (Hieronimi, 2006).

El mismo autor indica que, en la multiplicación por retoño de plantas viejas de romero se puede observar ramas caídas alrededor de la mata. Esto a su vez enraízan, se las puede separar cuidadosamente de su planta madre y trasplantarla a otro sitio.

Fretes (2010), menciona que por propagación asexual se obtienen individuos genéticamente idénticos a la planta madre (son clones) y mantienen sus mismas características. Por ejemplo, para mantener hojas con colores variados o flores de un determinado tipo, características de resistencia al clima y al suelo, etc.

Indica también que generalmente, las estacas o esquejes se plantan en recipientes a cubierto, aunque también esta operación se puede hacer al aire libre, directamente en el suelo. Como sustrato se usa arena con turba a partes iguales. Antes de plantar las estacas, para favorecer el enraizamiento, se impregna o moja la base, 2 o 3 cm, con hormonas de enraizamiento en polvo o líquido.

Forlin (2012), señala que la plantación de estacas requiere de la protección de los rayos solares y de las bajas temperaturas. Es más conveniente un ambiente cálido con alta humedad ambiental para evitar la deshidratación prematura, sobre todo en el caso de hojas y brotes tiernos.

El mismo autor, resalta que dentro de la multiplicación por estacas se pueden distinguir tres tipos según la especie:

Gajos o esqueje: son los tallos de brotes nuevos y aún tiernos. Es el caso del ajeno, albahaca, estragón, lavanda, orégano y salvia.

Lo principal es cortar gajos de unos 10 a 15 cm de largo y 4 a 5 mm de diámetro, a los que se les eliminan las hojas basales dejando sólo 2 a 3 terminales.

Estaquillas: son los tallos semileñosos que crecieron durante el invierno. Este es el caso de la lavanda, el orégano, romero y tomillo, entre otros.

Se cortan estaquillas de 12 a 15 cm, se eliminan las hojas basales en las 2/3 partes de la longitud. Esa parte se sumerge en agua durante 48h, para eliminar la hormona que evita el enraizamiento. Estas labores se realizan tanto en otoño como al inicio de la primavera. En ambientes controlados es posible realizar la multiplicación durante todo el año. Tanto los brotes tiernos como los semileñosos, desarrollan raíces en cuatro a seis semanas.

Estacas: las estacas se logran de fragmentos de tallos y ramas, de 15 a 40 cm de largo, que se cortan a fines de otoño luego de las primeras heladas. Echan raíces a lo largo del invierno y se trasplantan al lugar definitivo al año siguiente.

Se corta el extremo terminal a 15 cm de altura. En lo posible, tiene que ser semileñoso, del año y sin flores. La estaca se debe deshojar a contra hoja, para producir una herida en la corteza y de esta manera inducir la formación de un callo que luego dará raíces.

Recomienda sumergir en agua corriente el tercio que irá bajo tierra durante 48h. Esto lavará la superficie donde estaban las hojas y arrastrará la hormona que evita el enraizamiento. Las estacas deberán luego ser colocadas en las macetas de forma vertical.

3.8.1 Propagación de romero

Existen dos métodos principales para la multiplicación de romero: por semilla y por esquejes (Alvarez *et al.*, 2007).

El poder germinativo de las semillas de romero es del 40% bajo una temperatura de 20 °C, durante 20 días en oscuridad y se requieren 154 g para sembrar una hectárea. Es recomendable el uso de semilleros y una vez germinen de manera adecuada se procede al trasplante. Este sistema de propagación no es muy recomendado, debido al bajo porcentaje de germinación (originado por la baja

viabilidad de las semillas), al bajo número de semillas generadas por planta y al lento proceso de obtención (Álvarez, 2003).

Las plantas obtenidas por semilla, pueden tardar de 2 a 3 años para llegar a la madurez y pueden mostrar características muy diferentes con relación al material original (Bonilla y Martínez, 2010).

La propagación vegetativa es la más recomendada, aunque el principal reto se encuentra en el enraizamiento de los esquejes, ya que sus raíces presentan un crecimiento lento (Álvarez *et al.*, 2007).

La propagación vegetativa o reproducción asexual consiste en multiplicar plantas a partir de diferentes partes vegetativas de la planta original. Esta técnica ha adquirido gran importancia en la multiplicación y conservación de especies en peligro, en la fijación de genes deseables y en la obtención de poblaciones genotípicamente idénticas, entre otras ventajas que brinda en comparación con otras técnicas de propagación (Córdoba *et al.*, 2010).

Dentro de las posibilidades para efectuar la propagación vegetativa de una especie se encuentran los esquejes. Un esqueje consiste en un fragmento de tallo, hojas o raíces de la planta que ha sido cortado o extraído de la misma y colocado en una cama enraizadora para lograr la emisión de raíces y la brotación de la parte aérea (Rojas, 2004).

3.8.1.1 Etapas del proceso de propagación. En su investigación, Bernal (2014), indica dividir el proceso de propagación por esquejes en diferentes etapas de acuerdo a las actividades que se realicen y al desarrollo mismo del explante:

a) Etapa 0. Antes de la llegada del material

Las actividades que comprende esta etapa son la desinfección del área de propagación, la preparación de los elementos que van a ser empleados en el proceso y el monitoreo continuo del lugar durante el tiempo que permanezcan los esquejes sin enraizar (Bernal, 2014).

Cuando los esquejes requieren ser almacenados, se debe contar con refrigerador o cuarto frío que asegure la humedad y la temperatura adecuadas para mantener hidratados los esquejes. Este lugar debe estar libre de cualquier desecho o material vegetal que pueda generar algún riesgo para los esquejes, por lo cual se recomienda desinfección total del área antes de la llegada del material (Forlin, 2010).

En cuanto a los contenedores o bandejas, lo más importante es permitir que los esquejes dispongan de un espacio suficiente para su desarrollo teniendo en cuenta la arquitectura de las plantas (Álvarez *et al.*, 2007).

b) Etapa 1. Obtención y siembra de los esquejes

Para el establecimiento del cultivo de romero es importante considerar que las plantas madre de donde se obtendrán los esquejes deben cumplir ciertas características agronómicas superiores que garanticen un alto rendimiento y producción de biomasa (Castro *et al.*, 2013).

Se debe realizar una preselección teniendo en cuenta el estado fitosanitario de los lotes o camas donde se encuentra el material vegetal que va a ser empleado en la propagación a fin de identificar plagas o patógenos que en un futuro puedan limitar la producción (Bernal, 2014).

Se debe prestar especial atención a plagas de artrópodos y a plantas que presenten síntomas de enfermedades que afectan al romero causadas por *Fusarium sp.*, *Phytium sp.*, y *Rizoctonia sp.*, lo que permitirá elegir aquellas plantas que conserven características similares o superiores a la planta madre original, las cuales serán consideradas para el proceso de propagación vegetativa y posteriormente el establecimiento del cultivo (Bonilla y Martínez, 2010).

Indica también que una vez seleccionadas las plantas madre se cortan tallos apicales de 10-13 cm de longitud. En los tallos apicales la concentración de auxinas es mayor y estas hormonas están involucradas en el crecimiento vegetal, favorecen la división celular y la formación de raíces adventicias.

El momento adecuado del día para cortar los esquejes es en la mañana o al final de la tarde, antes de las 10 de la mañana y después de las 14h. En la mañana la corriente transpiratoria es mayor y las células se encuentran turgentes por lo cual se reduce el secamiento o deshidratación del tejido y la susceptibilidad a daños mecánicos ocasionados por el corte (Bonilla y Martínez, 2010).

El corte se debe realizar con tijeras de podar previamente desinfectadas con una solución de yodo agrícola al 5%, en el intervalo del corte entre planta y planta se deben sumergir las tijeras en la solución. También se sugiere el uso de guantes con el objetivo de evitar contaminación. El material cortado se dispone en canastillas plásticas desinfectadas y en lo posible cubiertas con plástico limpio (González, 2003).

El mismo autor indica que para evitar la deshidratación del tejido, se recomienda realizar aspersiones de agua sobre los esquejes con una poma o micro aspersor, también se pueden introducir en un recipiente con agua, mientras son llevados al laboratorio o al sitio dispuesto para su preparación y propagación.

La base de los esquejes se sumerge en una solución desinfectante de yodo, hipoclorito (solución 5-10%) o TimsenTM al 1% y posteriormente se procede a defoliar los 2-3 cm basales con el fin de exponer las yemas y favorecer así el proceso de rizogénesis. Se pueden realizar pequeños cortes o heridas muy sutiles en la parte basal despejada, sin dañar las yemas antes de la aplicación de algún regulador de crecimiento (Hartmann y Kester, 2002).

c) Etapa 2. Formación del callo

El primer signo de formación del callo es la inflamación del tejido y la generación de una placa o revestimiento que se forma en la zona del corte en el momento en que se presentan condiciones favorables de humedad, luz y temperatura (Hartmann y Kester, 2002).

Otro signo es el cambio en la coloración del tejido, este puede variar según la especie pero en términos generales pasa de verde claro a blanco. La duración de

esta etapa dependerá del tipo de especie con la que se trabajando y las características de tamaño, color y apariencia variarán entre individuos (Klopmeier *et al.*, 2003).

Indica también que en esta etapa tanto la humedad relativa del sustrato como la del ambiente se deben mantener cercanas al 100%. No se debe aplicar ningún fertilizante ya que los esquejes no han formado raíces y en ausencia de ellas no pueden tomar nutrientes.

Bernal (2014), indica que la formación de callo es esencial para el enraizamiento, la de raíces es diferente y en la mayoría de los casos es posible que las raíces no se formen directamente del tejido calloso, la formación de callo es un buen indicador de condiciones ambientales adecuadas. Una vez se da lugar a la formación del callo y este es visible, comienza la formación de raíces a través del tejido. En algunas especies la formación de callos conlleva a la formación de raíces adventicias que surgen de tejido no radical, en otras especies el exceso de callos puede inhibir el enraizamiento.

d) Etapa 3. Desarrollo de la raíz

En el momento en que los esquejes dejan la etapa 2 y entran a la 3, se empiezan a observar las primeras raíces, que mejoran la absorción de agua y minerales gracias al desarrollo de los pelos radicales, una serie de células alargadas que permiten el aumento de la superficie de absorción radical (Klopmeier *et al.*, 2003).

El éxito en esta etapa y el buen desarrollo de raíces está relacionado con algunas condiciones como son la luminosidad en la cámara de enraizamiento, la temperatura del suelo, que debe estar alrededor de 19 - 21 °C, la temperatura del aire que debe oscilar entre los 15 y 18 °C y la humedad del sustrato que debe ser uniforme para lo cual se puede emplear un microaspersor supervisando la cantidad de agua suministrada para evitar saturar el medio. Asegurar el crecimiento vigoroso de las raíces beneficiará el crecimiento de la parte aérea, ya que están estrechamente relacionados (Bernal, 2014).

e) Etapa 4. Fortalecimiento de los esquejes enraizados

En la transición de la etapa 3 a la 4, ocurren cambios bastante notorios en los esquejes enraizados, el sistema radicular crece hasta el punto de llenar el alveolo de propagación formando un conjunto de raíces bastante apretadas. En este punto los esquejes se encuentran listos para el trasplante en campo (Klopmeyer *et al.*, 2003).

Se debe controlar los factores ambientales para mantener y mejorar la vigorosidad de los esquejes. El manejo del agua es el mejor método para estimular el crecimiento y fortalecimiento de los esquejes. El medio o sustrato se debe dejar secar a medida que el sistema radicular se desarrolle para permitir que la planta esté vigorosa a través del estrés hídrico. Sin embargo estos periodos no deben ser muy prolongados, hasta llegar al punto en donde los esquejes experimenten periodos de marchitez. Se recomienda dejar secar el sustrato hasta que obtenga un color café claro sin agua libre presente (Bernal, 2014).

La luz en la zona de propagación debe aumentar de 27- 43 Klx en esta etapa cumple los objetivos de maximizar la ramificación, acortar entrenudos, disminuir la elongación del tallo y favorecer el desarrollo de una cutícula protectora más gruesa. Esto beneficiará los esquejes enraizados cuando sean removidos de los contenedores y posteriormente trasplantados al área de producción (Klopmeyer *et al.*, 2003).

Durante la etapa 4, la temperatura del sustrato debe mantenerse en 18 - 19 °C para permitir que el sistema radicular se siga desarrollando a un ritmo ligeramente más lento que en la etapa 3 (Klopmeyer *et al.*, 2003).

Bonilla y Martínez (2010) reportan las enfermedades y plagas que se pueden presentar durante el proceso de propagación vegetativa del romero, el marchitamiento fúngico causado por *Phyitium sp.*, *Rizoctonia sp.* *Botrytis sp.*, la incidencia de plagas como el cogollero, trips y mosca blanca. Estos autores recomiendan realizar controles semanales para evaluar la presencia de plagas e incidencia de enfermedades y así tomar medidas oportunas para su manejo.

Para el caso específico de *Botrytis sp.*, se pueden realizar aplicaciones al follaje de azufre coloidal 1,5 cm³/L en los esquejes en etapa de enraizamiento y para el marchitamiento fúngico aplicar yodo al sustrato 5 cm³/L (Bonilla y Martínez, 2010).

Indica también que para el control de mosca blanca, cogollero y trips se realizan inoculaciones con *Beauveria bassiana* 5 g/L al sustrato y *Bacillus thuringensis* 5 cm³/L al follaje, también se pueden controlar con productos químicos como deltametrina 1 cm³/L y clorpirifos combinado con carbaril 1cm³/ L, realizando aplicaciones al follaje de los esquejes en enraizamiento.

3.8.2 Proceso de rizogénesis

Baldini (1992) define a la rizogénesis como el proceso de organización de los iniciadores radiales (células del floema secundario, cambium y/o rayos parenquimatosos de leño) que se transforman en primordios radicales, éstos a su vez, crecen y atraviesan la corteza para salir al exterior como raíces adventicias, e interiormente se conectan con el sistema conductor (floemático y xilemático).

Las raíces adventicias son aquellas que se forman en cualquier parte de la planta diferente al habitual, pudiéndose formar raíces adventicias en el tallo, hojas e inflorescencias (Curtis, 1998).

La formación de raíces adventicias es inducida por la ausencia de luz y los cortes, tanto de la corteza como de los haces vasculares, especialmente floema, ya que se interrumpe la traslocación de nutrimentos y otros compuestos orgánicos (carbohidratos y hormonas reguladoras del crecimiento) que se acumulan cerca del punto de tratamiento y estimulan el enraizamiento por arriba del corte (Alcántara, 2001).

3.9 Fitoreguladores

Las hormonas vegetales se conocen como fitohormonas o fitoreguladores, definidas como sustancias químicas orgánicas producidas por las plantas, que en pequeñas concentraciones actúan en un lugar distinto de donde se las produce, interviene en el

metabolismo del desarrollo, estimulando, inhibiendo o modificando cualquier proceso fisiológico de la planta. Se clasifican en tres grupos principales: hormonas, cofactores e inhibidores (Rodríguez, 1991).

Compuesto orgánico sintetizado en una parte de la planta y que se trasloca a otra parte donde, a muy bajas concentraciones, provoca una respuesta fisiológica (Sánchez, 2011).

Las hormonas vegetales son compuestos orgánicos sintetizados en una parte de la planta y trasladado a otra parte donde, en concentraciones muy bajas, produce una respuesta fisiológica (Salisbury, 2000).

3.9.1 Hormonas y reguladores de crecimiento en los cultivos

En la propagación de plantas, las hormonas vegetales tienen gran importancia ya que no sólo son parte del mecanismo interno que regula la función vegetal, sino que ellas pueden inducir una respuesta específica en el cultivo. También existen ciertas sustancias químicas, algunas naturales y otras sintéticas, que muestran efectos hormonales en plantas, éstos son clasificados como reguladores de crecimiento vegetal (Martínez, 2007).

Las dos clases de hormonas más importantes son las auxinas y las citocininas las cuales controlan la formación de la raíz, del tallo y el callo (Martínez, 2007).

3.9.2 Enraizadores

Martínez (2007) los define como materiales químicos sintéticos que se han encontrado más dignos de confianza para estimular la producción de raíces adventicias de las estacas, son los ácidos indolbutírico y naftalenacético, aunque hay otros que puedan usarse.

El ácido indolbutírico no es tóxico en una amplia gama de concentraciones y es eficaz para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Sánchez, 2011).

Es un producto a base de hormonas vegetales naturales, que estimula el crecimiento de raíces en estacas, esquejes, brotes o gajos tratados con enraizadores. Es un importante complemento que asegura el crecimiento radicular en todo tipo de vegetales (Lema, 2011).

3.9.3 Las auxinas

Grupo de hormonas vegetales que se producen en las partes de las plantas en fase de crecimiento activo y regulan muchos aspectos del desarrollo vegetal, comprenden una gran familia de sustancias que tienen en común la capacidad de producir un agrandamiento y alargamiento celular, se ha encontrado que al mismo tiempo promueven la división celular en el cultivo de tejidos. La auxina estimula la iniciación de raíces en tallos, pero puede inhibir o reducir el crecimiento subsecuente de las raíces (Roca, 1991).

Las auxinas son un grupo de fitohormonas que tienen la función de regular el crecimiento vegetal. Fundamentalmente provocan la elongación de las células. Se sintetizan en las regiones meristemáticas del ápice de los tallos y se deslizan desde allí hacia otras zonas de la planta, principalmente hacia la base, estableciéndose así un gradiente de concentración. Este movimiento se realiza a través del parénquima que rodea a los haces vasculares (Vivanco, 2008).

Menciona también que a veces es necesario aplicar sustancias hormonales que provoquen la formación de raíces. Las auxinas son hormonas reguladoras de crecimiento vegetal y, en dosis muy pequeñas regulan los procesos fisiológicos de las plántulas. Las hay de origen natural como el ácido indolacético (AIA), y sintéticas, como el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA).

Todos estimulan la formación y el desarrollo de las raíces cuando se aplican en la base de las estacas, esquejes. La función de las auxinas es la promoción del enraizamiento tiene que ver con la división y crecimiento celular, la atracción de nutrientes y de otras sustancias al sitio de aplicación, además de las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas, entre otros aspectos. Un método sencillo es

la aplicación de la hormona por remojo de la base de las estacas (de 4 a 12h), según las instrucciones de los preparados comerciales (Vivanco, 2008).

Las auxinas se definen como sustancias químicas orgánicas producidas naturalmente en la planta, que estimula el crecimiento y otras funciones fisiológicas en el sitio alejado del lugar de producción y que actúa en concentraciones bajas. La iniciación de la raíz parece ser gobernada por las auxinas, estimulando la producción de raíces adventicias, el abanico de procesos dirigido por las auxinas es muy variado (Rodríguez, 1991).

Barcello y Nicolás (1995), señalan que el efecto de las auxinas sobre las células vegetales es importante para controlar el tropismo que es la respuesta de una planta a estímulos externos y causa el cambio de la dirección de crecimiento, los tropismos se observan en inclinaciones, giros o curvaturas del tallo. Cuando a una planta de interior se la pone en una ventana soleada, parece inclinarse hacia la luz causando una respuesta de fototropismo.

Se cree que la Luz destruye la auxina del tallo y provoca un desequilibrio, de manera que la concentración de la hormona es mayor en la cara no iluminada, al recibir más auxina, las células de este lado más oscuro se alargan más (Barcello y Nicolás, 1995).

Existen varias auxinas llamadas naturales, que incluyen el AIA, compuesto de mayor utilización. También se utiliza un buen número de sustancias que provocan un efecto fisiológico similar y que se han producido sintéticamente, entre las cuales 2,4-D, el ANA y el AIB que se utilizan comúnmente (Roca, 1991).

El AIB se utiliza para causar la formación de raíces aún más a menudo que el ANA o cualquier otra auxina, es activo pese a que se metaboliza con rapidez a AIB - aspartato y al menos otro compuesto conjugado con un péptido. Se ha sugerido que la formación de conjugado almacena al AIB y que su liberación gradual mantiene niveles adecuados de concentración de AIB, especialmente en las etapas finales de la formación de la raíz. El AIB, en un principio se pensó que era sólo una

auxina sintética activa, pero está presente naturalmente en hojas de maíz y en varias dicotiledóneas (Salisbury, 2000).

El Ácido naftalenacético, comúnmente abreviado ANA, es un compuesto orgánico con la fórmula $C_{10}H_7CH_2CO_2H$. ANA es una hormona vegetal de la familia de las auxinas y es un ingrediente en muchos productos comerciales para enraizamiento; es un agente enraizador y es usado en la propagación vegetativa de plantas. También es usado en el cultivo de tejidos (Martínez, 2007).

3.9.4 Efectos de las auxinas sobre las raíces y su formación

La práctica de enraizamiento de los brotes propagados, reviste gran importancia debido a que tiene como objetivo producir plantas con buenas características fisiológicas y morfológicas que puedan sobrevivir en las condiciones del trasplante al suelo. La formación del sistema radical y el crecimiento de las raíces son fundamentales para lograr la transferencia de las plantas a condiciones del suelo. Entre los efectos auxínicos en las plantas, se encuentra la formación de raíces (Vivanco, 2008).

Como se demostró por primera vez en la década de los treinta, la administración de auxinas promueve la elongación de secciones escindidas de raíces e incluso de raíces intactas de muchas especies, pero sólo en concentraciones extremadamente bajas. (Salisbury, 2000).

Indica También que con concentraciones mayores, casi siempre se inhibe la elongación. Se cree que parte de esta inhibición se debe al etileno, ya que todos los tipos de auxinas estimulan la producción de etileno en muchas clases de células vegetales, especialmente cuando se añaden cantidades de auxina relativamente grandes. Evidencias indican que las auxinas de los tallos influyen de forma acusada en la iniciación de la raíz y estimulan el desarrollo de raíces secundarias en los tallos.

En 1935, Went y Kenneth V. Thimann demostraron que el AIA estimula la iniciación de las raíces a partir de cortes de tallo. La auxina sintética ANA suele ser más eficaz que el AIA (Salisbury, 2000).

El desarrollo de raíces es el tipo de órganos más frecuente. La rizogénesis puede ser promovida por auxinas, hidratos de carbono, luz (fotoperiodo y oscuridad). Las condiciones cambian de acuerdo con la especie de la planta y en ocasiones según las variedades de una misma especie, por lo cual las variaciones en las concentraciones de auxinas son diferentes (González, 2013).

3.9.5 Aplicación de auxinas en la propagación de romero

Se puede aplicar ácido naftalenacético al 10% diluido en agua o en polvo cubriendo la base del esqueje de romero o ácido indolbutírico 2.000 ppm, asperjado en la misma zona, el uso de otras hormonas como el ácido indolacético o saponinas también genera un buen porcentaje de enraizamiento. Si la aplicación es en polvo se sugiere humedecer previamente la base del esqueje, para que el producto se adhiera mejor. A continuación los esquejes son colocados en el sustrato, el cual se debe humedecer hasta obtener la saturación del mismo (Bonilla y Martínez, 2010).

Según Hartmann y Kester (2000), la aplicación de reguladores de crecimiento es una práctica casi necesaria para asegurar el desarrollo de raíces en los esquejes. Se conocen diferentes reguladores de crecimiento como citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno, que contribuyen en el proceso de formación de raíces.

Dentro de estos se destacan las auxinas por tener un mayor efecto estimulador en la formación de raíces adventicias por lo que han sido utilizadas con éxito en la propagación vegetativa (Bernal, 2014).

Nicola *et al.*, (2003) obtuvieron los mejores resultados en la formación de raíces en romero empleando productos comerciales para enraizamiento en comparación con estacas no tratadas.

La aplicación de tratamientos a base de auxinas aumenta el porcentaje enraizamiento, favorece la aceleración del proceso, incrementa en número, longitud y calidad las raíces formadas y promueven un enraizamiento homogéneo (Martínez, 2007).

La formación de raíces también dependerá de la especie, debido a su capacidad reproductiva, sin embargo las auxinas influyen sobre la iniciación de raíces, de tipos principales, laterales y adventicias, especialmente en la propagación asexual de plantas leñosas (Hartman y Kester, 2002).

A nivel fisiológico en el proceso de inducción de raíces, intervienen tres factores: la auxina, un compuesto fenólico sintetizado por las hojas (ortodifenol) y una enzima (polifenol oxidasa). El compuesto ortodifenol (cofactor) es producido por las hojas y yemas, se transloca en dirección basipétala al lugar de regeneración donde actúan sinérgicamente con la auxina ya sea endógena o exógena y promueven la formación de raíces (Bernal, 2014).

La formación de las raíces y la obtención del material vegetal de romero adecuado para el trasplante, depende principalmente del manejo agronómico y las condiciones de humedad y temperatura a las cuales se desarrolla. Obtener esquejes de romero listos para trasplantar puede tardar de 2 a 3 meses, el tiempo varía de acuerdo a las condiciones ambientales del área de propagación, que en términos generales debe mantener una adecuada humedad en el suelo o sustrato, lo que generará mejores resultados (Bonilla y Martínez, 2010).

El objetivo durante esta etapa es mantener la turgencia y estabilidad de los esquejes proporcionando las condiciones ideales de luz, temperatura y humedad, asegurando así la formación de callo (Klopmeier *et al.*, 2003).

3.10 Sustratos

Los sustratos son aquellos materiales que puros o en mezcla, son empleados para reemplazar al suelo en el cultivo de las plantas en macetas. Son el medio de soporte de las plantas, suministran agua y los nutrientes requeridos para la germinación de la

semilla y el crecimiento vegetal. Su importancia radica en que gran parte de las especies ornamentales, forestales, frutales y plantines hortícolas se producen en macetas y almácigos. El sustrato óptimo está definido por la especie vegetal a cultivar, el tamaño de la maceta, las condiciones ambientales (Gallardo, 2009).

Francisco (2008), indica que las plantas tienen una serie de necesidades que el horticultor debe satisfacer con ayuda de modernos medios y técnicas de cultivo. El término “sustrato”, que se aplica en la producción en vivero, se refiere a todo material sólido diferente del suelo que puede ser natural o sintético, mineral u orgánico y que colocado en contenedor, de forma pura o mezclado, permite el fijado de las plantas a través de su sistema radicular.

El sustrato puede intervenir o no en el proceso de nutrición de la planta. Esto último, clasifica químicamente a los sustratos en inertes (perlita, lana de roca, roca volcánica, entre otras) y activos (turberas, corteza de pino, principalmente) (Francisco, 2008).

Lara (1999), definen el término sustrato en horticultura como un medio físico, natural o sintético, donde se desarrollan las raíces de las plantas que crecen en un recipiente, sea contenedor, saco, banqueta etc., que tiene un volumen limitado. Su función más importante es proporcionar un medio ambiente ideal para el crecimiento de las raíces permitiendo el anclaje o soporte mecánico de las plantas.

Los productos que se han estudiado como materiales a utilizar en la preparación de sustratos artificiales, nunca se emplean solos, salvo en casos que sean destinados para enraizamiento de esquejes o cultivos hidropónicos, sino más bien en mezclas cuya composición debe ser la idónea para las necesidades del cultivo en el medio donde se piensa cultivar. Cada especie de plantas requiere una composición distinta de las mezclas para sustratos y, más aún, esta mezcla debiera ser diferente según los distintos estadios del ciclo de la planta (Serrano, 1990).

Por su parte, Paneque (1998) señalan la importancia de que cada sustrato tenga una composición uniforme y homogénea, ya que son compuestos integrales que tienen

sus características propias, las cuales dependen de la naturaleza de los materiales que la constituyen y de la forma en que fueron mezclados para obtenerlos.

El término sustrato, que se aplica en agricultura, se refiere a todo material, natural o sintético, mineral u orgánico, de forma pura o mezclado, cuya función principal es servir como medio de crecimiento y desarrollo a las plantas, permitiendo su anclaje y soporte a través del sistema radical, favoreciendo el suministro de agua, nutrientes y oxígeno (Calderón, *sf*).

Indica también que el cultivo de plantas en sustrato difiere marcadamente del cultivo de plantas en suelo. Así, cuando se usan contenedores, el volumen del medio de cultivo, del cual la planta debe absorber el agua, oxígeno y elementos nutritivos, es limitado y significativamente menor que el volumen disponible para las plantas que crecen en campo abierto.

3.10.1 Elección del sustrato

La elección de un material particular, según Bunt (1988), está determinado usualmente por:

- **Su suministro y homogeneidad.** Debe existir una abundante disponibilidad y alta homogeneidad, ya que un cambio en la calidad del sustrato puede llegar a alterar el sistema completo, lo que puede ocasionar pérdidas graves en la producción.
- **Su costo.** El costo de los materiales es importante. Sin embargo, el costo del material no debe invalidar otros aspectos o factores, ya que el material elegido debe permitir alcanzar el objetivo propuesto con el mínimo de riesgo e inconvenientes.
- **Sus propiedades.** Las analogías y diferencias entre distintos materiales utilizados como sustratos pueden ser comprendidas más fácilmente si las características de los materiales se consideran agrupadas en propiedades físicas, químicas y biológicas.

- **La experiencia local en su utilización.** Existen diferencias marcadas entre zonas en aspectos tales como: estructura de los invernaderos, condiciones climáticas, calidad de las aguas de riego, variedades y ciclos de cultivo, etc. Esto nos obliga a adecuar los paquetes tecnológicos a las condiciones particulares.

3.10.2 Principales funciones de un sustrato

Las principales funciones de un sustrato dentro del sistema de cultivo sin suelo es el de proporcionar un medio ambiente “ideal” para el crecimiento de las raíces y constituir una base adecuada para el anclaje o soporte mecánico de las plantas (Aguilar y Baixauli, 2002).

Tipo (2000), indica que el sustrato de almacigo es el medio en el cual la semillas y las estacas enraízan, este debe ser un material suelto fino, poroso liviano; de tal manera, que permita una buena formación de raíz de todas las especies, por tanto el sustrato debe tener una textura arenosa o liviana.

Hoyos (2004), indican que "el sustrato es la tierra en la cual se crían o se desarrollan las plantas" y sus componentes pueden ser:

- a) Tierra** Componente básico que de acuerdo a las características puede variar en el contenido nutritivo y las condiciones de drenaje cuando se le agrega otros componentes.
- b) Arena** Componente que se utiliza para mejorar las condiciones de la tierra, con la finalidad de tener un mejor enraizamiento, favorecer la filtración de agua y evitar el endurecimiento del sustrato.
- c) Abono** Sustancia de origen animal o vegetal que puede o no ser agregado a la tierra o arena (sustrato), esto para complementar los elementos nutritivos necesarios para un buen desarrollo de las plantas.

d) Turba La turba está formada por restos de vegetación acuática, de pantanos o maristas, que han sido conservados debajo del agua en estado de descomposición parcial.

e) Cascarilla de Arroz, materiales orgánicos se pueden emplear cortezas, chips de madera, compost de diversos orígenes, fibras de coco y subproductos agroindustriales.

3.10.3 Clasificación de Sustratos

Aguilar y Baixauli (2002), clasifican los distintos sustratos utilizados en los sistemas de cultivo sin suelo en:

a) Sustratos orgánicos, que al mismo tiempo se subdividen en:

- De origen natural, entre los que se encuentran las turbas.
- Subproductos de la actividad agrícola: la fibra de coco, virutas de madera, paja de cereales, residuos de la industria del corcho, etc.

b) Sustratos inorgánicos, subdivididos en:

- De origen natural, que no requieren de un proceso de manufacturación, entre los que se encuentran: la arena, las gravas y las tierras de origen volcánico.
- Aquellos que pasan por un proceso de manufacturación, como son: la lana de roca, la fibra de vidrio, perlita, vermiculita, arcilla expandida, arlita, ladrillo troceado, etc.

Aguilar y Baixauli (2002) indican que la elección de un determinado material va a depender por orden de prioridad: de la disponibilidad del mismo, de las condiciones climáticas, de la finalidad de la producción y especie cultivada, de sus propiedades, del costo, de la experiencia de manejo, homogeneidad, de la dedicación al sistema y de las posibilidades de instalación los clasifican como sigue:

- a) **Sustratos químicamente inertes:** arena granítica o silicea, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida.
- b) **Sustratos químicamente activos:** turbas rubias y negras, corteza de pino, vermiculita, materiales ligno-celulósicos.

Indican también que las diferencias entre ambos vienen determinadas por la capacidad de intercambio catiónico y la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato. Los sustratos químicamente inertes actúan como soporte de la planta, no interviniendo en el proceso de adsorción y fijación de los nutrientes, por lo que han de ser suministrados mediante la solución fertilizante. Los sustratos químicamente activos sirven de soporte a la planta pero a su vez actúan como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización, almacenándolos o cediéndolos según las exigencias del vegetal.

FIA (2008), indica que para el estudio de los sustratos es indispensable prepararlos en contenedor como un sistema formado por tres fases:

- una fase sólida la cual asegura el anclaje del sistema radical y la estabilidad de la planta.
- una fase líquida que asegure el suministro de agua y nutrientes a la planta.
- una fase gaseosa que asegure el intercambio de oxígeno y bióxido de carbono entre las raíces y el medio externo.

Distintas características deberían tener los sustratos destinados al enraizamiento de estacas o al crecimiento y desarrollo de diferentes especies vegetales. No obstante, se debe ir más allá, ya que se tiene constancia de que las propiedades de los sustratos inducen características diferenciales de las plantas que crecen en ellos. De esta forma, se pueden obtener plantas, cuyo destino sea trasplantarlas a un terreno definitivo (como es el caso de plantas arbustivas), que sean más competitivas que otras plantas cultivadas en distintas condiciones (Pastor, 1999).

3.10.4 Sustrato apropiado para el cultivo de romero

El sustrato (materia o mezcla de suelo en el que se va a sembrar) apropiado para la propagación de romero, puede ser de dos tipos, el comercial a base de musgo, vermiculita y perlita y las mezclas que puede elaborar el productor. En ambos casos, debe estar libre de maleza, hongos, bacterias y en general microorganismos fitopatógenos que dañan a la planta además, debe estar libre de sustancias tóxicas como residuos de herbicidas o materiales vegetativos con efecto alelopático, que pueden inhibir la germinación o desarrollo del romero (González, 2013).

El mismo autor recomienda mezclar proporcionalmente 33% de arena, 33% de materia orgánica (gallinaza, estiércol bien descompuesto de res o borrego etc.) y 33% de suelo franco. Recomendación usar formol de 750 ml/m³ de sustrato. Para asperjar el formol, se le agrega agua suficiente, de manera que quede totalmente impregnada la superficie del sustrato; la solución puede aplicarse con una regadera. Finalmente, el sustrato se cubre con un plástico para asegurar la desinfección total del suelo. Si se utilizan charolas de plástico para evitar que se rompan, se debe usar sustratos ligeros comerciales.

Un factor clave es el tipo de sustrato uno de los más utilizados es la turba ya que garantiza un buen contenido inicial de nutrientes, alta retención de humedad, buena aireación y porosidad, estas características garantizarán una buena producción de biomasa fresca y una mejor respuesta en el enraizamiento de los esquejes. Sin embargo se han probado otro tipo de sustratos buscando alternativas más económicas como la mezcla de suelo negro y cascarilla de arroz quemada (Bernal, 2014).

3.10.5 Propiedades físicas de los sustratos

Ávila (2003), indica que la condición física, determina, la rigidez, la fuerza de sostenimiento, la facilidad para la penetración de las raíces, la aireación, la capacidad de drenaje y de almacenamiento de agua, la plasticidad, y la retención de nutrientes.

Se considera necesario para las personas involucradas en el uso de la tierra, conocer las propiedades físicas del sustrato, para entender en qué medida y cómo influyen en el crecimiento de las plantas, y comprender la importancia de mantener las mejores condiciones físicas del suelo posibles (García *et al.* 2004)

3.10.5.1 Textura. La textura es la proporción de los tamaños de los grupos de partículas que lo constituyen y se refiere a la proporción relativa de los tamaños de varios grupos de partículas de un suelo. Esta propiedad ayuda a determinar la facilidad de abastecimiento de los nutrientes, agua y aire que son fundamentales para la vida de la planta (Chavez, 2009).

La textura representa el porcentaje en que se encuentran los elementos que constituyen el suelo; arena gruesa, arena media, arena fina, limo, arcilla. Se dice que un suelo tiene una buena textura cuando la proporción de los elementos que lo constituyen le dan la posibilidad de ser un soporte capaz de favorecer la fijación del sistema radicular de las plantas y su nutrición (Dugo *et al.* 2003).

Describe también Las propiedades de las partículas gruesas y finas del suelo difieren considerablemente, pero no hay una división natural marcada de ninguna clase de tamaño de partícula. Sin embargo, para propósitos prácticos se han establecido algunos límites. Comúnmente en los suelos se separan por lo menos tres clases por tamaño usualmente denominados arena, limo y arcilla.

El procedimiento usado para medir la composición granulométrica es el análisis granulométrico o mecánico. Los numerosos métodos de análisis están basados en el hecho de que la velocidad de caída de las partículas del suelo a través del agua aumenta con el diámetro de las mismas, o en una combinación de esta propiedad con el uso de tamices para separar las partículas gruesas.

García (2004) señala que se han propuesto varias y diferentes clasificaciones de las fracciones. Cita dos de las más importantes, la establecida por el Departamento de Agricultura de U.S.A. y la propuesta últimamente por la Sociedad Internacional de la Ciencia del Suelo. Se exponen ambas en el cuadro 3.

Cuadro 3. Clasificación de las Partículas del Suelo

	Sistema del Departamento de Agricultura de EE.UU.	Sistema Internacional
Fracción del Suelo	Diámetros límites en milímetros (mm)	Diámetros límites en milímetros (mm)
Arena muy gruesa	2,00 – 1,00	
Arena gruesa	1,00 – 0,50	2,00 – 0,20
Arena Media	0,50 – 0,25	
Arena fina	0,25 – 0,10	0,20 – 0,002
Arena muy fina	0,10 – 0,05	
Limos	0,05 – 0,002	0,02 – 0,002
Arcilla	Menos de 0,002	Menos de 0,002

Todas las clasificaciones por tamaño, tienen en común el límite de dos micras 0,002 mm para la fracción arcilla y difieren fundamentalmente en la subdivisión de la fracción arena (García *et al.* 2004)

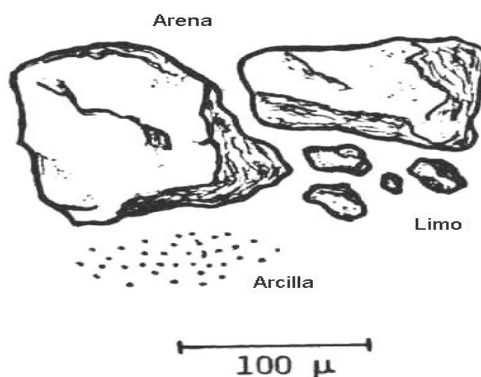


Figura 2. Relación en tamaño de partículas de arena, limo y arcilla.
Fuente: (García *et al.* 2004)

a) Naturaleza Física de las Fracciones del Suelo

Las fracciones gruesas, arena y grava, cuando no están cubiertas de arcilla y limo carecen prácticamente de plasticidad y de tenacidad. Su capacidad de retener agua es escasa y debido a los grandes espacios entre sus partículas separadas, el paso del agua gravitacional es rápido. Facilita así el drenaje y el eficaz movimiento del aire. Los suelos en los que predominan la arena o la grava, por esto, son de carácter abierto poseen un buen drenaje y aireación y no ofrecen resistencia al laboreo (Dugo *et al.* 2003).

Las partículas de arcilla normalmente son laminares como la mica, y si se humedecen son muy plásticas. Cuando se moja la arcilla con una cantidad adecuada de agua, se expande y se vuelve pegajosa (García *et al.* 2004).

Las partículas de limo tienden a ser irregulares, distintas en forma y raras veces lisas o pulidas. Son en su mayoría partículas microscópicas, siendo el cuarzo el mineral dominante. La fracción limo posee alguna plasticidad, cohesión y adsorción debido a una película de arcilla que recubre las partículas de la fracción, pero desde luego, en mucho menor grado que la propia fracción de arcilla (Hoyos, 2004).

La dominancia de fracciones finas en un suelo, le determina una textura que tiende a retardar el movimiento del agua y aire. Un suelo así será altamente plástico y fuertemente adhesivo cuando esté demasiado mojado, y será pesado y convertido en terrones al secarse, a menos que se trabaje adecuadamente (Lara, 1999).

La expansión y contracción suele ser grande, al mojarse y secarse alternativamente, y la capacidad de retener agua de los suelos de textura fina es alta en general. Como acaba de decirse tales suelos se llaman pesados por sus cualidades de difícil laboreo, en contraste marcado con los livianos, de fácil laboreo, los suelos arenosos (PNTTAP, 2002).

Destaca que sin embargo, suelos de textura fina pueden poseer buenas características de drenaje y aireación, si tienen una buena estructura. Esta propiedad se discute adelante.

b) Determinación de la Textura

La determinación de la textura consiste simplemente en indicar, para un suelo dado la proporción que ocupa en él cada elemento constituyente: arena gruesa, arena fina, limo y arcilla. Se determina igualmente la cantidad de grava y gravilla. El análisis granulométrico, engloba las otras dosificaciones cuya interpretación permite hacerse una idea de las propiedades físicas del suelo (García *et al.* 2004).

c) Clases Texturales

Para determinar el tipo granulométrico o clase textural de un suelo, se recurre a varios métodos. Se utilizan cada vez más los diagramas triangulares, siendo el triángulo de referencia un triángulo rectángulo o un triángulo equilátero. Se usa actualmente, de un modo casi unánime, un triángulo equilátero. Cada uno de sus lados a un eje graduado de 10 en 10, de 0 a 100, sobre el cual se transporta la cantidad del elemento que representa; en general un lado del triángulo corresponde a la arcilla, el otro al limo, el tercero a la arena (Dugo *et al.* 2003)

La utilización de un triángulo, llamado de texturas no conduce más que a una primera aproximación en la interpretación del análisis de un suelo. En conclusión, tales triángulos, permiten, en principio, situar un suelo en un conjunto caracterizado por propiedades texturales; su empleo contribuya a fijar las ideas y normalizar en alguna medida la interpretación de los resultados del análisis granulométrico (PNTTAP, 2002).

Cuadro 4. Clases Texturales

	Términos Generales	Clases Texturales
suelos arenosos	suelos de textura gruesa	Arenosos
		arenosos –francos
	suelos de textura moderadamente gruesa	franco –arenoso
		franco -arenoso finos
suelos francos	suelos de textura media	Franco
		franco – limoso
		Limoso
	suelos de textura moderadamente fina	franco arcilloso
		franco arcilloso arenoso
		franco arcilloso limoso
suelos arcillosos	suelos de textura fina	arcilloso arenoso
		arcilloso limosos
		Arcilloso

Fuente: (García *et al.* 2004).

3.10.5.2 Densidad aparente. Miranda (2004), la define como el peso del suelo por unidad de volumen total, este volumen incluye las partículas sólidas del suelo y el espacio poroso permite conocer sobre:

- La compactación del sustrato
- Permite inferir las dificultades para la germinación, enraizamiento y circulación de aire, agua
- Se halla relacionado con la textura del suelo
- Se usa para determinar el peso del suelo en el campo.

Es la relación que existe entre el peso seco 105 °C de una muestra de suelo, y el volumen que esa muestra ocupaba en el suelo (Hoyos, 2004).

La densidad aparente, puede ser incluida dentro del grupo mínimo de parámetros a medir para evaluar la calidad de un suelo, como indicador de la estructura, la resistencia mecánica y la cohesión del mismo. Cambios en la densidad aparente reflejan cambios en la estructura del suelo, debido a la relación existente entre la densidad aparente y la porosidad total (Dugo *et al.* 2003).

La densidad aparente afecta al crecimiento de las plantas debido al efecto que tienen la resistencia y la porosidad del suelo sobre las raíces. Con un incremento de la densidad aparente, la resistencia mecánica tiende a aumentar y la porosidad del suelo tiende a disminuir, con estos cambios limitan el crecimiento de las raíces a valores críticos. Los valores críticos de la densidad aparente para el crecimiento de las raíces, varían según la textura que presenta el suelo y de la especie de que se trate (PNTTAP, 2002).

Los valores que puede tomar la densidad aparente depende de muchos factores, que van desde la textura, contenido de materia orgánica, esta es afectada por la estructura del suelo, que es el grado de compactación, así como también por sus características de contracción y expansión. Esto último depende tanto de su contenido de arcilla como de la humedad del suelo. El espacio poroso puede ser

altamente reducido por compactación, pero nunca se puede llegar a eliminar totalmente (Dugo *et al.* 2003).

La densidad aparente es una de las propiedades más determinantes de las características de permeabilidad y aireación del suelo, y su persistencia en el tiempo es reflejo de la estabilidad de los agregados. Así, diversos autores coinciden en señalar que aplicaciones de materia orgánica al suelo provocan una disminución de la densidad aparente, como consecuencia de un aumento de la macroporosidad, se obtienen incrementos notables en la infiltración del agua y un mayor contenido de agua aprovechable (Casanova, *et al.* 2003).

a) Determinación de la Densidad Aparente

La determinación de la densidad aparente se realiza en muestras imperturbadas, a estas muestras se les determina el peso seco a 105 °C (Lara, 1999).

Hoyos (2004), indica que se debe contar con los dos elementos necesarios para calcular la densidad aparente: el peso de los sólidos y el volumen que la muestra ocupaba en el campo, que incluye el de los sólidos y el espacio poroso.

Existen otros métodos para determinar densidad aparente, también puede determinarse en agregados individuales obteniéndose en general valores superiores a cuando se determine en la masa del suelo dado que no tiene en cuenta la porosidad entre agregados (García *et al.*, 2004).

3.10.6 Propiedades químicas de los sustratos

3.10.6.1 Conductividad eléctrica. La conductividad eléctrica es la habilidad que tiene una sustancia para transmitir o conducir una corriente eléctrica; generalmente se expresa en unidades de milisiemens por metro mS/m. En algunas ocasiones se reporta la CE en unidades de decisiemens por metro dS/m, que equivalen al valor de mS/m dividido por 100 (Doerge *et al. sf*).

La conductividad eléctrica de una disolución puede definirse como la aptitud de ésta para transmitir la corriente eléctrica, y dependerá, además del voltaje aplicado, del

tipo, número, carga y movilidad de los iones presentes y de la viscosidad del medio en el que éstos han de moverse (Lara, 1999).

En disoluciones acuosas, y puesto que su viscosidad disminuye con la temperatura, la facilidad de transporte iónico o conductividad aumentará a medida que se eleva la temperatura (PNTTAP, 2002).

a) Medición de CE en el Suelo

Una medida de la conductividad eléctrica del suelo integra muchas de las propiedades que afectan la productividad de una cosecha. Estas incluyen contenido de agua, textura del suelo, materia orgánica del suelo, profundidad a lentes de arcilla, capacidad de intercambio catiónico, salinidad, y calcio y magnesio intercambiables (García *et al.* 2004).

3.10.6.2 pH. El desarrollo de las plantas se ve reducido en condiciones de acidez o alcalinidad marcada. El pH influye en la asimilación de los nutrientes por la planta. Con un pH inferior a 5 pueden presentarse deficiencias de nitrógeno, potasio, calcio, magnesio y con valores superiores a 6,5 se disminuye la asimilabilidad de hierro, fósforo, manganeso, boro, zinc, y cobre (Aguilar y Baixauli, 2002).

Los materiales orgánicos presentan mayor capacidad tampón que los inorgánicos y por lo tanto, mayor capacidad para mantener constante el pH. En general, cuando un sustrato se encuentra fuera de los rangos de pH aconsejados, lo debemos corregir a valores adecuados. El nivel óptimo aconsejado para el manejo de cultivo sin suelo en la disolución del sustrato se sitúa en valores comprendidos entre 5,5 y 6,8 que es el rango en el que se encuentran de forma asimilable la mayor parte de los nutrientes (Aguilar y Baixauli, 2002).

El logaritmo negativo de la actividad de los iones hidrógeno en solución es conocido como pH, a través del mismo se pueden inferir detalles importantes de la génesis y fertilidad de los suelos. Así, un pH por debajo de 5,5 indica que el suelo puede tener problemas de aluminio intercambiable, falta de molibdeno disponible para las plantas y gran capacidad de fijación de fósforo. Un pH de 6,5 a 7 puede estar indicando que

el suelo está sujeto a deficiencia de algunos micronutrientes tales como boro, zinc o manganeso (Aguilar y Baixauli, 2002).

Es la escala para medir la acidez o alcalinidad de una solución, pH de 7 significa que es neutro. Los valores inferiores, suponen que es ácida y los superiores, alcalina o básica. Esta escala de pH se mide de 0 y 14 (PNTTAP, 2002).

El pH del suelo es importante porque los vegetales sólo pueden absorber a los minerales disueltos, y la variación del pH modifica el grado de solubilidad de los minerales. Por ejemplo, el aluminio y el manganeso son más solubles en el agua edáfica a un pH bajo y al ser absorbidos por las raíces son tóxicos a ciertas concentraciones. Determinadas sales minerales que son esenciales para el crecimiento vegetal, como el fosfato de calcio, son menos solubles a un pH alto, lo que hace que esté menos disponible para las plantas (Chavez, 2009).

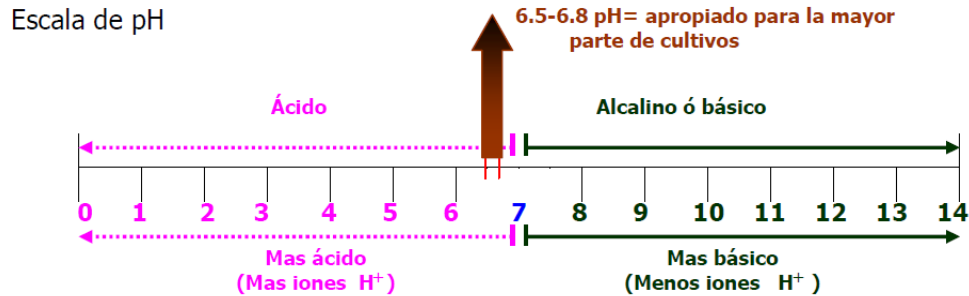


Figura 3. Escala de pH Fuente: (PNTTAP, 2002).



Figura 4. Disponibilidad de compuestos solubles Fuente: (PNTTAP, 2002).

3.10.6.3 Nutrientes. Entre los elementos que demanda en mayor cantidad la planta se encuentran el nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio (Gonzales, 2013).

Cuadro 5. Nutrientes que Requiere la Planta de Romero *Rosmarinus officinalis*

Macronutrientes kg/ha		Micronutrientes g/ha	
Nitrógeno (N)	100	Boro	100
Fósforo (P)	10	Cobre	20
Potasio (K)	100	Hierro	30
Calcio (Ca)	20	Magnesio	100
Magnesio (mg)	10	Molibdeno	1
Azufre (S)	10	Zinc	100

Fuente: (Gonzales, 2013).

3.10.6.3.1 Nitrógeno

- Ayuda al buen crecimiento de las plantas.
- Da el color verde a las hojas.
- Las plantas dan buenas cosechas.

Cuando se aplica mucho nitrógeno se demora la floración y fructificación; la planta “se va en vicio”. El nitrógeno como abono se consigue en forma de urea, sulfato de amonio y nitrato de amonio o en la materia orgánica (PNTTAP, 2002).

Los primeros síntomas de la deficiencia de nitrógeno se inician en las hojas viejas las cuales se tornan de un color verde oscuro a verde amarillento, y al acentuarse la deficiencia, todo el follaje toma un color amarillento. La deficiencia afecta el tamaño y la forma de las hojas; teniendo estas, menos lóbulos que en las hojas alimentadas con solución completa (Gonzales, 2013).

3.10.6.3.2 Fosforo

- Ayuda al buen crecimiento de las plantas.
- Ayuda a formar raíces fuertes y abundantes.
- Contribuye a la formación y maduración de los frutos.
- Es indispensable en la formación de las semillas.

Son fuente de este nutriente la roca fosfórica o fosforita huila, calfos, escorias Thomas y el superfosfato simple y compuesto (PNTTAP, 2002).

Los síntomas de carencia de fósforo también aparecen primero en las hojas viejas, las cuales muestran un moteado amarillo a lo largo de los márgenes. Al agudizarse la deficiencia, las partes moteadas se neurotizan y las puntas y los bordes se voltean hacia arriba. Finalmente estas hojas más viejas se amarillean completamente y se caen (Gonzales, 2013).

3.10.6.3.3 Potasio

- Ayuda a la planta a formar tallos fuertes y vigorosos.
- Ayuda a la planta a la formación de azúcares, almidones y aceites.
- Da a la planta resistencia a las enfermedades.
- Mejora la calidad de las cosechas.

Como abono se consigue en forma de sulfato de potasio y cloruro de potasio (PNTTAP, 2002).

La primera indicación de la deficiencia de este elemento es el ángulo que forman los pecíolos de las hojas con el tallo, mientras los de las plantas sanas crecen formando un ángulo hacia arriba, los de las plantas deficientes en potasio forman un ángulo hacia abajo. Después, las hojas viejas se tornan verde amarillento, con leve necrosis marginal en los lóbulos profundos. Luego se secan las hojas comenzando desde las puntas (Gonzales, 2013).

3.10.6.3.4 Calcio

- Ayuda al buen crecimiento de la raíz y del tallo de la planta.
- Permite que la planta tome del suelo los alimentos fácilmente.

Como abono se consigue para aplicar al suelo en forma de cal agrícola, cal apagada y cal dolomítica (PNTTAP, 2002).

Las hojas afectadas por la carencia de este elemento adquieren un color verde oliva pálido, con manchas amarillas en el limbo, después estas manchas invaden toda la hoja y se caen (Gonzales, 2013).

3.10.6.3.5 Magnesio

- Ayuda a la formación de aceites y grasas.
- Es el principal elemento en la formación de clorofila. La clorofila es la sustancia que le da el color verde a las hojas.

- Sin clorofila las plantas no pueden formar azúcares.

Como abono se consigue en forma de carbonato de magnesio, óxido de magnesio y sulfato de magnesio.

La primera evidencia de la deficiencia de este elemento se presenta en los márgenes de las hojas más viejas en forma de pequeños puntos necróticos, que con el tiempo, se unen formando grandes áreas de color pajizo y el espacio internerval permanece verde (Gonzales, 2013).

4. LOCALIZACIÓN

4.1 Ubicación Geográfica

El presente estudio se realizó en la ciudad de La Paz, Provincia Murillo del departamento de La Paz, en el Centro Experimental de Cota Cota dependiente de la Universidad Mayor de San Andrés (UMSA).

Según el Instituto Geográfico Militar (1998); citado por Guzmán (2000), mencionan que la zona se encuentra ubicada a 15 km del centro de la ciudad de La Paz.

Geográficamente se encuentra en las siguientes coordenadas:

Latitud Sur: 16° 32' 00"

Longitud Oeste: 68° 00' 00"

A una altitud de 3.445 m.s.n.m.

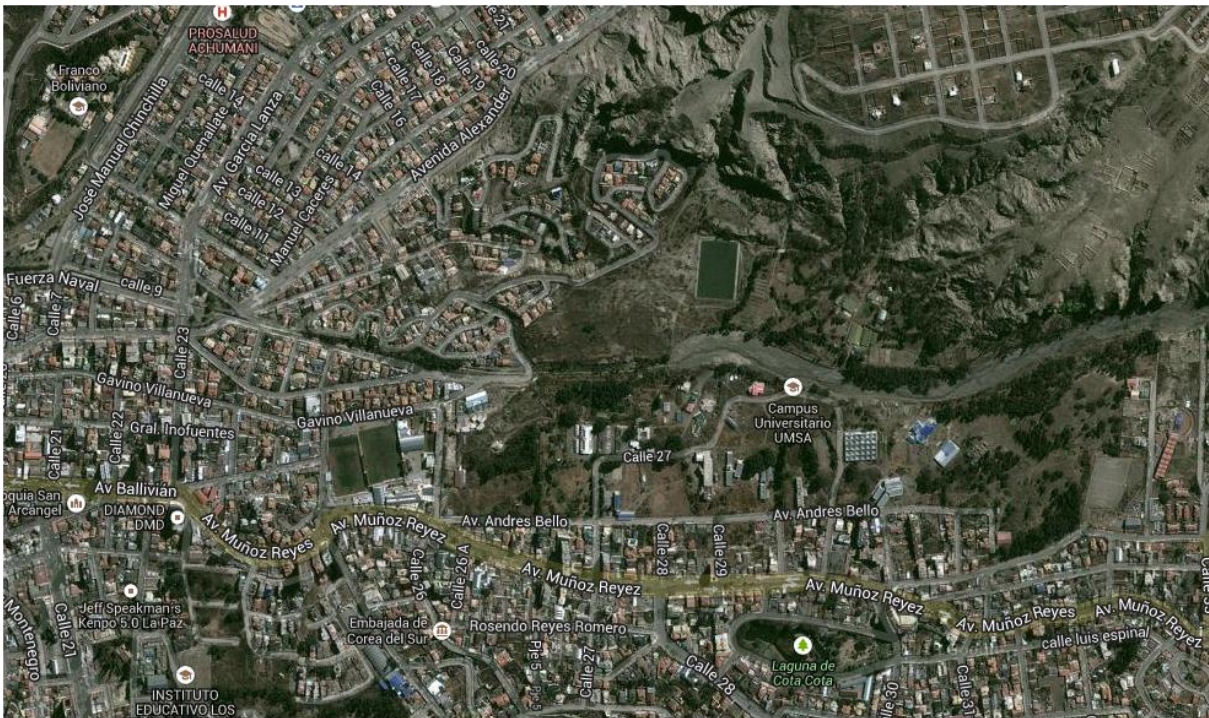


Figura 5. Mapa de Ubicación del lugar de estudio, Centro Experimental de Cota Cota Facultad de Agronomía Universidad Mayor de San Andrés

4.2 Características Climáticas

Cota Cota presenta condiciones agroclimáticas de cabecera de valle, con una temperatura máxima de 22,5 °C y una mínima -0,6 °C y una media de 13,5 °C, humedad relativa promedio del 46%. Presenta una precipitación de 467 mm como promedio anual (Zeballos, 2000).

4.3 Vegetación

El área de estudio presenta las siguientes especies; acacia negra *Acacia melanoxylon*, acacia floribunda *Acacia retinoides*, aroma *Acacia dealbata*, eucalipto *Eucalyptus globulus*, retama *Spartium junceum*, queñua *Polylepis incana*, ligustros *Ligustrum sinensis*, chillca *Bachari ssp.* y cultivos agrícolas (Guzmán, 2000).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Material Biológico

Estacas de romero *Rosmarinus officinalis*, se realizó la recolección de estacas sobre los 30 cm de altura, en plantas madre de una edad mínima de un año en comunidades de Titicachi del Municipio de Copacabana.

5.1.2 Fitoreguladores

Fertifox (Ácido Naftalen Acético)	2 g
Root (Ácido Indol Butírico)	2 g

- DESCRIPCIÓN DE LA HORMONA FERTIFOX

Concentrado soluble

Para enraizar esquejes y para el crecimiento de raíces

Contenido neto 75 g

Composición

Ácido alfa naftalén acético 0,1 g

Inertes y coadyuvantes 100 g

SENASA N° 32.575

LABORATORIOS CROVA

GENERALIDADES

Es un enraizador de uso general. Estimulante del crecimiento de las raíces a partir de gajos y estacas.

Instrucciones de Uso

Preparación enraizamiento de esquejes. Cortar gajos o estacas por debajo de un nudo, quitar las hojas inferiores, sumergir en la hormona a fin de que moje uno o dos nudos, colocar el esqueje en un hueco preparado en la tierra, apretar está a su alrededor regar ligeramente, cubrir con polietileno o vidrio, ubicarlo en un lugar templado claro pero soleado. Usar producto puro en esquejes de difícil enraizamiento.

- **DESCRIPCIÓN DE LA HORMONA ROOTOR IBA 0.01%**

Ácido 3 indol-butírico (IBA) - Nombre comercial ROOTOR

Se coloca 2 g del enraizador en 0,10 L de alcohol al 50% de concentración, una vez disuelto totalmente se procede a mezclar esta sustancia en 4 L de agua, considerando las recomendaciones técnicas de la casa comercial. Seguidamente se coloca en una tina donde se sumergen las estacas dejándolas reposar por un periodo de 12h.

5.1.3 Sustrato

Turba	0,5 m ³
Arena	0,5 m ³
Tierra del lugar	0,2 m ³

5.1.4 Materiales de campo

Flexómetro, pala, picota, tijeras de poda, carretilla, termómetro, bolsas negras de polietileno de diámetro 15 cm, registros, regaderas, bidones, bolsa nylon, tamizador, cinta métrica, formol, cámara fotográfica.

5.1.5 Material de gabinete

Registros, planillas, computadora, material de escritorio

5.2 Métodos

5.2.1 Metodología de Campo

5.2.1.1 Instalación del vivero. Se ubicó el terreno de instalación en una superficie plana, sin riesgo de estancamiento de agua en época de lluvias. La orientación fue de este a oeste para proteger a los propágulos de los rayos solares.

5.2.1.2 Instalación de propagadores. Para construir la cámara de enraizamiento se realizó una excavación a una profundidad de 20 cm igual a la altura de las bolsas, de 1,5 m de ancho y 4 m de largo, posteriormente se construyó una estructura de madera de sostén para el polietileno y la semi sombra, a esta estructura se la cubrió con polietileno transparente, con el fin de retener humedad durante el mayor tiempo posible y así facilitar el normal desarrollo de las raíces.

5.2.1.3 Mezcla de sustrato para embolsado. El sustrato estuvo compuesto por tierra del lugar, turba y arena en proporciones diferentes. Una vez acopiados los componentes se realizó la homogeneización retirando rastrojos y terrones con un

cernidor, toda esta combinación se realizó con el fin de obtener un sustrato con características apropiadas con buen espacio poroso y absorción de agua. Se procedió al embolsado empleando bolsas negras perforadas de polietileno de 12 cm de ancho y 20 cm de altura, que se ubicó en las cámaras de enraizamiento de forma uniforme, en filas y por tratamientos.

5.2.1.4 Recolección de esquejes. Los esquejes de propagación se recolectaron en las comunidades productoras de esta especie en Titicachi perteneciente al Municipio de Copacabana, se identificó las plantas madre con las características adecuadas. El corte se realizó en horas de la mañana (6:00 a 9:00), se eligieron ramas terminales tiernas que no presentaron lesiones ni enfermedades y que no sobresalieron de las demás.

5.2.1.5 Preparación de las soluciones fitoreguladores. Se realizó de acuerdo a las indicaciones comerciales del producto.

5.2.1.6 Preparación de las bolsas para el plantado de esquejes. Se introdujo el sustrato en las bolsas negras de polietileno a una altura de 20 cm, perforadas en la parte inferior.

5.2.1.7 Plantado de esquejes. Las esquejes fueron de una altura de 10 cm se quitaron las hojas en los 5 cm inferiores. La parte basal fue sumergida inmediatamente en las soluciones de fitoreguladores por 20 s y posteriormente se realizó el plantado, introducidas a una profundidad de 5 cm, terminado el plantado se cubrió con la bolsa de polietileno.

5.2.1.8 Labores culturales. RIEGO: El riego fue constante durante los primeros 30 días, se mantuvo la humedad para optimizar el enraizamiento de las estacas.

5.2.2 Diseño Experimental

Ochoa (2009), el diseño experimental que se empleó en el estudio fue Diseño Completamente al Azar (DCA) con dos factores, que tiene el siguiente modelo aditivo lineal:

Dónde:

$$X_{ijk} = \mu + \alpha_i + \gamma_j + \alpha\gamma_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

X_{ijk} = una observación cualquiera

μ = media general de experimentos

α_i = efecto i – ésimo del sustrato

γ_j = efecto j – ésimo nivel del fitoregulador

$\alpha\gamma_{ij}$ = interacción i – ésimo del sustrato con el j – ésimo nivel del fitoregulador (Interacción A*B)

ϵ_{ijk} = Error experimental, error de sub parcela (error b).

Se eligió el presente diseño experimental por que los propágulos se multiplicaron en macetas, la nivelación del terreno fue uniforme, los propágulos fueron aislados de las condiciones ambientales con nylon para evitar su influencia.

FACTORES

TRATAMIENTOS

Factor A: SUSTRATO

a_1	Arena fina y turba	1:1
a_2	Arena fina y turba	1:2
a_3	Tierra del lugar y turba	1:2

Factor B: FITORREGULADOR

b_0	Testigo	-
b_1	Rooror	AIB
b_2	Fertifox	ANA

T_1	$a_1 * b_0$	Arena fina y turba (1:1) * testigo
T_2	$a_1 * b_1$	Arena fina y turba (1:1) * Rapid Rooror
T_3	$a_1 * b_2$	Arena fina y turba (1:1) * Fertifox
T_4	$a_2 * b_0$	Arena fina y turba (1:2) * testigo
T_5	$a_2 * b_1$	Arena fina y turba (1:2) * Rapid Rooror
T_6	$a_2 * b_2$	Arena fina y turba (1:2) * Fertifox
T_7	$a_3 * b_0$	Tierra del lugar y turba (1:2) * testigo
T_8	$a_3 * b_1$	Tierra del lugar y turba (1:2) * Rapid Rooror
T_9	$a_3 * b_2$	Tierra del lugar y turba (1:2) * Fertifox

5.2.3 Croquis del Experimento

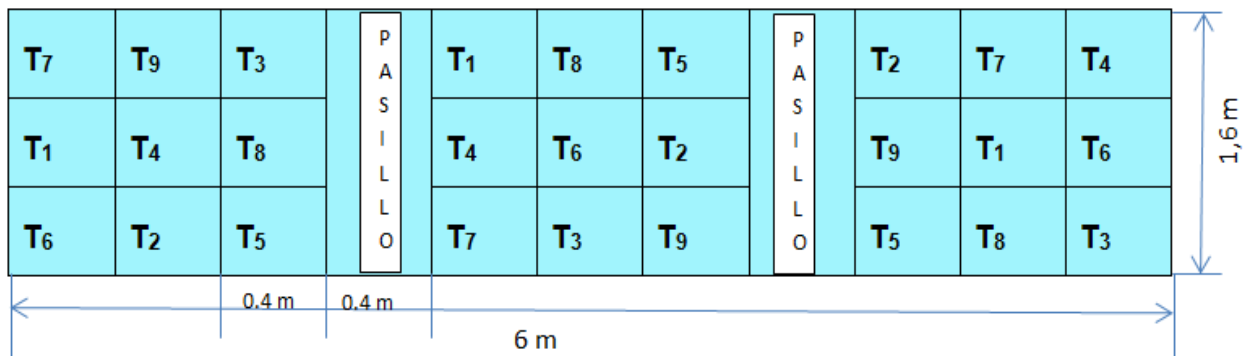


Figura 6. Croquis establecido en el terreno de experimentación



Figura 7. Distribución de los propágulos en los tratamientos

5.2.4 Variables de respuesta

Cuadro 6. Variables de Respuesta

VARIABLES AGRONOMICAS	METODO	CARACTERÍSTICAS DEL SUSTRATO
Número de nudos	Se realizó un conteo directo de los nudos a las 8 semanas transcurridas a la siembra.	<p>CARACTERÍSTICA QUÍMICAS</p> <p>Nitrógeno total, calcio, magnesio, y potasio, pH, conductividad eléctrica.</p> <p>CARACTERÍSTICAS FÍSICAS</p> <p>Densidad aparente, textura.</p> <p>Las muestras de los sustratos fueron analizadas en el laboratorio de Química de la Facultad de Agronomía.</p>
Largo de la raíz	Se tomaron muestras de los propágulos prendidos, se realizó la medición de las raíces adventicias empleando una regla milimétrica, a las 8 semanas de establecimiento.	
Porcentaje de prendimiento	Se realizó los respectivos cálculos en cada tratamiento con la siguiente relación: número de plantas prendidas hasta la décima semana / total de propágulos sembrados.	
Número de raíces	Se realizó un conteo directo del número de raíces adventicias en las muestras prendidas al transcurrir las 8 semanas posteriores al establecimiento.	

6. RESULTADOS

6.1 Condiciones de Temperatura y Precipitación

Las condiciones de temperatura durante la realización del trabajo de investigación en Cota Cota que se detallan en la figura 8 , corresponden a los meses de noviembre y diciembre del año 2012 y enero, febrero, marzo, abril del año 2013, desde la preparación del propagador de estacas hasta la finalización del ensayo.

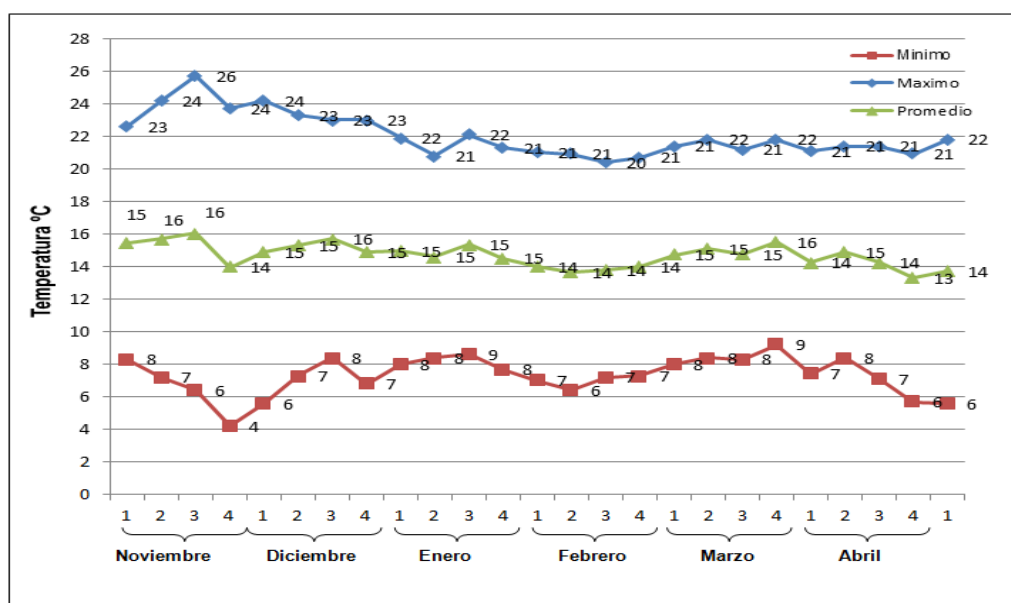


Figura 8. Temperaturas mínimas y máximas de los meses de investigación
Fuente: SENAMI

Las temperaturas promedios semanales corresponden a los meses de noviembre y diciembre del año 2012 y enero, febrero, marzo y abril del año 2013 en el estudio de la especie romero, presentando una temperatura máxima de 25,7 °C en la tercera semana del mes de noviembre y 4,2 °C como mínima en la cuarta semana del mes de noviembre que fue durante la preparación y establecimiento del vivero.

Delgado *et.al.* (2005), indica, que estos factores inciden significativamente en la productividad óptima de las especies, fundamentalmente permite alcanzar altos rendimientos en la producción de plantines. Estos factores climáticos contribuyen sistemáticamente a su enraizamiento, crecimiento y establecimiento final.

Gonzales (2013), indica que el romero resiste temperaturas mínimas de 6 °C hasta 26 °C como máxima, por lo que tuvieron un comportamiento aceptable durante la investigación en cuanto a este factor climático ya que estuvo dentro de los límites que soporta la especie.

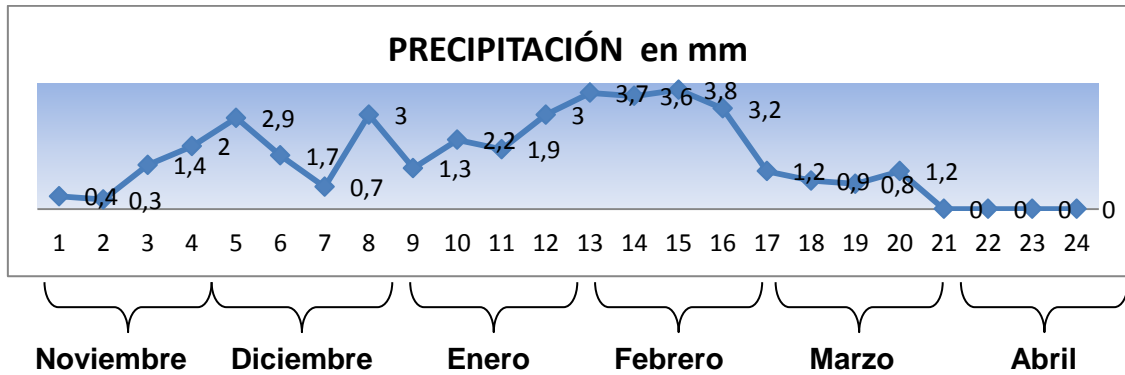


Figura 9. Comportamiento de la precipitación durante la investigación
Fuente: SENAMI

Durante la investigación la precipitación mínima fue de 0,3 mm en el mes de noviembre y de 3,8 mm en el mes de febrero y durante el mes de abril no hubo precipitaciones.

En cuanto a la precipitación la especie es tolerante a factores de sequía pero para controlar el riego se aisló a los propágulos de las precipitaciones empleando nylon plástico para evitar la saturación de agua en las macetas.

Gonzales (2013), indica que la especie tiene un requerimiento anual de 150 mm a 1.000 mm de precipitación, resiste altas insolaciones y condiciones de sequía.

Como se trata de propagación en vivero es fundamental realizar el control de la misma ya que puede ocasionar que se pudran las estacas por el exceso de agua en las macetas lo que ocurrió en el sustrato 3 durante la investigación por tratarse de un sustrato arcilloso que se compactó por el exceso de agua.

6.2 Resultados de Análisis de los Sustratos

6.2.1 Propiedades químicas de los sustratos

6.2.1.1 pH

Cuadro 7. Reporte de los Valores de pH de los Sustratos

MEDIDA DE pH			
Tratamiento		pH	Interpretación
Sustrato 1	T1	5,8	levemente ácido
	T2	5,6	Medianamente ácido
	T3	5,67	Medianamente ácido
Sustrato 2	T4	5,73	Medianamente ácido
	T5	5,8	Medianamente ácido
	T6	5,74	Medianamente ácido
Sustrato 3	T7	6,6	Ligeramente ácido
	T8	6,8	Neutro
	T9	6,5	Ligeramente ácido

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía

La medición del pH se realizó tomando muestras de los sustratos, se secó para eliminar el agua de los mismos, se empleó el método de potenciómetro en relación 1:5. De acuerdo a los resultados obtenidos que se muestran en el cuadro 7 que refleja el pH por tratamiento, realizando un análisis del pH de los sustratos, el sustratos 1 tiene un pH de 5,69 medianamente ácido, sustrato 2 5,75 medianamente ácido y el sustrato 3 con pH de 6,63 ligeramente ácido donde los sustratos referente a su pH son óptimos para el desarrollo radicular de las estacas de romero.

Se observa que estos valores de pH de sustratos están de medianamente ácido a ligeramente ácido por tanto son válidos para un sustrato adecuado empleado en el enraizamiento de las estacas de la especie, al comparar los resultados con la

aseveración de Chavez (2009), se deduce que son adecuados para la disponibilidad de macronutrientes y micronutrientes para la especie porque están dentro de los parámetros permisibles.

Según Fretes (2010), las hierbas medicinales crecen bien en sustratos con valores de pH de 5,5 y 7,5 siempre que no sean salinos.

Muñoz (2009), citado por Gonzáles (2013), indica que el romero tiene un requerimiento de pH de 5 a 8 tolerante a pH de 4 a 9 y en suelos con pH menor a 4, la planta desarrolla poco, por lo que es necesario encalar con la cantidad que indique el análisis de suelo, para elevar el pH, neutralizar el aluminio intercambiable en el suelo e incrementar la disponibilidad de los elementos nutritivos calcio, fósforo y magnesio.

6.2.1.2 Conductividad eléctrica

Cuadro 8. Reporte de los valores de conductividad eléctrica de los sustratos

CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA			
Tratamiento		CE (Ds/m)	Interpretación
Sustrato 1	T1	0,389	Normal
	T2	0,423	Normal
	T3	0,412	Normal
Sustrato 2	T4	0,368	Normal
	T5	0,371	Normal
	T6	0,365	Normal
Sustrato 3	T7	0,21	Normal
	T8	0,235	Normal
	T9	0,245	Normal

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía

En el cuadro 8, se puede observar que los resultados de la conductividad eléctrica de los diferentes sustratos muestran valores que van de 0,21 a 0,423 Ds/m, lo que según Chavez (2009), los sustratos de los tratamientos no presentan problemas de sales, es decir no son sustratos salinos, se califica como normales a todos los sustratos debido a que son no salinos por que se encuentran con un valor menos a 2 Ds/m, lo que concuerda con el pH adecuado en los mismos.

6.2.1.3 Potasio

Cuadro 9. Reporte de los Valores de Potasio de los Sustratos

POTASIO			
Tratamiento		ppm	kg /ha
Sustrato 1	T1	1,37	114,17
	T2	1,21	100,83
	T3	1,23	102,5
Sustrato 2	T4	1,081	90,08
	T5	1,3	108,33
	T6	1,35	112,5
Sustrato 3	T7	1,66	138,33
	T8	1,56	130
	T9	1,55	129,16

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía.

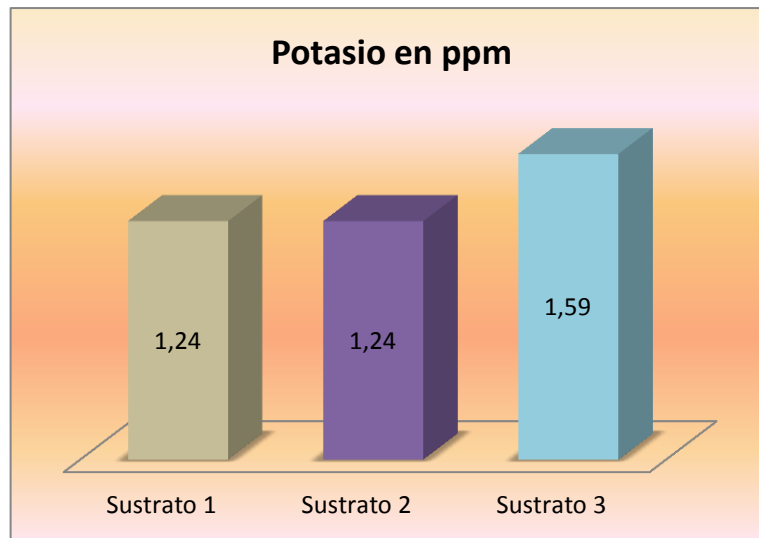


Figura 10. Reporte de los valores de potasio de los sustratos

Para el análisis de potasio se aplicó el método de acetato de amonio, se tomó una cantidad de muestra de 12,5 g disueltos en 50 ml de acetato de amonio 1N después de 30 min se filtró y se realizó una dilución 1:10 con agua destilada, posteriormente se hizo la lectura en el espectrofotómetro y se obtuvieron los siguientes resultados: en el sustrato 1 para los tratamientos 1,2,3 un promedio de 1,24 ppm de potasio, sustrato 2 al que pertenecen los tratamientos 4,5,6 un promedio de 1,24 ppm de potasio similar al sustrato 1, finalmente para el sustrato 3 de los tratamientos 7,8,9 se obtuvo un promedio de 1,59 ppm de potasio.

Por lo que según PNTTAP (2002), en contenido de potasio los sustratos se califican como bajo ya que se encuentran entre 0 – 300 kg/ha, pero con referencia a Gonzales (2013) son aceptables por que el requerimiento de este macronutriente para la planta en estudio es de 100 kg/ha y ayuda a la planta en la formación de tallos fuertes y vigorosos, en la formación de azúcares, almidones y aceites, reforzando la calidad de la cosecha.

6.2.1.4 Calcio

Cuadro 10. Reporte de los Valores de Calcio de los Sustratos

Tratamiento		ppm	kg/ha
Sustrato 1	T1	5,2	433,33
	T2	5,1	425
	T3	5,09	424,17
Sustrato 2	T4	4,33	360,83
	T5	4,87	405,83
	T6	5,16	430
Sustrato 3	T7	5,16	430
	T8	5,3	441,66
	T9	4,97	414,17

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía

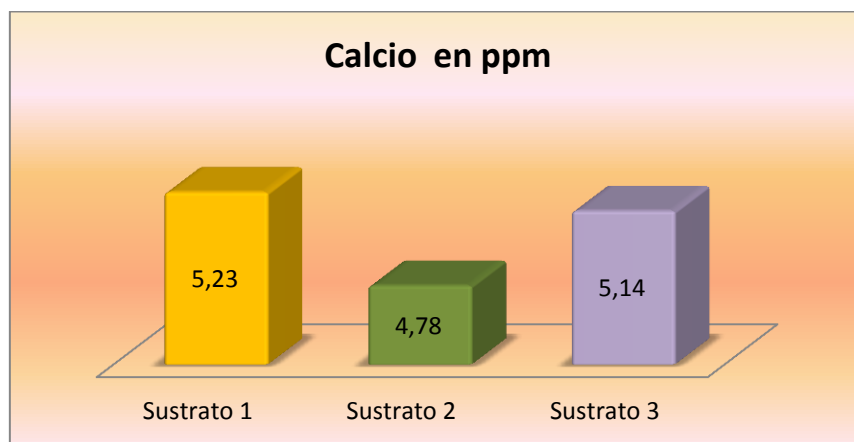


Figura11. Reporte de los valores de calcio de los sustratos

Para el análisis de calcio se aplicó el método de acetato de amonio, se tomó una cantidad de muestra de 12,5 g disueltos en 50 ml de acetato de amonio 1N después de 30 min se filtró y se realizó una dilución 1:10 con agua destilada, posteriormente se hizo la lectura en el espectrofotómetro y se obtuvieron los siguientes resultados:

en el sustrato 1 para los tratamientos 1, 2, 3 un promedio de 5,23 ppm de calcio, sustrato 2 al que pertenecen los tratamientos 4, 5, 6 un promedio de 4,78 ppm de calcio, finalmente para el sustrato 3 de los tratamientos 7, 8, 9 se obtuvo un promedio de 5,14 ppm de calcio.

De acuerdo a PNTTAP (2002), los valores de este macronutrientes son calificados como alto en todos los sustratos. Gonzales (2013) reporta que la planta de romero tiene un requerimiento de 20 kg/ha y en todos los sustratos se observa un valor superior, por lo que ayuda a la planta en el buen crecimiento de la raíz y del tallo, permite que la planta tome del sustrato los nutrientes fácilmente.

6.2.1.5 Magnesio

Cuadro 11. Reporte de los Valores de Magnesio de los Sustratos

MAGNESIO			
Tratamiento	ppm	kg/ha	
Sustrato 1	T1	1,33	280,20
	T2	1,13	238,06
	T3	0,91	191,71
Sustrato 2	T4	1,21	254,91
	T5	1,29	271,77
	T6	1,31	275,98
Sustrato 3	T7	1,68	353,93
	T8	1,62	341,29
	T9	1,61	339,86

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía

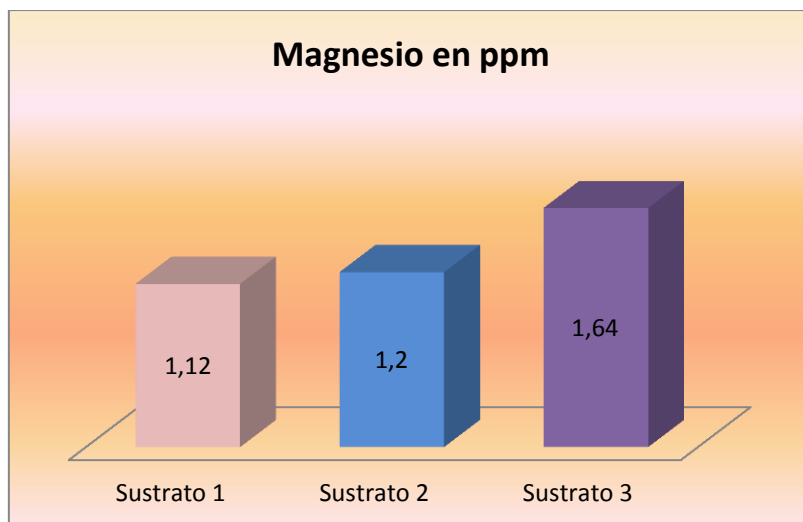


Figura 12. Reporte de los valores de magnesio de los sustratos

Para el análisis de magnesio se aplicó el método de acetato de amonio, se tomó una cantidad de muestra de 12,5 g disueltos en 50 ml de acetato de amonio 1N después de 30 min se filtró y se realizó una dilución 1:10 con agua destilada, posteriormente se hizo la lectura en el espectrofotómetro y se obtuvieron los siguientes resultados: en el sustrato 1 para los tratamientos 1, 2, 3 un promedio de 1,12 ppm de magnesio, sustrato 2 al que pertenecen los tratamientos 4, 5, 6 un promedio de 1,2 ppm de magnesio, finalmente para el sustrato 3 de los tratamientos 7, 8, 9 se obtuvo un promedio de 1,64 ppm de magnesio.

De acuerdo a PNTTAP (2002), en el análisis de magnesio se muestra que los valores son altos Gonzales (2013) reporta que la planta de romero tiene un requerimiento mínimo de 10 mg/ha, por lo que ayuda a la planta a la formación de aceites y grasas, es el principal elemento en la formación de clorofila que le da la coloración verde a la planta y facilita la formación de azúcares.

6.2.1.6 Nitrógeno

Cuadro 12. Reporte de los Valores de Nitrógeno de los Sustratos

NITROGENO		
Tratamiento		%N
Sustrato 1	T1	0,23
	T2	0,19
	T3	0,21
Sustrato 2	T4	0,33
	T5	0,34
	T6	0,28
Sustrato 3	T7	0,85
	T8	0,90
	T9	0,95

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía

El análisis de nitrógeno se realizó en el equipo Kejjendall, en tubos de digestión se colocó 0,5 g de muestra, 8 ml de H₂SO₄ concentrado y una pastilla de digestión durante 1,5 h, se dejó enfriar, se procedió a neutralizar con soda cáustica, se destiló durante 2 min, en un matraz erlenmeyer se mezcló el destilado con 5 ml de ácido bórico, finalmente se tituló con H₂SO₄ de concentración 0,013 N, se identificó el volumen gastado y se procedió al cálculo del porcentaje de nitrógeno %N.

De acuerdo a los datos obtenidos se tiene que el sustrato 1 de los tratamientos 1, 2, 3 tuvo 0,21% de nitrógeno, el sustrato 2 de los tratamientos 4, 5, 6 tuvo 0,32% de nitrógeno y el sustrato 3 de los tratamientos 7, 8, 9 tuvo 0,9% de nitrógeno.

De acuerdo a PNTTAP (2002) los porcentajes de nitrógeno en todos los sustratos muestran valores altos Gonzales (2013) indica que porcentajes superiores a 0,2% favorecen la estabilidad de la planta una vez iniciado el enraizamiento dándole el

color verde a las hojas de romero y favorecieron el crecimiento de las mismas aportando buen tamaño y buena forma a las hojas.

6.2.2 Propiedades físicas de los sustratos

6.2.2.1 Textura

Cuadro 13. Clase Textural de los Sustratos

TEXTURA				
Tratamiento	COMPONENTE	%	PERTENECE	
Sustrato 1	T1	Arena	76,2	ARENOSO FRANCO
		Arcilla	13,6	
		Limo	10,2	
	T2	Arena	81,6	ARENOSO FRANCO
		Arcilla	10,6	
		Limo	7,8	
	T3	Arena	79,6	ARENOSO FRANCO
		Arcilla	9,6	
		Limo	10,8	
Sustrato 2	T4	Arena	72,6	FRANCO ARENOSO
		Arcilla	14	
		Limo	13,4	
	T5	Arena	74,2	FRANCO ARENOSO
		Arcilla	15,6	
		Limo	10,2	
	T6	Arena	75	FRANCO ARENOSO
		Arcilla	15,6	
		Limo	9,4	
Sustrato 3	T7	Arena	25,6	FRANCO ARCILLOSO
		Arcilla	32,6	
		Limo	41,8	
	T8	Arena	25,4	FRANCO ARCILLOSO
		Arcilla	30	
		Limo	44,6	
	T9	Arena	25,8	FRANCO ARCILLOSO
		Arcilla	27,6	
		Limo	46,6	

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía

Para el análisis de textura se empleó el método de la probeta, donde se obtuvo los siguientes resultados, los tratamientos 1, 2, 3 que pertenecen al sustrato 1 son sustratos de clase textural arenoso franco, los tratamientos 4, 5, 6 del sustrato 2 son de clase textural franco arenoso, los tratamientos 7, 8, 9 del sustrato 3 pertenecen a la clase textural franco arcilloso. Estos sustratos tienen variaciones en las proporciones de arena, limo, arcilla, que se muestran en el cuadro 13.

Relacionando los resultados con el enunciado de Garcia *et al.* (2004) los tratamientos 4, 5, 6 de la clase textural franco arenoso le brindan todos los requerimientos al romero en la fase de enraizamiento debido a que tiene una buena disponibilidad de nutrientes y también es capaz de retener agua de forma adecuada sin saturar los espacios porosos del sustrato debido a la proporción de arena que contienen. Esta propiedad ayuda a facilitar el abastecimiento de los nutrientes, agua y aire que son fundamentales para la vida de la planta.

A diferencia del sustrato 3 que en su textura domina la fracción arcilla, en la porosidad total del suelo hay muchos más microporos y entre las microscópicas partículas de arcilla los espacios son pequeños; en cambio entre las partículas de arena los poros son mayores (Lara, 1999).

6.2.2.2 Densidad aparente

Cuadro 14. Densidad Aparente de los Sustratos

DENSIDAD APARENTE				
Tratamiento		Dap g/cm³	INTERPRETACIÓN	
			Dap Interpretación	Dap que puede afectar el crecimiento radicular
Sustrato 1	T1	1,97	Arenoso franco	No afecta
	T2	1,92	Arenoso franco	No afecta
	T3	1,92	Arenoso franco	No afecta
Sustrato 2	T4	1,51	Franco arenoso	No afecta
	T5	1,62	Franco arenoso	No afecta
	T6	1,57	Franco arenoso	No afecta
Sustrato 3	T7	1,13	Franco arcilloso	Afecta
	T8	1,12	Franco arcilloso	Afecta
	T9	1,13	Franco arcilloso	Afecta

Fuente: Reporte propio realizado en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía

De acuerdo a los datos obtenidos que se muestran en el cuadro 14, la densidad aparente de los diferentes sustratos muestra valores de 1,12 a 1,97 g/cm³.

El tratamiento 1 tiene una Dap de 1,97 g/cm³, los tratamiento 2 y 3 con una Dap de 1,92 g/cm³, el tratamiento 4 Dap de 1,51 g/cm³, tratamiento 5 con Dap de 1,62 g/cm³, el tratamiento 6 con una Dap de 1,57 g/cm³, tratamiento 7 con una Dap de 1,13 g/cm³, el tratamiento 8 con una Dap de 1,12 g/cm³, y finalmente el tratamiento 9 con una Dap de 1,13 g/cm³. De acuerdo a PNTTAP (2002), a estos valores de Dap en todos los tratamientos se la califica como ideal que no afecta al crecimiento radicular,

excepto los tratamientos 7, 8 y 9 que son ideales pero afecta al crecimiento radicular de la especie.

Estos datos confirman que cada sustrato pertenece a la clase textural designada, por lo que el sustrato 1 con un promedio de $1,94 \text{ g/cm}^3$ es un sustrato que presenta buen drenaje de agua para la planta, el enraizamiento y la circulación de agua, aire no es dificultosa, su textura es arenoso franco donde de acuerdo a Miranda (2004), presenta una porosidad de 28 - 33%.

El sustrato 2 con un promedio de $1,57 \text{ g/cm}^3$ tiene similares propiedades físicas que el sustrato 1 con la diferencia de que es de clase textural franco arenoso donde la porosidad es de 33 - 42% y por el porcentaje de turba le brinda mayor nutrimento a la planta.

El sustrato 3 con una Dap de $1,12 \text{ g/cm}^3$ en promedio, pertenece a la clase textural franco arcilloso donde el drenaje es dificultoso para la planta, la circulación de agua y aire es limitada, presenta buena fuente de nutrimento para la planta, pero por la alta adhesión de las partículas de arcilla que incrementa con la humedad, dificultan la estabilidad de la planta por lo que no es apropiado para emplearlo como un medio de enraizamiento.

6.2.3 Resultados de las variables agronómicas

6.2.3.1 Numero de Nudos. En el cuadro 15 se puede apreciar el análisis de varianza para la variable número de nudos que demuestra significancia estadísticas entre el factor A (sustratos), el factor B (enraizadores) y también en la interacción de los factores AB, a un grado de significancia del 5%.

Lo que demuestra que ambos factores influyeron respecto al número de nudos en las estacas de romero.

Cuadro 15. Análisis de Varianza del número de Nudos de la Planta

F.V	G.L	S.C.	C.M.	F. cal	f.tab
Sus	2	198,79	99,39	256,08	3,28**
Enr	2	54,40	27,20	70,08	3,28**
sus*enr	6	89,77	14,96	38,55	4,76*
Error	18	6,98	0,38		
Total corregido	26	295,5496296	C.V. = 19,43%		

El coeficiente de variación de 19,43% demuestra que los datos se encuentran dentro de los rangos permitidos menores a 30, donde los datos son confiables.

De acuerdo al cuadro 16 para la prueba de Duncan al 5% del factor A (sustratos), no presento variación significativa entre los sustratos 1 y 2 en la variable número de nudos ya que las plantas prendidas presentaban el mismo número hasta la evaluación pero ambos si se diferenciaron del sustrato 3 ya que este sufrió la pérdida de las plantas, debido a las características físicas del sustrato, por su textura arcilloso franco se comportó como un sustrato muy plástico y pegajoso, el sustrato tendió a retardar el movimiento del agua y aire, asfixió a la estaca hasta ocasionar el marchitamiento permanente.

Los sustratos 1 y 2 en cuanto a sus características químicas presentaron un pH adecuado de 5,69 y 5,75 medianamente ácidos a diferencia del sustrato 3 con pH de 6,63 ligeramente ácido, fueron óptimos para el desarrollo radicular de las estacas de romero. Chavez (2009) indica que son adecuados para la disponibilidad de macronutrientes y micronutrientes para la especie porque están dentro de los parámetros permisibles.

Según Fretes (2010), las hierbas medicinales crecen bien en sustratos con valores de pH de 5,5 y 7,5 siempre que no sean salinos.

Muñoz (2009), citado por Gonzáles (2013), indica que el romero tiene un requerimiento de pH de 5 a 8 por lo que el pH de los sustratos que presentaron los promedios más altos facilitaron la disponibilidad de los nutrientes a las estacas que

desarrollaron raíces y por esta razón se mantuvieron vivas con un promedio de 11,82 nudos y 11,40 nudos en promedio.

El porcentaje de nitrógeno disponible en los sustratos fue de 0,21% en el sustrato 1 de 0,32% en el sustrato 2 y de 0,9% en el sustrato 3.

Los niveles de nitrógeno en todos los sustratos muestran valores altos superiores a 0,2% por lo que favorecieron la estabilidad de la planta una vez realizado el enraizamiento dándole el color verde a las hojas de romero y favorecieron el crecimiento de las mismas aportando buen tamaño y buena forma a las hojas.

La presencia de calcio en ppm fue aceptable para el cultivo de romero ya que el sustrato 1 tuvo 5,23 ppm, el sustrato 2 tuvo 4,78 ppm y finalmente el sustrato 3 de 5,14 ppm en promedio, una vez que las estacas de romero enraizaron este nutriente le ayudo a generar un buen crecimiento de las raíces y posteriormente al tallo, y le permitió a que la planta enraizada tome del sustrato los nutrientes con mayor facilidad.

El potasio presente en los sustratos en ppm fue de 1,24 ppm en los sustratos 1 y 2 en promedio, 1,59 ppm en el sustrato 3 este nutriente es importante en la formación de tallos fuertes y vigorosos, el sustrato 3 que obtuvo el último lugar en cuanto al número de nudos tiene mayor cantidad de potasio pero este nutriente fue atrapado por la plasticidad del sustrato franco arcilloso y se hizo menos disponible.

El magnesio en el sustrato 1 estuvo en una concentración de 1,12 ppm en el sustrato 2 de 1,2 ppm y en el sustrato 3 en un promedio de 1,64 ppm este nutriente fue importante en la formación de clorofila de las plantas que se mantuvieron vivas y que enraizaron.

De acuerdo a los reportes de Gonzales (2013) los nutrientes evaluados están dentro de los requerimientos del cultivo de romero.

Cuadro 16. Prueba de Duncan para el Factor A (sustratos)

Duncan 5%	PROMEDIO	SUSTRATO (FACTOR)
A	11,8222	2
A	11,4000	1
B	5,8667	3

En el cuadro 17 se muestra la prueba de Duncan al 5% para el factor B (enraizador), donde se puede apreciar que tuvo significancia dentro de la variable número de nudos esto quiere decir que el enraizador aplicado en las estacas de romero si influyo en su prendimiento, se puede señalar que el enraizador 3 (fertifox) obtuvo mejor resultado que los demás enraizadores con 11,55 nudos, seguida del enraizador 2 (rootor) con 9,42 nudos en promedio, y por último el factor sin enraizador, con 8,11 nudos en promedio.

Esto demuestra que las estacas de romero se mantuvieron vivas aunque durante el tiempo de evaluación solo formo 1 nuevo nudo en promedio por lo que la acción meristemáticas de las estacas fue estimulada después de la formación de raíces de las estaca de romero.

Lo que concuerda con la aseveración de Salisbury (2000), donde indica que la administración de auxinas promueve la elongación de secciones escindidas de raíces e incluso de raíces intactas de muchas especies, pero sólo en concentraciones extremadamente bajas.

Nicola *et al.*, (2003) obtuvieron los mejores resultados en la formación de raíces en romero empleando productos comerciales para enraizamiento en comparación con estacas no tratadas.

Cuadro 17. Prueba de Duncan para el Factor B (enraizador)

Duncan 5%	PROMEDIO	ENRAIZADOR (FACTOR)
A	11,5556	3 FERTIFOX
B	9,4222	2 ROOTOR
C	8,1111	1 SIN ENRAIZADOR

6.2.3.2 Número de raíces. En el cuadro 18 se observa que los sustratos y los enraizadores aplicados en los tratamientos y las interacciones de ambos factores son altamente significativos por lo que influenciaron en la generación de raíces adventicias.

Cuadro 18. Análisis de Varianza del Número de Raíces de la Planta

F.V	G.L.	S.C.	C.M.	F.cal	F. tab
Sustratos	2	946,80	473,40	1805,36	3,28**
Enraizadores	2	888,34	444,17	1693,88	3,28**
sus*enr	4	424,15	106,03	404,38	4,76**
Error	18	4,72	0,26		
Total corregido	26	2264,026667		C.V = 11,58 %	

El coeficiente de variación fue de 11,58 % es menor a 30 por tanto los resultados son aceptables y confiables para las variables agronómicas.

En el cuadro 19 se observa la prueba de Duncan al nivel de significancia del 5%, se detecta que hubo diferencias entre los sustratos donde el sustrato 1 obtuvo el mayor promedio con 13,84 raíces, seguida del sustrato 2 con 12,86 raíces en promedio y finalmente el sustrato 3 con 0,82 raíces en promedio.

Por tanto se rechaza la hipótesis planteada por lo que los sustratos si presentan influencias significativas en la variable número de raíces.

Gonzales (2013) indica que los suelos óptimos para el cultivo de romero son aquellos de textura media (franco-arcillo-arenosos). Sin embargo, el romero es una planta rústica, tolerante a la sequía, se adapta muy bien en suelos calcáreos, arenosos, pedregosos, con buen drenaje de al menos 20 cm de profundidad. Su sistema radical profundo ayuda a estabilizar el suelo y le permite tolerar en mejor forma períodos calurosos y secos, por lo que los sustratos 1 y 2 si califican para la propagación de romero por que pertenecen a la clase textural franco-arenoso.

Cuadro 19. Prueba de Duncan para el factor A (sustratos)

Duncan 5%	PROMEDIO	SUSTRATO (FACTOR)
A	13,8444	1
B	12,8667	2
C	0,8222	3

En el cuadro 20 se observa la prueba de Duncan al nivel de significancia del 5%, se detecta que hubo diferencias entre los enraizadores ubicando al enraizador 3 (fertifox) en el primer lugar con un promedio de 16,66 raíces, seguida por el enraizador 2 (rootor) con un promedio de 8,13 raíces y finalmente se ubicó con un promedio de 2,73 raíces al factor sin enraizador.

El enraizador fertifox tuvo respuesta positiva al estimular la formación de raíces promovió la rizogénesis esto podría deberse a que la auxina es fuertemente activa, es una auxina sintética conformada de dos carbonos en la cadena lateral por lo que en esta aplicación a esta dosis las células se multiplican de forma más rápida distorsionando la pared celular del esqueje ocasionando partición del mismo.

Salisbury (2002), indica que el Ácido Naftalenacético por ser fuertemente activa es más utilizado para enraizar esquejes de plantas leñosas ya que estas especies conforman de una pared celular más gruesa y dura lo que reacciona muy bien en su aplicación esta información concuerda con lo que dice Soria, quien manifiesta que un aspecto muy asombroso de la fisiología vegetal es el que un pequeño grupo de compuestos de gran simplicidad química, como son las

fitohormonas pueden producir una variedad de efectos fisiológicos al ser aplicadas para cierto fin.

donde expresa que la aplicación del ácido indol butírico que está conformada estructuralmente de cuatro carbonos de forma lateral más un átomo de nitrógeno, a bajas concentraciones puede obtener una autentica estimulación de raíces dando un resultado relativamente bueno, pero si la concentración es relativamente alta el ácido indol butírico retarda el crecimiento de la raíz.

los testigos al no ser tratados con ningún tipo de auxinas iniciaron el proceso de enraizamiento con las auxinas que por naturaleza poseen como es el caso del ácido indolacético mismos que se encuentran en bajas concentraciones por lo que presenta muy poca raíz, como indica Lema (2011), que es un producto a base de hormonas vegetales naturales, que estimula el crecimiento de raíces en estacas, esquejes, brotes o gajos no tratados con enraizadores.

Cuadro 20. Prueba de Duncan para el factor B (enraizadores)

Duncan 5%	PROMEDIO	ENRAIZADOR (FACTOR)
A	16,66	3 FERTIFOX
B	8,13	2 ROOTOR
C	2,73	1 SIN ENRAIZADOR

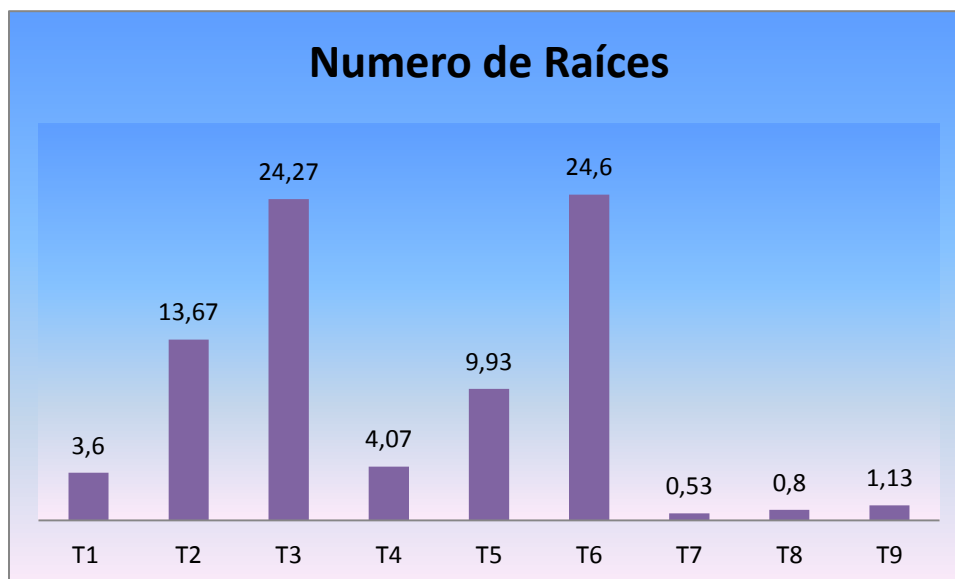


Figura 13. Número de raíces por tratamiento

6.2.3.3 Crecimiento longitudinal de la raíz adventicia

Cuadro 21. Análisis de varianza para el crecimiento longitudinal de la raíz

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.cal	F.tab
Sus	2	13,01	6,51	918,80	3,28**
Enr	2	5,96	2,98	420,91	3,28**
sus*enr	4	2,30	0,58	81,25	4,76*
Error	18	0,13	0,00708148		
Total	26	21,40	C.V = 19,96		

De acuerdo al análisis de varianza que se presenta en el cuadro 21 se detectó diferencias estadísticas altamente significativa para los factores A (sustratos) y factor B (enraizadores) y la interacción del factor A* B presentan diferencias significativas respecto a los diferentes tratamientos evaluados, a un nivel de significancia del 5%.

El coeficiente de variación fue de 19,96% lo que indica que los datos experimentales son confiables ya que este valor se halla por debajo del valor recomendado y es adecuado para experimentos de tipo agrícola y forestal (CV< 30) (Calzada, 1981).

En la prueba de Duncan al 5%, como se muestra en el cuadro 22, para el factor A (sustrato) se puede apreciar que los sustratos 1 y 2 tienen diferencias significativas en relación al sustrato 3 siendo que ambos presentan el valor más alto de 1,73 cm y 1,66 cm en promedio, significativamente superior al sustrato 3 con 0,22 cm siendo el valor más bajo.

Cuadro 22. Prueba de Duncan para el factor A (sustratos)

Duncan 5%	PROMEDIO	SUSTRATO (FACTOR)
A	1,73	1
A	1,67	2
B	0,22	3

Según el análisis de varianza del cuadro 21, se rechaza la hipótesis planteada ya que los sustratos 1 y 2 presentaron diferencias significativas al favorecer el crecimiento longitudinal de las raíces adventicias y por tanto al prendimiento de estacas de romero.

De acuerdo a los resultados obtenidos en el análisis fisicoquímico de los sustratos se puede apreciar que las características físicas del sustrato 1 demuestran que pertenece a la clase textural arenoso franco y el sustrato 2 a la clase textural franco arenoso favorecieron el crecimiento longitudinal de raíces adventicias, ya que estos son apropiados en un sustrato suelto capaz de proporcionar espacio poroso adecuado con una excelente distribución de aire y retención de agua con buen drenaje del exceso de agua, evitando la saturación del sustrato.

Chavez (2009), indica que esta propiedad ayuda a determinar la facilidad de abastecimiento de los nutrientes, agua y aire que son fundamentales para la vida de la planta.

Para la prueba de Duncan al 5% del factor B (enraizadores), como se muestra en el cuadro 23 se puede observar que se tienen diferencias estadísticas en los promedios quedando como el valor más alto y significativo el enraizador 3 (Fertifox) con 1,87 cm, seguida de (rootor) con un promedio de 0,92 cm y finalmente el factor sin

enraizador con 0,42 cm que es el promedio más bajo en cuanto al promedio de longitud de raíz.

En el cuadro 21, de análisis de varianza para el crecimiento longitudinal de las raíces adventicias muestra que existe diferencias significativas para el factor B (enraizador), por tanto se rechaza la hipótesis planteada respecto a esta variable, debido a que estadísticamente son diferentes y este factor si favorece el crecimiento longitudinal de las raíces adventicias y por tanto el prendimiento de estacas de romero.

El enraizador fertifox, contiene ANA como principio activo, que es una auxina que permitió mejor desarrollo longitudinal de las raíces adventicias de romero, lo que influyó en mayor grado a la formación de raíces adventicias en las estacas por su alta eficacia en el enraizamiento de romero.

Bernal (2014), indica que es una auxina fuerte por lo que en elevadas concentraciones puede llegar a ser tóxica. Es recomendada para el enraizamiento de muchas especies su empleo depende del cultivo el romero es una especie difícil de enraizar por tanto se empleó en estado puro sin disolver, como se observa en el cuadro 23 obtuvo el mayor promedio en cuanto al crecimiento longitudinal de las raíces con 1,87 cm por tanto se lo define como el enraizador que tuvo mayor poder rizogénico a diferencia de los demás.

Con el rootor con principio activo ácido indol butírico (AIB) se obtuvo el segundo promedio en el crecimiento longitudinal de las raíces 0,92 cm Lema (2011) indica que es una auxina débil y que metaboliza lentamente por lo que limita su acción rizogénica en esquejes de plantas leñosas. Fue importante aumentar su disponibilidad realizando una buena solubilidad en etanol al 50% del principio activo en polvo para incrementar su disponibilidad y estabilidad.

En general el enraizamiento obtenido con la hormona fertifox supera el crecimiento radicular con relación a los demás tratamientos debido a que este producto contiene como principio activo ANA, que demostró tener el mejor poder rizogénico que los demás enraizadores Gonzales (2013), recomienda emplear esta auxina para la

propagación de estacas de romero en concentraciones bajas del principio activo, debido a que a concentraciones elevadas puede causar la muerte del esqueje.

Para la interacción del factor A y factor B de acuerdo a las pruebas de medias al 5% para los diferentes sustratos, los enraizadores comerciales y sin enraizador, demuestran que los sustratos 1 y 2 y el enraizador fertifox son los que obtuvieron los mejores resultados en cuanto al crecimiento longitudinal de las raíces adventicias de las estacas de romero, esto se puede observar en la figura 14.

Cuadro 23. Prueba de Duncan para el factor B (enraizador)

Duncan 5%	PROMEDIO	ENRAIZADOR (FACTOR)
A	1,87	3 FERTIFOX
B	0,93	2 ROOTOR
C	0,42	1 SIN ENRAIZADOR

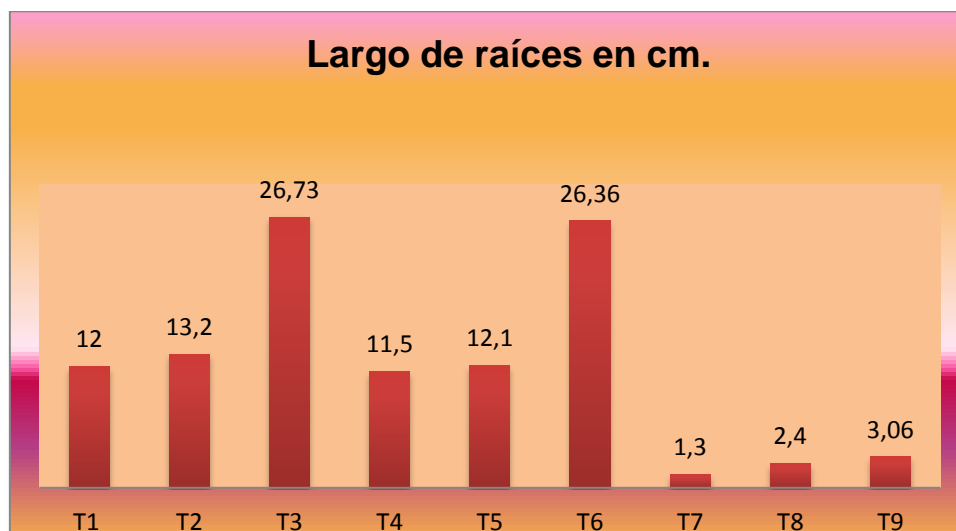


Figura 14. Largo de raíz por tratamiento

6.2.3.4 Prendimiento de estacas de romero

Cuadro 24. Análisis de varianza del prendimiento de estacas de romero

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.cal	F.tab
Sus	2	21266,07	10633,03	2225,52	3,28**
Enr	2	407,62	203,81	42,66	3,28**
sus*enr	4	550,59	137,65	28,81	4,76*
Error	18	86,00	4,78	C.V = 18,12 %	
Total	26	22310,29			

De acuerdo al análisis de varianza que se presenta en el cuadro 24 muestra diferencia altamente significativa para los sustratos y enraizadores entre los tratamientos.

El coeficiente de variación fue de 18,12%

El prendimiento de las esquejes de Romero *Rosmarinus officinalis* tuvo un comportamiento significativo entre los factores, debido a que el sustrato 2 obtuvo el mayor número de plantas prendidas en promedio general, seguido del sustrato 1 y finalmente el sustrato 3 que obtuvo el menor número de plantas prendidas.

Cuadro 25. Prueba de Duncan para el factor A (sustratos)

Duncan 5%	Media	Sustrato
A	64,33	2
B	60,55	1
C	3,00	3

Una vez realizada la prueba de Duncan al 5% en el cuadro 25 se observa que para los sustratos se encontró la presencia de tres rangos, donde el sustrato 2 presento mayor número de plantas prendidas en los tratamientos 4, 5, 6 con una media de 64,3% seguida del sustrato 1 media 60,5%, finalmente el sustrato 3 (Tierra del lugar

y turba (1:2)) se ubicó en el último lugar con un promedio de 3% de plantas prendidas de los tratamientos 7, 8, 9.

El sustrato 2 reúne todas las condiciones para un óptimo enraizamiento, resulta ser un sustrato suelto, debido al componente arena que ayuda rápidamente a evacuar el exceso de agua, respecto a la turba le brinda la fertilidad adecuada creando condiciones favorables para las raíces de los propágulos.

El sustrato 1 es un sustrato muy suelto debido a su mayor porcentaje en arena pero la turba le proporciona las condiciones favorables por lo que facilita el crecimiento de las raíces pero el riego debe ser constante para evitar la pérdida de agua y posterior sequedad de los propágulos.

Bernal (2014) indica que un factor clave es el tipo de sustrato uno de los más utilizados es la turba ya que garantiza un buen contenido inicial de nutrientes, alta retención de humedad, buena aireación y porosidad, estas características garantizarán una buena producción de biomasa fresca y una mejor respuesta en el enraizamiento de los esquejes.

El sustrato 3 muestra deficiencia debido a que la combinación con tierra del lugar hace que el sustrato sea muy arcilloso que obstruye los espacios porosos asfixiando al propágulo y evitando el crecimiento y desarrollo de las raíces, al recibir agua llega a dilatarse y al secarse se contrae, quedando la superficie del sustrato dura evitando el paso de agua y posterior asfixia, sequedad o pudrición de los propágulos que es respaldado por Lara (1999), que indica que este tipo de combinación con suelos arcillosos, puede causar dificultades de drenaje del agua.

Cuadro 26. Prueba de Duncan para el factor B (enraizadores)

Duncan 5%	Media	Enraizador
A	48,11	3 FERTIFOX
B	40,22	2 ROOTOR
B	39,56	1 SIN ENRAIZADOR

Según la prueba de comparación de Duncan al 5% para enraizadores en el prendimiento de estacas, se establecieron dos rangos que se observa en el cuadro 26. El mayor prendimiento de estacas se registró en la incorporación del enraizador fertifox, seguida del enraizador rootor y el testigo (sin enraizador comercial).

Realizada esta prueba se evidencia que el enraizador rootor y el testigo no presentan diferencias significativas ya que presentan la misma influencia en los propágulos de ***Rosmarinus officinalis***.

Salisbury (2000), indican que esto se debe a que el ácido indolbutírico, tiene como característica principal una fuerte polaridad exhibida en su transporte a través de la planta lo cual hace que las células se dividan de forma más rápida provocando una hinchazón amarilla en la zona de aplicación de la auxina, esta hinchazón es debida al desarrollo de un tipo de tejido, el callo es producido por la rápida división de las células parenquimáticas, donde luego de un cierto periodo empieza a desarrollarse las raíces adventicias, pero también si la masa del callo es extensa puede inhibir la formación de raíces.

El ácido Indol butírico es activo pero se metaboliza con rapidez a IBA-asparto y al menos otro compuesto conjugado con un péptido.

En cambio Martínez (2007) indica que el enraizador fertifox con la auxina ANA, facilita el enraizamiento de los propágulos en el menor tiempo a diferencia del anterior enraizador, el efecto de esta auxina fue el control del tropismo causando el cambio de la dirección de crecimiento donde las células del tallo ubicadas en la zona oscura se alargaron más que el lado soleado.

Originando raíces adventicias que se originaron de primordios radicales existentes en el propágulo ésta auxina es utilizada para enraizar plantas de especies leñosas como ya se ha mencionado en los resultados anteriores. Esto demuestra que la aplicación de reguladores de crecimiento influye notablemente en el enraizamiento de esquejes.

Bernal (2014) evalúa el enraizamiento de variedades de romero, registró el mayor porcentaje de esquejes iniciando emisión de las raíces en un 40 a 41%. Indica que obtuvo esquejes listos para el trasplante hacia la semana 20, 96%, alcanzado un 6% más que el romero Israelí, esto en condiciones de invernadero.

En la figura 15 se observa el comportamiento individual de los tratamientos donde el tratamiento T6 (Arena fina y turba (1:2) con Fertifox) es el que alcanzó el mayor porcentaje de prendimiento de 76% seguida del tratamiento T3 (Arena fina y turba (1:1) con Fertifox) con un 68% de prendimiento, estos tratamiento demuestran que un sustrato adecuado combinado con un enraizador destinado a la propagación de esquejes si incrementa la propagación de forma significativa.

A diferencia de los demás que pueden ser empleados pero con porcentaje de prendimiento menores por lo que influenciaría en sus costos de producción al no originar ganancias o simplemente reflejando pérdidas como se observa en los tratamientos que corresponden al sustrato 3.

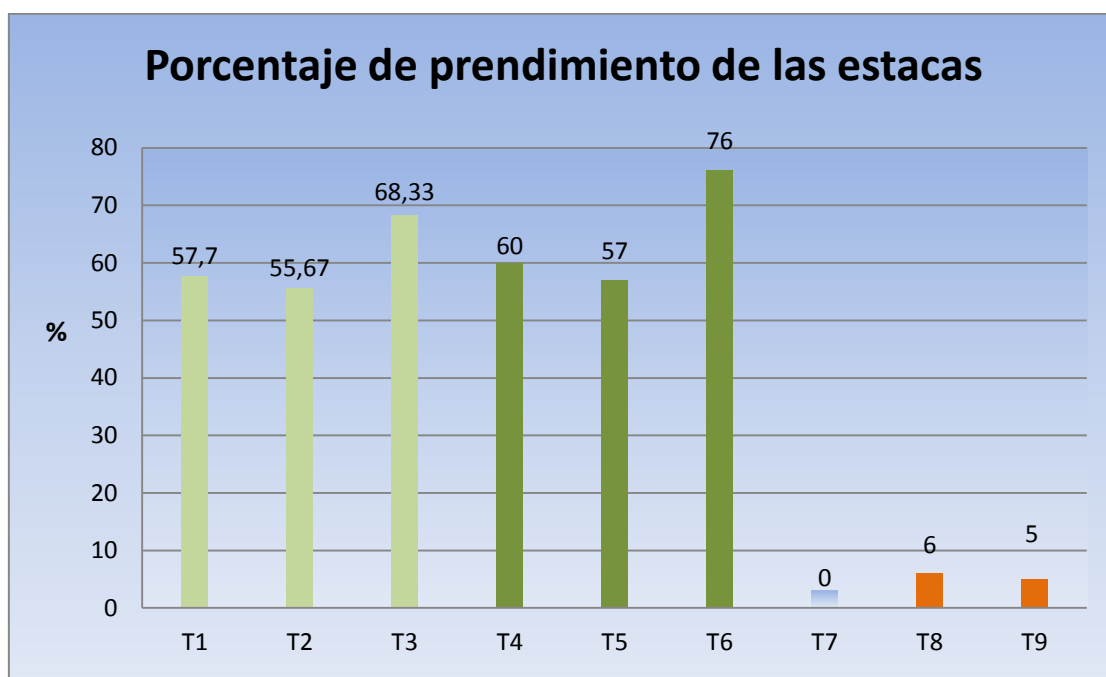


Figura 15. Prendimiento de estacas de romero por tratamiento

6.3 Análisis Beneficio Costo

Para realizar el análisis económico de la presente investigación se tomaron en cuenta los costos fijos, que están representados por los insumos agrícolas, la estructura de madera y la mano de obra para la siembra. Mientras que para realizar los costos variables se tomaron en cuenta el costo de los esquejes y el costo de cada uno de las auxinas. El precio de venta de las plantas fue de bolivianos 5 por unidad.

De acuerdo a las relaciones de beneficio/costo de la propagación vegetativa de *Rosmarinus officinalis* se observa que las estacas obtuvieron un beneficio/costo B/C >1 para los sustratos 1 y 2 a diferencia del sustrato 3 donde la relación B/C <1 como se observa en la figura 16 hasta la evaluación del enraizamiento.

Se aprecia que el tratamiento T6 (Arena fina y turba (1:2) con Fertifox) fue el que presentó mayor relación de beneficio/costo de bolivianos 1,5 lo que significa que durante la vida útil del proceso productivo de plantines por cada boliviano invertido se obtiene una utilidad de bolivianos 0,50.

Seguida del tratamiento T3 (Arena fina y turba (1:1) con Fertifox) con una relación B/C de bolivianos 1,13 que no presenta diferencias significativas con los otros tratamientos, pero se destaca también que los tratamientos que pertenecen al sustrato 3 no presentan utilidades debido a que la relación B/C es prácticamente 0 en los tres tratamientos. Los resultados obtenidos tuvieron una interferencia en cuanto al lugar y estación de producción por lo que pueden ser mejores si se soluciona este problema.

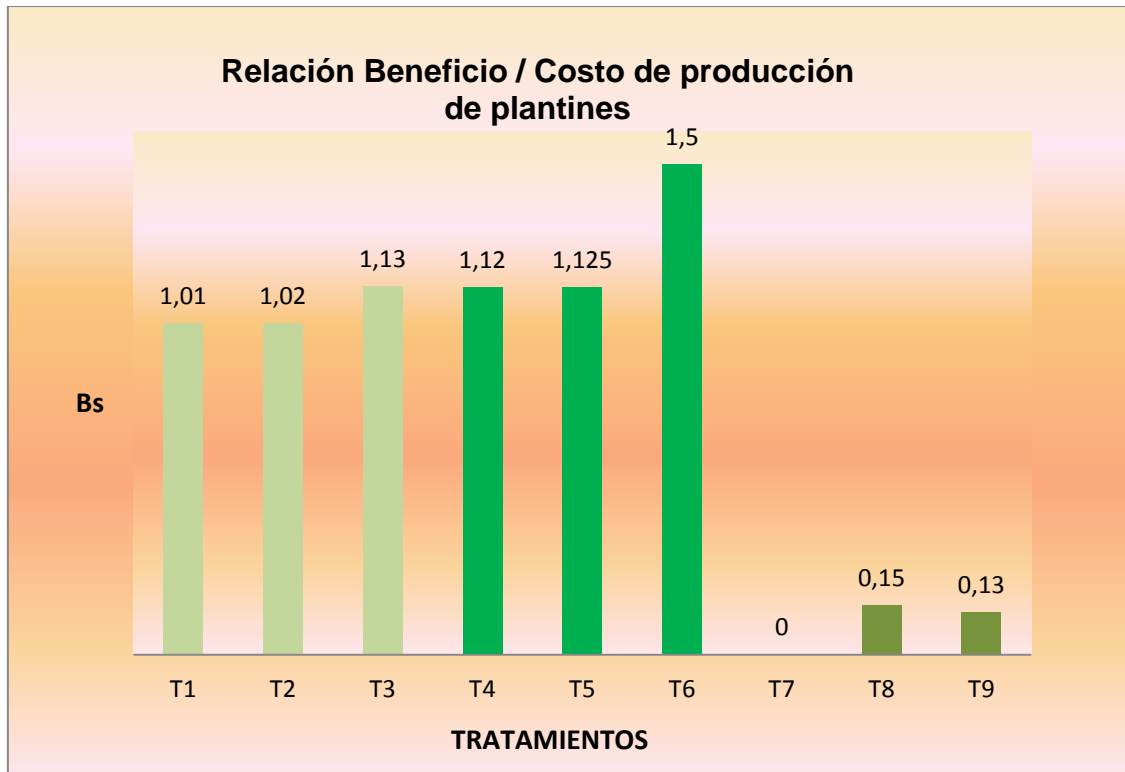


Figura 16. Relación B/C de los tratamientos en la producción de plantines de *Rosmarinus officinalis*

7. CONCLUSIONES

A partir de los resultados obtenidos, bajo las condiciones en las que se efectuó el presente estudio, se establecen las siguientes conclusiones:

Conforme a la primera hipótesis nula que se planteó sobre los enraizadores y sustratos se rechaza, puesto que en el estudio presentan diferencias estadísticas con relación a las variables; porcentaje de prendimiento, número de nudos, número de raíces y longitud de la raíz.

El sustrato 2 es el adecuado para la propagación de romero debido a que presentó mayor número de plantas prendidas en los tratamientos con una media de 64,3% seguida del sustrato 1 con una media de 60,5%, finalmente el sustrato 3 (Tierra del lugar y turba (1:2)) se ubicó en el último lugar con un promedio de 3% de plantas prendidas de los tratamientos.

El sustrato 2 reúne todas las condiciones para un óptimo enraizamiento, resulta ser un sustrato suelto, debido al componente arena que ayuda rápidamente a evacuar el exceso de agua, respecto a la turba le brinda la fertilidad adecuada creando condiciones favorables para las raíces de los propágulos, las características físicas y químicas del sustrato le brindan esta propiedad de ser óptimo para la propagación de la especie.

Por lo que se rechazó la segunda hipótesis planteada por que las características físicas y químicas de un sustrato si influyen en el prendimiento de estacas de romero al brindarle estabilidad y disponibilidad de nutrientes una vez enraizadas las estacas.

Para el porcentaje de prendimiento el enraizador fertifox (ANA) tuvo mayor efecto con un prendimiento de 48,11%, seguida del enraizador rootor (AIB) con 40,22% y finalmente el testigo sin enraizador con un 39% de prendimiento en promedio.

Los enraizadores comerciales si tienen influencia en la producción de raíces adventicias de romero, como lo demostró la investigación incrementaron su

propagación vegetativa, al compararlo con el testigo se observa que sin enraizador el prendimiento se realiza en mucho tiempo a diferencia de la incorporación de enraizadores comerciales que estimulan de forma más temprana la formación de raíces de esquejes de plantas leñosas.

Los 9 tratamientos fueron evaluados en cuanto a su porcentaje de prendimiento, se observó que el tratamiento T6 es el que presentó mayor porcentaje de prendimiento de 76% seguida del tratamiento T3 con un 68,8% de prendimiento. Por lo que se puede concluir que la combinación del sustrato 1 y 2 con el enraizador fertifox son los que favorecen el prendimiento de romero *Rosmarinus officinalis*.

En la evaluación del beneficio/costo de los plantines de romero se observa que el tratamiento T6 es el que tiene mayor beneficio ya que por cada boliviano invertido se tiene bolivianos 0,50 de ganancia. Los demás tratamientos presentan ganancias no muy significativas. También se debe resaltar que los tratamientos pertenecientes al sustrato 3 prácticamente no tienen ganancias debido al comportamiento del sustrato durante la propagación.

8. RECOMENDACIONES

Para la propagación apropiada se deben realizar estudios a nivel nacional en la producción de *Rosmarinus officinalis* en las regiones de mayor producción del departamento de La Paz, Cochabamba.

Es importante diferenciar las plantas madre debido a que las estacas deben ser sanas, tiernas, bien desarrolladas, con hojas grandes de color verde intenso, terminales es decir las zonas meristemáticas ya que son las que respondieron a los tratamientos en mayor porcentaje.

También se recomienda iniciar la producción de sustratos comerciales bien esterilizados de bajo costo para maximizar la producción de plantines en vivero reduciendo pérdidas por contaminación, empleando técnicas de análisis de sustratos en laboratorios bien equipados para que así se pueda confirmar su calidad.

Los enraizadores comerciales de componente principal auxinas deben ser bien empleados usando las técnicas de bioseguridad personal para evitar accidentes por intoxicaciones, el enraizador debe estar bien sellado, conservado en lugares frescos ya que se descompone fácilmente por la invasión de organismos patógenos del medio y esto dificulta la producción en vivero sobre todo en enraizadores líquidos.

9. BIBLIOGRAFÍA

Aguilar, J.; Baixauli, C.; 2002. Cultivo sin Suelo de Hortalizas. Aspectos Prácticos y Experiencias. GENERALITAT VALENCIANA. Valencia. 110p.

Aguilar, J.; Soria, B. 2003. Cultivo sin Suelo de Hortalizas Aspectos Prácticos y Experiencias. Ed. GENERALITAT VALENCIANA. Valencia. pp. 15-27.

Aloso, J., 2004. Tratado de Fitofármacos y Nutracéuticos. 1 ed. Argentina. pp. 1037 - 1041.

Álvarez, J.; Chacón, E.; Lusardo, S., 2007. Propagación de Cultivos de Tejido. Efectos de diferentes tamaños de Esquejes y Sustrato en la Propagación de romero (*Rosmarinus officinalis* L.). Agronomía Colombiana. Colombia. pp. 224 - 230. (en línea). Consultado 24 de julio 2012. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/agc/v25n2/v25n2a04.pdf>

Álvarez, M., 2003. Ajustes y Validación Tecnológica en Cultivo de Plantas Medicinales en Antioquía. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural de Antioquía, Colombia. pp. 28 -35.

Alarcón, J., 2011. Plantas Aromáticas y Medicinales Enfermedades de importancia y sus usos Terapéuticos. Medidas para la Temporada Invernal. Bogotá, Colombia. ICA. pp. 4-20.

Alcántara, M. 2001. Propagación de higo (*Ficus carica* L.) mediante acodo aéreo. Tesis Ing. Agr. Esp. En Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Estado de México. 50 p.

Ávila, R.; Dávila, R.; Melgoza, M.; Maza, R.; Navarro, A.; Vera, O.; 2011. Romero (*Rosmarinus officinalis* L.): una revisión de sus usos no culinarios. Puebla, México. Ciencia y Mar. pp. 23 – 36.

Avila, O.; Simental, J. 1999. Characterization of the rosemary extract (*Rosmarinus officinalis* L.) obtained with supercritical CO₂, starting with the theoretically staged

determination of the extraction. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47(2): 103-113.

Balbachos, A.; Rodriguez, H., 1958. *Las Plantas Curan*. Editorial La verdad presente. Argentina. pp. 408 - 409.

Baldini, E. 1992. *Arboricultura general*. Trad. J. dela Iglesia G. Madrid, España. MundiPrensa. 379 p.

Barcello, J.; Nicolás, G., 1995. *Fisiología Vegetal*. Séptima edición. Editorial Pirámide S. A. Madrid, España. pp. 580 -683.

Bernal, A. 2014. EVALUACIÓN DEL ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES DE DOS CULTIVARES DE ROMERO (*Rosmarinus officinalis* L.) CRESPO E ISRAELÍ. UNIVERSIDAD MILITAR NUEVA GRANADA FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS Y APLICADAS PROGRAMA DE BIOLOGÍA APLICADA. Trabajo de Grado para obtener el título de Biólogo. BOGOTÁ D.C. pp 23 – 95.

Bonilla, C.; Martínez, F. 2010. *Romero (Rosmarinus officinalis L.) Producción y manejo poscosecha*. Corredor Tecnológico Agroindustrial. Cámara de Comercio de Bogotá. Colombia. 102 p.

Bunt, A., 1988. *Media and Mixes for container- grown Plant*. 2da ed. London: Unwin Hyman LTD, pp 38-45.

Calderón, A. *sf*. *Sustratos Agrícolas*. Facultad de Cs. Agronómicas – U. de Chile. Región Metropolitana, Chile. pp. 1-4.

Calzada, R. B. 1981. *Métodos estadísticos para la investigación*. Lima – Perú. pp. 15-21.

Casanova, M.; García, V.; Seguel, O. 2003. VARIACIÓN EN EL TIEMPO DE LAS PROPIEDADES FÍSICAS DE UN SUELO CON ADICIÓN DE ENMIENDAS ORGÁNICAS. *Agricultura Técnica*. Chile. 11p.

Castaño, H.; Ciro, G.; Zapata, J.; Jiménez, S. 2010. Actividad bactericida del extracto etanólico y del aceite esencial de hojas de *Rosmarinus officinalis* L. sobre algunas bacterias de interés alimentario. *Revista de la Facultad de Química Farmacéutica*, 17: 149-154.

Castro, D., Díaz, J., Serna, R., Martínez, M., Urrea, P., Muñoz, K. y Osorio, E. 2013. Cultivo y producción de plantas aromáticas y medicinales. Universidad Católica del Oriente. Rionegro. Colombia. 90 p.

Chalchat, J.; Musa, O. 2008. Chemical composition and antifungal activity of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) oil from Turkey. *International Journal of Food Science and Nutrition*, 59 (7). pp 691-698.

Chavez, C. 2009. Contaminación del Suelo. Hermosillo. Sonora. pp. 25-30.

Corporación Colombia Internacional (CCI). 2006. Asociación Hortifrutícola de Colombia (ASOHOFRUCOL), Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). Plan Hortícola Nacional. Colombia. 511 p.

Cristóbal, R.; Fanlo, M.; Melero, M.; Moré, E., 2010. Guía para la Producción Sostenible de Plantas Aromáticas y Medicinales. España. Centro Tecnológico Forestal de Calatuña (CTFC). pp. 10-34.

Curtis, F. 1998. Morfología de la Propagación; algunos aspectos prácticos. Universidad Autónoma Chapingo-Departamento de Fitotecnia. Chapingo, Estado de México. 30 p.

Dale, E., Hudson, T. 1972. Propagación de Plantas. Editorial Continental, S.A. Segunda edición. México. D.F. pp. 227-231.

Delgado, L., Acevedo, H. Castellanos, H. Ramirez y Errano, J. 2005. Manejo de Viveros Forestales, Publicación FOSEFOR INTERCOOPERATION, COSUDE, La Paz – Cochabamba – Bolivia. p. 1-20.

Doerge, T.; Kitchen, N.; Lund, E., *sf.* Mapeo de Conductividad Eléctrica Del Suelo. Guías para el Manejo del Suelo Adecuado a Cada Sitio – SSMG-30. LOGEMIN S.A. Colombia. 7p.

Dugo, M.; Ingaramo, O.; Paz, A. 2003. Evaluación de la densidad aparente en diferentes sistemas de laboreos de suelo, en el NO de la Península Ibérica. UNIVERSIDAD NACIONAL DEL NORDESTE. España. 4p.

Elicriso, 2012. Romero (*Rosmarinus officinalis*). Las Plantas Aromáticas. (En línea). Consultado 14 de julio 2012. Disponible en: http://www.elicriso.it/es/plantas_aromaticas/romero/#classificazione

Estrada, P., 2010. Determinación de la Actividad Antibacteriana In Vitro de los Extractos de Romero (*Rosmarinus officinalis*) y Tomillo (*Thymus vulgaris*). Tesis de grado en Bioquímica y Farmacia. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Ecuador. pp. 4-11.

Fernández, E., 2006. Identificación e Inventario de Especies del Jardín Botánico. Catálogo Florístico del Jardín Botánico Martín Cárdenas. Cochabamba, Bolivia. pp. 35-37.

FIA (Fundación para la Innovación Agraria), 2008. Resultados y Lecciones en Producción de Romero y Tomillo Proyecto de Innovación en V Región de Valparaíso. Edición Gonzales, G. Chile. pp. 5 -20.

Forlin, A., 2012. Plantas Aromáticas Diferentes formas de multiplicación. INTA. Colorado, Argentina. 14p.

Francisco, J., 2008. Propagación in vitro y establecimiento en invernadero de las orquídeas *Trichocentrum carthagenense* (Jacq.) Sw. y *Laelia eyermaniana* Rchb. f., para su conservación y potencial aprovechamiento sustentable. Instituto Politécnico Nacional. Centro de Desarrollo de Productos Bióticos. México. pp. 40-54.

Fretes, F., 2010. PLANTAS MEDICINALES Y AROMÁTICAS UNA ALTERNATIVA DE PRODUCCIÓN COMERCIAL. USAID. Paraguay. 60 p.

Fundación Chemonics, 2003. Manual de Fitoprotección y Análisis de Plaguicidas. Cultivo: PLANTAS MEDICINALES Y AROMÁTICAS. USAID. Colombia. pp. 4 -10.

Gallardo, C., 2009. Sustrato para Plantas, tipos y Principales Características. Tratamiento Integral de Residuos Sólidos. Argentina. pp. 17 -25.

García, F., 2011. Romero (*Rosmarinus officinalis*). Cultivo de uso Recreativo Adaptado a Colectivos con Discapacidad. Escuela Politécnica Superior de Gandía. Gandía. pp. 414-417 (en línea). Consultado 5 de agosto 2012. Disponible en:<http://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/9962/Cultivo%20de%20uso%20recreativo%20adaptado%20a%20colectivos%20con%20discapacidad.pdf>

García, F.; Hill, M.; Kaplán, A.; Ponce de León, J.; Rucks, L. 2004. Propiedades Físicas del Suelo. Facultad de Agronomía Facultad de la República. Depto. SUELOS y AGUAS. Montevideo, Uruguay. 68p.

González, A. 2013. Guía técnica del cultivo de romero (*Rosmarinus officinalis*). Edit. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. La Paz, Baja California Sur, México. 72 p.

González, K. 2003. Respuesta de tres explantes de vainilla (*Vanilla planifolia*) a diferentes frecuencias de inmersión temporal. Instituto tecnológico de Costa Rica, Escuela de Biología. Informe de práctica de especialidad. Cartago. pp. 40-52.

Guzmán, W. 2000. Comportamiento agronómico de tres variedades de cebolla (*Allium cepa* L.) con la aplicación de cuatro abonos orgánicos en la zona de Cota Cota – La Paz. Tesis de Grado para obtener el grado de Licenciatura. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. pp. 23-32.

Hartmann, H.; Kester, D. 2002. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial Continental. México. 814 p.

Herbotecnia, *sf.* Cultivo de Romero. 12 p. (en línea). Consultado 24 de julio 2012. Disponible en: <http://www.herbotecnia.com.ar/exo-romero.html>

Hernández, J., 1983. Fitotecnia de Plantaciones Forestales. Habana, Cuba. Editorial Pueblo y educación. pp. 175- 215.

Hieronimi, H., 2006. Cultivo y Uso de las Plantas Medicinales y Aromáticas. El Huerto Medicinal. Disponible en: <http://vistoenlaweb.files.wordpress.com/2012/09/tierramor-elhuertomedicinal.pdf>

Hoyos, R. 2004. Determinación de sustratos y efecto de cuatro niveles de ácido naftalenacetico (ANA) sobre el enraizamiento de esquejes (Polylepistarapacana) queñua, UTO, Oruro-Bolivia. 84p.

Klopmeier M.; Wilson, W. 2003. Propagating vegetative crops. p. En: Hamrick, D. 2003. Ball Redbook. Crop protection vol.2. 17 th Edition. Ball Publishing. USA. pp. 165-180.

Lara, D. 1999. Evaluación de sustratos y biofertilizantes para el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) utilizando la tecnología de cepellones. Tesis presentada en opción al título académico de Maestro en Ciencias en Nutrición de las plantas y Biofertilizantes. INSTITUTO NACIONAL DE CIENCIAS AGRÍCOLAS DEPARTAMENTO DE BIOFERTILIZANTES Y NUTRICIÓN DE LAS PLANTAS. La Habana. Cuba. pp. 18-35.

Lema, R. 2011. EVALUACIÓN DE LA EFICACIA DE SEIS ENRAIZADORES EN LA PROPAGACIÓN DE ESQUEJES DE TRES CULTIVARES DE HYPERICUM (*Hypericum* sp.). Tesis para obtener el título de Ingeniero Agrónomo. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Facultad de Recursos Naturales. Escuela de Ingeniería Agronómica. Riobamba, Ecuador. pp 3-10.

Márquez, C., 2012. ACTIVIDAD ANTIFÚNGICA DE *Rosmarinus officinalis* (ROMERO) y *Melissa officinalis* (TORONJIL) CONTRA ESPECIES DEL GÉNERO *Candida*, AISLADAS DE PACIENTES CON VULVOVAGINITIS. Tesis de Grado en Bioanálisis. Universidad de Oriente Núcleo de Sucre Escuela de Ciencias Departamento de Bioanálisis. Cumaná, Venezuela. pp. 6 – 24.

Marriel, P.; Martinez, D.; Sotelo, J., 2002. Evaluation of the effectiveness of *Rosmarinus officinalis* (Lamiaceae) in the alleviation of carbon tetrachloride induced acute hepatocytotoxicity in the rat. *Journal of Ethnopharmacology*. 81(3). pp 145-154.

Martínez, A., 2007. Estudio de inducción de embriogénesis somática y organogénesis en embriones cigóticos de Xate. (*Chamaedorea elegans* Mart). (Tesis de Licenciatura). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Universidad de San Carlos de Guatemala. pp. 40-65.

Molano, D.; Roso, M., 2007. Propagación de Plantas Medicinales y Aromáticas. pp. 12-43.

Moraes, R. 2009. *Rosmarinus officinalis* en el Municipio de la Asunta Sud Yungas La Paz. Herbario Nacional de Bolivia. Biología. pp. 18-20.

Miranda, R., 2004. Edafología. Introducción a la Geología Agrícola. Propiedades Físicas de los Suelos. La Paz Bolivia. pp. 21-25.

Muñoz, F., 1987. Plantas Medicinales Aromáticas Estudio Cultivo y Procesado. Romero. Mundi - prensa. Madrid, España. pp. 265- 271.

Nicola S., Fontana E., Hoeberechts J. 2003. Effects of Rooting Products on Medicinal and Aromatic Plant Cuttings. *Acta Hort* 614. 6 p.

Ochoa, T., 2009. Diseño Completamente al Azar. Diseño Experimental. La Paz, Bolivia. pp. 43-74.

Palacios, L., 2000. Las plantas medicinales y aromáticas. Una alternativa de futuro para el desarrollo rural. *Boletín informativo del ICE*, vol. 2652. 29-40.

Panaque, V. 1998. Abonos Orgánicos. Conceptos prácticos para su evaluación y aplicación/V.M. Panaque, M. Bertolí. La Habana: INCA. 34 p.

Pastor, J. 1999. Utilización de sustratos en viveros. *Terra*, 17 (3). pp. 231-235.

Peng, R., 2007. Supercritical fluid extract of rosemary leaves exhibit potent anti-inflammation and anti-tumor effects. *Bioscience Biotechnology and Biochemistry*, 71(9).pp. 2223-2232.

PNTTAP (PROGRAMA NACIONAL DE TRANSFERENCIA DE TECNOLOGÍA AGROPECUARIA PRONATTA), 2002. Proyecto de Desarrollo Tecnológico. El suelo propiedades Físicas y Químicas. FUNACH-ASCAPAM UNIÓN TEMPORAL. Mocoa. 16p.

Potocnjak, A. 2003. Arquitectura y modelos de regeneración en plantas medicinales comercializadas en Chile. PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DE CHILE FACULTAD DE AGRONOMÍA E INGENIERÍA FORESTAL DEPARTAMENTO DE CIENCIAS VEGETALES Santiago, Chile

Quintero I, Polo, J., Jarma A, Espitia A. 2003. Enraizamiento in vitro de *Dioscoreas* sp. *Revista Colombiana de Biotecnología*. Vol No. 2. pp 51-56

Roca, W., 1991. Cultivo de tejidos en la Agricultura: fundamentos y aplicaciones. Centro Internacional de Agricultura Tropical. pp. 18-22.

Rodríguez, M., 1991. Fisiología Vegetal. Editorial los Amigos del Libro. Cochabamba, Bolivia. pp. 415-430.

Rojas, M. 2004. Propagación asexual de plantas. CORPOICA-PRONATTA. 55p.

Rosúa, J. 2004. CONTRIBUCIÓN AL ESTUDIO DEL GENERO ROSMARINUS L. EN EL MEDITERRANEO OCCIDENTAL.

Salisbury, F. 2000. Fisiología de las Plantas 3. Desarrollo de las plantas y fisiología ambiental. Madrid, España: International Thomson Editores. pp. 15-28.

Sánchez, G. 2007. Validación Farmacológica de la actividad Sedante e Hipnótica de las infusiones acuosas del retoño de *Sechium edule* (Güisquil) y las hojas de *Satureja brownei* (Toronjil) y *Rosmarinus officinale* (Romero) en ratones machos albinos. Tesis de Grado en Química Farmacéutica. Universidad de San Carlos de Guatemala Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Guatemala. pp. 9 – 44.

Serrano, Z. 1990. Técnicas de invernadero. España: Sevilla. p. 644.

Soria, N. 2007. Módulo 1 Fisiología Vegetal, VI Programa de especialización y tercero de maestría en floricultura. Pág. 110 – 113.

Suplemento Dietario, 2008. Propiedades Curativas del Romero (en línea) Consultado 8 de agosto 2012. Disponible en: <http://www.nutricion.pro/12-02-2008/suplementos-dietarios/las-propiedades-curativas-del-romero>

Tipo, J. 2000. Técnicas de recuperación en praderas nativas aplicadas a thólares “Tesis de grado”. Universidad de Concepción, de Ciencias Forestales, Chile. pp 133.- 135.

Vargas, E., 2009. Romero Cromatografía (en línea) Consultado 8 de agosto 2012. Disponible en: <http://cromatografía.uis.edu.co/cromatografía/investigación/cibimol/tesis%20cibimol/Edwin%20Bottia%20y%20Adriana%20Vargas.pdf>

Vivanco, J. 2008. El cultivo de verano manejo: Manual práctico. Colombia. Coljap. 75p.

Zeballos, M. 2000. Estudio de los cambios en la composición florística, cobertura vegetal y fenología a lo largo de un ciclo anual en el área permanente de Cota Cota – La Paz. Tesis de grado para obtener el grado de Licenciatura. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz - Bolivia. 110 p.

ANEXOS

ANEXO 1. Estudios Farmacológicos y Terapéuticos del Romero *Rosmarinus officinalis L.*

EFFECTOS	Forma de utilización
Actividad antibacteriana	Aceite esencial Extractos etanólicos y acuosos
Actividad antiviral	Extracto hidro etanólico
Actividad antiparasitaria	Aceite esencial
Actividad antioxidante	Extracto acuoso
Actividad en el Sistema Nervioso Central (estimulador)	Aceite esencial Extracto acuoso
Mejorador de memoria	Extracto acuoso
Liberación de dopamina	Extracto de hoja
Captación de mono aminas, citoprotectores a nivel de la membrana (eritrocitos)	Aceite esencial
Activación neuronal	Extracto acuoso
Inhibidor de neurotransmisores	Extracto hidroetanólico Aceite esencial
Acción antiinflamatoria	Aceite esencial
Acción diurética	Extracto acuoso Extracto hidroetanólico
PROPIEDADES A NIVEL CELULAR	
• Homeostasis a nivel celular	Extracto hidroetanólico
• Regulación de ácidos grasos	Extracto acuoso
• Crecimiento celular	Aceite esencial
• Aumenta la oxidación microsomal en hígado	Extracto acuoso
Cólicos menstruales	Aceite esencial
Anticonceptivo	Extracto de hoja
Prevención cardiovascular	Aceite esencial
Efecto dermoprotector	Hojas de romero
ACCIÓN EN EL SISTEMA GASTROINTESTINAL	
Reducción de lesión ulcerosa	Extracto hidroetanólico

Fuente: Ávila *et al.* (2011)

ANEXO 2. Época de Siembra de Plantas Medicinales

Especie	época de siembra	Forma de multiplicación	Densidad (Mudas/ha)
Tilo - <i>Tilo grandifolia</i>	Febrero – Noviembre	Semillas	10.000
Anís – <i>Pimpinella anisum</i>	Junio – Octubre	Semillas	9.000 - 12.000
Manzanilla - <i>Chamomilla matricaria</i>	Abril – Junio	Semillas	25.000 - 30.000
Coriandro – <i>Coriandrum sativum</i>	Abril – Junio	Semillas	8.000 - 9.000
Hinojo – <i>Foeniculum vulgare</i>	Mayo – Julio	Semillas	7.000 - 8.000
Eneldo – <i>Anethum graveolens</i>	Mayo – Julio	Semillas	7.000 - 8.000
Falso Azafrán – <i>Cartamus officinalis</i>	Mayo	Semillas	15.000 - 20.000
Borraja <i>Borago officinalis</i>	Mayo – Junio	Semillas	7.000 - 10.000
Ka'aHe'ê - Stevierebaudiana Bertoni	Abril – Mayo	Semillas – Esquejes	80.000
Cedrón – Lippiacitriodora	Agosto – Noviembre	Esquejes	10.000
Ruda - Ruta chalepensis	Agosto – Noviembre	Esquejes	25.000
Burrito – Aloysiapolystachya	Agosto – Noviembre	Esquejes	10.000
Tomillo – Thymus vulgaris	Abril – Octubre	Esquejes	32.000
Ajenjo - Artemisia absinthium	Marzo – Abril	Esquejes	25.000
Alucena – Lavandula officinalis	Setiembre – Marzo	Esquejes	25.000
Menta - Mentha spp.	Mayo – Noviembre	Esquejes	85.000
Orégano – Oreganum vulgare	Setiembre – Noviembre	Esquejes	50.000
Poleo'i – Menthapulegium	Agosto – Octubre	Esquejes	15.000
Cedrón Kapi'i - Cymbopogon citratus	Abril – Setiembre	Separación de mata	20.000
Albahaca – Ocimum basilicum	Abril – Junio	Semilla	50.000
Romero - <i>Rosmarinus officinalis</i>	Julio – Setiembre	Esquejes	16.000
Salvia - Salvia officinalis	Mayo – Setiembre	Esquejes	25.000

Fuente: Estudios, posibilidades, desarrollo y difusión de plantas medicinales y aromáticas en el Paraguay, Dirección de Semillas (DISE) / MAG - Año 2004. Citada por: Fretes (2010).

ANEXO 3. Rendimientos de las Principales Hierbas Aromáticas y Medicinales

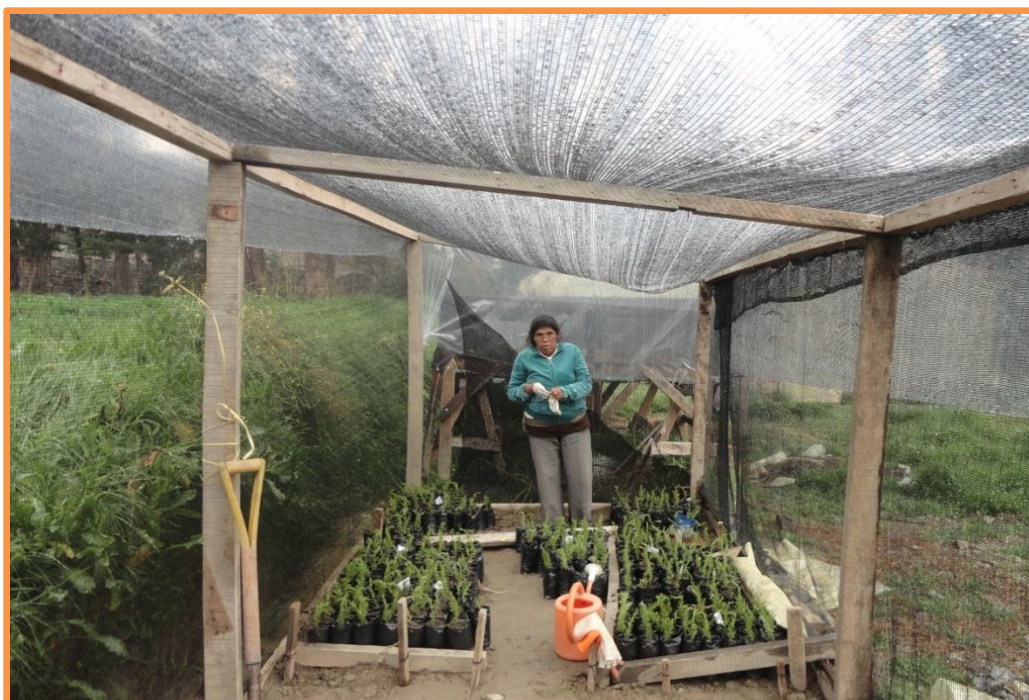
Especie	Vida útil	Número de cortes por año	Rendimiento (kg/ha/año)
Menta – <i>Mentha spp.</i>	3	6	7.000
Cedrón – <i>Lippia citriodora</i>	5	3	4.500
Burrito – <i>Aloysia polystachya</i>	5	3	4.500
Ka'aHe`ê – <i>Steviare baudiana Bertoni</i>	5	3	3.000
Albahaca – <i>Ocimum basilicum</i>	1	3	1.500
Orégano – <i>Oreganum vulgare</i>	3	2	1.800
Romero - <i>Rosmarinus officinalis</i>	4	2	2.000
Salvia - <i>Salvia officinalis</i>	4	2	2.500
Tomillo – <i>Thymus vulgaris</i>	4	2	1.000
Alucena – <i>Lavandula officinalis</i>	2	3	1.000
Ajenjo - <i>Artemisia obsenthium</i>	2	3	800
Arazó – <i>Cartamus officinalis</i>	1	1	1.000
Ruda - <i>Ruta chalepensis</i>	2	3	800
Tilo - <i>Tilo grandifolia</i>	4	2	2.000
Manzanilla - <i>Chamomilla matricaria</i>	1	1-2	2.000
Borraja – <i>Borago officinalis</i>	1	1	800
Comino – <i>Cominum cyminum</i>	1	1	1.200
Anís – <i>Pimpinella anisum</i>	1	1	1.200
Boldo – <i>Poemus boldus</i>	3	2	800
Cedrón Kapi'l – <i>Cymbopogom citratus</i>	4	3 -4	4.000
Laurel de España – <i>Laurus nobilis</i>	20	2	1.000
Eneldo – <i>Anethum graveolens</i>	1	-	1.200
Hinojo – <i>Foeniculum vulgare</i>	1	-	1.200

FUENTE: Ávila *et al.* (2011).

ANEXO 4. Recolección de los Esquejes de *Rosmarinus officinalis*



ANEXO 5. Inicio de la Siembra de los Esquejes en el Propagador



ANEXO 6. Material Vegetal de *Rosmarinus officinalis*



ANEXO 7. Aplicación de Enraizadores en los Esquejes



ANEXO 8. Evaluación del Erazamiento de los Esquejes



ANEXO 9. Tratamientos Establecidos en el Propagador



ANEXO 10. Raíces de Romero en los Distintos Tratamientos



ANEXO 11. Análisis de los Sustratos en el Laboratorio de Química Analítica de la Facultad de Agronomía UMSA

DETERMINACIÓN DE pH



PROCESO DE DETERMINACIÓN DE LA TEXTURA



PREPARACIÓN DE MUESTRAS PARA LA LECTURA EN EL ESPECTROFOTÓMETRO



PROCESO DE DETERMINACIÓN DE LOS NUTRIENTES POR ESPECTROFOTOMETRIA DE ABSORCIÓN



PROCESO DE DETERMINACIÓN DEL % DE NITRÓGENO

