UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS

FACULTAD DE AGRONOMÍA

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

TESIS DE GRADO

EFECTO DE CUATRO SUSTRATOS EN LA PROPAGACIÓN DE ROSAS (*Nathal brier*) CON LA TÉCNICA DE MINIPLANTAS EN EL CENTRO EXPERIMENTAL COTA COTA

Presentado por:
JAEL MONDACA HUAYTA

LA PAZ - BOLIVIA
2019

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS

FACULTAD DE AGRONOMÍA

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

EFECTO DE CUATRO SUSTRATOS EN LA PROPAGACIÓN DE ROSAS (*Nathal brier*) CON LA TÉCNICA DE MINIPLANTAS EN EL CENTRO EXPERIMENTAL COTA COTA

Tesis de Grado presentado como requisito
Parcial para optar el título de
Ingeniero Agrónomo

JAEL MONDACA HUAYTA

Asesores:

Ing. Casto Maldonado Fuentes ……..……..……

Ing. Willams Alex Murillo Oporto ……..……..……

Revisores:

Ing. Ph.D José Yakov Arteaga García ……..……..……

Ing. Rafael Adolfo Murillo García ……..……..……

Ing. Ph.D Eduardo Chilon Camacho ...……..……..……

Aprobado

Presidente tribunal examinador ……..……..……

LA PAZ-BOLIVIA
2019

CONTENIDO GENERAL

Dedicatoria I
Agradecimientos II
Índice General III
Índice de Figuras..... VII
Índice de Graficas VIII
Índice de Tablas IX
Índice de Anexos X
Resumen..... XI
Summary..... XIII

DEDICATORIA

A Dios por ser el motor de mi vida, por cuidarme y guiarme en todo este tiempo, por hacer las cosas imposibles en posibles.

A mi querido padre Walter Mondaca: por su paciencia y toda su enseñanza para ver la vida desde otra perspectiva.

A mi querida madre Isabel Huayta: por inculcarme esfuerzo, empeño y dedicación al realizar las cosas.

A mis hermanos Nilka, Walbel y Dibri: por ser ejemplo de superación constante y por brindarme su apoyo en todo momento.

AGRADECIMIENTOS

En la culminación de este trabajo gustaría de agradecer a mi familia por el apoyo económico y moral de cada uno de ellos.

A mis asesores por la gentileza, apoyo y el voto de confianza al realizar el presente trabajo Ing. Casto Maldonado, Ing. Willam Murillo. También agradecer al Ing. Cesar Oliver por su apoyo.

A mis revisores por el apoyo y ayuda al realizar el presente trabajo Ph.D José Yakov Arteaga García, Ing. Rafael Adolfo Murillo García, Ph.D Eduardo Chilon Camacho.

Al Centro Experimental Cota Cota por la acogida al realizar el presente trabajo.

A todo el personal del Centro Experimental Cota Cota por su apoyo incondicional, sus aportes con ideas al momento de implementar la investigación.

A todos aquellos compañeros por su apoyo y colaboración de una y otra manera al realizar la presente investigación

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN 1
1.1. Antecedentes 1
1.2. Justificación 3

2. OBJETIVOS 4
2.1. Objetivo general 4
2.2. Objetivos específicos 4
2.3. Hipótesis 4

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA 5
3.1. Origen e Historia 5
3.2. Importancia económica y distribución geográfica 5
3.2.1. Importancia de la rosa en el Mundo y en Bolivia 7
3.2.2. Principales destinos de las exportaciones bolivianas 8
3.3. Fisiología y morfología de la rosa 8
3.3.1. Fisiología 8
3.3.2. Morfología 9
3.4. Descripción botánica 10
3.4.1. El tallo 10
3.4.2. Nudos 10
3.4.3. Entrenudos 10
3.4.4. Hojas 10
3.4.4.1. Hojas con tres o menos foliolos (incompleta) 10
3.4.4.2. Hojas con cinco o más foliolos (completa) 11
3.4.5. Yemas 11
3.4.5.1. Tipos de yemas 12
3.4.5.1.1. Yema axilar 12
3.4.5.1.2. Yema apical 12
3.4.5.1.3. Yema reproductiva 12
3.4.5.1.4. Yema vegetativa 13
3.4.5.2. Yemas por su posición en la rama 14
3.4.5.2.1. Zona de la base 14
3.4.5.2.2. Zona del medio 14
3.4.5.2.3. Zona superior 14
3.4.5.2.4. Zona apical 14
3.4.6. Raiz 14
3.4.7. Flores 15
3.4.8. Fruto 15
3.5. Clasificación Taxonómica 15

3.6. Requerimientos climáticos y edáficos en el cultivo de rosas 15
3.6.1. Temperatura 15
3.6.2. Iluminación 16
3.6.3. Ventilación y enriquecimiento en CO2 16
3.6.4. Nubosidad 16
3.6.5. Época de cultivo 17
3.6.6. Humedad Relativa 17
3.6.7. Suelo 17
3.6.8. Riego 18
3.7. Cultivo en ambiente atemperado 18
3.8. Fenología del cultivo 19
3.8.1. Estados fenológicos de la fase vegetativa 19
3.8.1.1. Yema activa 20
3.8.1.2. Hoja verdadera 20
3.8.1.3. Estado Bandera 21
3.8.2. Estados fenológicos de la fase reproductiva 21
3.8.2.1. Punto arroz 21
3.8.2.2. Punto arveja 22
3.8.2.3. Punto garbanzo 22
3.8.2.4. Punto pintando color o “rayar color“ 23
3.8.2.5. Punto abriendo sépalo 23
3.8.2.6. Punto Ruso o de corte 24
3.9. Plagas y enfermedades 24
3.9.1. Principales plagas que afectan las rosas 24
3.9.1.1. Pulgones o áfidos (*Macrosiphumrosae*) 24
3.9.1.2. Araña roja (*Tetranychusurticae*) 24
3.9.1.3. Trips (Frankliniella occidentalis) 25
3.9.1.4. Mosca blanca (Dasineurarhodophaga) 25
3.9.2. Principales enfermedades que afectan al rosal 25
3.9.2.1. Mildiu (Peronóspora sparsa) 25
3.9.2.2. Oidium (Sphaerotheca pannosa) 26
3.9.2.3. Moho gris (Botrytiscinera) 26
3.9.2.4. Mancha negra (Diplocarponrosae) 26
3.9.2.5. Roya (Phragmidium disciflorum) 26
3.10. Propagación de rosas 27
3.10.1 Propagación sexual. 27
3.10.1.1. Semilla 27
3.10.2. Propagación Asexual 28
3.10.2.1. Estacas 29
3.10.2.1.1. Bases Fisiológicas de la Propagación Asexual. 31
3.11. Injerto de rosas 34

3.11.1. Injerto 34
3.11.2. Ventajas y desventajas de la técnica de injertación 36
3.11.2.1. Ventajas 36
3.11.2.2. Desventajas 37
3.11.3. Condiciones fundamentales para lograr el éxito de la injertación 38
3.11.4. Tipos de injertos 39
3.11.4.1. Injerto en púa 39
3.11.4.2. Injerto de yema en T o de escudete. 40
3.11.4.3. Injerto de yema en parche. 40
3.11.4.4. Injerto en yema en T invertida o escudete 41
3.11.5. Rosas para Injerto. 42
3.11.5.1. Principales tipos de rosas para injerto 42
3.11.6. Patrón (pie, masto o porta injerto). 43
3.11.5.1. Principales tipos de rosas como porta injerto 44
3.12. Propagación por Miniplantas. 45
3.13. Tipos de sustratos para propagación 46
3.13.1. Sustrato 46
3.13.1.1. Arena 46
3.13.1.2. Turba 47
3.13.1.3. Cascarilla de arroz 47

4. LOCALIZACIÓN 49
4.1. Ubicación del área de Estudio. 49
4.2. Descripción Agroecológica de la zona de Cota Cota. 49
4.2.1. Ecología 49
4.2.2. Suelo. 49
4.2.3. Topografía y Vegetación 49
4.3. Características climáticas. 50
4.4 Características del ambiente temperado 50

5. MATERIALES Y MÉTODOS 51
5.1. Materiales 51
5.1.1. Material de estudio 51
5.1.1.1 Material Vegetal 51
5.1.1.2 Material para preparación de Sustratos 51
5.1.2. Material de campo 51
5.1.3. Material para construcción de ambiente atemperado 51
5.1.4. Material de construcción para mesas de propagación. 51
5.1.5. Material de escritorio o gabinete. 52
5.2 Metodología procedimental 52
5.3. Metodología experimental. 58

5.3.1. Modelo Lineal Aditivo 59
5.3.2. Área del experimento…..... 60
5.3.3. Variables de respuesta…. 60
5.3.4. Parámetros de evaluación..... 60

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 62
6.1. Condiciones ambientales 62
6.2. Número de estacas con raiz (30 días)..... 63
6.3. Número de injertos prendidos a los 30 días 65
6.4. Número de raíces en estacas con injerto prendido 69
6.5. Largo de raiz en estacas con injerto prendido..... 72
6.6. Número de injertos prendidos. 73
6.7. Porcentaje de prendimiento..... 75
6.8 Análisis económico..... 78

7. CONCLUSIONES. 80

8. RECOMENDACIONES 83

BIBLIOGRAFÍA…..... 84

ANEXOS..... 90

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Hoja de rosa incompleta 11
Figura 2: Hoja de rosa completa 11
Figura 3: Yema activa en la fenología de una rosa 20
Figura 4: Hoja verdadera en la fenología de una rosa 20
Figura 5: Estado Bandera en la fenología de una rosa 21
Figura 6: Punto arroz en la fenología de una rosa 21
Figura 7: Punto arveja en la fenología de una rosa 22
Figura 8: Punto garbanzo en la fenología de una rosa 22
Figura 9: Punto pintando color en la fenología de una rosa 23
Figura 10: Punto abriendo sépalo en la fenología de una rosa 23
Figura 11: Punto ruso o de corte en la fenología de una rosa 24
Figura 12: Ubicación de la investigación realizada 50
Figura 13: Ambiente donde se realizo la tesis 52
Figura 14: Mesas para la propagación de rosas 52
Figura 15: Preparación y mezcla de sustratos 53
Figura 16: Recipientes para propagación de rosas. 53
Figura 17: Variedad de porta injerto Natal brier 54
Figura 18: Variedad a injertar amarilla ecuatoriana 55
Figura 19: Variedad a injertar Charlotte 55
Figura 20: Injerto tipo T normal. 56
Figura 21: Sembrado de estacas ya injertas. 56
Figura 22: Tratamiento pos estrés en estacas de rosas injertadas. 57
Figura 23: Toma de datos 58
Figura 24: Croquis experimental de la parcela de estudio. 60

INDICE DE GRÁFICAS

Gráfica Nº 1. Registro de temperaturas máximas y mínimas en el interior del ambiente..... 62
Grafica Nº 2. Número de estacas con raiz a los 30 días según sustrato.....66
Grafica Nº 3. Número de raíces en estacas con injerto prendido según sustrato 71

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla Nº 1. Clasificación Taxonómica.....15
Tabla Nº 2. Principales plagas que atacan el cultivo de la Rosa 27
Tabla Nº 3. Principales enfermedades del cultivo de la Rosa.....27
Tabla Nº 4. Factores en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de variedades de rosa a injertar.....58
Tabla Nº 5. Tratamientos en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos variedades de rosa a injertar. 59
Tabla Nº 6. Análisis de varianza (ANVA) número de estacas con raiz a los 30 días..... 64
Tabla Nº 7. Comparación de medias entre sustratos para el enraizamiento de las estacas a los 30 días después de la injertacion..... 65
Tabla Nº 8. Análisis de varianza (ANVA) del número de injertos prendidos a los 30 días 67
Tabla Nº 9. Análisis de varianza (ANVA) de número total de raíces en estacas. 69
Tabla Nº 10. Comparación de medias entre sustratos para el enraizamiento de las estacas injertadas prendidas 70
Tabla Nº 11. Análisis de varianza (ANVA) del largo de raíces en estacas con injerto prendido.....72
Tabla Nº 12. Análisis de varianza (ANVA) del número de injertos prendidos 73
Tabla Nº 13. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de injertos prendidos.....76
Tabla Nº 14. Porcentaje de prendimiento según tratamientos.....77
Tabla Nº 15. Beneficio costo en la producción de propagación de rosas con la técnica de miniplantas.....79

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo Nº 1. Preparación de mesas para propagación de rosas 91
Anexo Nº 2. Preparación de sustratos para propagación de rosas 91
Anexo Nº 3. Injertacion de rosas por técnica de miniplantas en diferentes sustratos 92
Anexo N° 4. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T1 y T2 (Arena-v. Charlotte) y (Arena-v. Amarilla ecuatoriana) 94
Anexo N° 5. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T3 y T4 (A, Ca, T (1:1:1) - v. Charlotte) y (A, Ca, T (1:1:1) - v. Amarilla ecuatoriana)..... 95
Anexo N° 6. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T5 y T6 (A, Ca, T (1:2:1) - v. Charlotte) y (A, Ca, T (1:2:1) - v. Amarilla ecuatoriana)..... 96
Anexo N° 7. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T7 y T8 (A, Ca, T (1:1:2) - v. Charlotte) y (A, Ca, T (1:1:2) - v. Amarilla ecuatoriana)..... 97
Anexo N° 8. Análisis de laboratorio para Arena 98
Anexo N° 9. Análisis de laboratorio Cascarilla de arroz 99
Anexo N° 10. Análisis de laboratorio para Turba 100

RESUMEN

En la presente investigación se utilizó el método de miniplantas para la propagación de rosas en diferentes sustratos. La estacas deshojadas sin enraizar de *Rosa Nathal Brier* sirvieron como patrón en los que se injertaron en forma de T escudetes con yemas de los cultivares Charlotte y Amarilla ecuatoriana.

Estas estacas injertadas se sembraron en diferentes sustratos Arena, Cascarilla de arroz y Turba en diferentes combinaciones. Los tratamientos fueron distribuidos de la siguiente manera: **T1** (Arena-amarilla ecuatoriana), **T2** (Arena-Charlotte), **T3** (Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:1:1) - Amarilla ecuatoriana), **T4** (Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:1:1) - Charlotte), **T5** (Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:2:1) - Amarilla ecuatoriana), **T6** (Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:2:1) - Charlotte), **T7** (Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:1:2) - Amarilla ecuatoriana) , **T8** (Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:1:2) - Charlotte). Para la presente investigación se realizo un diseño completamente al azar DCA con dos factores, factor A sustratos y factor B variedades a injertar. Se realizaron tres repeticiones.

Los resultados fueron obtenidos a los 45 días después de injertadas las estacas, reduciendo así el tiempo de propagación por injerto de 150 días comúnmente realizado por el método tradicional. Los resultados indican diferencias en los sustratos para el número de estacas con raiz a los 30 días que fue la arena con una media de 4 injertos prendidos. Para el total de raíces en estacas con injerto prendido al terminar la investigación se muestra a los tratamientos T3 y T4 con una media de 26 plantas prendidas, este tratamiento tenia como mezcla la proporción (1:1:1) por la unión que tuvieron los diferentes sustratos en la mezcla de sus nutrimentos. Para el largo de raíces en estacas con injerto prendido se mostro que ninguno de los sustratos tuvo efecto en el largo de raiz.

Los resultados obtenidos para las variedades injertadas Charlotte y Amarilla ecuatoriana no influenciaron en el prendimiento del injerto, o sea ninguno de ellos es incompatible a la variedad de pie de injerto Natal brier. Los factores extrínsecos fueron los que pudieron influenciar en el prendimiento para los injertos, según los resultados estadísticos no tuvieron diferencia alguna. El porcentaje de prendimiento del total de las estacas injertadas fue 57%. La compatibilidad genética entre injerto y patrón pudo también haber influido en el prendimiento de los injertos.

Para el análisis económico señala que la técnica de injertacion por miniplantas se considera como inversión rentable.

SUMMARY

In this research the method used for roses` propagation was the tecniche for Miniplants on different substrates. The leafless cuttings without rooting of Rosa Nathal brier served as a pattern in which were grafted T-shaped escutcheon buds from the Charlotte and Ecuadorian yellow cultivars.

These grafted cuttings were planted in different substrates sand, husks of rice and peat in different combinations. The treatments were distributed in the following manner: **T1** (sand –yellow Ecuadorian)**,** **T2** (sand -Charlotte), **T3** (sand: husk rice: peat (1:1:1) - yellow Ecuadorian), **T4** (sand: husk rice: peat (1:1:1) - Charlotte), **T5** (sand: husk rice: peat (1:2:1) - yellow Ecuadorian), **T6** (sand: Rice husk: peat (1:2:1) - Charlotte), **T7** (sand: husk rice: peat (1:1:2) - yellow Ecuadorian), **T8** (sand: husk rice: peat (1:1:2) - Charlotte). For this investigation a desaing DCA were used with two factors; factor A substrates y factor B varieties to graft, three repetitions were used in each experimental unit.

Results were obtained at 45 days after grafted cuttings, thus reducing the time of propagation by grafting of 150 days commonly made by the traditional method. The results indicate differences in substrates for the number of stakes with root within 30 days which was the arena with an average of 4 on graft.

For the total number of roots in cuttings with graft on to the end of research shows to T3 and T4 treatments with an average of 26 floors burning, this treatment was as mixture (1:1:1) ratio by the union that had different substrates in the mixture of their nutrients. For the length of roots in stakes on graft is showed that none of the substrates affected in the length of roots.

The results obtained for the grafted varieties Charlotte and Ecuadorian yellow not influenced the taking of graft, or none of them is incompatible to the variety of foot of graft Natal brier. Extrinsic factors that could influence the arrest for graft, according to the statistical results did not have any differences. The arrest of grafted cuttings total percentage was 57%. The genetic compatibility between graft and pattern could also influence the taking of grafts.

For the economic analysis points out that the technique of grafting by forms is considered as a profitable investment.

1. INTRODUCCIÓN

La propagación es un factor importante en el proceso de producción de rosas. Los productores necesitan reemplazar plantaciones viejas con plantas de buena calidad para mantener el ritmo de producción. Tradicionalmente se utiliza el injerto para propagar las rosas algunas veces requiere de periodos de hasta dos años para obtener plantas aptas para trasplante y que a su vez tiene bajos índices de prendimiento. Se ha determinado que el prolongado periodo de propagación y el bajo porcentaje de plantas logradas, son factores que afectan negativamente en la producción. Se han investigado otras formas más rápidas y eficientes para la propagación de rosales, entre las cuales se encuentra la técnica de miniplantas (Grueber y Hanan, 1981 citado por Duran, 1993).

El desarrollo de tecnologías que permitan propagar rosas en las zonas de producción constituye una ventaja importante para los países productores, sin embargo en el departamento de La Paz Bolivia se cuenta con muy pocos productores de flores por esta razón con el presente trabajo se propone la propagación de rosas con la técnica de miniplantas en sustratos diferentes en el Centro Experimental de Cota Cota como una forma de conocimiento e incentivo para nuevos productores e investigaciones que den paso al desarrollo productivo de nuevas experiencias florícolas.

1.1. Antecedentes

La técnica de miniplantas fue probada en Florida Estados Unidos en diferentes patrones de rosa entre ellos Rosa manettí, *R.* odorata, *R indica* 'Mayor' y *R.* rugosa 'Dr. Huey'. También fue probado utilizando diferentes temperaturas de almacenamiento, además del efecto de la época del año, la composición y temperatura de la cama, el material de cubierta para el injerto, el efecto que tiene la ubicación del injerto en el patrón. Con base en los resultados, los autores recomiendan el uso de *Rosa odorata* como patrón, realizando el injerto de yema a mano y cubierto con parafilm. Luego colocar las estacas en una mezcla de enraizamiento de 66 porciento de musgo y 33 porciento de perlita con un pH de 6.3 y utilizar soluciones de 0.1 porciento de AIB (1000 ppm) en sumersión por diez segundos. En ese trabajo se consideró a *Rosa manetti* como el peor de los patrones utilizados (Duran, 1993).

McFadden (1963) citado por Duran (1993) realizó un estudio en Florida en el que probó este tipo de propagación con 50 cultivares de rosas hibridas *grandiflora* y *floribunda* injertadas sobre patrones de *R. fortuniana.* De 30 a 79 porciento de los injertos formaron callo. Igualmente, observó que las varetas de 34 variedades que fueron enviadas de otras localidades del país tuvieron, de manera consistente, menos del 30 porciento de formación de callo. Las 16 variedades cuyas varetas fueron obtenidas localmente obtuvieron índices de prendimiento de 80 a 99 porciento. Como recomendación final, recalca la importancia de utilizar material fresco para los injertos.

Davies y Fann (1980) citado por Duran (1993) realizaron injertos de yemas en los patrones sin enraizar, los almacenaron en una cámara a 27º C y en oscuridad por dos semanas y luego las pusieron a enraizar en una cama fría con medio 50 porciento musgo y 50 porciento perlita. A las cinco semanas del 90 a 100 porciento de los injertos habían prendido. Observaron, asimismo, anillado y necrosis en el tejido ocasionados por las cintas de hule utilizadas para sujetar los injertos, por lo que recomiendan el uso de cinta 'parafilm' ya que ésta evita este daño. Como conclusión, indican que se puede utilizar la técnica de miniplanta para mejorar la eficiencia bajo las condiciones de Texas.

En otro experimento, Davies y Fann (1982) citado por Duran (1993) realizaron pruebas de injerto de miniplantas para medir el efecto que tiene la ubicación del injerto en el patrón, el anillado y la poda de la copa del patrón en la inhibición del crecimiento por la dominancia apical de las yemas superiores. Utilizaron como patrón *R. multiflora* y como variedad a injertar *R. hybrida* 'Mirandy'. Los resultados indicaron que el mejor sitio para injertar es debajo de las yemas que hablan sido anilladas o cortadas parcialmente. El anillado parcial del patrón produjo 90 porciento o más de prendimiento del injerto, comparado con el anillado completo, que solo produjo 20 %.

Estos autores consideran que anillar o cortar parcialmente el tejido bajo la yema evita el efecto hormonal llamado dominancia apical y permite un mejor desarrollo del injerto. En este trabajo se encontró una correlación positiva entre el crecimiento del brote y la calidad de flores. En estas técnicas se cita como ventaja sobresaliente el hecho de reducir de seis a tres meses el periodo de formación de plantas hasta el momento de trasladarlas a las camas de producción (Duran, 1993).

El año 2009 se realizó la evaluación Agroeconómica de propagación de miniplantas de rosas versus injertacion en campo (var. Sexy Red) en la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Ecuador, donde se mostro que la técnica de miniplantas fue superior en el porcentaje de prendimiento en relación al sistema de propagación de injertacion en campo directo con un 9,3 %

1.2. Justificación

En el departamento de La Paz, no existen Centros ni Estaciones Experimentales, que trabajan en la solución de problemas en la producción de rosas las cuales se producen en condiciones precarias y solamente para jardines, se realizan la venta de rosas como flor completa.

La presente investigación da la información acerca de la propagación de rosas con una nueva técnica que podrá ser útil para la innovación del nuevo invernadero de producción de rosas en el Centro Experimental de Cota Cota y a la vez poder ayudar como universidad al desarrollo de nuevas alternativas a los productores de flores en el departamento de La Paz.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de cuatro sustratos en la propagación de rosas (Nathal brier) con la técnica de Miniplantas en el Centro Experimental Cota Cota.

2.2. Objetivos específicos

- Determinar el sustrato más adecuado para técnica de miniplantas.
- Evaluar la variedad injertada mas adecuada para la propagación de rosa con la técnica de miniplantas.
- Conocer el porcentaje de prendimiento con la técnica de miniplantas.
- Realizar los costos de producción para la nueva técnica de miniplantas.

2.3. Hipótesis

Existe diferencia entre los sustratos para propagación de rosas injertadas utilizando la técnica de miniplantas.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1 Origen e Historia

La rosa ha capturado la imaginación de la humanidad por miles de años, y ha tomado un lugar de honor en jardines alrededor del mundo. El cultivo de rosas se inicio en los jardines imperiales de China a partir del rosal silvestre, y pronto su uso se hizo universal, su nombre actual proviene del griego Rhodon que alude al posible significado de “efluvio oloroso”, o “lo que desprende olor”, al ser esta una de sus principales propiedades (Cárdenas y Rodríguez, 2011).

La rosa se considera originaria de la china y se habla de ellas desde hace 4000 años. En su proceso de expansión, la rosa a todo lo largo de su historia. A principios del siglo XIX, la emperatriz Josefina de Francia mando a recolectar por toda Europa todas las variedades de rosas conocidas en aquel entonces y formo los famosos jardines de rosas en el palacio de Malmaison (Yong, 2004 citado por Francisco, 2010).

Fue a partir de ese momento que el cultivo de la rosa recibió el estimulo que habría de convertirla en la flor mas popular del mundo. En 1815, Francia se puso a la vanguardia de este cultivo 10 años después ya se conocían mas de 5000 variedades posteriormente las rosas fueron traídas a América por hispanos y sajones, y hoy en día se cultiva comercialmente en varios países de este continente especialmente en Estados Unidos de Norteamérica, México, Colombia, Ecuador, Costa rica y Guatemala (Yong, 2004 citado por Francisco, 2010).

3.2 Importancia económica y distribución geográfica

Muller (2001) citado por Zelada (2012) menciona que las flores más vendidas en el mundo son en primer lugar las rosas, seguidas por los crisantemos, tercero los tulipanes, cuarto los claveles y en quinto lugar los lilium. Ninguna flor ornamental ha sido y es tan estimada como la rosa. A partir de la década de los 90 su liderazgo se ha consolidado debido principalmente a una mejora de las variedades, ampliación de la oferta durante todo el año y a su creciente demanda.

Infoagro.com (2012) citado por (Zelada 2012) menciona que sus principales mercados de consumo son Europa, donde figura Alemania, Estados Unidos y Japón en los primeros lugares. Se trata de un cultivo muy especializado que ocupa 1.000 ha de invernadero en Italia, 920 ha en Holanda, 540 ha en Francia, 250 en España, 220 en Taiwán y 200 ha en Alemania. Los países Sudamericanos han incrementado en los últimos años su producción, destacando México, Colombia (cerca de 1.000 ha) y Ecuador.

La producción comercial de flores de corte ha sido y es una actividad económica y social importante en los valles templados, fríos y mesotérmicos de Bolivia. Especialmente en la zona subtropical y en los valles de Cochabamba, las flores de corte son parte del paisaje y de la cultura; las condiciones agroecológicas de la región permiten el cultivo de una amplia variedad de especies (Villarroel, 2012).

Campos (2012) afirma que la floricultura boliviana genera fuentes de empleo directo e indirecto, se estima que sólo en los valles de Cochabamba más de 8.000 personas dependen de esta industria y aproximadamente 15.000 personas a nivel nacional, cifra que incluye a todos los actores de la cadena: proveedores de servicios, comerciantes mayoristas y minoristas. Buena parte de la floricultura nacional es llevada adelante por medianos y pequeños floricultores, cuya producción está destinada al mercado nacional (FDTA- Valles, 2012). El Programa Flores de Corte, de Fundación Valles, impulsa el desarrollo integral de la cadena flores de corte. Fomenta la implementación de proyectos de innovación tecnológica y apoya la identificación y desarrollo de potenciales mercados regionales. La meta es formar productores líderes con capacidades empresariales y fomentar la creación de microempresas sostenibles.

La actividad de producción de rosas y claveles bajo invernadero con fines comerciales y especialmente de exportación, es relativamente reciente en el país y aún más en la Ciudad de La Paz por lo que se dificultó la obtención para la recopilación de información bibliográfica, ya que se tuvo que recurrir a bibliotecas del interior como la Universidad Mayor de San Simón del departamento de Cochabamba, las empresas de floricultura FLORALEX y Clavelito del mismo departamento; es preciso destacar que Cochabamba es el mayor productor y exportador de flores. Según ASOBOFLOR (1998) y Guzmán (1999) actualmente existen 66.9 has en producción de las cuales 59.35 has bajo invernadero y 7.58 has a campo abierto, la mayor parte en Cochabamba (Valle Alto: Cliza, Punata, Carcaje, Tarata; Valle Central y Bajo: Tiquipaya, Quillacollo, Pairumani y Capinota) y en menor medida en Sucre y Tarija. Lo que más producen los floricultores son rosas y claveles (Rojas, 2007).

3.2.1. Importancia de la rosa en el Mundo y en Bolivia

La floricultura en especial el del cultivo de rosas cada día ocupa un sitial importante debido a su gran adaptación a las condiciones ecológicas y por los ingresos que reporta en su explotación (Ferrer *et al.,* 1986 citado por Huayllani, 2007).

Los países líderes en la producción de flores se caracterizan por tener tecnología para producir, buena organización de productores, realizan un manejo adecuado en cosecha y pos cosecha, altos estándares de calidad y buenos canales de comercialización. A nivel mundial, Holanda es el principal productor y comercializador de flores, seguido de Colombia, La Unión Europea, Ecuador y Kenia. Otros países como Israel, Italia y Tailandia están tomando importancia (FUNPROVER, 2008 citado por Villarroel, 2012).

Philipe (1981) citado por Huayllani (2007) señala que el departamento de Cochabamba, por sus características climáticas, reúne las mejores condiciones agroecológicas para la producción de flores cortadas. De ahí que la mayor producción de flores de corte se encuentre ubicada en el departamento de Cochabamba, sin embargo eso no significa que en la ciudad de La Paz este prohibido producir ya que se cuenta con climas similares a los de Cochabamba en la zona de Río Abajo (Carreras) y también la zona de Cota Cota (Predios de UMSA). Por otra parte La Paz es el mayor mercado de consumo del país, sumándose a una evaluación que el costo de transporte es beneficiosamente más bajo.

3.2.2. Principales destinos de las exportaciones bolivianas

IBCE (2011) citado por Zelada (2012) menciona que las exportaciones de rosas que contienen diversos usos y beneficios con una demanda cada vez mayor en el mundo entero, tuvo su auge en Bolivia a finales de los años 90, cuando se exporto un valor de USD 3 millones. Sin embargo, entrando a la nueva década empezó a decaer por diversas razones, llegando en el año 2005 a exportar un valor de USD 43.7 mil y para el año 2009 aproximadamente USD 10 mil. Sin embargo, durante el año 2010, las exportaciones alcanzaron aproximadamente USD 30 mil.

3.3. Fisiología y morfología de la rosa

3.3.1. Fisiología

El cuerpo del rosal comprende una parte subterránea, la raiz y una parte aérea, el tallo con las hojas y flores. Al ser el rosal una planta angiosperma (con flores) se distinguen dos fases de crecimiento: una fase vegetativa y otra reproductiva. En el rosal no se puede diferenciar el paso de una fase a otra. El crecimiento del rosal es teóricamente ilimitado, cada año se producen tejidos nuevos y ramas de rejuvenecimiento. Existe en el rosal la dominación apical. Las hojas del rosal pueden ser completas (de 5 o mas foliolos) o incompletas (3 o mas foliolos) (Fainsten, 1997 citado por Ayala, 2010).

La actividad vegetativa del rosal empieza, después de pasar por un periodo de reposo, con la formación de las yemas, el desarrollo de las ramas y tallos, la formación y crecimiento de los botones florales y finalmente la floración; mientras esta dura, la actividad vegetativa se detiene y cuando termina la floración vuelve a reemprenderse, vuelve a florecer y así sucesivamente, mientras las condiciones ambientales sean favorables, de lo contrario la planta pierde sus hojas y entra en estado de reposo o letargo. Un rosal con vegetación rápida puede dar una floración cada dos meses; en invernadero es posible obtener hasta seis floraciones en un año (Guerrero, 1987 citado por Villarroel, 2012).

3.3.2. Morfología

Es un cultivo perenne, pudiendo llegar a ser productiva durante 12 años. Las rosas (*Rosa* sp) pertenece a la familia de las Rosaceae, son plantas arbustivas o trepadoras, cuyas hojas compuestas pecioladas con foliolos aserrados llegan a tener hasta siete foliolos, sus tallos largos erectos que alcanzan alturas de 1 a 3 metros, considerándose el producto final de la exportación, razón por la cual es muy importante su calidad, dicha calidad va acompañado de las características del botón floral como: color, tamaño y consistencia, siendo factores que establecen el mercado del producto (Núñez, 2008 citado por Espinosa, 2015).

El rosal posee un tallo leñoso, espinoso, hojas raramente simples, imparipinadas, estipuladas. Flores solitarias o en corimbos, dispuestas en pequeñas ramas o en la terminal, flores con numerosos estambres y pistilos, dentro de un receptáculo en forma de urna. El fruto es carnoso, cuando esta maduro se parece una baya indehiscente (Fainsten, 1997 citado por Ayala, 2010).

3.4. Descripción botánica

Darquea (2013) indica que la descripción botánica del tallo, nudos, entrenudos y hojas de la rosa es la siguiente:

3.4.1. El tallo

Es una parte muy importante de la planta que tiene una doble finalidad: por un lado sostener las flores y las hojas y por otra, transportar la savia desde las raíces a las hojas.

3.4.2. Nudos

Origen de las yemas. Abultamientos de cambium. En las dicotiledóneas los nudos originan yemas y en las monocotiledóneas originan estructuras definidas.

3.4.3. Entrenudos

Espacio entre dos nudos. Determinan la longitud del tallo. Si son alargados se les llama de vástago largo. Si son cortos o no tienen entre nudos se llaman de vástago corto. La longitud del entrenudo es determinado por las giberilinas.

3.4.4. Las hojas

Las hojas son compuestas (imparipinadas), generalmente de color oscuro, brillante y con 3, 5 o 7 foliolos de forma ovalada, con el borde dentado, y a veces con estipulas, es decir pequeñas extensiones en la base de la hoja.

3.4.4.1. Hojas con tres o menos foliolos (incompleta)

Este tipo de hojas se encuentra en la parte superior del tallo es decir cercano al botón floral, en las axilas de estas hojas se encuentran yemas que brotaran y florecerán más rápidamente pero son tallos muy cortos que no son comerciales (Ayala, 2011).

Figura 1: Hoja de rosa incompleta
Fuente: Ayala, 2011

3.4.4.2. Hojas con cinco o más foliolos (completa)

Este tipo de hojas se encuentra en la parte inferior y media del tallo, en las axilas de estas hojas podemos encontrar yemas que brotaran y florecerán mas lentamente produciendo tallos comerciales de mayor longitud (Ayala, 2011).

Figura 2: Hoja de rosa completa
Fuente: Ayala, 2011

3.4.5. Yemas

Las yemas se desarrollan en el tallo principal de una planta. Es un brote juvenil o embrionario de una planta. Las yemas encierran hojas, tallos o flores sin desarrollar y mediante el desarrollo de estas se puede decir si se tratan de yemas vegetativas o reproductivas (Gil y Velarde, 1995 citado por Darquea, 2013).

Las principales estructuras de las yemas son los primordios foliares y las brácteas o escamas. Los primordios foliares son hojas fotosintéticas, las cuales permiten la latencia de las yemas y también la protegen y la rodean. Mientras que las brácteas son hojas modificadas que protegen a los primordios foliares (Escuela Politécnica del ejercito, 2001 citado por Darquea, 2013).

3.4.5.1. Tipos de yemas

Gil y Velarde (1995) citado por Darquea (2013) presentan la siguiente clasificación de yemas de un cultivar de rosas:

3.4.5.1.1. Yema axilar

Yema formada en una axila, este tipo de yemas se las encuentra en la base de las hojas, es la que da origen a nuevas estructuras básicas, como otras hojas, flores o espinas, que crecerán dependiendo de las necesidades de la planta y de las condiciones ambientales.

3.4.5.1.2. Yema apical

Esta yema se la puede ubica al final del tallo principal de la planta, ya que es la yema más cercana al ápice o extremos del vástago de la planta. Son las yemas formadas por la zona vegetativa del tallo y por las hojas modificadas que la protegen.

3.4.5.1.3. Yema reproductiva

Es aquella yema que permanece activa o despierta, es decir que si se desarrollara y en su proceso dará nuevas estructuras de la planta, como tallo, hojas, flores y formara una nueva planta completa, para diferenciarla se puede observar que sus primordios son alargados.

3.4.5.1.4. Yema vegetativa

La yema vegetativa por lo general esta dormida pero al desarrollarse tardara mucho en hacerlo y no formara una planta completa, es decir es la que desarrollara solamente tallos y hojas, sin producir flores. Se las encuentra en forma de punta o sus primordios son redondos. En su proceso normal de desarrollo, una yema vegetativa cualquiera que sea, se forma y diferencia durante un periodo vegetativo, de tal manera que al llegar al periodo de reposo, en casi todas las especies de zona templada, las yemas están bastante diferenciadas y evolucionadas. En pleno reposo durante el invierno, un observador con cierta práctica puede señalar las yemas vegetativas a simple vista, en gran parte de las especies frutales, forestales y ornamentales (Van Der Berg, 1987 citado por Darquea, 2013).

Según Darquea (2013) en el periodo de crecimiento, la yema se pone de manifiesto en un principio por un engrosamiento, la apertura de escamas y brácteas (hojas que salen de las ramas de una inflorescencia), unos días después, por la elongación del cono vegetativo, y la aparición de las primeras hojas. Esta formación inicial puede denominarse tallo y su crecimiento continúa durante el periodo vegetativo, desarrollando hojas y yemas axilares y constituyendo una formación herbácea o sola parcialmente lignificada que se llama brote.

Al finalizar el periodo vegetativo, los brotes se lignifican progresivamente; las hojas permanecen o se caen, según los hábitos de la especie que consideremos (de hoja perene o caducifolia) y las yemas terminal y axilares se hacen mas aparentes. En esta evolución el brote pasa a denominarse ramo. Para que la brotación tenga lugar es necesario que las condiciones nutricionales, hídricas y ambientales a las que esta sometida la planta sea favorable. Se considera que una yema ha brotado cuando tiene una longitud de 10 milímetros y esta en crecimiento constante (Van Der Berg, 1987 citado por Darquea, 2013).

3.4.5.2. Yemas por su posición en la rama

Según Moya (2009) citado por Palacios (2016) las yemas por su posición en la rama se clasifican en:

3.4.5.2.1. Zona de la base

Existen las yemas basales, pudiendo haber de tres a cuatro y este tipo de yemas normalmente no se desarrollan, si no que se quedan latentes, excepto en el caso que se pode la rama por encima de ellas.

3.4.5.2.2. Zona del medio

Este tipo de yemas son las mejores formadas y son las que aprovechan los injertadores.

3.4.5.2.3. Zona superior

Este tipo de yemas son inmaduras, se caracterizan por ser las ultimas en formarse, pero si se elimina la yema apical dos o tres se desarrollan vigorosamente.

3.4.5.2.4. Zona apical

Este tipo de yemas se encuentran en la punta. Estas son encargadas de continuar la prolongación de la rama al año siguiente, en el caso de los chupones puede ser la única que se desarrolle.

3.4.6. Raiz

La rosa posee raíz pivotante, vigorosa y profunda. En las plantas procedentes de estacas este carácter se pierde, puesto que el sistema radical del rosal se vuelve proporcionalmente pequeño (aproximadamente entre 5 - 10 % del peso total), por lo que su capacidad productiva es menor y al cabo de uno a dos años la calidad de la flor baja significativamente. En las plantas injertadas, el sistema radical es bien desarrollado, lo que permite a estas plantas lograr una mayor producción y calidad de las flores (Yong, 2004).

3.4.7. Flores

En su tipo, las flores son completas, de cinco sépalos y periginias es decir, con el tálamo de bordes más o menos elevados alrededor del gineceo, lo que le confiere formas de tasa o copa, y lleva inserto en lo alto de los sépalos, pétalos y estambres, (Yong, 2004).

3.4.8. Fruto

Los frutos son secos, indehiscentes, monospermos y muy duros. Después de la caída delas flores, las vainas del fruto coloreadas y carnosas de algunos rosales arbustivos, constituyen una nueva y hermosa decoración en el jardín otoñal. Se pueden encontrar de muchas formas (redondos, alargados, forma de botella) y colores (rojos, negros) y hasta existen escaramujos espinosos (Yong, 2004).

3.5. Clasificación Taxonómica

Tabla Nº 1. Clasificación Taxonómica.

Fainstein (2000) citado por Espinosa (2015) describe la clasificación de la rosa de la siguiente forma:

Orden	Rosales
Familia	Rosáceas
Género	Rosa
Especie	Sp.

3.6. Requerimientos climáticos y edáficos en el cultivo de rosas

3.6.1. Temperatura

El rosal es muy resistente a las temperaturas bajas, aunque esta tolerancia depende de la variedad, con algunas excepciones puede afirmarse que la temperatura mínima letal se sitúa por debajo de los 0°C. Oscilando la temperatura mínima biológica entre 8 y los 12°C y la temperatura máxima biológica entre los 30 y 32°C. La temperatura es un factor ambiental que tiene un efecto concluyente sobre la calidad y la producción, por lo que concluyen que la temperatura óptima de crecimiento va desde 17 - 25°C, con una mínima de 15°C en la noche y una máxima de 28°C en el día (Flores de la Torre, 1987 citado por Palacios, 2016).

Refiriéndose al efecto que la temperatura ejerce sobre la producción de tejido calloso (cicatrización de los cortes hechos al patrón), manifiesta que las temperaturas entre 28 y 32°C son las que ocasionan mayor y mejor unión entre patrón y parche (Palacios, 2016).

3.6.2. Iluminación

La luz juega un papel importante en la producción para ello hay que tener presente a la hora de elegir el tipo de invernadero, su situación y la posibilidad de empleo del sombreado, ya que esto no solo disminuye la temperatura excesiva sino que también reduce la radiación activa fotosintética por ello Darquea (2013), recomienda que para el cultivo de rosas es necesario de 6 a 7 horas luz por día, para obtener una buena y equilibrada producción (FAO 2002, citado por Palacios 2016).

3.6.3. Ventilación y enriquecimiento en CO_2

Ayala (1998) citado por Huayllani (2007) indica que el intercambio de aire es de importancia máxima, especialmente durante las horas del día. Al amanecer las temperaturas exteriores generalmente son demasiado bajas para permitir la ventilación sin pérdidas severas de calor del ambiente atemperado. Los niveles de CO2 que han sido medidos durante este período eran limitantes para el crecimiento de la planta. Por lo tanto, las adiciones de CO2 en la atmósfera del ambiente atemperado, a través del uso de generadores o el suministro directo de depósitos de CO2 son benéficas.

3.6.4. Nubosidad

López (1982) y Lender (1985) citado en Palacios (2016) mencionan que las condiciones de nubosidad determinan en gran medida el brillo solar disponible. Una nubosidad equivalente a 5 horas es lo ideal para una buena producción de rosas.

3.6.5. Época de cultivo

Según la FAO (2012) citado en Palacios (2016) un rosal se mantiene en cultivo de 5 a 8 años. No obstante las variedades ofrecen diferencias en lo que se refiere a la época de floración que no es continua si no en ciclos que se van sucediendo cada 6-8 semanas dependiendo de la estación del año.

Canover (1980) citado por Limachi (2011) destaca que para la plantación de las estacas se pueden tomar en cualquier tiempo entre octubre a marzo dependiendo de la fecha de plantación deseada. Otros autores mencionan que la época de plantación va de noviembre a marzo.

3.6.6. Humedad Relativa

Vargas (2010) citado por Palacios (2016) manifiesta que la humedad relativa recomendable para un rosal oscila entre el 60 y el 80%. Si la humedad relativa no supera al 60% y las temperaturas son altas, los tallos se vuelven más delgados y los botones más pequeños. Por el contrario, una humedad relativa excedente al 80% favorece la presencia de problemas fungosos.

3.6.7. Suelo

Según Caneva (1989) citado por Palacios (2016) señala que el suelo para el cultivo del rosal debe tener una formación arcillosa, con un contenido de materia orgánica de 10 a 20%. Para el cultivo de rosas los suelos son ligeramente ácidos con un pH de 5.5 y 6.5, no tolera elevados niveles de calcio, elevados niveles de sales solubles, recomendándose no superar el 0.15%. La labor de preparación de suelo debe ser muy elaborada ya que se trata de un cultivo que en producción puede durar entre 8 a 10 años. El suelo para rosales suele tener una densidad aparente entre 1.2 – 2 g / cc; y una capacidad de agua disponible de 30 a 50 %.

3.6.8. Riego

El sistema de riego por goteo es el más utilizado en el cultivo del rosal ya que aprovecha el agua de manera eficiente y no moja el follaje en las rosas (Bale, 2012 citado por Palacios, 2016).

Se debe regar en forma abundante cuando se note la tierra seca, para que la humedad llegue hasta las más profundas raíces. El suministro de agua se suspenderá cuando se observe que los rosales están por perder su follaje, porque de lo contrario se prolonga su vegetación, pudiendo peligrar con las heladas (Fainstein, 2004 citado por Peñafiel, 2015).

Chipana (2003) citado por Limachi (2011) indica que este riego localizado consiste en la aplicación de agua para humedecer apenas parte del volumen ocupado por el sistema radicular de los cultivos. El agua es conducida por una extensa red de tuberías de baja presión hasta cerca de la planta, esta suministrada a través de emisores de tal manera que la humedad del suelo este próximo a capacidad de campo. El goteo es el suministro directo a la zona de las raíces de las plantas de pequeñas cantidades de agua conjuntamente con productos químicos (fertilizantes, pesticidas, etc.).

3.7. Cultivo en ambiente atemperado

Blanco *et al.* (1999) citado por Zelada (2012) define que es una estructura con cubierta transparente o tras lucida, en la que es posible mantener un ambiente más o menos controlado con relación a la temperatura, humedad y energía radiante para conseguir un adelanto o retraso de las cosechas, proteger los cultivos y hacer un mejor uso del agua.

Infoagro.com (2007) citado por Zelada (2012) indica que el cultivo de rosa bajo invernadero consigue producir flor en épocas y lugares en los que de otra forma no sería posible, consiguiendo los mejores precios. Para ello, estos ambientes atemperados deben cumplir condiciones mínimas: tener grandes dimensiones (50m x20m o más), transmisión de luz debe ser adecuada, la altura debe ser considerable y la ventilación en los meses calurosos debe ser buena. Además, es recomendable la calefacción durante el invierno, junto con la instalación de mantas térmicas para la conservación del calor durante la noche.

Los invernaderos se utilizan para mantener un microclima dentro del mismo proteger las plantas de lluvias vientos, además de proteger en lo posible, el efecto de plagas y enfermedades. El plástico de cubierta y perímetros juega un papel muy importante en cuanto al microclima, evita quemazones y el ennegrecimiento de pétalos (Espinosa, 2011).

3.8. Fenología del cultivo

La rosa es una planta perenne que forma tallos florales continuamente, con variaciones en cantidad y calidad, presentando diversos estadios de desarrollo que van, desde una yema axilar que brota siendo la base estructural de la planta y de la producción de flores, hasta un tallo listo para cosechar. En promedio, el ciclo de un tallo floral es de 11 a 12 semanas, la mitad de este periodo es de crecimiento vegetativo y el otro reproductivo. En las plantas de rosa se distinguen dos fases de crecimiento: la fase vegetativa y la reproductiva (Hoog, 2001 citado por Gómez, 2009).

3.8.1. Estados fenológicos de la fase vegetativa

Se subdivide en inducción del brote y desarrollo del tallo floral, las hojas falsas están cerradas presentado en la mayoría de los casos un color rojizo característico (Cáceres *et al*., 2003 reportado por Espinosa, 2015).

3.8.1.1. Yema activa

Es la yema que está en vía de desarrollo (BioDic by Bio Scripts, 2019).

Figura 3: Yema activa en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.1.2. Hoja verdadera

Una hoja verdadera no posee órganos reproductivos. Las hojas son elementos vegetativos, no reproductivos. Sirven para que la planta sobreviva, no para que se reproduzca (Botanipedia, 2018).

Figura 4: Hoja verdadera en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.1.3. Estado Bandera

Las hojas bandera se obtienen al permitir el crecimiento de un chupón en el axilar de la hoja bajo cada uno de los tres racimos florales en la cima de la planta. La fotosíntesis de la hoja bandera tiene un papel primordial en el rendimiento (Fenología de cultivos, 2019).

Figura 5: Estado Bandera en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.2. Estados fenológicos de la fase reproductiva

Se inicia con la inducción del primordio floral, “palmiche” que coincide con una variación del color del tallo y hojas de rojo a verde, las siguientes etapas fenológicas de la fase reproductiva se describen a continuación (Cáceres *et al*., 2003 reportado por Espinosa, 2015).

3.8.2.1. Punto arroz

(Diámetro de botón < a 0,4 cm), es donde se va diferenciando el botón floral.

Figura 6: Punto arroz en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.2.2. Punto arveja

(0,5 - 0,7 cm), que presenta hojas totalmente abiertas y el botón se observa más redondeado.

Figura 7: Punto arveja en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.2.3. Punto garbanzo

(0,8-1,2 cm), pierde el color rojizo en los tallos y hojas.

Figura 8: Punto garbanzo en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.2.4. Punto pintando color o “rayar color‟

(1,8- 2,9 cm) indica el momento cuando se separan ligeramente los sépalos por efecto del crecimiento del botón dejando ver el color de los pétalos.

Figura 9: Punto pintando color en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.2.5. Punto abriendo sépalo

En este punto es donde va creciendo el botón floral, a consecuencia de esto los sépalos que envuelve a la flor se va separando de a poco.

Figura 10: Punto abriendo sépalo en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.8.2.6. Punto Ruso o de corte

(> 3.0 cm), es el momento en que la flor llega a un punto de apertura comercial, más no fisiológica

Figura 11: Punto ruso o de corte en la fenología de una rosa
Fuente: Ayala, 2011

3.9 Plagas y enfermedades

3.9.1. Principales plagas que afectan las rosas

3.9.1.1. Pulgones o áfidos (*Macrosiphumrosae*)

Son insectos pequeños en forma de pera, que miden alrededor de 3 mm de longitud; de color verdoso y atacan a los vástagos, hojas jóvenes o a las yemas florales. Estos insectos chupan la savia de las plantas y secretan una sustancia dulce y pegajosa llamada melaza, la cual con frecuencia se torna negra al infectarse con fumagina o negrilla, empeorando notablemente el aspecto de las rosas (Fava &Trumper, 2004 citado por Castro, 2010).

3.9.1.2. Araña roja (*Tetranychusurticae*)

Es la plaga más grave en el cultivo del rosal, ya que la infestación se produce muy rápidamente y puede producir daños considerables antes de que se reconozca. Los ácaros chupan la savia de la planta a través de las hojas y se desarrollan principalmente cuando las temperaturas son elevadas y la humedad ambiental es baja. Inicialmente las plantas afectadas presentan un punteado o manchas finas blanco-amarillentas en las hojas, posteriormente aparecen telarañas en el envés y finalmente se produce la caída de las hojas (Rosas, 2003 citado por Castro, 2010).

3.9.1.3. Trips (*Frankliniellaoccidentalis*)

Estos insectos se introducen en los botones florales cerrados y se desarrollan entre los pétalos y en los ápices de los vástagos, lo que da lugar a deformaciones en las flores que además muestran manchas generalmente de color blanco debido a daños en el tejido. Por la alimentación de los trips, las hojas se van curvando y a menudo las yemas no pueden abrirse completamente, (Cabello, 1991 citado por Castro, 2010).

3.9.1.4. Mosca blanca (*Dasineurarhodophaga*)

Alva (2012) citado por Sanipatin (2016) dice que los síntomas de la presencia de mosca blanca son: aparte de ver la mosquita blanca en el envés, decoloraciones, manchas amarillas y marchitamiento. Si agitas el follaje se ven revolotear, también cuando apreciamos sustancias parecidas al algodón en el envés y tallos. Excretan melazas como pulgones y cochinillas.

3.9.2. Principales enfermedades que afectan al rosal

Vera (2015) señala enfermedad es una interferencia en el desarrollo de las células por agentes exteriores y que influyen en la distribución normal de la energía, y ocasionan síntomas exteriores. Estos agentes exteriores son de carácter físicos, químicos, climáticos, o biológico.

Cruz. D. (s.a.) menciona que una enfermedad es un proceso fisiológico anormal y perjudicial causado por la continua acción de un agente causal primario, exhibido por una actividad celular anormal y expresada por condiciones patológicas anormales (síntomas).

3.9.2.1. Mildiu *(Peronósporasparsa)*

Los daños varían mucho según la rapidez de desarrollo del parásito, el cual está condicionado por el ambiente. Este es un parásito de los cultivos en invernadero por el cual, ocurre la caída exagerada de las hojas o de los foliolos donde tiene lugar la formación de manchas pardo claro en el limbo de las hojas claramente definidas por un borde violáceo. A veces en las hojas bastantes viejas se disponen como dibujos de tapiz (Vera, 2015).

3.9.2.2. Oidium *(Sphaerothecapannosa)*

Conocido como el mal blanco del rosal, los primeros síntomas comienzan a menudo en forma de manchas aisladas sobre las hojas, estas resultan más o menos deformes sobre todo las más jóvenes, según las variedades poco a poco todo el follaje resulta atacado así como los brotes herbáceos, los pedúnculos florales e incluso las flores. Las hojas se desecan parcialmente y la floración es reducida. El desarrollo del oídium está unido a tres factores: temperatura, una cierta sequía y la insolación (Vera, 2015).

3.9.2.3. Moho gris *(Botrytiscinera)*

Cuando ataca a la flor ésta presenta manchas de color café. Dichas manchas casi a menudo son invisibles. Una vez que la flor se somete a cambios de temperatura (durante el embalaje o el transporte), la enfermedad se desarrolla aceleradamente, los pétalos se pudren y luego toman un color grisáceo. También puede atacar la madera en el nivel del tallo o de corte (Vera, 2015).

En ambos casos debe eliminarse el material afectado y quemarlo lejos del invernadero, para posteriormente aplicar un producto específico. La enfermedad se desarrolla principalmente cuando hay alta humedad relativa en el día y la noche por periodos prolongados (Vera, 2015).

3.9.2.4. Mancha negra *(Diplocarponrosae)*

Es similar a la peronóspora con la diferencia que la mancha negra presenta manchas circulares y la peronóspora irregulares. También provoca defoliación pero menos peligrosa que la peronóspora. Es una enfermedad más común en rosas de jardín. La mancha negra se presenta a temperaturas de 17 a 20 ºC y con humedad relativa del 80 a 90 %. Necesita agua libre para su desarrollo (Gamboa, 1989 citado por Vera, 2015).

3.9.2.5. Roya (*Phragmidiumdisciflorum*)

Se caracteriza por la aparición de pústulas de color naranja en el envés de las hojas, suele aparecer en zonas donde se acumula la humedad (Castro, 2010).

Tabla Nº 2. Principales plagas que atacan el cultivo de la Rosa

Nombre común	Nombre científico	Daño que produce
Acaro	Tetranychus spp	Daño en foliolos
Afidos	Aphis spp	Daño directo en botón
Thrips	Frankliniella occidentalis	Daño en foliolos
Mosca Blanca	Trialeviodes	Daño del envés de la hoja

Fuente: Aguilera (2000) y Salinger (1991) citado por Arévalo (2011)

Tabla Nº 3. Principales enfermedades del cultivo de la Rosa

Nombre común	Nombre científico	Sintomatología
Moho gris	Botrytis cinérea	Daño en flor y tallo
Mildeo Polvoso	Sphaerotheca pannosa	Esporulación abundante en foliolos y botón
Mildeo Velloso	Poronospora sparsa	Daños en foliolos y deformación de hojas
Roya	Puccinia horiana	Daño en el haz y el envés de la hoja.

Fuente: Aguilera (2000) y Salinger (1991) citado por Arévalo (2011)

3.10. Propagación de rosas.

La propagación de rosas se puede llevar a cabo por semillas, estacas, injertos de vareta y yema, aunque es este último el método mas empleado a nivel comercial por presentar un alto porcentaje de prendimiento (Brito, 2009).

Hartman y Kester (1989) mencionados por Sánchez (2015) clasifican los métodos de propagación de plantas por semilla (sexual) y por reproducción vegetativa (asexual), siendo que todas las variedades de rosales seleccionadas se propagan por métodos asexuales.

3.10.1 Propagación sexual.

3.10.1.1. Semilla

La propagación por semilla es utilizada comúnmente por fitomejoradores o aficionados que desean crear nuevos cultivares o híbridos, la reproducción por semilla es limitada esta se realiza para la obtención de nuevos cultivares (Brito, 2009).

Según López (1981) citado por Sánchez (2015) la propagación de rosas por semilla sólo se la realiza para la producción de nuevas variedades y ocasionalmente para obtener plantas de algunos porta injertos, y este no es un proceso aplicable a gran escala ya que las plantas así obtenidas varían grandemente en sus características genéticas. La reproducción por semillas está limitada a la obtención de nuevos cultivares para mejoramiento genético.

Al respecto Hasek (1988) citado por Sánchez (2015) opina que las semillas de rosa no germinan rápidamente después de la cosecha, a causa de la presencia de una cubierta dura de la semilla, un periodo de dormancia después de la madurez es necesario antes de que las semillas estén listas para germinar.

López (1981) citado por Huayllani (2007) indica que las semillas de rosa no germinan rápidamente, después de la cosecha a causa de una presencia de una cubierta dura de la semilla, un período de dormancia después de la madurez, es necesario antes de que las semillas estén listas para germinar. La propagación de semilla es utilizada por los genetistas de rosas para el desarrollo de nuevas variedades.

3.10.2. Propagación Asexual.

La propagación asexual se fundamenta en conseguir otra planta genéticamente idéntica a la primera, a partir de partes vegetativas. La capacidad que presentan trozos del tallo, la raiz o las hojas de las plantas para regenerar plantas genéticamente iguales a la original hace posible la propagación por estacas, acodos e injertos. Estos tejidos presentan la capacidad de formar raíces adventicias, característica necesaria para regenerar la planta completa (Hartmann y Kester, 1988 citado Duran, 1993).

3.10.2.1. Estacas

Las estacas se seleccionan a partir de vástagos florales a los que se les ha permitido el desarrollo completo de la flor para asegurar que el brote productor de flores es del tipo verdadero. Además, los brotes sin flor son menos vigorosos, por lo que poseen menos reservas para el enraizamiento. Pueden utilizarse estacas con 1,2 o 3 yemas, dependiendo de la disponibilidad de material vegetal, aunque son preferibles las 3 yemas, ya que presentan mayor longitud y mas tejido nodal en la base, disminuyendo así las perdidas debidas a enfermedades. Debe mantenerse la humedad adecuada y una temperatura en el medio de 18-21 ºC en estas condiciones el enraizamiento tiene lugar a las 5-6 semanas, dependiendo de la época del año y de la naturaleza del vástago. Posteriormente se trasplantada a macetas o directamente al invernadero. El problema de este sistema es que las plantas con raiz propia son bastante pequeñas y necesitan un tiempo considerable para que la planta crezca lo suficiente para que se comiencen a recolectar flores (Botanicalonline, 2008 citado por Brito, 2009).

La propagación asexual por estacas consiste en separar una porción de tallo que se coloca en ciertas condiciones ambientales favorables para la formación de raíces y nuevos tallos, obteniéndose así una planta que genéticamente es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988 citado Duran, 1993).

La propagación por estaquillas según López (1991) citado por Huayllani (2007) requiere un considerable tiempo desde que la estaca forma sus propias raíces hasta que se forme una planta de suficiente tamaño para producir flores comerciales. Además de esta forma, la planta crece sobre sus propias raíces y esto no siempre es lo más interesante, ya que existen otros pies con propiedades más idóneas para la producción en ambiente atemperado.

El estaquillado consiste en separar de un vegetal, un fragmento de órgano para ayudarse a subsistir y después a regenerarse, es decir reproducir lo que falta para constituir una nueva planta. Se reproducen normalmente individuos que presentan todas las características de la planta madre de la que proceden (Heede, 1981 y Cuisance, 1988 citado por Sánchez, 2015).

Álvarez (1973) mencionado en Campos (2012) señala para la obtención de las estacas se seleccionan ramas hechas (maduras) condición que se conoce por presentar sus aguijones (espinas) una coloración carmelita oscuro (casi negro) y porque sus hojas se han desprendido; en una zona inferior y media deben poseer aproximadamente 0.5cm de grueso (como un lápiz) y su yema no debe haber iniciado su elongación o brote. Una vez seleccionadas las ramas, las estacas se cortan con una longitud de 30 cm. utilizando para ello tijera de jardinería bien afilada que no produzca aplastamiento ni desgarradura al efectuar los cortes.

Generalmente las mejores estacas son las obtenidas de las zonas medianas y bajas de las ramas. El corte basal (inferior) se dará 2 o 3 mm por debajo de un nudo, y en sentido transversal, con el propósito de facilitar el enraizamiento; el corte distal (superior) se hará inclinado, procurando que su extremo inferior quede aproximadamente a 2 cm. sobre un nudo y su inclinación esté orientada hacia la parte opuesta a la yema superior. Una vez cortadas las estacas, serán conservadas a la sombra y cubiertas por un material húmedo que reduzca o impida la desecación (Álvarez, 1973 citado por Campos, 2012).

La época de plantación va de noviembre a marzo. Esta se realizará lo antes posible a fin de evitar el desecamiento de las plantas, que se recortan 20 cm.; se darán riegos abundantes (100 litros de agua/m2), manteniendo el punto de injerto a 5 cm. Por encima del suelo (Campos, 2012).

3.10.2.1.1. Bases Fisiológicas de la Propagación Asexual.

Para comprender los diferentes tipos de propagación utilizados, es necesario conocer las bases fisiológicas de la propagación asexual.

La capacidad para regenerar la estructura entera de la planta, es una propiedad que poseen esencialmente todas las células vegetales vivientes. Dicha capacidad depende de dos características fundamentales de las células. Una es la **totipotencia**, que significa que cada célula vegetal viviente contiene información genética necesaria para reconstruir todas las partes de la planta y sus funciones. La segunda es la **desdiferenciación**, o sea la capacidad de células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo. Como estas dos características son más pronunciadas en algunas células y partes de la planta que en otras, el propagador debe efectuar algunas manipulaciones para proporcionar las condiciones apropiadas para el enraizamiento (Mayorga, 2004).

a) Origen de raíces adventicias

El origen de las raíces adventicias de las estacas de tallo, está en un grupo de células parenquimatosas vivas de paredes delgadas, capaces de tornarse meristemáticas. En plantas herbáceas, las raíces adventicias se originan afuera y entre los haces vasculares. En las estacas de tallo, se originan de células del parénquima viviente en el floema secundario joven, a veces lo hacen en otros tejidos como los radios vasculares, el cambium, floema, lenticelas o medula (Weaver, 1976 citado por Espinosa, 2015).

De igual forma Hartmann y Kester (1989) citado por Espinosa (2015) señalan que el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca y fuera del núcleo central del tejido vascular. Al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos de la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo de que originan las raíces (y brotes) adventicias se originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, fuera del cambium.

Según Mayorga (2004) los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. **Desdiferenciación** de células maduras específicas.
2. **Formación de iniciales de raíz**.
3. Desarrollo subsecuente de estas iniciales de raíces en **primordios de raíces** organizados.
4. Desarrollo y emergencia de estos primordios radicales hacia afuera a través del tejido del tallo.

b) División y diferenciación celular

Barceló (1980) citado por Espinosa (2015) sostiene que en el meristemo apical es donde se procede la división celular y alargamiento de las nuevas células como también la diferenciación celular para formar nuevos órganos. La mitosis es el proceso básico de crecimiento vegetativo, de la regeneración de tejidos y la cicatrización de las heridas.

c) Formación de callo

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal. El callo es una masa irregular de células de parénquima en estados de lignificación prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cambium vascular, también pueden contribuir células de la corteza y de medula. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, sin embargo en la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre si y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartman, 1989 mencionado por Espinosa, 2015).

En las plantas, la mitosis se efectúa en puntos o áreas específicas para producir crecimiento, siendo el **ápice del tallo, el ápice de la raíz, el cambium, y las zonas intercalares** (bases internodales de las monocotiledóneas). También ocurre mitosis cuando se forma **callo** en alguna parte lesionada de una planta y cuando se inicia crecimiento nuevo en porciones de raíz o de tallo (Mayorga, 2004).

El callo de parénquima está formado por nuevas células que proliferan tejidos cortados en respuesta a la lesión. Cuando en una estructura vegetativa se inician nuevos puntos de crecimiento, como una raíz, tallo u hoja, se les llama **raíces o tallos adventicios** (Mayorga, 2004).

Existen dos grupos principales de hormonas intervienen en el enraizamiento. Estos grupos son auxinas y citoquininas (Weaver, 1989). Las auxinas ejercen el control primario sobre la formación de raíces (Thimann y Went, 1934). Con respecto a las citocininas, Skoog y colaboradores (1967) demostraron que el tipo de diferenciación que ocurre en diversos tejidos cultivados invitro depende de la relación proporcional entre auxinas, citocininas y otras sustancias como la adenina, promotora de la división celular. Cuando la proporción de auxinas es baja y la de citocininas es alta, el meristema formara brotes. Cuando la proporción es media entre auxinas y citocininas el meristemo formará un callo simple no diferenciado y cuando la proporción de auxinas sea mayor que de citoquinina, se formarán primordios de raiz (Duran, 1993).

d) Formación de brotes.

De acuerdo con Lee y Zíelsin (1978) para obtener un buen enraizamiento en estacas de Rosa *hibrida* L. es necesario el brotamiento de las yemas (yemas axilares) en el eje del tallo. Las yemas de la estaca juegan un papel importante como fuente de hormonas para el enraizamiento y formación de la planta (Weaver, 1989). En estudios realizados a principios de siglo, Van Der Lek (1925) demostró que en estacas leñosas un brote vigoroso estimula la formación de raíces debajo de ésta (Duran, 1993).

Hartmann y Kester (1988) citado por Duran (1993) indican que estacas sin yemas y tratadas con una solución rica en auxina no logran formar raíces, por lo tanto es importante tener estacas maduras con yemas a desarrollar.

Según Dubois y de Vries (1991) citado por Duran (1993) existe una relación aún no completamente comprendida entre la longitud de los brotes y el inicio del enraizamiento. Estos autores suponen que las citocininas son importantes en la formación de brotes, por lo tanto la formación de raíces puede estar relacionada con el brotamiento de las yemas axilares ya que las raíces son una fuente importante de estos compuestos. La pérdida de agua por la fotosíntesis y la respiración de los brotes puede afectar a la estaca durante las primeras etapas de formación de callo en el injerto y de primordios radicales.

3.11. Injerto de rosas

3.11.1. Injerto

Es un pequeño trozo de la rama separada de la planta madre que contiene varias yemas en reposo y que cuando se une con el patrón forma la parte superior del injerto y de la cual crecen el tallo y las ramas de la planta injertada. Debe ser de un cultivar deseado y libre de enfermedades (Darquea, 2012).

Según Méndez (s.a.) el injerto consiste en unir dos pares de diferentes plantas, para que en conjunto forme una sola planta nueva. Los objetivos del injerto son los siguientes:

- Vigorizar una variedad débil.
- Obtener una producción precoz, de mejor calidad y mayor cantidad.
- Obtener resistencia contra plagas y enfermedades.
- Adaptar una variedad al clima y suelo del lugar.
- Acelerar la obtención del material de trasplante.

Lewis W. y Alexander D. (2008) mencionan que injerto es otra manera de propagación, se corta parte de una sección de la planta superior original. En una planta injertada, esta parte superior se llama injerto, luego conecta este injerto a otra planta del mismo tipo (portainjerto o patrón) de tal manera que los dos se unen y crecen juntos.

El crecimiento del portainjerto o patrón es evitado, por lo que el injerto crece para convertirse en el tronco y ramas. El portainjerto, proporciona solamente las raíces y tal vez una parte del tronco inferior. Estos métodos asexuales de reproducción se llaman multiplicación vegetativa (Lewis W. y Alexander D., 2008).

a) Cómo funciona el injerto

El principio del injerto es sencillo ya que consiste en poner en contacto directo el cambium vascular del injerto con el cambium vascular del patrón para obtener una soldadura (unión) entre el patrón y la yema. El cambium vascular del injerto y el del patrón formarán un callo que permitirá el paso de la savia elaborada de la parte aérea (parte injertada) hacia el patrón, y de la savia no elaborada del patrón hacia la parte aérea (parte injertada) (Sequeira *et al*., 2014).

Hartmann y Kester (1988) citado por Duran (1993) explican que la formación de callo en el injerto en rosas se inicia 24 horas después de realizado, con la formación de filamentos de callo a partir de los extremos cortados del xilema del patrón y de los extremos cortados del floema y células adyacentes del escudete, aunque puede ocurrir un tipo de unión secundaria en los bordes del escudete. A las dos semanas, todo el espacio entre el escudete y el patrón se llena de callo y se inicia la formación de xilema secundario inmaduro del patrón y de floema secundario inmaduro del escudete. Alrededor del décimo día del injerto se extiende por la cara del patrón una capa cambium que se une a la capa del cambium del injerto. Una vez realizada la unión ambos tejidos se establece rápidamente la unión entre los haces conductores. El tiempo total para la lignificación completa del callo es de 30 a 45 días.

b) Importancia del injerto

Castro (2005) señala que una planta injertada de crecimiento lento sobre un pie vigoroso, crece varias veces más de prisa que si no lo estuviera, de esta manera se obtiene estacas o se puede vender antes de lo que se pudiera creer. Con el injerto también se acelera la floración y con ello la provisión de semillas, muy útil para incrementar la producción de especies raras o que difícilmente produce semillas.

Tiscornia (1991) citado por Castro (2005) indica que con la ventaja de los injertos, se puede transformar una planta silvestre o improductiva en una producción selecta; regenerar arboles en periodos de decadencia, cambiar una variedad por otra o tener dos o más variedades en un mismo pie, dar nueva vida a los sujetos arruinados por enfermedad o por accidente, lograr mejor sistema radicular y hasta remplazar tallos. También se consigue fructificación en plazo breve, necesario en trabajos experimentales, injertando distintas variedades en el mismo pie a fin de observar las características.

Injertar es el arte de unir dos porciones de tejido vegetal viviente de diferentes plantas de la misma especie de tal manera que se unan y posteriormente crezcan y se desarrollen como una sola planta. La técnica de injertación permite combinar las cualidades del injerto y las del patrón para producir una planta o árbol frutal que muestre excelentes rendimientos y alta calidad de fruto (Sequeira *et al*., 2014).

3.11.2. Ventajas y desventajas de la técnica de injertación

3.11.2.1. Ventajas

Sequeira *et al*., (2014) menciona las ventajas que se obtienen al usar la técnica de injertación y son:

- Perpetúa clones que no producen semilla o no se reproducen por estacas.
- Permite establecer en corto tiempo una plantación con fines comerciales.
- Permite renovar árboles viejos.
- Permite reproducir plantas con alta productividad y calidad de frutos.
- Permite estandarizar u homogenizar la época de producción.
- Facilita la propagación de variedades que no están bien adaptada a las condiciones de suelo o tienen sistemas radiculares débiles injertándolas en patrones vigorosos.
- Permite unir a una planta (patrón), otra variedad o especie diferente aportando cada una de ellas sus propias características.
- Reproducir una planta madre con las mismas características y potenciales de producción.

- Acortar el período juvenil de la planta y entrando en producción antes que las no injertadas.
- Facilita las labores culturales, tales como podas, aplicaciones fitosanitarias y cosecha de frutos.

3.11.2.2. Desventajas

Sequeira *et al*., (2014) menciona también las desventajas al usar la técnica de injertación y son:

- La incompatibilidad: se presenta en diversas etapas del injerto, se manifiesta a nivel del punto unión del injerto-patrón siendo la principal manifestación un estrangulamiento conocido como cuello de botella, el cual es ocasionado por la obstrucción del xilema y floema reduciendo la circulación normal de los nutrientes del suelo.

La incompatibilidad es uno de los principales problemas de los injertos ya que influye negativamente en la composición genética de cada individuo y sus manifestaciones son las siguientes:

-Cuando no se tiene éxito en la unión de la yema y el patrón.
-Cuando se presentan muertes prematuras.
-Cuando hay desarrollo deficiente del injerto o no se presenta el desarrollo esperado.
-Cuando la diferencia entre el crecimiento del patrón y el injerto o del injerto con respecto al patrón, es marcadamente desproporcionada.
-Cuando se manifiesta el cuello de botella.
-Cuando existe una separación de diámetro menor que el diámetro tanto del patrón como de la yema.

3.11.3. Condiciones fundamentales para lograr el éxito de la injertación

a) Afinidad: grado de similitud que debe existir entre el patrón y el injerto. En individuos del mismo clon o de la misma variedad, los injertos se efectúan sin dificultad. Cuando una planta es injertada, se obliga al patrón y al injerto a vivir unidos. El patrón aporta savia bruta desde sus raíces y el injerto la devuelve como savia elaborada desde sus hojas. No se puede injertar una especie sobre cualquier otra; el injerto y el patrón deben tener afinidades y aceptarse mutuamente para formar un callo. El patrón o porta injerto aporta el sistema radicular para el sostén de la planta (anclaje), mientras que el injerto conserva las características del clon o planta madre (Sequeira *et al*., 2014).

b) El cambium vascular del injerto y el patrón deben mantenerse estrechamente unidos: Todas las técnicas de injertación tienen como objetivo mantener el cambium vascular de ambas partes estrechamente unidos para que se pueda realizar la soldadura (callo del injerto). Si no hay prendimiento del injerto, la yema no recibirá la savia del patrón y morirá (Sequeira *et al*., 2014).

c) El injerto debe realizarse en una época apropiada: La época para realizar la injertación depende del clima, de la especie y de la disponibilidad de yemas. Para muchas plantas, el injerto debe hacerse cuando las yemas están en estado de latencia, normalmente esto ocurre antes de la floración y después de la cosecha. En el trópico se puede injertar durante todo el año, siendo el mejor período al inicio de la época lluviosa, ya que en época seca es más difícil levantar la corteza del patrón. Se debe evitar, sin embargo, los períodos demasiados lluviosos que favorecen las pudriciones (Sequeira *et al*., 2014).

d) El injerto debe de protegerse inmediatamente de la desecación, y del ataque de patógenos causantes de infecciones y pudriciones: El injerto es una herida que necesita cicatrizarse entonces inmediatamente que se ha realizado y debe protegerse de la desecación, la entrada de agua, y de ataques de hongos y bacterias que puedan provocar pudriciones o enfermedades. Se debe trabajar con herramientas limpias y desinfestadas y proteger el injerto con cintas plásticas y/o ceras (Sequeira *et al*., 2014).

e) Después de prendido el injerto requiere de ciertos cuidados: El hecho de que el injerto esté prendido no significa que va a desarrollarse con éxito. Entre los cuidados que una planta injertada requiere está el deschuponado (deshije), ya que los chupones (hijos) crecen con mayor vigor que el injerto y es necesario eliminarlos o podarlos para evitar la competencia con el injerto. También es importante proteger el injerto de los pájaros, animales domésticos y el viento, ya que podrían causarle daño (quiebre del injerto) (Sequeira *et al*., 2014).

3.11.4. Tipos de injertos

3.11.4.1. Injerto en púa

Hartmann y Kester (1997) citado por Zelada (2012) mencionan que es un pequeño trozo de la rama separada de la planta madre que contiene varias yemas en reposo y que cuando se une con el patrón forma le parte superior del injerto y de la cual crecen el tallo y las ramas de la planta injertada. Debe ser de un cultivar deseado y libre de enfermedades.

Sequeira *et al*., (2014) mencionan que este tipo de injerto se puede hacer en primavera en cualquier árbol o arbusto de hoja perenne, ya que precisa que el árbol ya esté despierto de su letargo invernal y la corteza del patrón se despegue con facilidad.

Lewis W. y Alexander D. (2008) aseguran que con este tipo de injerto, se debe mantener la yema en su lugar en el portainjerto hasta que haya terminado de envolver esto es trabajo de una sola persona. En una situación comercial, el injertar es a menudo un trabajo de equipo, con una persona que corte y otra atando el injerto. El empalme es un injerto simple y fácil de hacer cuando el espesor de diámetro y corteza del injerto (yema) coincide con el portainjerto y donde el portainjerto es cómodamente accesible.

3.11.4.2. Injerto de yema en T o de escudete.

Sequeira *et al*., (2014) mencionan que se puede utilizar con las plantas en pleno crecimiento, lo que es particularmente ventajoso, es rápido con relación a otros injertos, es útil para injertar grandes cantidades depatrones en vivero, por el poco material a utilizar, tiene alto porcentaje de prendimiento (90 a 100 %), la unión es más fuerte que con otros tipos de injertos y además funciona en las especies Cítricas y Rosas.

Castrillón (2000) Huayllani (2007) explica que los injertos de escudete o en “T” consiste en sacar una yema, rodeada de un trozo de corteza y colocarla en la planta que deseamos injertar, debajo de la corteza, en una incisión practicada a tal efecto, luego de la cual se ata convenientemente. Como la yema acompañada por la corteza tiene forma de escudo el injerto recibe el nombre de escudete o bien en “T”, pues la incisión que se realiza en la planta y donde se coloca el escudete tiene esta disposición.

Lewis W. y Alexander D. (2008) menciona que el injerto en T recibe su nombre por la forma de los cortes realizados en la corteza del portainjerto para prepararlo para la inserción de la yema del injerto. También se llama escudo de florecimiento, debido a la forma de la pieza pequeña de lanzamiento transferido con la yema. El injerto en T es el método más rápido de florecimiento o injerto, así que es ampliamente utilizado en la producción de grandes cantidades de cítricos y rosas.

3.11.4.3. Injerto de yema en parche

Hartmann y Kester (1997) citado por Zelada (2012) mencionan que la característica distintiva del injerto en parche, es que del patrón se remueve por completo un parche rectangular de la corteza y es remplazada por un parche de corteza del mismo tamaño que lleva una yema de la variedad que se va a propagar. El injerto en parche requiere que la corteza tanto como de la rama de yemas se desprenda con facilidad, el diámetro del patrón y de la rama con yemas es preferible que sea aproximadamente el mismo.

Al envolver el parche con la yema se debe utilizar un material que no solo contenga la corteza firmemente en su lugar, sino que también cubra todas las superficies cortadas para evitar la entrada de aire debajo del parche con la consiguiente desecación y muerte de los tejidos. Cuando el patrón está creciendo rápidamente se hace necesario cortar la cinta unos 10 días después del injerto. Un solo corte vertical en el lado opuesto de la yema, se debetener cuidado de que el corte no llegue a la corteza (Zelada, 2012).

Sequeira *et al*. (2014) indican que este tipo de injerto se puede hacer *en primavera*, cuando el patrón y el injerto están en pleno crecimiento. También se puede hacer en verano, pero en este caso la yema no se desarrolla hasta la primavera siguiente. Este método de injerto es especial para higueras y otros ficus, pero también sirve para cualquier árbol o arbusto de madera blanda.

Lewis W. y Alexander D. (2008) mencionan que esta técnica se utiliza para especies que tienen la corteza gruesa, o corteza que tiende a dividir a lo largo del tallo, como el nogal y la nuez de la India y para las especies que producen látex, como níspero.

3.11.4.4. Injerto en yema en T invertida o escudete

Garner (1983) y Zelada (2012) indican que en determinadas ocasiones, puede ser conveniente el colocar el escudete introduciéndolo de abajo hacia arriba, quedando entonces más protegido de la entrada de aguas de lluvia, etc. La técnica de injerto es la misma descrita para el escudete normal, salvo que en el patrón se hace la T invertida al practicar los cortes y la yema se prepara haciendo los cortes en sentido contrario en la variedad. El corte horizontal en el patrón para una fácil cicatrización.

Se procede de modo semejante al anterior. Difiere apenas en la posición normal del ramo para a retirada da yema y de el modo de introducir y amarrar. La colocación de la yema y el amarre es hecha de abajo para arriba. Este tipo de injerto presenta ventajas sobre el anterior, por evitar a penetración de agua y también por ser más fácil de manejar (Propagação Vegetativa, s.a.).

3.11.5. Rosas para Injerto

Sequeira *et al*., (2014) menciona que el injerto se selecciona por las siguientes características:

- Proviene de una planta madre que presenta altos rendimientos.
- Producción de frutos de excelente calidad comercial.
- Precocidad en cuanto a inicio de producción.
- Tolerancia a plagas y enfermedades.
- Porte de la planta (buena arquitectura).

3.11.5.1. Principales tipos de rosas para injerto

Según Gostincha (1954) los principales tipos de rosas para injerto son:

a) Rosas primitivas: La mayoría de los rosales hoy cultivados tienen su origen en los cruzamientos que se hicieron a través de la historia entre los rosales europeos y asiáticos. Los más importantes de los primeros son "Rosa gállica" y "Rosa lútea", y entre los segundos, Rosas de Bengala y Rosas de Té. Son de importancia los rosales trepadores "Rosa multiflora" y "Rosa wichuriana", de origen también asiático.

b) Híbridos de Té y Rosas Pernetianas: Casi todos los rosales de flor grande que se cultivan actualmente pertenecen a estos dos grupos. Llevan la savia de los rosales primitivos europeos y de los "Rosales de Té". El fin principal que se perseguía al cruzar estos dos tipos de rosal era unir la rusticidad del primero y la belleza de la flor, unida a la ventaja de florecer durante todo el verano, del segundo.

c) Rosales multifloros, llamados también "rosales geranio": Proceden de un cruce entre R. multiflora e Híbridos de Té. Son arbustos pequeños, no sarmentosos y con flores pequeñas, reunidas en ramilletes, que suelen ser muy ricas en colorido.

d) Rosales sarmentosos: Las plantas de este tipo tienen casi todas la savia de las dos especies mencionadas:"multiflora" y H. "Wichuriana".

e) Variedad de Rosa ecuatoriana amarilla: Arbusto erecto, de tallo de color verde oscuro, provisto de aguijones de color oscuro, con 5 a 7 folíolos, las hojas de color verde brillante, flores de color amarillo, dobles, fragante (Campos, 2012).

f) Variedad de rosas charlotte

Las formas arbustivas del cultivar tienen porte erguido que alcanza de 90 a 185 cm de alto con 120 a 150 cm de ancho. Las hojas son de color verde oscuro mate de tamaño medio, follaje coriáceo, con 7 foliolos (Villarroel, 2012).

Sus capullos son puntiagudos ovoides. Sus delicadas flores de color amarillo, el sombreado de color naranja. Fragancia moderada. Flor con 100 pétalos. Rosa de tamaño mediano, muy completa, florecen en ramo en pequeños grupos. (Wikipedia enciclopedia libre, 2019).

3.11.6. Patrón (pie, masto o porta injerto)

Según Darquea (2012) los patrones son rosales silvestres, los cuales actúan como soporte para que al injertar la planta que va desarrollar resista al inicio de sus etapas puesto que los patrones pueden aportar resistencia a malas condiciones del suelo, nematodos, en fin, presenta resistencia a malas condiciones en el cultivo. En si el patrón es la planta que recibe el injerto para luego desarrollar raíces con las que llevara el alimento mineral a la planta injertada.

Sequeira *et al*., (2014) el patrón por su parte es seleccionado en base a las siguientes características:

- Buen vigor y desarrollo de raíces
- Tolerancia a plagas y enfermedades
- Adaptación a las condiciones de suelo, tales como: salinidad, pH, fertilidad, textura y estructura de suelo.
- Una vez que el injerto esté prendido, patrón e injerto van a crecer y a desarrollarse como una sola planta, pero conservando sus propias características.

3.11.5.1. Principales tipos de rosas como porta injerto

Según Melida (1981) citado por Junques (1995) los porta-injertos más utilizados tienen las siguientes características:

a) R. Canina: Se adapta bien a ciclos vegetativos cortos, produciendo rosas durante períodos fríos, que puedan comprometer el rosal. Requiere suelos no tan estresantes.

b) R. Multiflora: Es muy utilizada como porta-injerto para jardines. En cultivo cubierto se comporta semejante a R. Manettii.

c) R. Indica: Excelente para clima temperado; posee sistema radicular profundo, siendo por tanto mas resistente a climas secos, debiendo tener cuidado con el riego, debido a la posibilidad de muerte por asfixia.

d) R. Manetti: Tiene poco desenvolvimiento radicular, es muy utilizada en los EUA e poco en la Europa.

e) Variedades de pie de injerto natal briar: *Rosa Natal Briar* es una variedad de patrón nuevo muy vigoroso comparándole con Canina y Manetti, esta siendo utilizado en Holanda y Ecuador por su buena producción en invierno, se le otorga a la planta la característica de basalear muy poco. No es compatible con todas las variedades por ejemplo Escandas en Natal es mas susceptible a ennegrecimiento de pétalos (Fainsten, 1997 citado por Vinueza, 2014).

Es una variedad utilizada como patrón y su propagación es asexualmente y además se adapta bien a época de invierno, no tiene ninguna incompatibilidad a nivel de punto de unión injerto-patrón y esta se caracteriza por tener flores cortas (Darquea, 2013 citado por Palacios, 2016).

Marcos (1981) mencionado por Limachi (2011) afirma que este portainjerto tiene las hojas muy suaves y por lo general tiene una durabilidad de 6-8 años de vida. La injertación en el es de manera más sencilla que el Manetti y por su puesto acepta diferentes variedades de rosa de corte.

3.12. Propagación por Miniplantas.

El sistema de propagación por miniplantas consiste, en injertar, ya sea por injerto de vareta o de yema, la variedad deseada en un patrón clonal sin enraizar y así lograr el desarrollo simultáneo del brote y la raíz de la nueva planta. Se considera que este método permitirla producir plantas completas y vigorosas en un periodo menor al requerido por el método tradicional de propagación por injerto (McFadden, 1963; Davies y Fann, 1980 citado por Duran, 1993).

Duran (1993) también menciona que la propagación es un factor importante en el proceso de producción de rosas, por lo tanto los productores necesitan reemplazar sus plantaciones viejas con plantas de buena calidad para mantener el ritmo de producción. Tradicionalmente, se utiliza injerto para propagar rosas, que requiere de periodos de hasta dos años para obtener plantas aptas para trasplante y, que a su vez, tiene bajos índices de prendimiento. Se ha determinado que el prolongado periodo de propagación y el bajo porcentaje de plantas logradas, son factores que afectan negativamente la producción. En este sistema se cita como ventaja sobresaliente el hecho de reducir de seis a tres meses el periodo de formación de plantas hasta el momento de trasladarlas a las camas de producción.

El proceso para obtener plantas injertadas se inicia con el enraizamiento de los patrones. De acuerdo con (Laurie, Kiplinger y Llelson, 1989) la longitud de las estacas son de 30 cm. Se utiliza el injerto de yema a la altura del primero o segundo entrenudos a partir de la base de la rama. La porción restante de ésta se elimina a las tres o cuatro semanas de injertada (Larson, 1988 citado por Duran, 1993).

3.13. Tipos de sustratos para propagación

3.13.1. Sustrato

Calderón (2007) citado por Tito (2011) menciona que el término sustrato, que se aplica en agricultura, se refiere a todo material, natural o sintético, mineral u orgánico, de forma pura o mezclada, 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.

La arena de grado satisfactorio para el enraizamiento es la que se usa en albañilería para enlucidos, siendo esta la más utilizada de los medios. La arena virtualmente no contiene nutrientes por lo que no tiene capacidad amortiguador respecto a sustancias químicas (Hartmann & Kester, 1974 citado por Vera, 2015).

Los sustratos que han permitido obtener buenas plantas contienen 60% de tierra negra más 30% de cascarilla de arroz y 10% de turba. También se utilizan mezclas donde se incluye paja picada, pulpa de café o bagazo de caña (Sanipatin, 2016).

3.13.1.1. Arena

Para VIFINEX (2002) citado por Ossio (2010) destaca que la arena es un antiguo medio favorito para el enraizamiento de estacas. También es utilizado para favorecer el drenaje y aireación en mezclas que incluyen turba. Deberá lavarse y tamizar para dejarla libre de partículas mayores de 2mm de diámetro o menores a 0.6 mm. Una arena tamizada para cultivo deberá drenar con facilidad.

Alvarado (2002) citado por Quispe (2011) define que las arenas finas contribuyen muy poco en mejorar las condiciones del sustrato, y su uso puede resultar en una reducción del drenaje y la aireación. Es preferible una arena limpia con tamaños de partícula de 0,5 a 2 mm de diámetro. El porcentaje de partículas medias (0,25 a 0,50 mm) y finas (0,05 a 0,25 mm) debenformar una proporción relativa pequeña de la arena usada en un medio de cultivo. De otro modo, la adición de arena puede producir un cemento, junto con las partículas del suelo, y provocar una compactación mayor que la deseada.

3.13.1.2. Turba

Según Vera (2015) la turba es el material más utilizado en el mundo en la preparación de sustratos para macetas, bandejas y canastas colgantes. La turba de buena calidad tiene baja densidad de masa, alta capacidad de recipiente y buenas propiedades de espacio aéreo, junto con una adecuada capacidad de intercambio catiónico y un pH manejable.

Hartman y Kester (1987) citado por Quispe (2011) indican que la turba está formada por restos de vegetación acuática, de pantanos o marismas, que han sido conservados debajo del agua en estado de descomposición parcial. La falta de oxígeno en el pantano hace más lenta la descomposición bacteriana y química del material vegetal. La composición de los diversos depósitos de turba varía mucho, dependiendo de la vegetación de que se originaron, su estado de descomposición, contenido de minerales y acidez.

Las turbas se forman por acumulación de gran cantidad de restos orgánicos parcialmente descompuestos a consecuencia de la presencia de un medio saturado de agua, 10 que origina condiciones de anaerobiosis que retardan considerablemente la descomposición de los restos vegetales, que de esta manera se acumulan llegando a formar capas de gran espesor. Son suelos orgánicos pertenecientes a la orden de los histosoles (SollTaxonomy, 1975 citado por Mamani, 2016).

3.13.1.3. Cascarilla de arroz

La cascarilla de arroz es un subproducto muy rico en celulosa y en sílice abrasivo de escaso valor nutritivo es aprovechado por su volumen posee una baja densidad aparente que va de 110 a 160 Kg/m3. Los usos potenciales de la cascarilla y de sus cenizas dependen de la naturaleza de sus componentes, de fibra ceniza lignina donde las cenizas son muy ricas en sílice. Además, posee una baja tasa de descomposición es liviana, inerte, tiene un buen drenaje alta aireación baja retención de la humedad y además tiene un bajo costo (Sánchez, 2015).

La cascarilla es incorporada con facilidad en un medio para mejorar su drenaje. Está disponible a bajo costo en ciertas áreas y puede ser utilizado en sustitución o junto con turba. Entre sus principales propiedades físico-químicas tenemos que es un sustrato orgánico de baja tasa de descomposición; es liviano, de buen drenaje, buena aireación y su principal costo es el transporte (Vera, 2015).

Alvarado (2002) citado por Quispe (2011) indica que el tamaño de partícula es ligeramente mayor a la de aserrín. La cascarilla es incorporada con facilidad en un medio para mejorar el drenaje. Está disponible a un costo bajo en cierta áreas y puede ser utilizado en sustitución o junto con la turba. La cascarilla de arroz es de peso ligero, uniforme en grado y calidad, posee menor efecto en la reducción del nitrógeno por los microbios del suelo. No introduce plagas, pero es recomendada la pasteurización del sustrato, porque contiene muchas semillas de malezas.

4. LOCALIZACIÓN

4.1. Ubicación del área de Estudio

El Presente estudio se realizó en el Centro Experimental Cota Cota de la Facultad de Agronomía, dependiente de la Universidad Mayor de San Andrés. El Centro Experimental se encuentra ubicado a 32 km del kilómetro cero de la ciudad de Nuestra Señora de La Paz, del Macro Distrito Sur del Departamento de La Paz. Su ubicación geográfica se encuentra a 16°32´44” Latitud Sur y 68°03´44” longitud Oeste; la altitud se encuentra a 3445 msnm. Se encuentra distante a 15 km del centro de la Ciudad de La Paz (Limachi, 2017).

4.2. Descripción Agroecológica de la zona de Cota Cota

De acuerdo a CUMAT - COTESU (1985) citado por Zelada (2012) la descripción Agroecológica de la zona de Cota Cota toma las siguientes características:

4.2.1. Ecología

Las zonas de vida de la región presentan un patrón de distribución paralelo al valle del río, zona de vida de bosque cálido ocupándose y extendiéndose por las colinas circundantes hasta una altitud de 3.600 m.s.n.m. aproximadamente, se encuentra en la Zona Sur de la ciudad de La Paz, cabecera de valle con topografía accidentada y suelos aluviales.

4.2.2. Suelo

La califican como un tipo de formación de llanura antigua, y la describen como suelos de pendiente suave, profundos y con peligros de anegamiento de mínimo a moderado.

4.2.3. Topografía y Vegetación

Una topografía accidentada con pendientes regulares a fuertes es lo que caracteriza a Cota Cota, por esta razón se realizan terrazas con fines agrícolas. En el lugar se presentan de forma mas común las siguientes especies vegetales: Eucalipto (*Eucalyptus globulus*), acacia (*Acacia ssp.*), queñua (*Polylepis ssp.*), retama (*Spartium junceum*), ligustro (*Ligustrum sinensis*), chillka (*Baccharis spp*.).

4.3. Características climáticas

SENAMHI (2010) citado por Sánchez (2015) indica que la característica de esta región es templada por considerarse cabecera de valle, a lo largo del año presenta una temperatura máxima de 32°C, una temperatura media 11.5°C y una mínima de hasta -6°C; con una precipitación pluvial media anual de 380 mm; una Humedad relativa de 58% y una velocidad máxima promedio de los vientos de 1.4 m/s.

4.4 Características del ambiente atemperado

El experimento fue realizado en un ambiente atemperado, que fue construido de forma manual utilizando madera aserrada o callapos de eucaliptos, que son accesibles en el lugar. El lugar consta de paredes y techo de agrofilm de 250 micrones, también de semisombra en una parte de las paredes laterales y del techo, con una longitud aproximada de 12 m2. Se registraron temperaturas promedio máximas de 31 ºC y mínimas de 9 ºC durante los meses noviembre-febrero, el ambiente en el cual los estacas son puestos a enraizar es de vital importancia porque ejerce una poderosa influencia crítica en el enraizamiento por eso es importante mantener niveles óptimos de humedad temperatura e irradiación dentro del los ambientes de propagación (Mamani, 2016).

Figura 12: Ubicación de la investigación realizada
Fuente: Elaboración propia

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materiales

5.1.1. Material de estudio

5.1.1.1 Material Vegetal

- Variedad de pie de injerto de rosa Nathal brier 240 plantas
- Rosales de la variedad High Exotic 4 docenas
- Rosales de la variedad Charlotte 4 docenas

5.1.1.2 Material para preparación de Sustratos

- Arena
- Turba
- Cascarilla de arroz

5.1.2. Material de campo

- Cámara fotográfica
- Tijera de podar
- Recipientes de plástico (vasos)
- Cinta para injertos (Nylon)
- Navaja de injertar
- Alcohol
- Cinta aislante
- Pala de jardinería
- Flexómetro
- Termómetro
- Regla metálica

5.1.3. Material para construcción de ambiente atemperado

- Callapos
- Picota
- Pala
- Alambre
- Rastrillo
- Agrofilm 250 micrones
- Semisombra
- Clavos
- Cierra circular
- Tela galleta

5.1.4. Material de construcción para mesas de propagación

- Maderas (1, 0,80, 0,60) m
- Clavos
- Cierra circular
- Látex
- Flexómetro

5.1.5. Material de escritorio o gabinete

- Planillas de evaluación
- Material de escritorio
- Calculadora
- Computadora

5.2 Metodología procedimental

La investigación se llevó a cabo en un ambiente construido cerca del área de floricultura del Centro Experimental de Cota Cota.

a. Preparación del área de estudio

Como actividades previas para la investigación se construyó un ambiente de 3x4 m., utilizando callapos acopiados del mismo lugar para su estructura, se utilizaron agrofilm y semisombra para cubrir las paredes laterales y el techo. Posteriormente se procedió a realizar cuatro mesas de 1m de largo, 0,80 m de ancho y 0,60 m de alto que fueron pintadas con látex.

Figura 13: Ambiente donde se realizo la tesis
Fuente: Elaboración propia

Figura 14: Mesas para la propagación de rosas
Fuente: Elaboración propia

Davies y Fann (1980) citado por Duran (1993) mencionan que realizaron injertos de yemas en los patrones sin enraizar y los almacenaron en una cámara a 27 ºC y en oscuridad por dos semanas, entonces para el presente experimento también se pusieron a enraizar los patrones en oscuridad, para esto utilizamos tela galleta en la parte superior y lateral derecho del ambiente.

b. Preparación del sustrato y recipientes de plástico

Para el presente estudio se utilizaron cuatro diferentes sustratos con las siguientes proporciones Arena, Arena: Cascarilla de arroz: Turba (1:1:1), Arena: Cascarilla de arroz: Turba (1:2:1), Arena: Cascarilla de arroz: Turba (1:1:2), esto medido en partes y posterior mezcla de los mismos. Una vez mezclados todos los sustratos se realizó la desinfección con agua hervida y posterior solarización por una semana.

Figura 15: Preparación y mezcla de sustratos
Fuente: Elaboración propia

Para los recipientes (macetas) se utilizaron vasos de plástico transparentes para mejor observancia de enraizamiento, los cuales se agujerearon de forma lateral a cuatro cm. de la base aproximadamente, esto para mantención de humedad.

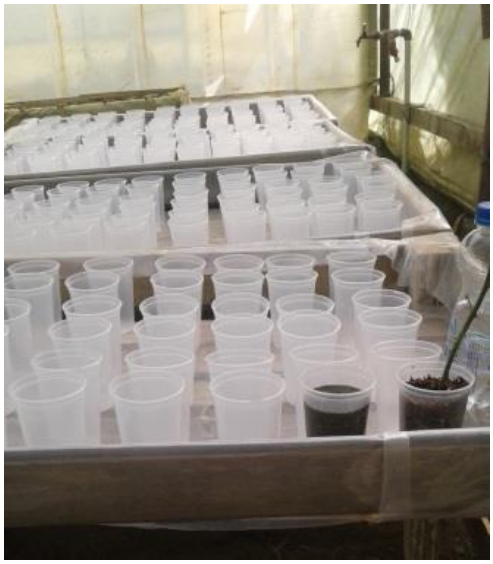


Figura 16: Recipientes para propagación de rosas.
Fuente: Elaboración propia

c. Recolección y preparación del patrón o porta injerto

Los patrones de pie de injerto de la variedad Nathal brier fueron recolectados en la Urbanización de Bella Vista en Cochabamba, viendo que estos estén maduros y tengan el grosor de un lápiz. Se transportaron las estacas de rosa en agua sumergiendo las puntas inferiores de las mismas, además se las envolvió en periódico para mantención de humedad.

Según Duran (1993) para utilizar esta técnica se debe deshojar las estacas del patrón, entonces se deshojaron las hojas y posteriormente se cortaron en forma de bisel debajo del nudo, aproximadamente 0,5 cm debajo de la yema. Se cortó la estaca a 30 cm.

Los estacas deben de tener la longitud mínima de un lápiz, pero es preferible que alcancen los 30 cm de longitud, pues la experiencia enseña que los estacas más largos forman sus raíces más fácilmente (Mayorga, 2004)

Para enraizar las estacas del portainjertos según algunos autores se recolectan entre octubre y marzo, sin embargo, se señala que la plantación de la estaca para enraizamiento se realiza desde noviembre hasta diciembre (Yong, 2004).

Figura 17: Variedad de porta injerto Natal brier.
Fuente: Elaboración propia

d. Preparación de variedades a ser injertadas

Para obtener las yemas a injertar se utilizaron tallos florales en la fase de punto ruso o de corte de las variedades amarilla ecuatoriana y Charlotte por su fácil prendimiento en injertos y mayor comercialización, esto según testimonio de agricultores y comerciantes. Ambas variedades fueron sumergidas en agua tres días antes de ser injertadas, esto para estimular a la activación de las yemas. Posteriormente se quitaron las flores y las hojas para estimular el crecimiento de yemas.

La selección y corte de los vástagos porta yemas constituyen un paso de significativa importancia en la labor de injertar, estos se seleccionarán cuidadosamente de aquellos cuya flor se haya marchitado totalmente, observando que las yemas estén sanas y turgentes (aparentes, hinchadas), pero sin que hayan comenzado a brotar; Al seleccionar las yemas, habrá de preferirse aquella situadas en la zona central de la vara porta injerto vástago (Álvarez, 1973 citado por Campos, 2012).

Figura 18: Variedad a injertar amarilla ecuatoriana
Fuente: Elaboración propia

Figura 19: Variedad a injertar Charlotte
Fuente: Elaboración propia

e. Proceso de Injertado

Se realizó una incisión en forma de "T" al patrón de rosa Nathal brier, a la altura del primero o segundo entrenudo de la estaca hasta la profundidad del cambium en una superficie plana y larga opuesta a la yema superior, se inserto entre las solapas que forman la "T" la yema procedente del brote de la variedad elegida, procurando un sistema de sujeción con el plástico.

Se vendó el injerto con cinta de plástico sujetándolo ajustadamente. El tipo de injerto utilizado fue de T normal por poseer mayor porcentaje de prendimiento.

Figura 20: Injerto tipo T normal
Fuente: Elaboración propia

f. Siembra de estacas injertas

Una vez injertada la estaca, se colocó verticalmente a los sustratos de acuerdo con los tratamientos que fueron regados at libitum previa siembra. Las dos primeras semanas las estacas injertas fueron puestas en oscuridad para estimular el enraizamiento controlando humedad y temperaturas. Todos los recipientes de plástico fueron depositados sobre las mesas para mejor evaluación.

Figura 21: Sembrado de estacas ya injertas
Fuente: Elaboración propia

g. Riego

Se procedió a regar después de una semana de la siembra de estacas, posteriormente se rego dos veces a la semana.

h. Eliminación de brotes del patrón y del vendaje

Pasados 21 días (3 semanas) se quito el vendaje para evitar que ajuste a la planta a medida que crece el injerto y no sea perjudicial. También se eliminaron brotes del patrón para evitar la competencia con el injerto. A la misma vez se puso bolsas anti estrés después de la eliminación del vendaje.

Eliminar los brotes o ramas que surgen en la parte inferior del patrón, cuando este posee muchas yemas y que de permitirse su crecimiento dificultarán la realización del injerto (Álvarez, 1973 citado por Campos, 2012).

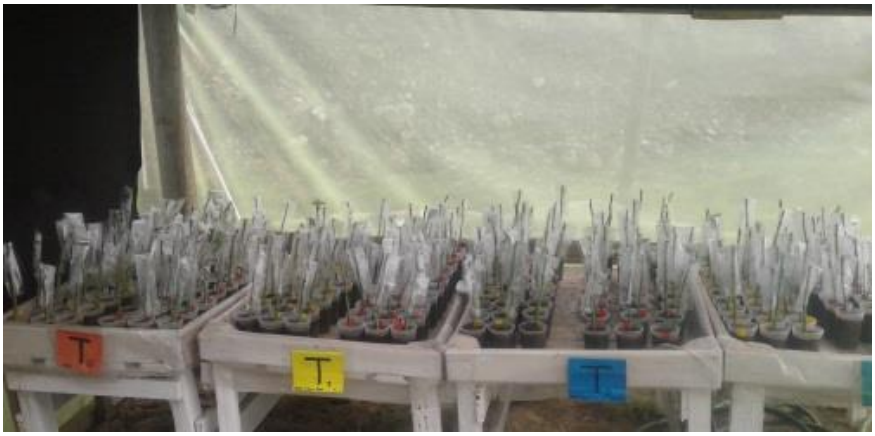


Figura 22: Tratamiento pos estrés en estacas de rosas injertadas.
Fuente: Elaboración propia

i. Control preventivo de plagas

Para el control de plagas se preparó una mezcla de bicarbonato de sodio y jabón neutro, esparciéndolo una vez por semana.

j. Evaluación de datos

Los datos fueron evaluados periódicamente para ver el tiempo de enraizado y al final momento de haber alcanzado un 50% de prendimiento de los patrones injertados y enraizados.

Figura 23: Toma de datos
Fuente: Elaboración propia

5.3. Metodología experimental

El presente estudio fue desarrollado con un arreglo bifactorial distribuido en un diseño completo al azar DCA con tres repeticiones. Los factores se detallan en la tabla 4.

Tabla Nº 4. Factores en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de variedades de rosa a injertar.

Factor B	Factor A
SUSTRATOS	VARIEDAD A INJERTAR
b1= Arena	a1= V. Amarilla ecuatoriana
b2= Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:1:1)	
b3= Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:2:1)	a2= Variedad Charlotte
b4= Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:1:2)	

Fuente: Elaboración propia

Según los factores de estudio con las respectivas combinaciones se obtuvieron 8 tratamientos (4 X 2 = 8). Es importante mencionar que se contó con 3 repeticiones; teniendo un total de 24 unidades experimentales.

Las combinaciones de tratamientos se detallan en la tabla 5.

Tabla Nº 5. Tratamientos en el estudio de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos variedades de rosa a injertar.

Tratamiento	Combinación	Descripción
T1	a1b1	V. Am. ecu-Arena
T2	a2b1	V. Charlotte -Arena
T3	a1b2	V. Am. ecu-Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:1:1)
T4	a2b2	V. Charlotte-Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:1:1)
T5	a1b3	V. Am. ecu-Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:2:1)
T6	a2b3	V. Charlotte-Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:2:1)
T7	a1b4	V. Am. ecua-Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:1:2)
T8	a2b4	V. Charlotte-Arena; Cascarilla de arroz; turba (1:1:2)

V. Am. ecu: Variedad Amarilla ecuatoriana, V. Charlotte: Variedad Charlotte

Fuente: Elaboración propia

5.3.1. Modelo Lineal Aditivo

El modelo aditivo lineal para un diseño completamente al azar con arreglo factorial de dos factores según Ochoa (s.a.) es el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde:

Yij = Una observación cualquiera

μ = Media del enraizamiento de rosas con la técnica de miniplantas

αi= Efecto fijo del i-ésimo nivel de A (variedad de injerto)

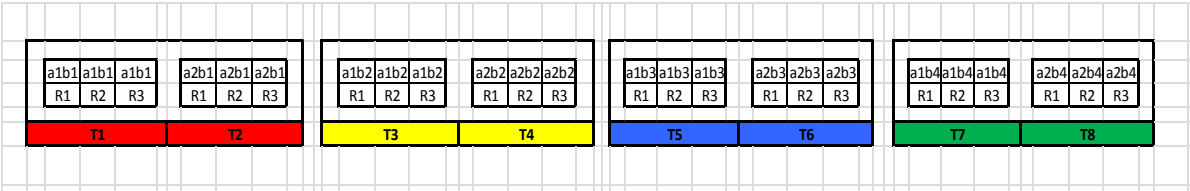
β j = Efecto fijo del j-ésimo nivel de B (sustratos)

(αβ)ij = Efecto fijo de la interacción del i-ésima variedad de injerto con el j-ésimo sustrato

εij = Efecto aleatorio de residuales o error experimental (0,σe2)

5.3.2. Área del experimento

Figura 24. Croquis experimental de la parcela de estudio



Fuente: Elaboración propia

5.3.3. Variables de respuesta

Para observar el efecto de los sustratos en los injertos con la técnica de miniplantas se tomaron las siguientes medidas:

- Número de estacas con raiz a los 30 días
- Número de injertos prendidos a los 30 días
- Número de raíces en estacas con injerto prendido
- Largo de raíces en estacas con injerto prendido.
- Número de injertos prendidos
- Porcentaje de prendimiento

5.3.4. Parámetros de evaluación

a) Número de estacas con raiz a los 30 días

Como primera medición se contabilizo las estacas injertas con raíces aun no hayan tenido prendido el injerto, esto se observo mediante el recipiente de plástico (vaso) que se utilizo para facilitar la medición de esta variable.

b) Número de injertos prendidos a los 30 días

Se observó en cada estaca sembrada en diferentes sustratos los injertos prendidos a los primeros 30 días. Se contabilizaron cada uno de los injertos prendidos en total y por tratamiento.

c) Número de raíces en estacas con injerto prendido

Esta variable se tomo al finalizar la investigación, para ello se saco cada estaca injertada de los sustratos en tratamiento. Se procedió a sumergirlas en agua para evitar el quiebre de las raíces. Se contaron las raíces adventicias.

d) Largo de raíces en estacas con injerto prendido.

Para esta variable se procedió a medir las raíces con una regla metálica, teniendo mucho cuidado para no quebrar las raíces desde la base de la estaca hasta la cúspide radicular. Únicamente en las estacas que formaron callo se observaron raíces. En las estacas que no formaron raíces se observó necrosis del tejido.

e) Número de injertos prendidos

Se procedió a contar las estacas con injertos prendidos, es decir injertos que aun estaban verdes o tenían sus primordios foliares, los injertos que no prendieron tenían un color café que los diferenciaba de los que si prendieron.

f) Porcentaje de prendimiento

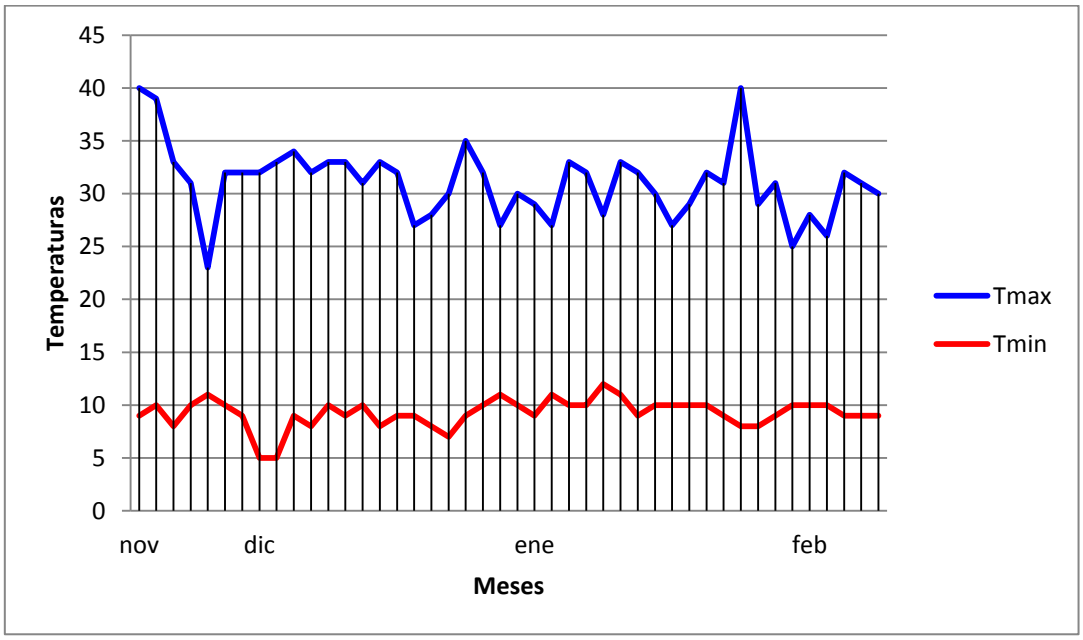
Se conto el número de plantas prendidas es decir el total de plantas que presentan enraizamiento e injerto vivo y se saco el valor porcentual de cada tratamiento.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El presente trabajo de investigación estudio el efecto de cuatro sustratos en la técnica de injertacion por miniplantas utilizando dos variedades de injerto. A continuación se detallan los resultados obtenidos en el presente estudio:

6.1. Condiciones ambientales

En la grafica Nº 1, se observa la variación de los valores de temperaturas máximas y mínimas registradas dentro del ambiente donde se realizó la investigación. Existieron dos picos muy altos de 40 ºC, esto debido a los veranillos que se registraron en noviembre-enero. Las temperaturas máximas fueron registradas en un rango de 23-35 ºC y las temperaturas mínimas de 11-5 ºC.



Fuente: Elaboración propia

Grafica Nº 1. Registro de temperaturas máximas y mínimas en el interior del ambiente donde se realizo la investigación.

Hartmann y Kester (1997) mencionan que las temperaturas excesivas de aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces, además mencionan también que temperaturas registradas entre 21 y 27 ºC y de 15 a 16ºC durante la noche, son satisfactorias para lograr el enraizamiento en la mayoría de las especies. Según los autores, se considera que las temperaturas de hasta 37ºC e dentro del ambiente donde se realizó el ensayo podría haber afectado negativamente la formación de plantas ya que aumentaron la tasa de respiración de las estacas, sin embargo a pesar de esa afirmación se obtuvo un 57% de plantas obtenidas en la presente investigación.

Según (CATIE, sf.) citado por Sánchez (2015) menciona que las temperaturas mínimas benefician el enraizamiento, por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener una humedad relativa alta.

Por su parte Yong (2004) señala que el rosal es una planta exigente en temperaturas elevadas, que varían según el estado vegetativo en que se encuentre. Su fase crítica es el inicio y crecimiento de los brotes, donde la falta de estos niveles de temperatura puede originar tallos ciegos y botones florales deformes. Con temperaturas superiores a los 45ºC la planta sufre daños, no siendo aconsejable superar los 30ºC, ya que se producen alteraciones fisiológicas negativas para el cultivo. Se entiende que por esta situación el 35% de las plantas no dieron respuesta con el injerto puesto que para prender un injerto primero la planta debe enraizar o estar o presentar callo.

6.2. Número de estacas con raiz (30 días)

Los resultados presentan el número de estacas con raiz en el primer mes después de haber realizado el procedimiento de injertacion y siembra de estaca desnuda (técnica de miniplantas).

Tabla Nº 6. Análisis de varianza (ANVA) número de estacas con raiz a los 30 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Sustrato	2,55	3	0,85	6,14	0,0056	**
Variedad	0,01	1	0,01	0,01	0,9268	NS
Sustrato*Variedad	0,11	3	0,04	0,27	0,8471	NS
Error	2,21	16	0,14			
Total	4,87	23				

CV: 23,50%

Fuente: Elaboración propia

Según Ochoa (s.a.) un coeficiente de variación que presenta valores < 30% esta en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 23,50% esto indica que la toma de datos fue buena y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

El ANVA para esta variable: estacas con raiz a los 30 días, nos mostró que en el factor de variedad de injerto no hubo diferencias significativas (P ≥ 0,05) es decir no existe diferencia entre las dos variedades de rosas injertadas en el enraizamiento de las estacas a los 30 días después de la injertacion.

En el análisis para la interacción (sustrato y variedad de injerto) mostro que no existen diferencias significativas (P≤ 0,05) esto nos da a entender que dicha interacción no afecto al enraizamiento de las estacas a los 30 días después de la injertacion. En el factor sustrato si existió diferencias altamente significativas (P ≥ 0,05); esto nos muestra que los diferentes sustratos afectaron en el enraizamiento de las estacas a los 30 días después de la injertacion.

La formación de raíces es uno de los tres procesos necesarios para la obtención de plantas completas. Sólo 34.4% de las estacas enraizaron en el estudio de Duran 1993, este valor es inferior a los indicados por Davies y Fann (1983), Grueber y Hannan (1984), Lee y Zieslin (1978) y McFadden (1963) quienes utilizaron el método de propagación por miniplantas con Rosa manetti como patrón bajo nebulización en invernáculo (Duran, 1993). Sin embargo utilizando esta técnica en diferentes sustratos el porcentaje de raíces a los 30 días fue del 40 %. A continuación se realizó la Prueba de Medias Tukey para los sustratos.

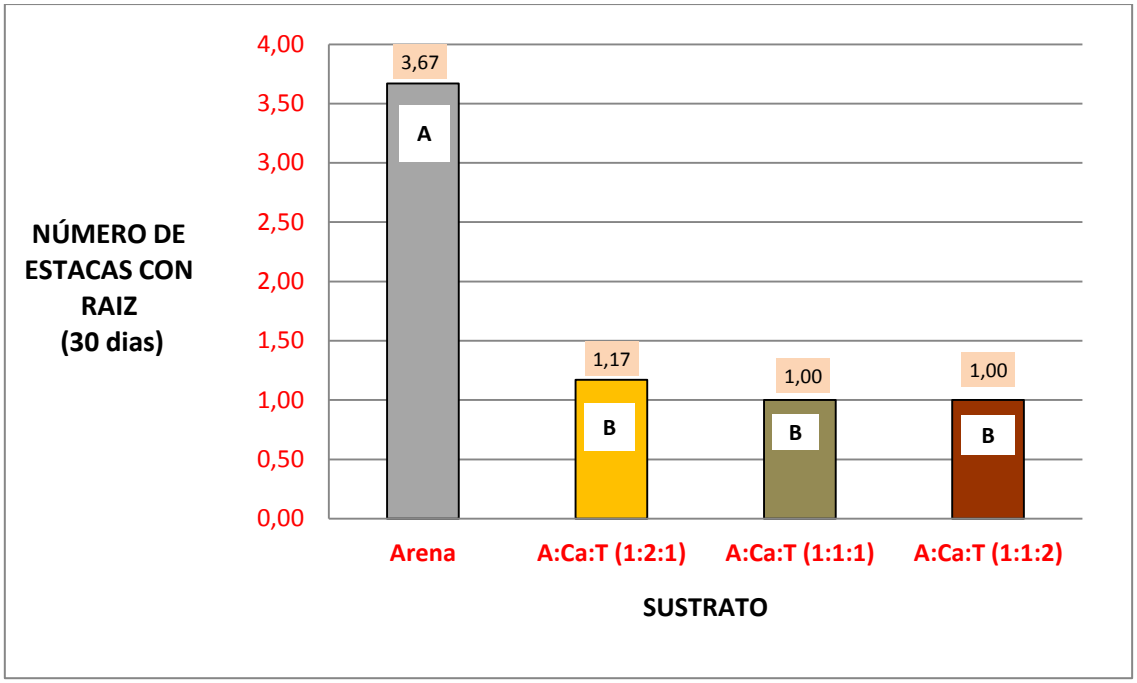
Tabla Nº 7. Comparación de medias entre sustratos para el enraizamiento de las estacas a los 30 días después de la injertacion.

SUSTRATO	Medias	Comparación	
Arena	3,67	A	
A:Ca:T (1:2:1)	1,17		B
A:Ca:T (1:1:1)	1,00		B
A:Ca:T (1:1:2)	1,00		B

Fuente: Elaboración propia

En la Prueba de Tukey α = 0,05 del enraizamiento de estacas a los 30 días en diferentes sustratos, se observa que existen dos grupos de los cuales la arena es la mas diferenciada porque tiene el mayor porcentaje en promedio en el enraizamiento de estacas a los 30 días, que es significativamente superior a las otras sustratos.

Según el la revista el huerto la arena es la madre de las propagaciones, como material abundante se usa la arena de río lavada por su menor contenido de sales, la principal característica es su porosidad, debido al mayor tamaño de sus partículas. Se usa en mezcla o sola para enraizamiento de estacas (plantas de interior, clavel, crisantemo, etc.). Con los resultados obtenidos en la presente investigación corroboramos que la arena es un material que induce al enraizamiento de especies como la rosa.



Fuente: Elaboración propia

Grafica Nº 2. Número de estacas con raiz a los 30 días según sustrato

En la grafica Nº 2 se registra que la arena obtuvo el mayor número de estacas con raiz a los 30 días después de la injertacion. Los demás sustratos muestran homogeneidad en el número de estacas con raiz.

Hartmann *et al*. (2002) citado por Mamani (2016) mencionan que el sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento, y es considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes, estas son características que posee la arena.

6.3. Número de injertos prendidos a los 30 días

Los resultados presentan el número de injertos en el primer mes después de haber realizado el procedimiento de injertacion en estaca desnuda (técnica de miniplantas).

Tabla Nº 8. Análisis de varianza (ANVA) del número de injertos prendidos a los 30 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Sustrato	0,05	3	0,02	0,65	0,5932	NS
Variedad	0,06	1	0,06	2,07	0,1692	NS
Sustrato*Variedad	0,13	3	0,04	1,6	0,2289	NS
Error	0,43	16	0,03			
Total	0,67	23				

CV: 5,28%

Fuente: Elaboración propia

Se puede observar en la tabla Nº 8 que el factor A (sustrato) no presenta diferencias significativas para el prendimiento de injertos a los 30 días, el factor B (variedad de injerto) de la misma manera, es decir no es significativo y no existe diferencias entre variedades injertadas (charlotte y amarilla ecuatoriana). Además la interacción entre ambos factores A*B (sustrato*variedad) también fueron registradas como no significativas es decir que el sustrato y variedad juntos no tuvieron efecto en el prendimiento de las variedades injertadas a los 30 días. Esto a un nivel de significancia del 5%.

Según Ochoa (s.a.) un coeficiente de variación que presenta valores < 30% esta en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 5,28% esto indica que la toma de datos fue buena y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

Según los resultados de la investigación de Darquea (2013) muestran el comportamiento de las yemas injertas a diferentes alturas, las yemas de zona alta del tallo tienen una mayor rapidez al momento de prender, por la acción de las hormonas que en la zona alta fluyen. En los resultados de la presente investigación no tuvo significancia ni el sustrato ni la variedad injertada, puesto que el injerto fue realizado en la zona alta del tallo porta injerto, esto en todos los tratamientos.

Por su parte Sanipatin (2016) posibilita que la formación de callos en los injertos no siempre dependa de algún tratamiento o interacción extrínseca en específico, sino a que la formación de callo se debe más a las condiciones adecuadas que deben tener las etapas en la formación de la unión del injerto como son: contacto íntimo entre el cambium vascular del patrón y parte aérea, formación de nuevo cambium vascular y formación de nuevo tejido vascular floema y xilema.

Castro (2005) citado por Zelada (2012) señala que una planta injertada de crecimiento lento sobre un pie vigoroso, crece varias veces más de prisa que si no lo estuviera, de esta manera se obtiene estacas o se puede vender antes de lo que se pudiera creer, bajo este concepto probablemente el pie de injerto Nathal brier no sea tan vigoroso a comparación con otras variedades de pie.

Gonzáles, E. (1988) citado por Zelada (2012) menciona que una vez puestos en contacto los tejidos del injerto y del patrón, proceda a cerrar la herida, mediante la formación de un tejido cicatrizal o callo. Las primeras divisiones celulares se producen muy pronto, al cabo de veinticuatro a cuarenta y ocho horas de efectuado el injerto dependiendo de la velocidad de formación del tejido cicatrizal o de circunstancias o factores externos, principalmente la temperatura. Éstas divisiones celulares empiezan simultáneamente en todos los tejidos vivos del patrón y del injerto, formándose un tejido constituido por células uniformes, cuya diferenciación comienza a los diez días, formándose las primeras traqueidas a los quince o veinte días, a si mismo se forma un anillo de cambium común al patrón y al injerto, cuya constitución se completa al cabo de unos veinticinco días, momento en el cual se puede considerar que la soldadura del injerto se ha efectuado. Las temperaturas iniciales al experimento no fueron optimas probablemente esa sea la razón de obtener no significativo a los 30 días después de la injertacion.

6.4. Número de raíces en estacas con injerto prendido

Para esta variable los resultados presentan el número de raíces en estacas injertadas.

Tabla Nº 9. Análisis de varianza (ANVA) de número total de raíces en estacas con injerto prendido.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Sustrato	3,13	3	1,04	3,93	0,0282	*
Variedad	0,27	1	0,27	1,01	0,3297	NS
Sustrato*Variedad	1,07	3	0,36	1,35	0,2948	NS
Error	4,26	16	0,27			
Total	8,73	23				

CV: 10, 70%

Fuente: Elaboración propia

Según Ochoa (s.a.) un coeficiente de variación que presenta valores < 30% esta en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 10,70% esto indica que la toma de datos fue buena y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

El ANVA para esta variable número de estacas injertas prendidas con raiz, indica que en el factor de variedad de injerto no hubo diferencias significativas (P ≥ 0,05) es decir no existe diferencia entre las dos variedades de rosas injertadas para el enraizamiento de estacas injertas prendidas.

En el análisis para la interacción (sustrato y variedad de injerto) mostro que no existen diferencias significativas (P≤ 0,05) esto nos da a entender que la interacción (sustrato y variedad de injerto) no afecto al enraizamiento de estacas injertas prendidas. En el factor sustrato si existió diferencias significativas (P ≥ 0,05); esto indica que los diferentes sustratos afectaron en el enraizamiento de estacas injertas prendidas.

El desarrollo de pelos radicales puede ser inhibido por suelos muy secos o muy húmedos; con frecuencia están ausentes en raíces que crecen en el agua. La capacidad de absorción de un pelo radical aumenta en condiciones aeróbicas; si se somete a condiciones anaeróbicas, excreta agua y nutrientes (Mayorga, 2004). A continuación se realizó la Prueba de Medias Tukey para los sustratos.

Tabla Nº 10. Comparación de medias entre sustratos para el enraizamiento de las estacas injertadas prendidas.

SUSTRATO	Medias	Comparación	
A:Ca:T (1:1:1)	26,15	A	
A:Ca:T (1:1:2)	25,00	A	B
A:Ca:T (1:2:1)	21,62	A	B
Arena	17,70		B

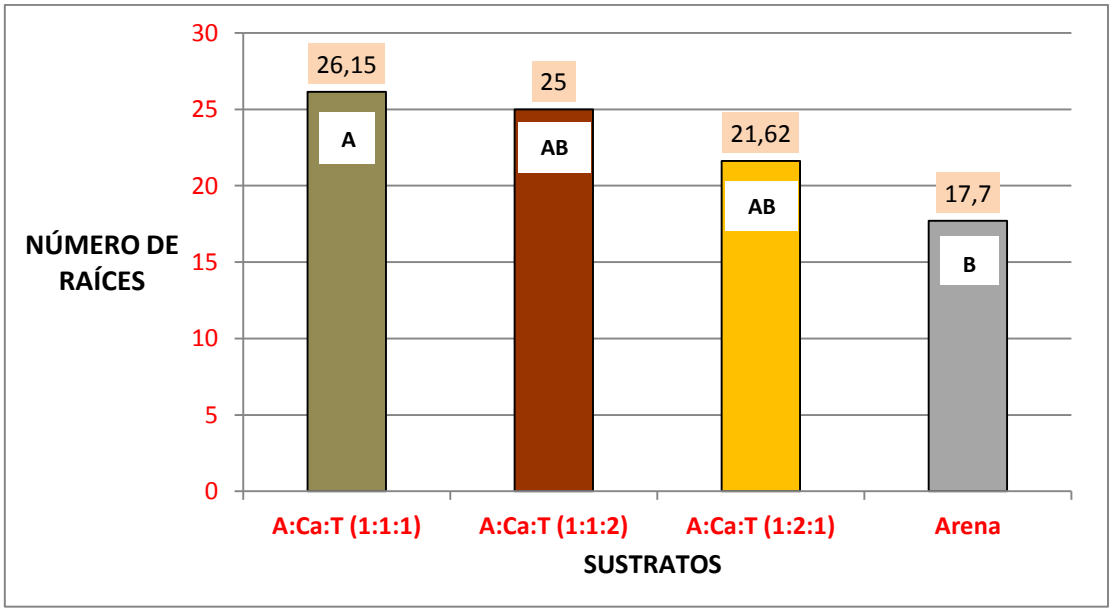
Fuente: Elaboración propia

En la tabla Nº 10 para la Prueba de Tukey α = 0,05 del enraizamiento de estacas prendidas en diferentes sustratos, se observa que existen tres grupos de los cuales la mezcla de sustrato Arena: Cascarilla de arroz: Turba en proporción (1:1:1) es la mas diferenciada porque tiene el mayor porcentaje de promedio en el enraizamiento de estacas prendidas, que es significativamente superior a las otras dos sustratos, seguida de Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:1:2) y Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:2:1), que si bien son iguales estadísticamente representan los valores menores en cuanto al enraizamiento de estacas con injerto prendido y por ultimo tenemos a la arena con el promedio mas bajo en cuanto a enraizamiento con injerto prendido.

Felipe (1999) citado por Mamani (2016) menciona que el tipo de sustrato tiene influencia en las raíces de tal forma que las que se obtienen en arena son largas, sin ramificación, gruesas y quebradizas; pero cuando se usa una mezcla, como arena y turba o turba y perlita, las raíces son más ramificadas, delgadas y flexibles; esta diferencia se debe a la distinta capacidad para contener aire y humedad.

El sustrato provee el medio ideal de desarrollo de las nuevas raíces; su soltura contribuye a que las raíces puedan utilizar toda su potencia de crecimiento a expandirse y multiplicarse antes que vencer la resistencia que oponen medios más densos (Yong, 2004). Esta aseveración es tomada en cuenta nuevamente en la presente investigación puesto que un buen sustrato para el enraizamiento de las estacas injertadas prendidas se obtiene de la mezcla de Arena: Cascarilla de arroz: Turba en proporción (1:1:1).

Cárdenas (1989) citado por Álvarez, Lusardo y Chacón (2007) menciona que la turba posee propiedades fisicoquímicas que incrementan la fitomasa fresca de raíces, tallos y hojas en las plantas que están cultivadas en este sustrato, las cuales le garantizan al esqueje mejores condiciones para el enraizamiento y, por tanto, una mayor respuesta en la producción de fitomasa. La producción de materia fresca de tallos es un indicador del estado de vigor de una plántula.



Fuente: Elaboración propia

Grafica Nº 3. Número de raíces en estacas con injerto prendido según sustrato

La grafica Nº3 presenta el número de raíces totales en las estacas con injerto prendido, para estos datos más representativos son los que estuvieron en mezcla de sustrato Arena: Cascarilla de arroz: Turba en proporción (1:1:1) con una media de 26,15 y la menos representativa fue la que presento la arena con 17,7 en promedio.

6.5. Largo de raiz en estacas con injerto prendido

A continuación se muestra los resultados de la variable del largo de raiz de las estacas con injerto prendido.

Tabla Nº 11. Análisis de varianza (ANVA) del largo de raíces en estacas con injerto prendido.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Sustrato	21,53	3	7,18	3,121	0,0554	NS
Variedad	0,01	1	0,01	0,005	0,9472	NS
Sustrato*Variedad	8,03	3	2,68	1,165	0,3540	NS
Error	36,79	16	2,3			
Total	66,37	23				

CV= 19,36%

Fuente: Elaboración propia

Según Ochoa (s.a.) un coeficiente de variación que presenta valores entre 16-20 tiene calificación de bueno. En este estudio el coeficiente de variación representa 19,36 % esto indica que los datos se encuentran dentro de los rangos permitidos, por lo datos son confiables presentando un buen manejo.

El ANVA en la tabla Nº 11 para la variable largo de raiz de las estacas con injerto prendido demuestra que en el factor de variedad de injerto no hubo diferencias significativas ($P \geq 0,05$) es decir no existe diferencia entre las dos variedades de rosas injertadas en el largo de raiz de las estacas con injerto prendido.

En el análisis para la interacción (sustrato y variedad de injerto) mostro también que no existen diferencias significativas ($P \leq 0,05$) esto nos da a entender que la interacción no afecto en el largo de raiz de las estacas con injerto prendido.

En el factor sustrato no existió diferencias significativas ($P \geq 0,05$); esto indica que los diferentes sustratos no afectaron en el largo de raiz de las estacas con injerto prendido.

Álvarez, Lusardo y Chacón (2007) mencionan que las mezclas de cascarilla de arroz quemada con suelo negro (1:1) y turba tiene un buen enraizamiento. La cascarilla de arroz quemada y el suelo negro por sí solos no reúnen las condiciones favorables para la propagación de las plantas. No obstante, su mezcla genera un sustrato con características apropiadas para la siembra en la propagación de plantas.

Según Rodríguez, S & Flórez, V. (2004) mencionado por Sisa (2017) el P es un componente de acido fitico, importante para el desarrollo de la raíz; Ca ayuda a la formación completa de raíces fuertes y Mg ayuda al metabolismo del P, estos macro y micro nutrientes son característicos de la cascarilla de arroz y de la turba, lo que contradice en la presente investigación con el efecto que tienen los sustratos en el largo de raiceds.

6.6. Número de injertos prendidos

A continuación se muestra los resultados de la variable numero de injertos prendidos en estacas enraizadas.

Tabla Nº 12. Análisis de varianza (ANVA) del número de injertos prendidos

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Sustrato	0,08	3	0,03	0,27	0,8466	NS
Variedad	0,11	1	0,11	1,01	0,3298	NS
Sustrato*Variedad	0,08	3	0,03	0,26	0,8529	NS
Error	1,67	16	0,1			
Total	1,94	23				

CV=11,85%

Fuente: Elaboración propia

P> α acepto Ho NS
P< α rechazo Ho * α=0,05
**** α=0,01**

Según Ochoa (s.a.) un coeficiente de variación que presenta valores < 30% esta en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 11,85% esto indica que la toma de datos fue buena y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

Se puede observar que el factor A (sustrato) no presenta diferencias significativas, el factor B (variedad de injerto) de la misma manera, es decir no es significativo y no existen diferencias entre las variedades injertadas (charlotte y variedad amarilla ecuatoriana) para el prendimiento de injertos.

Además la interacción entre ambos factores A*B (sustrato*variedad) también fueron registradas como no significativas es decir no existe interacción entre los sustratos y las variedades para el prendimiento de injertos y tampoco afecta a los mismos. Esto a un nivel de significancia del 5%.

La unión entre el injerto y el patrón fue continua y firme. En la mayoría de los injertos se observó la presencia de humedad debajo de la cinta de plástico que cubría el injerto, aun cuando la estaca estuviese muerta. En el análisis estadístico para esta variable no se encontraron diferencias significativas.

Las estacas el patrón fueron capaz de enraizar y formar brotes, y el injerto pudo prender y brotar en forma simultánea, por lo que se considera que bajo las condiciones de este ensayo y para el porcentaje de plantas obtenidas, las estacas tienen la capacidad de realizar estos procesos exitosamente bajo el sistema de miniplantas debido a que las estacas del patrón inician el enraizamiento inmediatamente después de injertadas se obtiene un ahorro de tiempo que representa el periodo de enraizamiento hasta el desarrollo de un brote de yema suficientemente grueso para poder injertar (Duran, 1993).

En los valores observados en el ANVA de numero de injertos prendidos no existieron diferencias estadísticas significativas entre variedades injertadas, sustratos y en la interacción o efecto de ambos indicando que son prácticamente iguales debido posiblemente a que, el prendimiento de los injertos, se debe más a las condiciones adecuadas de manejo que se debe tener al momento de injertar, como son: temperatura diurna adecuada, portainjerto en buenas condiciones, vigor del portainjerto, yemas frescas, cortes superficiales, esto según (Sanipatin, 2016).

6.7. Porcentaje de prendimiento

Esta variable estuvo constituido por el número de yemas prendidas por unidad experimental y expresados en porcentaje de las plantas de la unidad experimental los datos de esta variable de respuesta se tomaron 21 días después de haber efectuado la injertación y consistió en desvendar los injertos; los de color verde indicó la existencia del prendimiento de la yema y el color pardo indicó la muerte de la yema.

$$\%\ \boldsymbol{de\ prendimiento} = \frac{\boldsymbol{número\ de\ injertos\ prendidos}}{\boldsymbol{número\ de\ plantas\ injertadas}}$$

$$\%\ de\ prendimiento = \frac{156}{270} * 100 = 57{,}78\%$$

Se obtuvo en total un 57,78 % de prendimiento de injertos en estacas de injertos con raiz.

Las plantas de las que se obtuvieron las estacas crecían en condiciones climáticas favorables para su desarrollo por lo que se considera que las reservas de nutrimientos eran adecuadas para obtener un buen enraizamiento sin embargo, las altas temperaturas registradas durante los meses de noviembre y febrero pudieron afectar dichas reservas por la mayor tasa de respiración que provocaron. La disminución de estas reservas limitaría o detendría el desarrollo de brotes *y* ralees, impidiendo la formación de plantas (Duran, 1993).

Tabla Nº 13. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de injertos prendidos

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Sustrato	109,83	3	36,61	0,32	0,8099	NS
Variedad	97,61	1	97,61	0,86	0,3684	NS
Sustrato*Variedad	89,17	3	29,72	0,26	0,8525	NS
Error	1823,21	16	113,95			
Total	2119,81	23				

CV=19,70%

Fuente: Elaboración propia

Según Ochoa (s.a.) un coeficiente de variación que presenta valores < 30% esta en el rango de un experimento de toma de datos confiable. En este estudio el coeficiente de variación representa 19,80% esto indica que la toma de datos fue buena y se encuentran dentro de los rangos permitidos.

Se puede observar que el factor A (sustrato) no presenta diferencias significativas entre, el factor B (variedad de injerto) de la misma manera, es decir no es significativo y no existen diferencias entre variedades injertadas (charlotte y amarilla ecuatoriana) para el prendimiento de injertos. Además la interacción entre ambos factores A*B (sustrato*variedad) también fueron registradas como no significativas es decir que el sustrato y variedad juntos no tuvo efecto en el prendimiento de las variedades injertadas. Esto a un nivel de significancia del 5%.

En la investigación realizada existieron muchos injertos que no prendieron o prendieron luego del tiempo requerido que dura alrededor de 14 días según técnicos y personas aficionadas en la producción de rosas. Existieron injertos que brotaron al mes después de haber sido injertados.

Tabla Nº 14. Porcentaje de prendimiento según tratamientos

Porcentaje de prendimiento		
Tratamientos	**Prendimiento %**	**No prendieron %**
T1	63	37
T2	57	43
T3	73	27
T4	57	43
T5	67	33
T6	67	33
T7	70	30
T8	67	33

Fuente: Elaboración propia

En estos resultados según la tabla 15 muestran que aunque las diferencias estadísticas no fueron significativos, el tratamiento T3 (arena-cascarilla de arroz-turba 1:1:1) presento el mas alto porcentaje de prendimiento porque las yemas injertadas tuvieron posiblemente mas cantidades de hormonas, menos cantidades de yemas inhibidas por ser estructuras jóvenes y poseen la capacidad de transferencia de sustancias con el patrón para realizar el cambium, que es lo que permite que haya compatibilidad al momento de realizar injertos y estos empiezan a desarrollarse. Y como los tratamientos con menor prendimiento se tiene a los tratamientos T2 y que seria arena-Charlotte esto por las propiedades de la arena al ser inertes.

En cuanto a resultados obtenidos, la investigación pudo verse afectada por distintos factores, como por ejemplo, mal estado del patrón, factores ambientales, o factores intrínsecos, como la inhibición del crecimiento de yemas, puesto que las yemas pudieron estar en latencia por periodos de reposo de las plantas lo que hace que la savia recorra muy lentamente y esto no permite que los órganos o estructuras de las plantas estén cargadas lo suficientemente de nutrientes (Darquea, 2012).

Argumenta que el estado de reposo acaba cuando las plantas o estructuras de las plantas sufren modificaciones fisiológicas. Es por este motivo que si se injerta yemas que se encuentran en reposo, no prenderán hasta que sus estructuras internas y su funcionamiento dejen de estar inhibidos (Darquea, 2012).

La falta de desarrollo de las yemas también se da por causas extrínsecas, es decir las yemas pueden verse afectadas por el clima, como por ejemplo falta de luz o demasiada humedad, lo que hace que las estructuras internas de las yemas se priven de un desarrollo. La temperatura es uno de los factores muy importantes para el desarrollo y crecimiento de los injertos, la adecuada temperatura oscila entre los 17ºC y 25ºC, y si no se encuentra en este rango posiblemente el crecimiento de las yemas no será el adecuado, como para producir plantas completas (Darquea, 2012).

6.8 Análisis económico

El análisis económico se realizó para obtener el mayor Beneficio/ Costo, la mayor rentabilidad económica. Para la propagación de rosas bajo la técnica de miniplantas para respaldar el presente trabajo y recomendar esta técnica de propagación como una alternativa innovadora.

El análisis se realizó con los costos de insumos, mano de obra, comercialización de plantas. La tabla Nº 15 registra los resultados de los diferentes tratamientos.

Tabla Nº 15: Beneficio costo en la producción de propagación de rosas con la técnica de miniplantas

Tratamiento	Beneficio Neto	Costo total Bs	B/C
T1	2078,84	1521,17	1,37
T2	2078,84	1521,17	1,37
T3	2083,92	1516,08	1,37
T4	2083,92	1516,08	1,37
T5	2081,72	1517,04	1,37
T6	2081,72	1517,04	1,37
T7	2082,97	1517,04	1,37
T8	2082,97	1517,04	1,37

Fuente: Elaboración propia

Se obtuvo a todos los tratamientos como una inversión rentable, puesto que el valor del B/C es mayor a 1, por lo tanto se concluye que económicamente los tratamientos son factibles para la producción y a la misma vez son factibles para el desarrollo de las plantas.

Sin embargo los tratamientos que obtuvieron el mayor porcentaje de prendimiento son el tratamiento T3 (arena: Cascarilla de arroz y turba en proporción 1:1:1)-injerto amarillo con 73% y T7 (arena: Cascarilla de arroz y turba en proporción 1:1:2)-injerto amarillo con 70% respectivamente. Además ambos tratamientos mostraron una diferencia significativa al momento de comparar los sustratos para el enraizamiento de las estacas injertas prendidas.

Sin embargo los tratamientos T5 y T6 que tenían una proporción más de cascarilla de arroz, presentaron un largo de raiz significativo en comparación al de los otros sustratos. Esto demuestra un mayor crecimiento de raíces y por lo tanto mayor vigor, por eso seria conveniente utilizar estos tratamientos que a parte de ser económicamente rentables pueden poseer características valorables para la propagación de las rosas por la técnica de miniplantas.

7. CONCLUSIONES

Al finalizar la investigación titulada “Efecto de cuatro sustratos en la propagación de rosas (Nathal briar) con la técnica de miniplantas en el centro experimental Cota Cota se concluye lo siguiente:

- Según algunos autores, se considera que las temperaturas de hasta 37ºC e dentro del ambiente donde se realizó el ensayo podría haber afectado negativamente la formación de plantas ya que aumentaron la tasa de respiración de las estacas, sin embargo a pesar de esa afirmación se obtuvo un 57% de plantas obtenidas en la presente investigación.

- Para las estacas que presentaron raiz a los 30 días se pudo observar según el análisis de interpretación al 95%, que la interacción sustrato y variedad de injerto no presentaron diferencias significativas a la misma vez las dos variedades se mostraron no significativas, esto nos dio a entender que tanto la interacción y las variedades no afectaron al enraizamiento de las estacas a los 30 días después de la injertacion.

- Los resultados para el enraizamiento de estacas a los 30 días mostraron que los diferentes sustratos si tenían diferencias significativas señalando como efecto principal a la arena con mayor porcentaje en promedio de enrizamiento por poseer buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

- Se pudo observar que las diferentes combinaciones de sustratos no presentaron diferencias significativas o no tuvieron efecto alguno para el prendimiento de injertos a los 30 días, las variedades de injerto de la misma manera, es decir no existieron diferencias entre variedades injertadas (charlotte y amarilla ecuatoriana). La interacción entre ambos (sustrato*variedad) también fueron registradas como no significativas es decir que la interacción sustrato-variedad no tuvo efecto en el prendimiento de las variedades injertadas a los 30 días. Esto a un nivel de significancia del 5%.

- Para el número de raíces de estacas con injerto prendido se observo que el efecto de los sustratos tuvo un efecto significativo en el número de raíces en las estacas con injerto prendido, mostrando así como mejor mezcla de sustratos a la combinación Arena: Cascarilla arroz: Turba (1:1:1). Esto por el efecto de combinación que presentan los sustratos al unir sus características individuales. Las variedades no mostraron ningún tipo de efecto en el número de raíces.

- La evaluación para largo de raíces en las estacas de injerto prendido señalo que nuevamente los resultados dieron no significativo tanto para sustratos, variedades y la interacción entre ambos, es decir ninguno afecto para el crecimiento en longitud de las raíces de estacas en injerto prendido.

- Para el total de injertos prendidos se pudo observar que tanto el sustrato, la variedad de injerto y la interacción de ambos (sustrato-variedad) no presentaron diferencias significativas al 95%, esto quiere decir que ninguno tuvo efecto en el total de plantas prendidas injertadas, esto puede deberse a que las condiciones adecuadas de manejo que se debe tener al momento de injertar, como son: temperatura diurna adecuada, portainjerto en buenas condiciones, vigor del portainjerto, yemas frescas, cortes superficiales son factores que si pueden estar directamente relacionados con el éxito de prendimiento.

- Se obtuvo en total un 57,78 % de prendimiento de injertos en estacas de injertos con raiz. En la investigación realizada existieron muchos injertos que no prendieron o prendieron luego del tiempo requerido que dura alrededor de 14 días según técnicos y personas aficionadas en la producción de rosas. Existieron injertos que recién brotaron a los dos meses después de haber sido injertados. En estos resultados según la autora, el motivo por el cual T3 (arena-cascarilla de arroz-turba 1:1:1) presento el mas alto porcentaje de prendimiento con 73% es porque las yemas injertadas tuvieron posiblemente mas cantidades de hormonas por la influencia de la unión de las características de los diferentes sustratos.

- Para el análisis económico se concluye que todos los sustratos son factibles es decir esta técnica de innovación se considera como inversión rentable, sin embargo los tratamientos con una proporción más elevada de cascarilla de arroz, presentaron un largo de raiz significativo en comparación al de los otros sustratos.

8. RECOMENDACIONES

- Se recomienda tener un ambiente controlado para mayor éxito en la propagación de esta técnica, se puede utilizar gradientes térmicos y nebulizadores.

- Para obtener un mejor estudio de esta innovación se recomienda hacer esta prueba con otros tipos de patrones de injerto como el patrón Manetti.

- Se recomienda hacer una evaluación utilizando esta técnica de miniplantas con la propagación de estacas y posterior injertado, es decir compara esta innovación con la propagación de injertos tradicional.

- Para un obtener mayor porcentaje de prendimiento en los injertos se recomienda utilizar otro tipo de material para protección de los mismos, es decir parafim, cera de abeja, nylon.

- Se recomienda realizar para un mayor porcentaje de prendimiento de raiz, la cura o la cubrición de las estacas cortadas en la parte superior de la estaca con distintos elementos, sea cera de abejas, elementos químicos, entre otros.

- Podría ser un estudio de evaluación, la misma técnica de miniplantas pero utilizando tratamientos de pre-enraizado, para saber si existe algún efecto en el enraizado.

- Se recomienda realizar estudios de seguimiento con la investigación de esta técnica en una etapa de prendimiento en campo, al segundo y tercer año de cultivo, es decir cuando se estabilice la productividad de las variedades

BIBLIOGRAFÍA

Álvarez, J, Lusardo, S. y Chacón, E. 2007. Efecto de diferentes tamaños de esqueje y sustratos en la propagación del romero (*Rosmarinus officinalis* L.). Propagación y cultivos de tejido. Colombia. 224-230p.

Ayala, P. 2011. Evaluación de cuatro métodos de inducción de basales en plantas maduras de rosa (Rosa spp.), variedad Vendela en la florícola Sigesa Flowers. Tesis de grado. Ingeniería Agropecuaria. Tabacundo-Ecuador. 120p.

Brito, M. 2009. Evaluación Agroeconómica de propagación de miniplantas de rosas versus injertacion en campo (var. Sexy Red) en dos localidades de la provincia de Pichincha. Tesis de grado. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Facultad de recursos Naturales. Riobamba- Ecuador.124p

Cárdenas, L. y Rodríguez, M. 2011 Estudio de la agroindustria de las flores en Colombia y la creación de una empresa productora de flores. Universidad de la Sabana, Bogotá-Colombia. 166p.

Campo, Y. 2012. Evaluación de dos variedades de flores (Rosa sp), para su inducción en la Unidad Presupuestada “Servicios Comunales” de Baguano. Cuba. Facultad de ciencias agropecuarias. Universidad de Holguin. 59p.

Carrión, D. 2011. Proyecto de inversión para la fabricación y comercialización de sustrato para jardines a partir de la cascarilla de arroz. Universidad de especialidades Espíritu Santo. Facultad de Economía y Ciencias Empresariales. Samborondón. 83p.

Castro, J. 2010. Evaluación del control biológico que ejerce la simbiosis del hongo entomopatógeno (*Paecilomy cesfumosoroseus*) junto con el organismo quitinolítico aislado a partir de cascarilla de camarón sobre el ácaro (*Tetranychusurticae*) fitopatógeno de rosas, mediante aplicación foliar en un cultivo de rosas a nivel de

invernadero en la finca “florycampo”. Tesis de grado. Ingeniería en Biotecnología. Cayambe- Ecuador. 114p.

Cruz. D. s.a. Apuntes de Fitopatología, Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía, La Paz-Bolivia. 160p.

Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Recursos Naturales (IIAREN). 2017 Investigación en la producción de rosas injertas con riego en el Centro Experimental de Cota Cota. Carrera de Ingeniería Agronómica.

Darquea, J. 2013. Evaluación del comportamiento de injertos en rosas, de la Variedad Freedom, realizadas con yemas ubicadas a diferentes alturas del tallo. Tesis de Grado. Ingeniería Agropecuaria, Quito-Ecuador. 113p.

Duran, J. 1993. La técnica de miniplantas en la propagación de seis cultivares de rosa utilizando como patrón Rosa manetti. Tesis de grado. Escuela Agrícola Panamericana. Zamorano-Honduras.79p.

Espinosa, E. 2015. Evaluación de cuatro labores agronómicas, para la inducción temprana de brotación de yemas de producción, en dos variedades de rosa (*Rosa spp*). Tesis de grado. Universidad Politécnica Salesiana sede Quito. Moncayo- Ecuador. 174p.

Espinosa, J. 2011. Evaluación del comportamiento productivo de dos variedades de rosa (*Rosa spp.)* Forever Young y Kormagoro (*Marca Carousel*). Tesis de grado. Ingeniería Agropecuaria. Tabacundo-Ecuador.174p.

Francisco, M. 2010. Producción de rosas (*Rosa spp.)* y su importancia económica. Monografía. Ingeniería en Agroecología. Torreón, Coahuilla – México. 75p.

Gómez, M. 2009. Efecto de una tecnología orgánica BIOFIT sobre la producción y calidad de un cultivo de rosa variedad Freedom. Trabajo de grado. Microbiología Agrícola y Veterinaria. Bogotá-Colombia. 102p.

Gostinchar, J. 1954. Cultivo del Rosal. Ministerio de Agricultura. Publicaciones de Capacitación Agrícola. Madrid España. 16p.

Hartmann, H., Kester, D. 1976. Propagación de plantas. Compañía editorial Continental. México D. F. México.

Huayllani, N. 2007. Establecimiento de injerto en yema en variedades de rosas de corte (*Rosa sinensis*) bajo ambiente atemperado en el Centro Experimental de Cota Cota. Trabajo dirigido. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 78p.

Junques, S. 1995. Relatório de estagio supervisado na área de floricultura/cultivo de rosas. RS/Brasil. 66p.

Lewis W. Y Alexander D. 2008. Grafting and budding: a practical guide for fruit and nut trees and ornamentals. 2nd ed. National Library of Australia Cataloguing. Collingwood-Australia.110p.

Limachi, I. 2017. Efecto de tres dosis de vigorizante de crecimiento (vigortop) en la producción de dos variedades de rosas en condiciones controladas. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 88p.

Limachi, B. 2011. Determinación de la adaptabilidad de cuatro variedades de rosa de corte (Rosa sp.) En dos portainjertos en ambiente atemperado en la comunidad de Huajchilla Río abajo. Tesis de grado. Facultad de Agronomía Umsa. La Paz-Bolivia. 90p.

Mamani, L. 2016. Efecto de diferentes sustratos en el enraizamiento de esquejes de queñua (*Polylepis besseri* Hieron), bajo ambiente protegido en Cota Cota. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 69p.

Mendez, A. s.a. Manual de injertos. Gobierno Autónomo Municipal de Santa Cruz Secretaria de Desarrollo Productivo. Santa Cruz-Bolivia. 40p.

Mayorga, R. 2004. Evaluación de tres diferentes tipos de sustratos como medio de propagación de esquejes en el cultivo de rosas, Rosas chinensis, en el Campus de la universidad. Facultad de ciencias ambientales y Agrícolas. Guatemala.128p.

Ochoa, R. s.a. Diseños experimentales. La Paz – Bolivia. 299p.

Palacios, M. 2016. Comportamiento de yemas de diferente origen de rosa variedad Freedom, injertadas en patrones Natal Briar bajo invernadero. Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Agropecuarias .Cuenca-Ecuador. 75p.

Pettit, E. 2011. Caracterización química de un suelo y tres mezclas de sustrato en rosa (*Rosa hybrida*) variedad Charlotte en un sistema de cultivo a solución perdida. Facultad de Agronomía. Trabajo de grado. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá-Colombia. 226p.

Quispe, M. 2011. Evaluación del comportamiento agronómico de tres Variedades de Lilium (*lilium* sp.) en diferentes mezclas de sustratos en tres comunidades del municipio de Combaya – departamento de La Paz. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia.148p.

Rojas, S. 2007. Formación de tallos basales en el cultivo de rosas (*Rosa sp.)* en el centro experimental Cota Cota, Trabajo dirigido. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 110p.

Sánchez, E. 2015. Evaluación de dos Fito reguladores en cuatro sustratos para el enraizamiento del portainjerto en (*Rosa manetti*) en el centro experimental Cota Cota.Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 107p.

Sanipatin, 2016. Evaluación del efecto de bioestimulante orgánico en la producción de plantines de rosas (*Rosa spp.)* var. Topaz Injertos en vivero en el cantón Patate Provincia de Tungurahua. Tesis de grado. Ingeniería Agropecuaria. Cevallos - Ecuador. 91p.

Sequeira *et al*, 2014. Guía Tecnológica 25, Técnicas de Injertación. Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria. INTA, Agosto 2002. Nicaragua. 36p.

Tito, E. 2011. Evaluación del enraizamiento de esquejes de verónica Purpurea (*hebe sp.*) Bajo la aplicación de diferentes Tipos de sustratos en el vivero municipal de Aranjuez de La ciudad de La Paz. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 92p.

Sisa, M. 2017. Evaluación de extractos vegetales como alternativa ecológica para accionar el enraizamiento de estacas de rosa (*Rosa spp.).* Tesis de grado. Facultad de ciencias agropecuarias. Cevallos – Ecuador.82p.

Vera, J. 2015. Evaluar cuatro sustratos para el enraizamiento de patrones de rosas de la variedad Natal Brier en la zona de el Quinche, Provincia de Pichincha.
Ingeniería en Administración y Producción agropecuaria. Loja- Ecuador. 51p.

Villarroel, P. 2012 .Incorporación de Biol por niveles aplicado en rosas injertadas de la variedad Charlotte en ambientes controlados. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 130p.

Vinueza, M. 2014. Comportamiento de las plántulas de rosa (*Rosa sp*.) injertadas en las diferentes fases de la Luna. Tesis de Grado. Ingeniería Agropecuaria, Quito-Ecuador. 57p.

Yong, A. 2004. El cultivo del rosal y su propagación. Cultivos tropicales, vol.25, núm. 2. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. La Habana-Cuba. 53-67p.

Zelada, C. 2012. Eficacia en el proceso de prendimiento de dos variedades de Rosas (*Rosa sp.)* Con tres tipos de injerto bajo ambiente atemperado en el Centro Experimental de Cota Cota. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. La Paz-Bolivia. 97p.

BioDic by Bio Scripts. Diccionario de biología, términos científicos 19 Feb 2019
https://www.biodic.net/palabra/yema-activa/.
Consultado el 8/03/2019 hrs 12.30

Botanipedia 28 may 2018
https://www.botanipedia.org/index.php?title=TIPOS_DE_HOJAS
Consultado el 8/03/2019 hrs 12.30

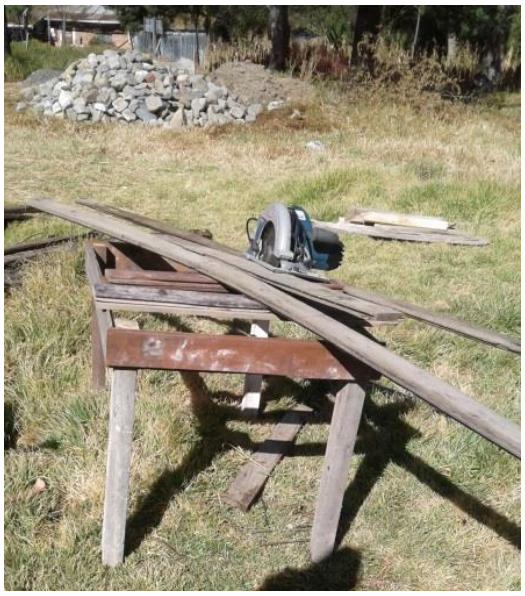
Hojas de bandera en el cultivo de tomate 4 Mar 2019
https://www.hortalizas.com/cultivos/tomates/hojas-de-bandera/.
Consultado el 8/03/2019 hrs 12.30

Propagação Vegetativa - Tipos de enxertia - principais tipos de enxertia
https://www.ebah.com.br/.../propagacao-vegetativa-tipos-enxertia
Consultado en 07/03/2019 11:05

Rosa “Charlotte” Wikipedia enciclopedia libre 23 Feb 2019
https://es.wikipedia.org/wiki/Rosa_%27Charlotte%27
Consultado 8/03/2019 1:00 pm

ANEXOS

Anexo Nº 1. Preparación de mesas para propagación de rosas



Materiales utilizados para la preparación de las camas

Construcción de camas para la propagación

Anexo Nº 2. Preparación de sustratos para propagación de rosas

Lavado de arena de rio

Arena desinfectada y lavada

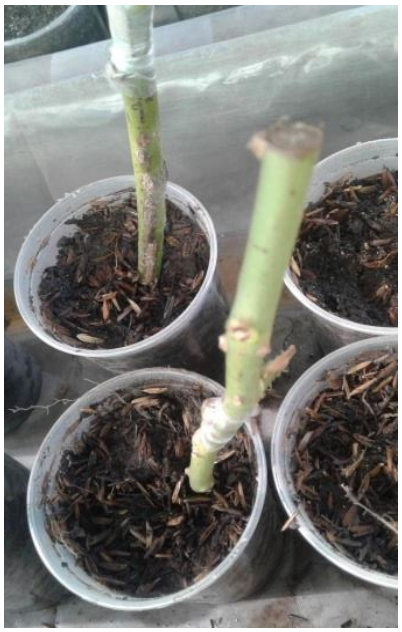
Cascarilla de arroz tostada al 90%

Turba

Anexo Nº 3. Injertacion de rosas por técnica de miniplantas en diferentes sustratos

T1, T2

Arena



T3, T4

A, Ca, T (1:1:1)

T5, T6

A, Ca, T (1:2:1)

T7, T8

A, Ca, T (1:1:2)

Sembrado de estacas injertadas según diseño experimental

Anexo N° 4. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T1 y T2 (Arena-v. Charlotte) y (Arena-v. Amarilla ecuatoriana)

DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL Bs
Insumos				
Arena	m3	0,075	150	11,25
Envases de plástico	pieza	30	0,3	9
Marbetes (cinta aislante)	rollo	1	12	12
Rosa Nathal Brier	estacas	30	1	30
Tijera podadora	pieza	1	170	170
variedad Charlotte Amarilla ecuatoriana	docena	2	50	100
Navaja	pieza	1	250	250
Nylon	m	0,5	1,25	0,625
Ambiente	alquiler	2,5	80	200
Costos de producción				
Control fitosanitario	jornal	1	80	80
Riego	jornal	1	80	80
Cosecha de estacas	jornal	1	80	80
Injertador	jornal	0,5	80	40
Otros				0
Transporte	pasajes	160	2	320
Imprevistos (10%)				138,29
TOTAL GASTOS				**1521,165**
INGRESO	**UNIDAD**	**COSTO UNITARIO**	**CANTIDAD**	**COSTO PARCIAL**
Venta de plantines	Bs.	15	240	3600
BENEFICIO NETO				2078,84
BENEFICIO/COSTO (B/C)				**1,37**

Anexo N° 5. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T3 y T4 (A, Ca, T (1:1:1) - v. Charlotte) y (A, Ca, T (1:1:1) - v. Amarilla ecuatoriana)

DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL Bs
Insumos				
Arena	m3	0,025	150	3,75
Turba	m3	0,025	35	0,875
Cascarilla de arroz	m3	0,025	80	2
Envases de plástico	pieza	30	0,3	9
Marbetes (cinta aislante)	rollo	1	12	12
Rosa Nathal Brier	estacas	30	1	30
Tijera podadora	pieza	1	170	170
variedad Charlotte Amarilla ecuatoriana	docena	2	50	100
Navaja	pieza	1	250	250
Nylon	m	0,5	1,25	0,625
Ambiente	alquiler	2,5	80	200
Costos de producción				
Control fitosanitario	jornal	1	80	80
Riego	jornal	1	80	80
Cosecha de estacas	jornal	1	80	80
Injertador	jornal	0,5	80	40
Otros				0
Transporte	pasajes	160	2	320
Imprevistos (10%)				137,83
TOTAL GASTOS				**1516,08**
INGRESO	**UNIDAD**	**COSTO UNITARIO**	**CANTIDAD**	**COSTO PARCIAL**
Venta de plantines	Bs.	15	240	3600
BENEFICIO NETO				2083,92
BENEFICIO/COSTO (B/C)				**1,37**

Anexo N° 6. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T5 y T6 (A, Ca, T (1:2:1) - v. Charlotte) y (A, Ca, T (1:2:1) - v. Amarilla ecuatoriana)

DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL Bs
Preparación del sustrato				
Arena	m3	0,025	150	3,75
Turba	m3	0,025	35	0,875
Cascarilla de arroz	m3	0,05	80	4
Envases de plástico	pieza	30	0,3	9
Marbetes (cinta aislante)	rollo	1	12	12
Rosa Nathal Brier	estacas	30	1	30
Tijera podadora	pieza	1	170	170
variedad Charlotte Amarilla ecuatoriana	docena	2	50	100
Navaja	pieza	1	250	250
Nylon	m	0,5	1,25	0,625
Ambiente	alquiler	2,5	80	200
Costos de producción				
Control fitosanitario	jornal	1	80	80
Riego	jornal	1	80	80
Cosecha de estacas	jornal	1	80	80
Injertador	jornal	0,5	80	40
Otros				0
Transporte	Pasajes	160	2	320
Imprevistos (10%)				138,03
TOTAL GASTOS				**1518,28**
INGRESO	**UNIDAD**	**COSTO UNITARIO**	**CANTIDAD**	**COSTO PARCIAL**
Venta de plantines	Bs.	15	240	3600
BENEFICIO NETO				2081,72
BENEFICIO/COSTO (B/C)				**1,37**

Anexo N° 7. Costos parciales en la propagación de estacas de rosas por la técnica de miniplantas T7 y T8 (A, Ca, T (1:1:2) - v. Charlotte) y (A, Ca, T (1:1:2) - v. Amarilla ecuatoriana)

DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL Bs
Preparación del sustrato				
Arena	m3	0,025	150	3,75
Turba	m3	0,05	35	1,75
Cascarilla de arroz	m3	0,025	80	2
Envases de plástico	pieza	30	0,3	9
Marbetes (cinta aislante)	rollo	1	12	12
Rosa Nathal Brier	estacas	30	1	30
Tijera podadora	pieza	1	170	170
variedad Charlotte Amarilla ecuatoriana	docena	2	50	100
Navaja	pieza	1	250	250
Nylon	m	0,5	1,25	0,625
Ambiente	alquiler	2,5	80	200
Costos de producción				
Control fitosanitario	jornal	1	80	80
Riego	jornal	1	80	80
Cosecha de estacas	jornal	1	80	80
Injertador	jornal	0,5	80	40
Otros				0
Transporte	Pasajes	160	2	320
Imprevistos (10%)				137,91
TOTAL GASTOS				**1517,035**
INGRESO	**UNIDAD**	**COSTO UNITARIO**	**CANTIDAD**	**COSTO PARCIAL**
Venta de plantines	Bs.	15	240	3600
BENEFICIO NETO				2082,97
BENEFICIO/COSTO (B/C)				**1,37**

Anexo N° 8. Análisis de laboratorio para Arena

Universidad Mayor de San Andrés
Facultad de Ciencias Puras y Naturales
Instituto de Ecología
Laboratorio de Calidad Ambiental

Informe de Ensayo: S47/19 Página 1 de 1

INFORME DE ENSAYO DE SUELOS S47/19

Cliente:	**UMDA - FACULTAD DE AGRONOMÍA**
Solicitante:	Univ. Jael Mondaca Huayta
Direcciónde cliente:	Cota Cota
Procedencia de la muestra:	La Paz - Cota Cota Provincia: Murillo Departamento: La Paz
Punto de muestreo:	Cota Cota
Responsable del muestreo:	Univ. Jael Mondaca Huayta
Fecha de muestreo:	02 de 02 de 2019
Hora de muestreo:	10:00
Fecha de recepción de la muestra:	04 de junio de 2019
Fecha de ejecución del ensayo:	Del 04 al 24 de junio, 2019
Caracterización de la muestra:	Arena de río
Tipo de muestra:	Simple
Envase:	Bolsa plástica
Código LCA:	47-1
Código original de muestra:	Arena de río

Resultado de Análisis

Parámetro	Método	Unidad	Límite de determinación	Arena de río 47-1
pH acuoso	ISRIC 4		1 - 4	8,0
Potasio intercambiable	ISRIC 9	cmolc/kg	0,0053	0,087

- International Soil Reference and Information Center (ISRIC)
- Análisis de Suelos y Plantas tropicales (ASTP)

* Los resultados de este informe no deben ser modificados sin la autorización del LCA.
* La difusión de los resultados debe ser en su integridad.

La Paz, Junio 28 de 2019

Ing. Jaime Chincheros Paniagua
Responsable Laboratorio de Calidad Ambiental

INSTITUTO DE ECOLOGÍA LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL FCPN - UMSA La Paz — Bolivia

CC: Archivo
JCh/lca

Campus Universitario: Calle 27 de Cota Cota, La Paz, Telf./Fax: 2772522
Casilla Correo Central 10077, La Paz - Bolivia

Anexo N° 9. Análisis de laboratorio para Cascarilla de arroz

Universidad Mayor de San Andrés
Facultad de Ciencias Puras y Naturales
Instituto de Ecología
Laboratorio de Calidad Ambiental

Informe de Ensayo: MO 13/19 Página 1 de 2

INFORME DE ENSAYO EN CASCARILLA DE ARROZ MO 13/19

Cliente:	**UMSA - FACULTAD DE AGRONOMÍA**
Solicitante:	**Univ. Jael Moncada Huayta**
Dirección del cliente:	Cota Cota
Procedencia de la muestra:	La Paz
	Provincia: Murillo
	Departamento: La Paz
Punto de muestreo:	Cota Cota - Campus universitario
Responsable del muestreo:	Univ. Jael Moncada Huayta
Fecha de muestreo:	04 de febrero de 2019
Hora de muestreo:	10:00
Fecha de recepción de la muestra:	28 de mayo de 2019
Fecha de ejecución del ensayo:	Del 28 de mayo al 11 de junio, 2019
Caracterización de la muestra:	Sustrato cascarilla de arroz
Tipo de muestra:	Simple
Envase:	Bolsa plástica
Código LCA:	13 - 1
Código original :	**Cascarilla de arroz**

Resultado de Análisis

Parámetro	Método	Unidad	Límite de determinación	Cascarilla de arroz 13 - 1
Fósforo total	Metodo calcinación/ASPT 91	mg/kg	0,40	841
Nitrógeno total	ASPT-88	%	0,0030	0,52
Potasio total	Microware Reaction Systen/EPA 258.1	mg/kg	8,0	3680
pH acuoso	ISRIC 4		1 -14	6,1

Los resultados de este informe no deben ser modificados sin la autorización del LCA.
La difusión de los resultados debe ser en su integridad.

La Paz, Junio 11 de 2019

INSTITUTO DE ECOLOGÍA LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL FCPN - UMSA La Paz - Bolivia

c.c.: Arch.
JCH/LCA

Campus Universitario: Calle 27 de Cota Cota, La Paz, Telf./Fax: 2772522
Casilla Correo Central 10077, La Paz - Bolivia

Anexo N° 10. Análisis de laboratorio para Turba

Universidad Mayor de San Andrés
Facultad de Ciencias Puras y Naturales
Instituto de Ecología
Laboratorio de Calidad Ambiental

Informe de Ensayo: MO 13/19 Página 2 de 2

INFORME DE ENSAYO EN TURBA MO 13/19

Cliente:	**UMSA - FACULTAD DE AGRONOMÍA**
Solicitante:	**Univ. Jael Moncada Huayta**
Dirección del cliente:	Cota Cota
Procedencia de la muestra:	La Paz
	Provincia: Murillo
	Departamento: La Paz
Punto de muestreo:	Cota Cota - Campus universitario
Responsable del muestreo:	Univ. Jael Moncada Huayta
Fecha de muestreo:	04 de febrero de 2019
Hora de muestreo:	10:00
Fecha de recepción de la muestra:	28 de mayo de 2019
Fecha de ejecución del ensayo:	Del 28 de mayo al 11 de junio, 2019
Caracterización de la muestra:	Sustrato de turba
Tipo de muestra:	Simple
Envase:	Bolsa plástica
Código LCA:	13 - 2
Código original :	**Sustrato - turba**

Resultado de Análisis

Parámetro	Método	Unidad	Límite de determinación	Sustrato - turba 13 - 2
Fósforo total	Metodo calcinación/ASPT 91	mg/kg	0,40	1011
Nitrógeno total	ASPT-88	%	0,0030	1,6
Potasio total	Microware Reaction Systen/EPA 258.1	mg/kg	8,0	1892
pH acuoso	ISRIC 4		1 -14	4,1

Los resultados de este informe no deben ser modificados sin la autorización del LCA.
La difusión de los resultados debe ser en su integridad.

La Paz, Junio 11 de 2019

Ing. Jaime Chincheros Paniagua
Responsable Laboratorio de Calidad Ambiental

INSTITUTO DE ECOLOGÍA LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL FCPN - UMSA La Paz — Bolivia

c.c.: Arch.
JCH/LCA

Campus Universitario: Calle 27 de Cota Cota, La Paz, Telf./Fax: 2772522
Casilla Correo Central 10077, La Paz - Bolivia