



UNIVERSIDAD ABIERTA
Y A DISTANCIA DE MÉXICO



DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA SALUD,
BIOLÓGICAS Y AMBIENTALES

Propagación vegetal de higuera (*Ricinus communis* L) por esqueje en la región Valles Centrales de Oaxaca.

PROYECTO TERMINAL QUE PARA OBTENER EL
TÍTULO DE INGENIERA EN BIOTECNOLOGÍA
PRESENTA:

VIOLETA ALEJANDRA SANCHEZ REYES.

ASESOR INTERNO: DIANA ELINOS CALDERÓN.

DOCTORA EN CIENCIAS BIOMÉDICAS.

ASESOR EXTERNO: MARIANO MORALES GUERRA.

DOCTOR EN CIENCIAS

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue la propagación vegetativa de la higuera (*Ricinus communis L.*) por esqueje. Se utilizaron las variedades HIGUERMEX, GUANAJUATOIL, RC40 y K-855. Los esquejes se obtuvieron de plantas madres recolectadas en la comunidad de San Juan Guelavia Oaxaca, se sometieron a un tratamiento a base de hormonas, enraizador y fungicida. Permanecieron bajo condiciones de invernadero durante 60 días. Los resultados arrojaron un bajo porcentaje de eficiencia de la propagación vegetal por esqueje en esta especie, cuyos factores se atribuyen a la deficiencia nutricional de las plantas madres y la edad de corte del material vegetal. De una población de 185 esquejes se obtuvieron tres esquejes enraizados de los cuales solo sobrevivió 1 el cual se trasplanto y se le dio seguimiento agronómico.

Palabras clave: Propagación, Higuera, Esqueje, Cultivo de tejidos vegetales



ÍNDICE GENERAL

Portada Pág. 1

Resumen..... Pág. 2

Índice general..... Pág. 3-5

Índice de figuras..... Pág. 6

Índice de tablas..... Pág. 7

Índice de gráficas..... Pág. 8

Justificación..... Pág. 9



CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO	Pág. 10-17
1.1 Conceptos básicos.	Pág. 10
1.1.1 Clonación.	Pág. 10
1.1.2 Esqueje.	Pág. 10
1.1.3 Regulación hormonal.	Pág. 11,12
1.1.4 Sustrato.	Pág. 12
1.1.5 Método de propagación vegetal por esqueje.	Pág. 12
1.1.6 Propagación asexual.	Pág. 12,13
1.1.7 Mitosis.	Pág. 13
1.1.8 Topófisis.	Pág. 14
1.1.9 Ciclófisis.	Pág. 14
1.2 Propagación vegetativa asexual.	Pág. 14
por esqueje que han realizado diversos autores	
1.3 Fundamentos científicos de la propagación vegetal por esquejes.	Pág. 15
1.3.1. Mantenimiento de genotipos superiores.	Pág. 16
1.3.2. Problemas de almacenamiento de semillas.	Pág. 16
1.3.3 Ciclo reproductivo corto.	Pág. 16,17
1.4 Hipótesis.	Pág. 18
1.4.1. Objetivos general.	Pág. 18
1.5 Objetivos particulares.	Pág. 18



CAPÍTULO II: METODOLOGÍA:	Pág.19-33
2.1 Localización del área de estudio.....	Pág. 19-20
2.1 Productos y materiales a utilizar.	Pág. 20-21
2.2 Esquema general de la metodología.	Pág. 22
2.3 Procedimiento metodológico.	Pág. 23
2.3.1 Desinfección de las charolas de siembra.	Pág. 23
2.3.2 Preparación del sustrato.	Pág. 24
2.3.3 Selección de plantas de higuera.	Pág. 25
2.3.4 Corte de los esquejes de higuera.	Pág. 26
2.3.5 Siembra de los esquejes en las charolas.	Pág. 27,28
2.3.6 Riegos.	Pág. 29
2.3.7 Aplicación de hormonas, enraizador y fungicidas.	Pág. 30
2.3.8 Registro de sobrevivencia de los esquejes.	Pág. 32
CAPÍTULO III: RESULTADOS.	Pág. 33-47
3.1 Se obtuvieron en total 185 esquejes de higuera, específicamente 17 de GUANAJUAT-OIL, 103 de HIGUERMEX, 21 de K855, y 44 de la RC40.	Pág. 33-36
3.2 El porcentaje de sobrevivencia es de 5.88% para GUANAJUAT-OIL, 0.97% para HIGUERMEX, 0% de K-855 y 2.27% para RC-40.	Pág. 37
3.3 A menor altura existe mayor diámetro y a mayor diámetro mayor probabilidad de enraizamiento.	Pág. 39,40
3.4 A mayor altura existe mayor desarrollo foliar.	Pág. 40
3.5 Se obtuvieron tres esquejes enraizados de las variedades GUANAJUAT-OIL, HIGUERMEX y RC-40.	Pág. 41, 42,43.
3.6 Se obtuvo una planta clonada variedad GUANAJUAT-OIL y se trasplanto.	Pág. 44
3.6.1 Datos de la planta clonada.	Pág. 45
3.7 Discusión de resultados.	Pág. 46,47
CAPÍTULO IV: CONCLUSIONES.	Pág. 48-51
4. Conclusiones.	Pág. 48
5. Bibliografía.	Pág. 49-51



ÍNDICE DE FIGURAS

Fig.1 Localización del área de estudio.	Pág.19
Fig. 2. Esquema general de la metodología... ..	Pág.19
Fig. 3. Desinfección de las charolas de siembra.	Pág.23
Fig. 4. Preparación del sustrato.	Pág.24
Fig. 5. Selección de plantas de higuera.	Pág. 25
Fig.6 Corte de los esquejes de higuera.... ..	Pág. 26
Fig. 7. Siembra de esquejes... ..	Pág. 27,28
Fig. 10. Riegos.	Pág. 29
Fig. 11. Supervivencia de los esquejes de los 8 a 30 días.	Pág. 31
Fig.12 Supervivencia de los esquejes a los 40 días.	Pág. 31
Fig. 13. Supervivencia de los esquejes a los 55 días.	Pág. 31
Fig. 14 Medición de las variables.	Pág. 32
Fig. 15 Parcelas de higuera de donde se obtuvieron los esquejes de cada variedad. .	Pág. 33
Fig. 16. Esquejes de higuera variedad Guanajuatoil.	Pág. 34
Fig. 17. Esquejes de higuera variedad Higuermex.	Pág. 34
Fig. 18. Esquejes de higuera variedad K855.	Pág. 35
Fig. 19. Esquejes de higuera variedad RC40.	Pág. 35
Fig. 20. 185 esquejes de higuera.	Pág. 36
Fig. 21. Esqueje enraizado a los 60 días, de la variedad GUANAJUAT-OIL.....	Pág. 41
Fig. 22. Esqueje enraizado a los 60 días, de la variedad HIGUERMEX.	Pág. 41
Fig. 23. Esqueje enraizado a los 60 días, de la variedad RC-40.	Pág. 41
Fig. 23. Planta clonada variedad Guanajuat-oil a los dos meses de su enraizamiento.	Pág. 44
Fig. 24. Tres esquejes enraizados al mes de su enraizamiento.	Pág. 41
Fig. 25. Planta clonada variedad Guanajuatoil.	Pág. 41
Fig. 26 Transplante de la planta clonada variedad Guanajuat-oil.	Pág. 44

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla Núm. 1: Reguladores hormonales y su función.	Pág. 11
Tabla Núm. 2. Productos a utilizar.	Pág. 20
Tabla Núm. 3. Materiales a utilizar.	Pág. 21
Tabla Núm. 4. Datos de la planta clonada.	Pág. 45

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica Núm. 1. Número de esquejes que sobrevivieron por variedad.	Pág. 37
Gráfica Núm. 2. Porcentajes de sobrevivencia de cada variedad.	Pág. 38
Gráfica Núm. 3. Altura y diámetro del tallo de cada variedad.	Pág. 39
Gráfica Núm. 4. Altura y número de hojas iniciales y nuevas de cada variedad. . . .	Pág. 40
Gráfica Núm. 5. Número de esquejes enraizados.	Pág. 42
Gráfica Núm. 6. Datos de los tres esquejes enraizados.	Pág. 43
Gráfica Núm. 7. Longitud en raíz en esquejes de uchuva.	Pág. 47
Gráfica Núm. 8. Área foliar de plantas de guayaba sometidas a deficiencia de N y Ca. .	Pág. 47

JUSTIFICACIÓN

En la región de los Valles Centrales de Oaxaca, se encuentra la empresa RICINOMEX, actualmente funciona a una décima parte de su capacidad, procesa 150 toneladas de semilla de higuierilla mensualmente. Una limitante para elevar la productividad, es el bajo rendimiento de semilla por hectárea, que en promedio es de 400 kilogramos. Derivado de ello, la empresa impulsa la investigación en ocho hectáreas aledañas, para introducir mejoras, en conjunto con los productores, (Altamirano- Díaz, 2018).

El problema se encuentra en que los productores venden toda su semilla de la producción y no guardan para la próxima siembra, por lo cual se ven obligados a utilizar semillas que recolectan de plantas que están a orilla de terrenos, carreteras, y con presencia de plagas. Cuando siembran estas semillas de mala calidad obtienen muy bajos rendimientos por hectárea y pierden sus cultivos a causas de las plagas y enfermedades.

En la región de los Valles Centrales de Oaxaca, las nuevas variedades de higuierilla, que han mostrado su capacidad y calidad productiva de aceite son; HIGUERMEX, GUANAJUATOIL, RC40 y K-855. Por lo cual, su propagación vegetal resulta de gran importancia. Considerando que “se pueden conservar las características genéticas favorables (resistencia a plagas y/o enfermedades, crecimiento, producción, calidad de frutos, tolerancia a condiciones extremas de humedad o sequía, etc.). Estas características se pueden “perder” por el cruzamiento genético en la propagación sexual”. (Rojas- González *et al.*, 2004).

Si la propagación vegetal por esqueje resulta favorable, se podrá obtener plántulas con las mismas características que la planta madre, evitando el alto índice de variabilidad genética que ocurre en la reproducción sexual y que en este caso, para la empresa RICINOMEX, repercute en el rendimiento de producción de aceite de ricino. Por lo cual, la empresa puede llegar a procesar en promedio 61 toneladas de higuierilla al día, (Altamirano- Díaz, 2018).



CAPÍTULO 1. MARCO TEÓRICO

En la región de Valles se ha incrementado la demanda de genotipos de higuera de calidad para siembra, que representen un mejor rendimiento por hectárea. Ante ello, la propagación vegetativa por esquejes es una alternativa para obtener plántulas clonadas de las variedades HIGUERMEX, GUANAJUATOIL, RC40 y K-855.

1.1 Conceptos básicos:

1.1.1 Clonación: es la reproducción de una planta a partir de una célula, tejido u órganos, por ejemplo raíces, tallos, ramas, hojas). Su principal característica, es que la planta clonada, tiene las mismas características que la planta madre, conocido como totipotencia. Dentro de las principales ventajas de la propagación vegetativa, se encuentra preservar genotipos y acortar ciclos reproductivos para acelerar procesos de cruzamiento y prueba, propagar especies, cuyas semillas tienen problemas de germinación y conservar genotipos resistentes a plagas y con calidad en frutos, (Rojas-González, *et al.*, 2004).

1.1.2 Esqueje: segmento de la planta madre que contiene zonas meristemáticas (nudos y entrenudos). Estas unidades reproductoras, pueden obtenerse de los tallos, hojas o raíces, que al proporcionarles las condiciones adecuadas son capaces de generar un nuevo individuo, con las mismas características de la planta madre, (Barceló *et al.*, 2011) citado por (Osuna *et al.*, 2016). Las raíces desarrolladas a partir del esqueje, se denominan raíces adventicias, estas raíces se forman a partir de las células de los meristemas, que forman las yemas radicales, (Hartmann, 1997) citado por (Osuna, *et al.*, 2016).



1.1.3 Regulación hormonal:

Las fitohormonas, son aquellas sustancias sintetizadas en un determinado lugar de la planta, regula el crecimiento, desarrollo, reproducción y otras funciones de la planta. Existen 5 grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento; las auxinas, giberelinas, citoquininas, ácido abscísico y etileno, (Rojas- González *et al.*, 2004).

Tabla núm. 1: Reguladores hormonales y su función.

Regulador hormonal	Función
Auxinas	<ul style="list-style-type: none"> • Permite la división y crecimiento celular. • Desarrollo de raíces • Cicatrización de heridas • Enraizamiento. (Rojas- González <i>et al.</i> , 2004).
Citoquininas	<ul style="list-style-type: none"> • Diferenciación • División celular (Rojas- González <i>et al.</i> , 2004).
Giberelinas	<ul style="list-style-type: none"> • Incrementar la tasa de división celular y elongación. • Crecimiento de tallos. • Floración • Desarrollo de frutos (Rojas- González <i>et al.</i> , 2004).
Etileno	<ul style="list-style-type: none"> • Maduración de los frutos • Floración (Rojas- González <i>et al.</i> , 2004).

Tabla núm.1. Reguladores hormonales y su función. Fuente; Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Bogotá-Colombia.



De acuerdo a la presente tabla número 1, las fitohormonas, se encuentran clasificadas de acuerdo a su función. Cada una de ellas, tiene un efecto en la planta y generalmente son aplicadas de manera foliar por aspersión. En general, las fitohormonas, permiten el desarrollo y crecimiento de los esquejes o bien de una planta bien diferenciada. Las fitohormonas, contienen los nutrientes necesarios para el inicio de la división celular, radicular y maduración de frutos. Dichas sustancias, deben ser aplicadas en una correcta concentración, de lo contrario, podrían ocasionar exceso de nutrientes y provocar reacciones adversas en los esquejes, tal es el caso de la inhibición celular.

1.1.4 Sustrato: Material sólido, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, distinto del suelo in situ, que colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular, siendo este el soporte de la planta, (Adad, 1993; Burés, 1997, Abad y Noguera, 1998), citado por Pérez & Canul-Ku, (2011). Existen diversos tipos de sustratos, de acuerdo a cada planta a propagar. Generalmente, los más utilizados suele ser mezclas comerciales y el sustrato de coco.

1.1.5 Método de propagación vegetal por esqueje: el método consiste en seleccionar un tejido vegetal (raíz, tallo o yema), para formar raíces adventicias, dentro de los tipos de esquejes se encuentran; esquejes tiernos, esquejes juveniles, esquejes semimaduros, esquejes leñosos, (Benenaula- Fajardo, 2006).

1.1.6 Propagación asexual: es la multiplicación de tejidos vegetales sin mayor variabilidad debido a la ausencia de la fusión de sus gametos, por lo tanto, la principal fuente de variación queda eliminada y la planta hija, conserva los caracteres de la planta madre, (Palencia, Mejía y Arguello, 2000) citado por Macías (2007).



La necesidad de recurrir a la propagación vegetativa se presenta cuando las plantas seleccionadas no reproducen con fidelidad sus características al usar semillas, Wood 1973, citado por Macías (2007).

De acuerdo a Escobar & Alas (s.f.), se da por simple fragmentación de la planta madre, en donde las plantas hijas son idénticas a la madre, al no existir intercambio de material genético.

Las formas más comunes de propagación vegetativa usadas son:

- Por medio de estacas y esquejes
- Mediante injertos o propagación de copas
- Con el uso de acodos
- Por medio de raíces
- Por cultivo de tejidos

Escobar & Alas (s.f.), mencionan que la propagación asexual se utiliza cuando la propagación por semilla presenta limitaciones, también cuando se quiere obtener ventajas agronómicas de una especie o para uniformizar plantaciones.

1.1.7 Mitosis; Es el proceso básico del crecimiento vegetativo normal, de la generación y cicatrización de heridas, que hace posible, la propagación vegetativa, como la reproducción por estacas. La mitosis, ocurre en áreas específicas de la planta. Por ejemplo, el ápice de los tallos, el ápice de las raíces, el cambium y las zonas intercalares (base de los entrenudos en plantas Monocotiledóneas). La mitosis, se da cuando se forma callo, en las plantas que han sido heridas con machetes, hachas. De las estacas, surgen unos rebrotes nuevos, llamados raíces advencias y son aquellas que salen de las partes aéreas de las plantas de tallos subterráneos, (Rodney-Morán., 1983).



1.1.8 Topófitis: es el efecto de la posición original del propágulo en la planta donadora. Se refleja en el crecimiento plagiotrópico u ortotrópico. Ocurre un plagiotropismo cuando las plantas que se originan no muestran un patrón de crecimiento como la planta madre, (Rojas- González *et al.*, 2004).

1.1.9 Ciclófitis: es el efecto de la edad del propágulo en la planta y se expresa como una condición de juvenilidad o madurez en el crecimiento de la nueva planta. El enraizamiento de estacas de material maduro es difícil, (Rojas- González *et al.*, 2004).

1.2 Propagación vegetativa asexual, por esqueje que han realizado diversos autores:

Masco 2014, realizó un estudio del efecto de seis sustratos en el enraizamiento de esquejes de Sauco (*Sambucus nigra*) en ambiente protegido. Obtuvo un 96% de esquejes enraizados, utilizando el sustrato compuesto por 50% de Turba + 50% de arena, respecto a la longitud de raíz, la más larga presentó 9.5 cm, en cuanto a la brotación de hojas y ramas, transcurridos los 55 días el 50% de los esquejes enraizados, presentaron la aparición de brotación de hojas y ramas.

Henríquez-Mandariaga 2004, evaluó tres factores de enraizamiento en estacas de Morera (*Morus alba*) en donde menciona que respecto a las estacas provenientes de la zona media y basal de ramillas de 1 año, obtuvo que presentaron los más altos porcentajes de inducción de raíz, longitud de raíces, formación de callo y abundancia de ramificaciones. En cuanto a los reguladores de crecimiento, se requieren para inducir la formación de raíces.



1.3 Fundamentos científicos de la propagación vegetal por esquejes:

Cuando la variabilidad fenotípica de una especie tropical en campo es muy alta, a nivel comercial o con fines de experimentación en agroforestería, se requiere tratar de uniformizar las plantaciones en crecimiento o a la fructificación; el hacerlo con métodos de entrecruzamiento requiere largos periodos de tiempo, por lo que la propagación vegetativa de individuos (clones) con características deseables viene a ser una solución, (Rojas-González *et al.*, 2004).

- Preservación de genotipos complejos genéticos en bancos clonales y arboretos.
- Acortar ciclos reproductivos para acelerar procesos de cruzamiento y prueba.
- Conservar genotipos superiores que determinan las características genéticas favorables (resistencia a plagas y/o enfermedades, crecimiento, producción, calidad de frutos, tolerancia a condiciones extremas de humedad o sequía, etc.). Estas características se pueden “perder” por el cruzamiento genético en la propagación sexual.
- Eficiencia cuando la reproducción sexual no es el método más viable o eficaz.
- Permite propagar especies que sus semillas presentan problemas de germinación o de almacenamiento o que son de ciclo reproductivo largo.
- Aprovechar las características genéticas favorables de dos plantas en una sola planta.
- Manejar las diferentes fases del desarrollo de las plantas.
- Obtener plantaciones uniformes o la producción de un determinado número de individuos con identidad genética, (Rojas- González *et al.*, 2004).

La propagación asexual es posible, porque cada una de las células de la planta posee los genes necesarios, para el crecimiento y desarrollo de la misma; y durante la división celular que ocurre durante el crecimiento y regeneración (mitosis), los genes están replicados en las células hijas. Los cromosomas se dividen longitudinalmente en partes idénticas y cada una de esas partes pasa a una célula hija, (Rodney-Morán.-1983).



1.3.1. Mantenimiento de Genotipos superiores: Cuando las especies presentan polinización abierta, significa que hay recombinación de genes durante la reproducción sexual, esta situación puede repercutir en la siguiente generación porque muchas características deseables no se expresan por tal razón; cuando se identifica un individuo con características superiores, la información genética puede ser fijada en la próxima generación mediante la propagación vegetativa, (Rojas- González *et al.*, 2004).

1.3.2. Problemas de almacenamiento de semillas: Diversas especies requieren de un procedimiento de manejo especial, en ocasiones el embrión inmaduro de la semilla limita la propagación sexual de ciertas especies, (Rojas- González *et al.*, 2004).

1.3.3 Ciclo reproductivo corto: Se acorta el ciclo vegetativo y se acelera la entrada del árbol o planta en la etapa reproductiva. Es útil cuando los productos deseados son flores, frutas o semillas, (Rojas- González *et al.*, 2004).

La propagación vegetativa mediante esquejes, permite clonar las características deseables de la planta madre, por ejemplo la forma de las hojas y la calidad del fruto, el éxito de enraizamiento de las estacas depende de la edad de la planta madre, el sustrato de enraizamiento, los reguladores de crecimiento y las condiciones ambientales del lugar, (Delgado- Torres, 2007).

La propagación vegetativa se utiliza en especies cuya producción de semillas o porcentaje de viabilidad es bajo, el método también se aplica cuando presenta alto valor comercial y se busca tener más ejemplares de un mismo genotipo. Cuya importancia, radica en el mejoramiento genético que se refleje en la producción. El método de estacas suele ser muy utilizado y representa gran importancia económica, por ejemplo en especies de interés forestal y arbustos ornamentales, (Ramos-Viches, 2004).



La propagación vegetativa no es más económica que la propagación por semilla pero tiene una gran ventaja por la superioridad y uniformidad de clones específicos, se elimina la fase juvenil y se reduce el tiempo para llegar a la madurez reproductiva, (Hartmann y Kester, 1995) citado por (Magne, 2016).

La propagación vegetativa o clonación tiene un papel fundamental para la reproducción de plantas en donde no intervienen los gametos masculinos y femeninos y por lo tanto no existe recombinación de información genética, la propagación vegetal mantiene la identidad y la constitución genética de la planta, en el caso de las especies halógamas ayuda a preservar genotipos heterocigotos que muestran vigor híbrido, (García – Pérez, *et al* 2011).

1.4 Hipótesis

- La propagación vegetal de la higuerrilla mediante esqueje permite obtener plantas clonadas.

1.4.1 Objetivo general

- Determinar si la propagación vegetal por esqueje de la higuerrilla es más viable en comparación con la siembra por semilla.

1.5. Objetivos particulares

- Obtener 185 esquejes de higuerrilla para siembra, específicamente 17 de GUANAJUAT-OIL, 103 de HIGUERMEX, 21 de K855, y 44 de la RC40.
- Conocer el porcentaje de sobrevivencia de los esquejes por variedad
- Analizar los datos del comportamiento de las variables, altura, diámetro, número de hojas iniciales y número de hojas nuevas.
- Obtener tres esquejes enraizados de las variedades GUANAJUATOIL, HIGUERMEX y RC-40.
- Obtener una planta clonada variedad GUANAJUATOIL para su posterior trasplante

CAPÍTULO II: METODOLOGÍA:

En este caso muy particular, es importante conocer primeramente el término autótrofo. El cual, lo utilizamos como un sistema donde los organismos vivos, tejido vegetal, se encuentran en un sustrato donde se proporcionan sustancias que le permiten desarrollar sistema radicular. Si bien es algo similar a un germinador de semillas, cabe mencionar que en nuestro caso es provocar raíz a los esquejes. Sobre todo, que se conserven las características genéticas de la planta madre.

2.1 Localización del área de estudio:

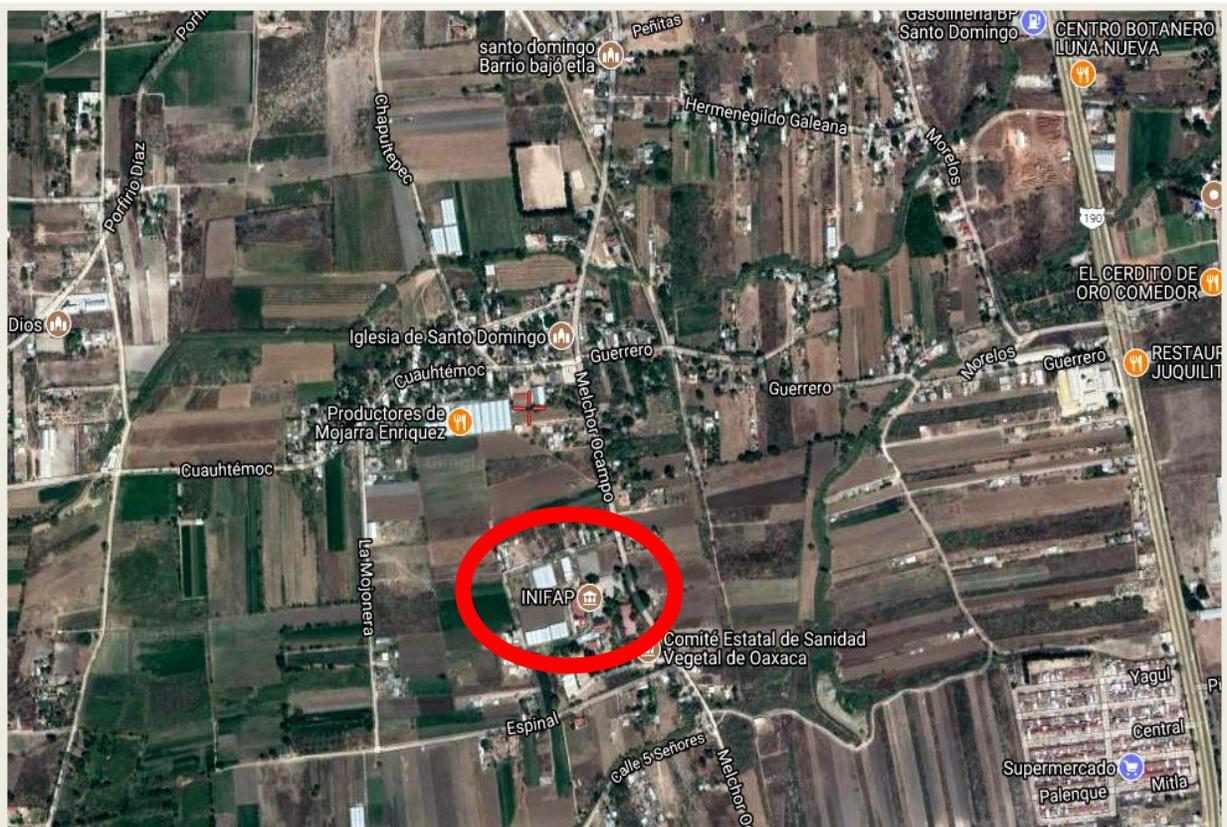


Fig.1 Localización del área de estudio. Fuente: Campo experimental Valles Centrales, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Inifap. Fuente: Google maps.

La metodología, se llevó a cabo en Santo Domingo Barrio bajo, Etlá Oaxaca, pertenece al Municipio de la Villa de Etlá. Específicamente en el Campo experimental Valles Centrales de Oaxaca, correspondiente al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y pecuarias Inifap, Oaxaca. Santo Domingo Barrio Bajo, se encuentra entre los paralelos 17° 10´ y 17° 13 de latitud norte, sus coordenadas son 96 ° 46´ y 96° 49´ de longitud Oeste; altitud entre 1600 y 1800 msnm. Colinda al Norte con los municipios de Reyes Etlá, Magdalena Apasco y San Juan Bautista Guelache; al este con los municipios de San Juan Bautista Guelache, San Agustín Etlá y Guadalupe Etlá; al sur con los municipios de Guadalupe Etlá y Reyes Etlá; al Oeste con el municipio de Reyes Etlá.

2.1 Productos y materiales a utilizar:

Tabla. núm. 2. Productos a utilizar.

Producto	Nombre comercial del producto
Productos para prevenir el desarrollo de hongos.	Previcur energy
	Tecto 60
Nutriente foliar	Humifert
Reguladores de crecimiento	Biogib
	Supra root
Enraizador	Raizin

Tabla num.2. Productos a utilizar. Fuente; Propia

Tabla. núm. 3. Materiales a utilizar

Materiales	Unidad
Cubeta	1
Cloro	1 bote
Escobeta de plástico	1
Charolas de siembra de unicel	4
Mesa	1
Tina de plástico de 20 L	1
Sustrato Sushine	8 Kg
Tijeras de podar Felco núm.2 o navajas	2
Bolsa de plástico transparente	5
Hojas de papel periódico	10
Hielera de plástico	1
Jabón	1 bolsa de 250 gr.
Atomizador o bote de plástico	1
Báscula	1
Jeringa	1
Bitácora	1
Bolígrafos	1
Recurso humano	3 personas.
Un regla de metal	1
Una cinta métrica	1

Tabla num.3. Materiales a utilizar Fuente; Propia.

2.2 Esquema general de la metodología

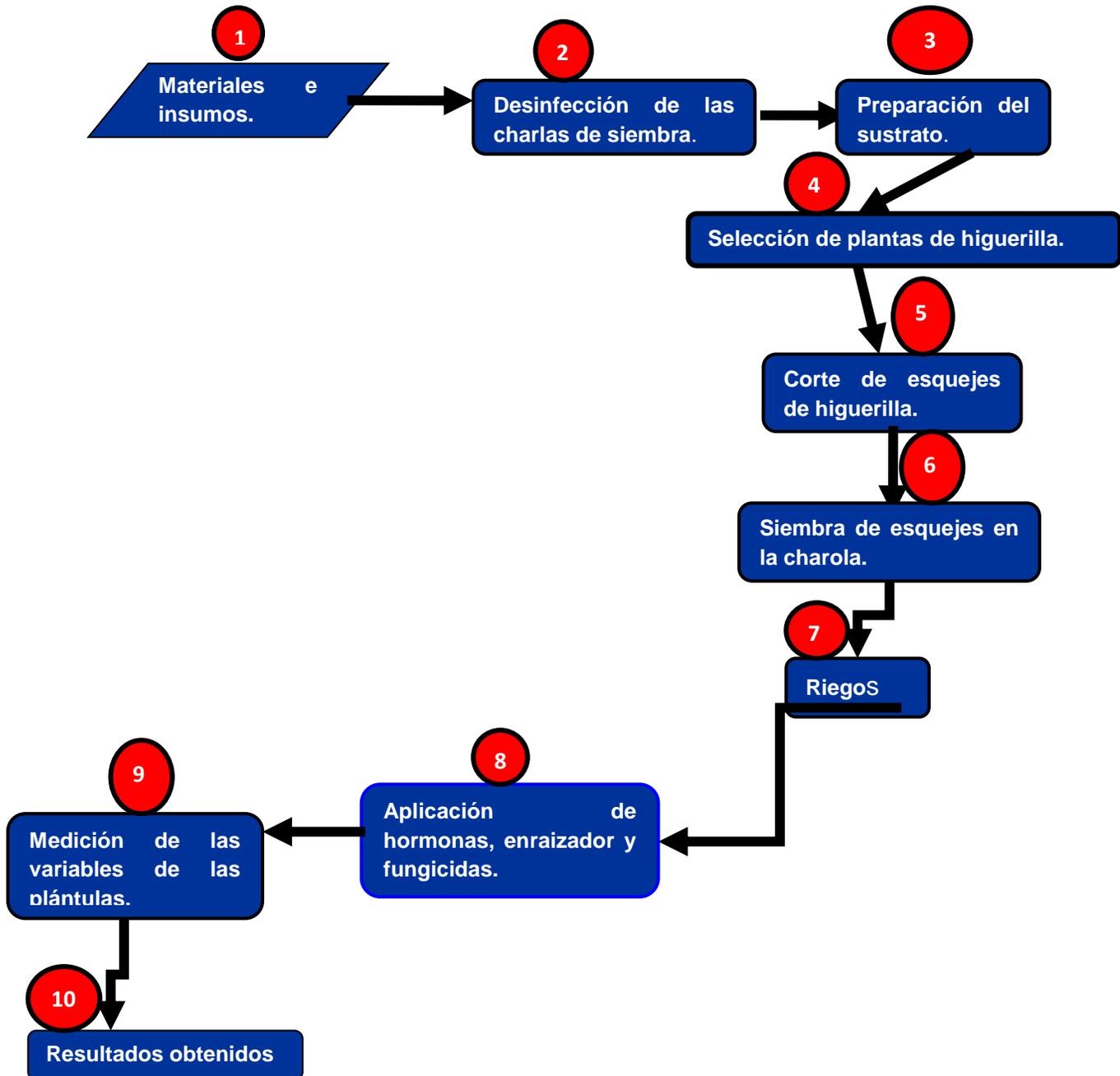


Fig. 2. Esquema general de la metodología. Fuente: Elaboración propia.

En el esquema número 1, se presenta la metodología general, el proceso inicia con la desinfección de las charolas. Seguido, de la preparación del sustrato y la selección de plantas y corte de los esquejes.

2.3 Procedimiento metodológico: El procedimiento metodológico consistió en lo siguiente:

2.3.1 Desinfección de las charolas de siembra: Preparar agua de jabón en un recipiente de suficiente capacidad. Agregar 1 mL de cloro y 60 gr de jabón en polvo. Después, con una escobeta desinfectar las cavidades y toda el área de las charolas de siembra. Colocar las charolas en las mesas de siembra, como se muestra en la figura número 4.



Fig. 3. Desinfección de las charolas de siembra. Fuente: propia.

2.3.2 Preparación del sustrato: En un recipiente o tina de plástico de 20 L, depositar el sustrato. Después, agregar agua en volúmenes conocidos, y mezclar, depositar el sustrato en las charolas.



Fig. 4. Preparación del sustrato. Fuente: propia. Fuente: propia.

2. 3. 3 Selección de plantas de higuera: Realizar la selección de plantas que presenten características fenotípicas sanas. Debe tener las siguientes características; los tallos deben ser sanos, rectos y bien formados, de consistencia leñosa, plantas jóvenes, bien del color y forma de acuerdo a cada variedad que se disponga y se necesite propagar, la planta debe estar libre plagas y enfermedades.



Fig. 5. Selección de plantas de higuera. Fuente: propia.

2.3.4 Corte de los esquejes de higuera: Utilizar navajas de acero inoxidable, realizar el corte de los esquejes de forma sesgada. Colocar los esquejes en una bolsa de plástico transparente.



Fig.6 Corte de los esquejes de higuera. Fuente: propia.

2. 3.5 Siembra de los esquejes en las charolas: Se colocan los esquejes en forma de hilera. Para prevenir la aparición de hongos, en un recipiente mezclar (0.5 ml/L) de Previcur Energy y (0.5 ml/L) de Supra root para inducir el desarrollo radicular. Terminada la siembra, colocar las charolas en un solo lugar para que los esquejes comiencen a adaptarse, el lugar puede ser en un invernadero o en un espacio de media sombra, con correcta ventilación y libre de roedores.



Fig. 7. Siembra de esquejes. Fuente: propia.



Fig. 8. Esquejes sembrados en charolas. Fuente: propia.



Fig. 9. Aplicación de Supra root. Fuente: propia.

2.3.6 Riegos: Realizar los riegos de acuerdo al nivel de humedad que presenten los esquejes con el fin de evitar el estrés húmedo de la planta y prevenir la aparición de hongos, ocasionantes de la marchitez. .



Fig. 10. Riegos. Fuente: propia.



2.3.7 Aplicación de hormonas, enraizador y fungicidas: A partir de la siembra, aplicar los productos de acuerdo al siguiente cuadro número 1.

Cuadro Núm. 1. Aplicación de hormonas, enraizador y fungicidas

Días de la siembra	Producto	Dosis
A la siembra	Previcur Energy Tecto 60	0.5 ml/L 1 gr/L
A los 15	Raizin Biogib	5ml/L 0.2 gr/L
A los 30	Humifer Tecto 60	1.5 ml/L 1 gr/L
A los 40	Biomatrix Raizin	2 gr/L 5ml/L
A los 55	Tecto 60	1 gr/L
A los 60	Raizin Biogib	5ml/L 0.2 gr/L

Cuadro Núm. 1. Aplicación de hormonas, enraizador y fungicidas: Fuente: Laboratorio. Biotec, inifap 2018.

En el cuadro número 1, se detalla las fechas, los productos y la dosis de aplicación.

2.3.8 Registro de sobrevivencia de los esquejes:

Registrar la sobrevivencia de esquejes de acuerdo a los días señalados a los 8, 15, 21, 30, 40, 55 y 60.



Fig. 11. Sobrevivencia de los esquejes de los 8 a 30 días. Fuente: propia.



Fig.12 Sobrevivencia de los esquejes a los 40 días. Fuente: propia.



Fig. 13. Sobrevivencia de los esquejes a los 55 días. Fuente: propia.

Para el cálculo del porcentaje de sobrevivencia de los esquejes, aplicar la siguiente fórmula.

$$\% \text{ de sobrevivencia} = \frac{\text{Esquejes sobrevivientes}}{\text{esquejes iniciales}} * 100$$

ES = Esquejes sobrevivientes

EI = Esquejes iniciales

2. 3.9 Medición de las variables:

De cada variedad, tomar una muestra de 10 esquejes al azar y medir la variable de altura, número de hojas iniciales, nuevas y el diámetro del tallo.



Fig. 14 Medición de las variables. Fuente: propia

CAPÍTULO III: RESULTADOS

3.1 Se obtuvieron en total 185 esquejes de higuera, específicamente 17 de GUANAJUAT-OIL, 103 de HIGUERMEX, 21 de K855, y 44 de la RC40: Los esquejes se tuvieron bajo condiciones de invernadero durante 60 días. Al momento de seleccionar las plantas madre se identificó que no presentaban ningún tipo de plaga o enfermedad, presentaron tallo grueso de 20 cm de diámetro, las plantas madres de donde se obtuvieron los esquejes se encontraban en una etapa en la que ya habían producido semilla, de igual manera las plantas madre tenían hojas palmeadas color verde, morado pálido, y algunas color amarillento tal y como se observa en la figura núm.15. Cuando se obtuvieron los esquejes estos presentaban consistencia semidura, color rojo pálido, con altura de 1 a 6.3 cm, con diámetro de 2 a 3 cm, algunos con presencia de brotes de hojas de color rojo amarillento como se observa en las figuras número 16, 17,18, 19 y 20.



Fig. 15 Parcelas de higuera de donde se obtuvieron los esquejes de cada variedad. Fuente: propia.



Fig. 16. Esquejes de higuera variedad Guanajuatol. Fuente: propia.



Fig. 17. Esquejes de higuera variedad Higuermex. Fuente: propia.



Fig. 18. Esquejes de higuera variedad K855. Fuente: propia.



Fig. 19. Esquejes de higuera variedad RC40. Fuente: propia.

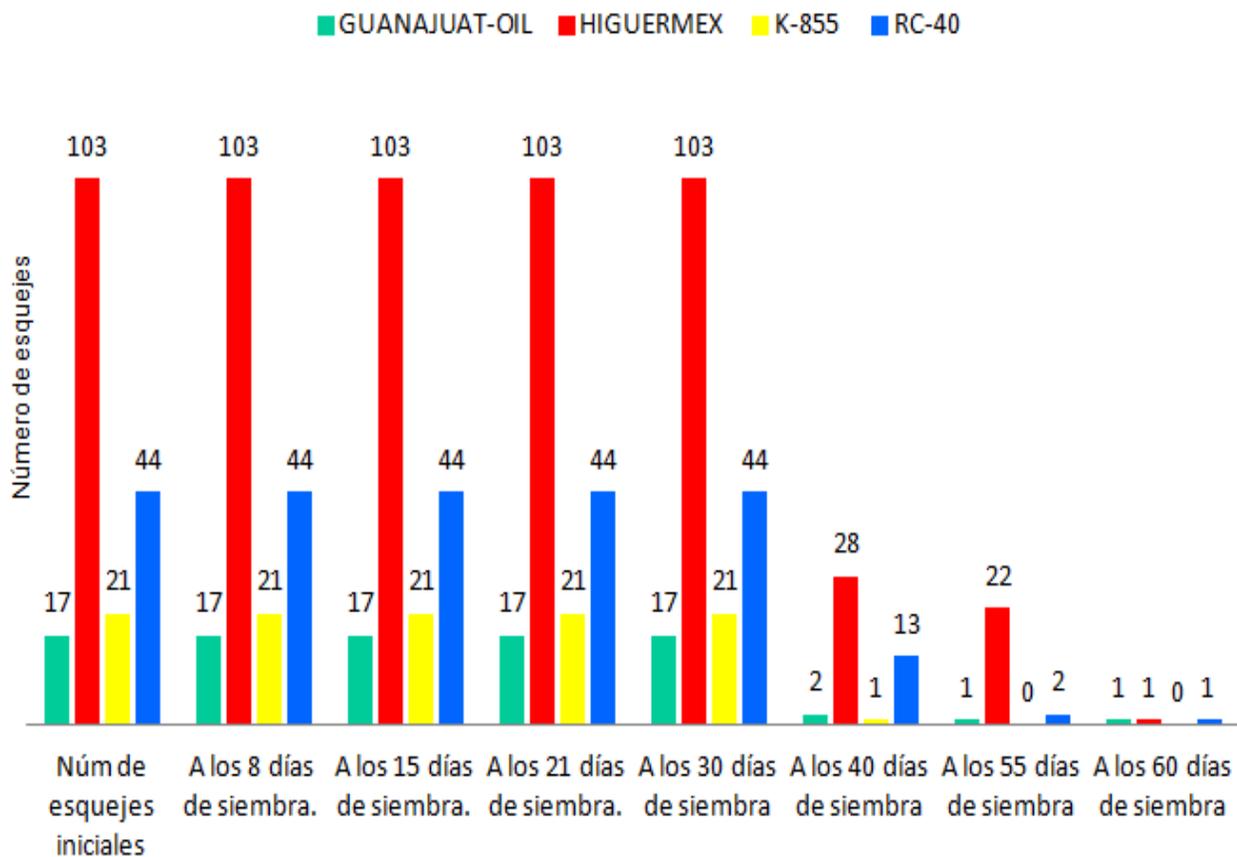


Fig. 20. 185 esquejes de higuerilla. Fuente: propia.

3.2 El porcentaje de sobrevivencia es de 5.88% para GUANAJUAT-OIL, 0.97% para HIGUERMEX, 0% de K-855 y 2.27% para RC-40:

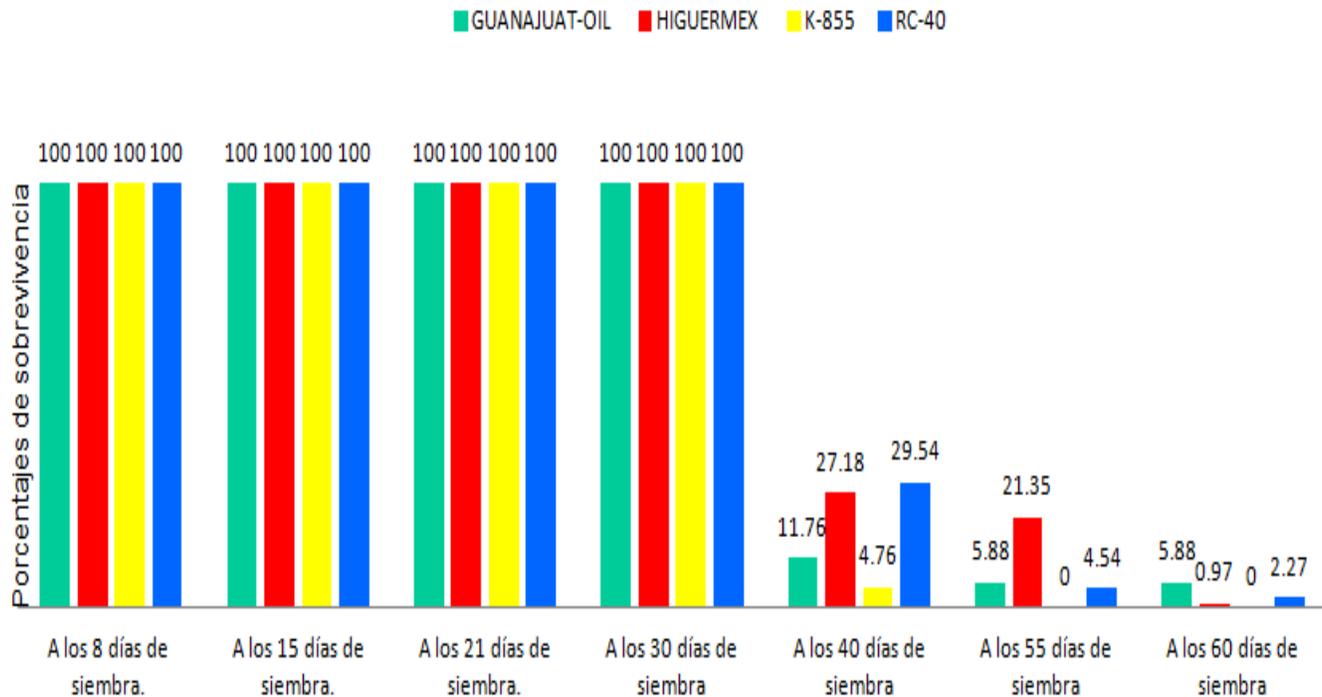
En la gráfica número.1 se presentan los resultados del número de esquejes que sobrevivieron al transcurrir los días. Se identifica que a los 60 días sobrevivieron en total 3 esquejes, uno por cada variedad, excepto la K855, en donde ningún esqueje sobrevivió, los datos indican que a partir del día 40 la sobrevivencia fue menor en cada variedad.

NÚMERO DE ESQUEJES QUE SOBREVIVIERON POR VARIEDAD.



Gráfica núm. 1. Número de esquejes que sobrevivieron por variedad. Fuente: propia.

PORCENTAJES DE SOBREVIVENCIA DE CADA VARIEDAD

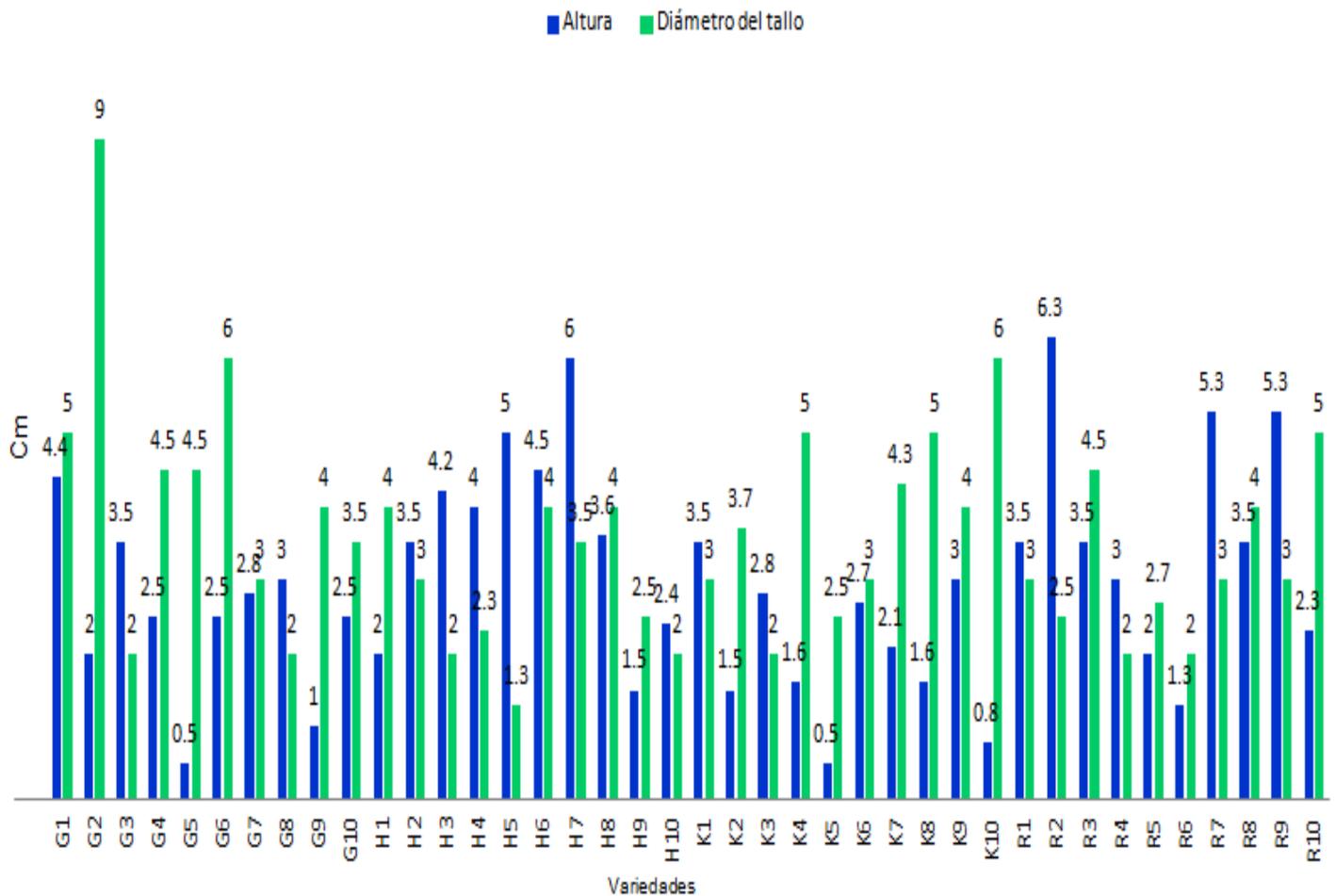


Gráfica núm. 2. Porcentajes de sobrevivencia de cada variedad. Fuente: Propia

La gráfica número 2 representa los porcentajes de sobrevivencia de cada variedad, identificando que las variedades GUANAJUAT-OIL, HIGUERMEX y RC-40 tuvieron un mayor porcentaje de sobrevivencia hasta los 60 días. El porcentaje de sobrevivencia es de 5.88% para GUANAJUAT-OIL, 0.97% para HIGUERMEX, 0% de K-855, y 2.27% para RC-40.

3.3 A menor altura existe mayor diámetro y a mayor diámetro mayor probabilidad de enraizamiento: Se obtuvieron datos del comportamiento de las variables altura, número de hojas iniciales y nuevas y el diámetro de los esquejes. En la gráfica número 3 se presentan los datos del comportamiento de las variables tomando una muestra de 10 esquejes por variedad completamente al azar. El mayor desarrollo foliar se presentó en la variedad GUANAJUAT-OIL, siendo esta misma variedad la que presento mayor diámetro en los esquejes muestreados, los datos se obtuvieron a los 33 días de siembra.

ALTURA Y DIÁMETRO DEL TALLO DE CADA VARIEDAD



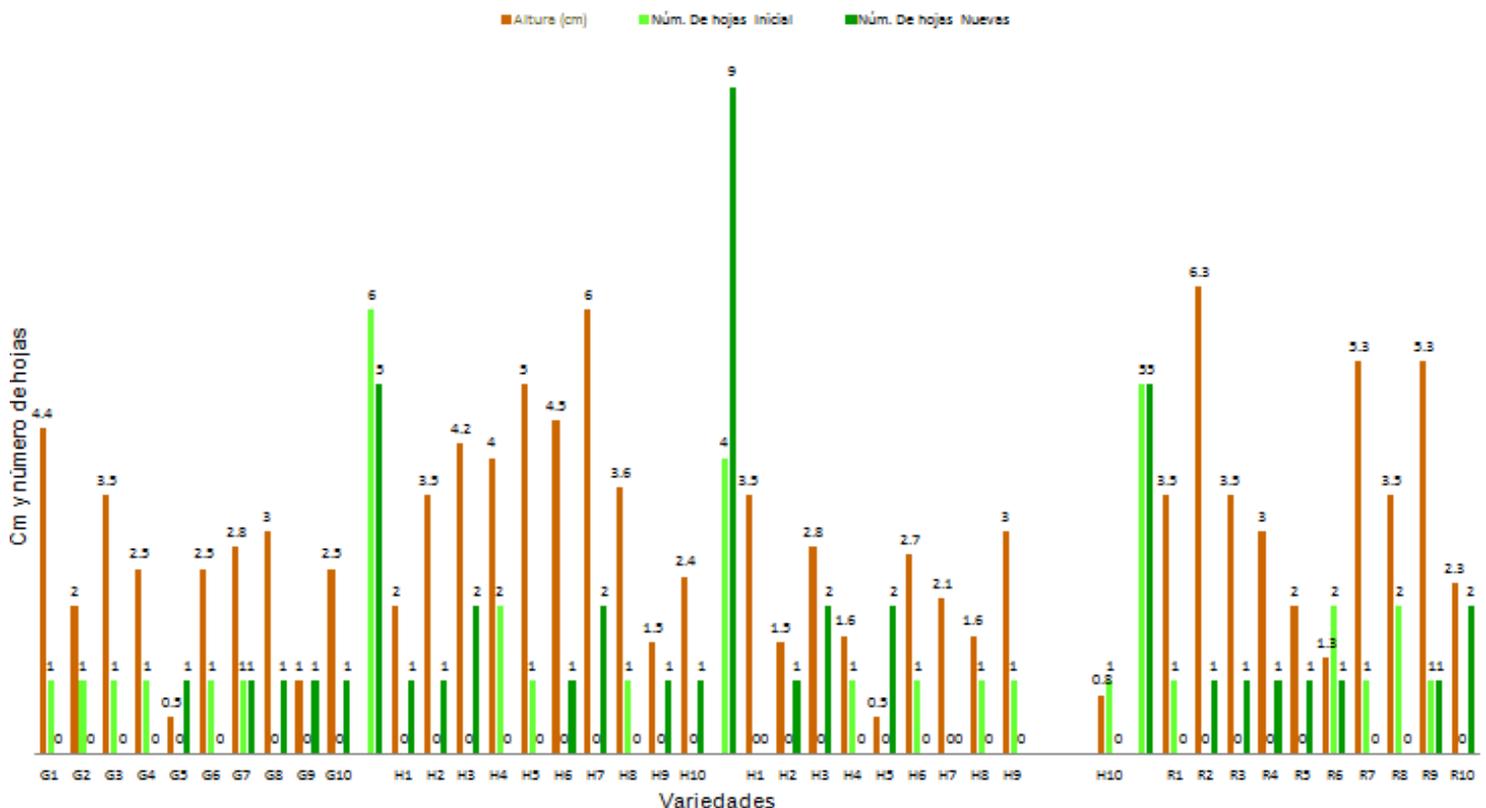
Gráfica núm. 3. Altura y diámetro del tallo de cada variedad. Fuente: Propia.

En la gráfica número 3 se presenta la altura y diámetro del tallo de cada variedad, identificando que a menor altura existe mayor diámetro. Las variedades GUANAJUAT-OIL, HIGUERMEX y RC 40 presentaron mayor diámetro en esquejes, por lo cual se identifica que a mayor diámetro mayor probabilidad de enraizamiento. En el caso de la variedad K855 aunque los esquejes presentaron adecuada medida de diámetro estos no enraizaron.

3.4 A mayor altura existe mayor desarrollo foliar:

En la gráfica número 4 se muestra que la variedad HIGUERMEX presentó mayor número de hojas nuevas con un total de 9, seguido de la variedad RC40 que presentó 8 hojas nuevas, respecto a GUANAJUAT-OIL y K855 presentaron 5 hojas nuevas respectivamente, se analiza que a mayor altura existe mayor desarrollo foliar.

ALTURA Y NÚMERO DE HOJAS INICIALES Y NUEVAS DE CADA VARIEDAD



Gráfica núm. 4. Altura y número de hojas iniciales y nuevas de cada variedad Fuente: Propia.

3.5 Se obtuvieron tres esquejes enraizados de las variedades GUANAJUAT-OIL, HIGUERMEX y RC-40: Se obtuvo en total tres esquejes enraizados como se muestra en las figuras número 21, 22, 22 y 24, las variedades corresponden a GUANAJUAT-OIL, HIGUERMEX y RC-40. El enraizamiento se obtuvo los 60 días a partir de la siembra, los esquejes enraizados presentaron color verde y marrón en las hojas, tallo color rojo pálido y de consistencia suave, se observaron indicios de brotes laterales en el tallo.



Fig. 21. Esqueje enraizado a los 60 días, de la variedad GUANAJUAT-OIL .Fuente: propia.



Fig. 22. Esqueje enraizado a los 60 días, de la variedad HIGUERMEX.Fuente: propia.



Fig. 23. Esqueje enraizado a los 60 días, de la variedad RC-40. Fuente: propia.

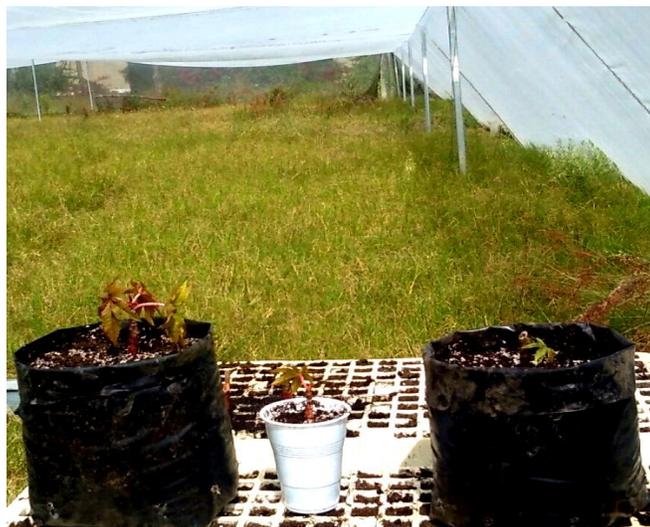
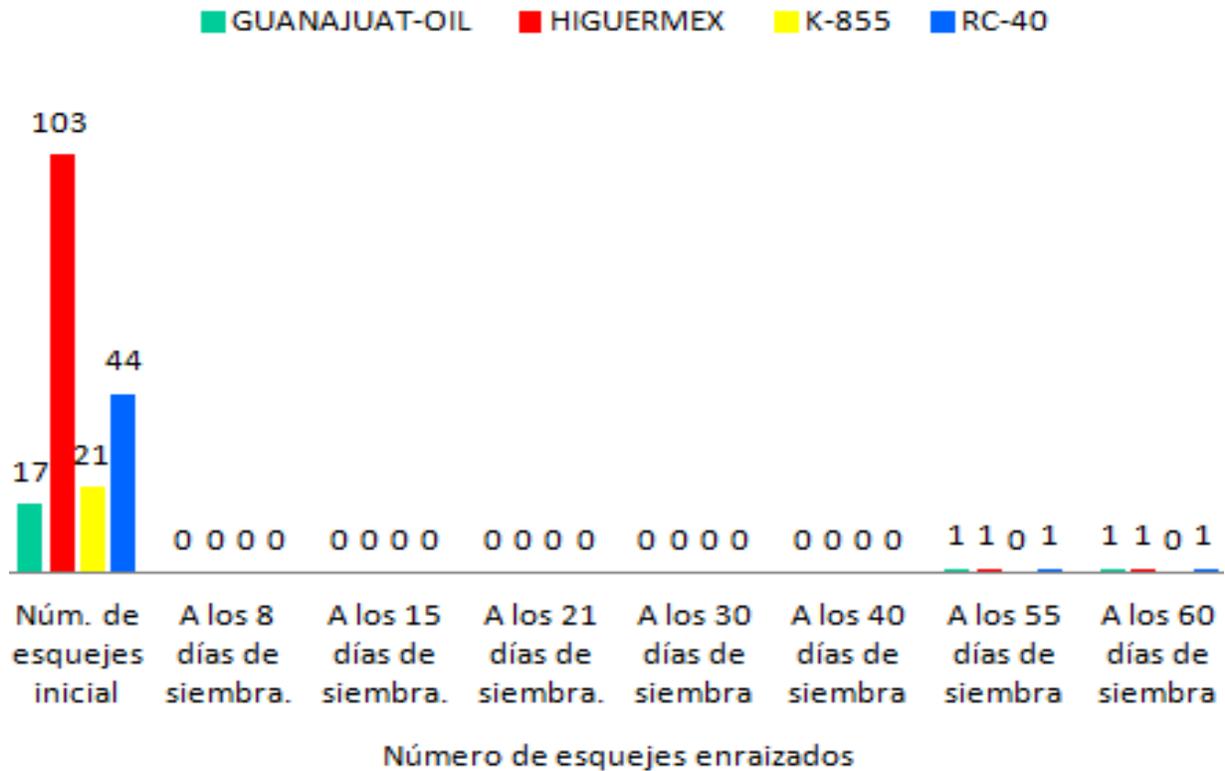


Fig. 24. Tres esquejes enraizados al mes de su enraizamiento. Fuente: propia.

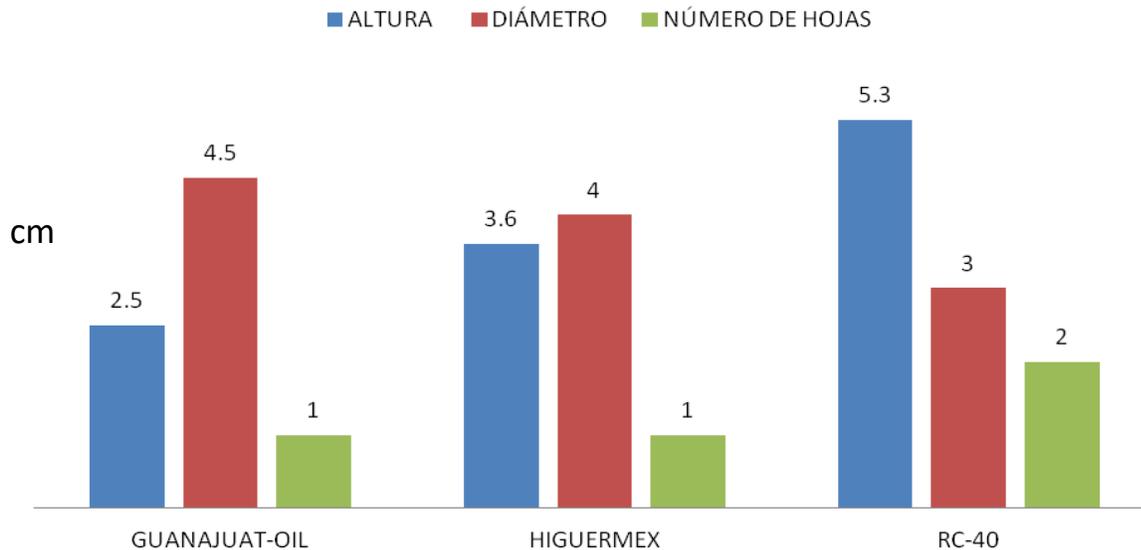
NÚMERO DE ESQUEJES ENRAIZADOS



Gráfica núm. 5. Numero de esquejes enraizados

El enraizamiento de estos 3 esquejes se logró a los 60 días. En cuanto a la variedad K-855 no se obtuvo ningún esqueje enraizado, tal y como se representa en la gráfica número 5.

DATOS DE LOS TRES ESQUEJES ENRAIZADOS



Gráfica núm. 6. Datos de los tres esquejes enraizados. Fuente: propia.

En la gráfica número 6 se presentan los datos de las variables de los tres esquejes enraizados, como se aprecia la mayor altura la presentó el esqueje de la variedad RC40 con 5.3 cm, sin embargo la altura no influyó en el crecimiento del diámetro, pero sí en el desarrollo de 2 hojas. Respecto a la variedad HIGUERMEX presentó 3.6 cm de altura y 4 cm de diámetro. En cuanto a la variedad GUANAJUAT-OIL presentó 2.5 cm de altura y el mayor diámetro con 4.5 cm, dichas variables no influyeron en el desarrollo foliar, al transcurrir los días conservó una hoja. Se analiza que cada esqueje enraizado presentó diferente comportamiento en el desarrollo de la altura, diámetro y número de hojas. Referente a las características fenotípicas de los 3 esquejes enraizados a los 60 días presentaron tallo color rojo suave, hojas de forma palmeada color verde y marrón, algunas hojas con puntas amarillas, raíz blanca de textura suave, el sustrato presentó color obscuro, sin presencia de hongos, y textura dura.

3.6 Se obtuvo una planta clonada variedad GUANAJUAT-OIL y se trasplanto: Se obtuvo una planta clonada para su posterior trasplante directamente al suelo, la variedad es GUANAJUAT-OIL, la figura número 25 muestra la planta clonada transcurridos dos meses a partir de su enraizamiento, la cual presenta 4 hojas palmeadas, una altura de 25 cm. La figura número 26 muestra su trasplante directamente al suelo para darle seguimiento agronómico a su respuesta en condiciones de invernadero.



Fig. 25. Planta clonada variedad Guanajuat-oil a los dos meses de su enraizamiento. Fuente: propia.



Fig. 26 Trasplante de la planta clonada variedad Guanajuat-oil. Fuente: propia.



3.6.1 Datos de la planta clonada:

La tabla número 4 muestra que se obtuvo un esqueje enraizado de la variedad GUANAJUATOIL, cuya altura es de 25 cm, presenta 4 hojas palmeadas, de las cuales la número 1 tiene 9 cm de ancho y 10 de largo respectivamente. La hoja número 2 tiene 5 cm de ancho y 4.5 de largo, la hoja número 3 tiene 4.5 cm de ancho y 4 de largo. En general el esqueje enraizado tiene 11 brotes nuevos, su raíz principal mide 10 cm de largo.

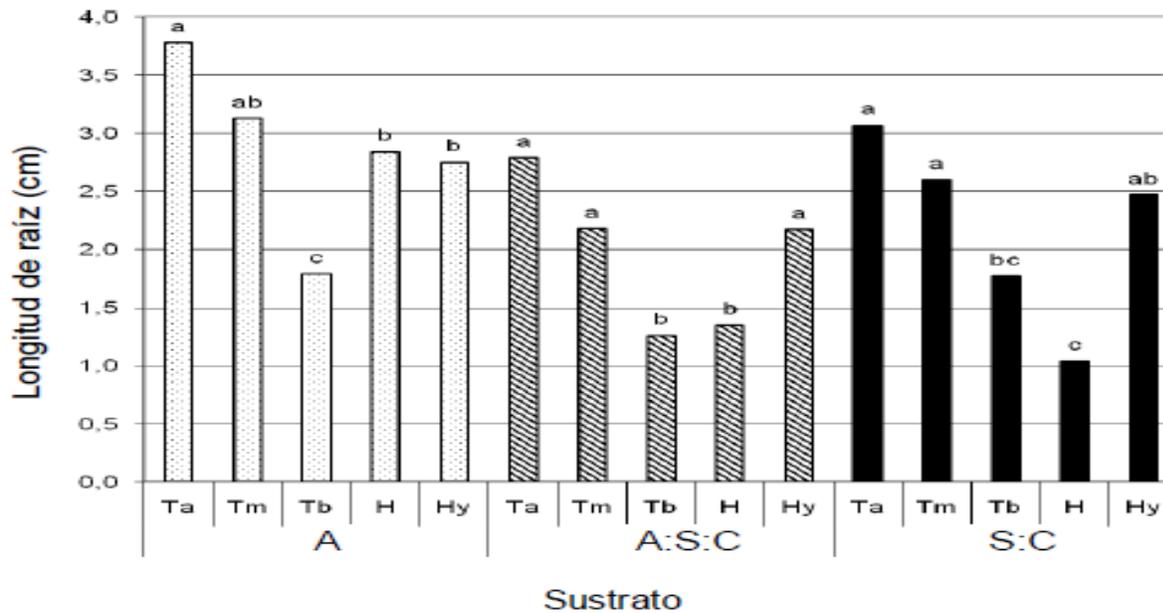
Tabla núm. 4. Datos de la planta clonada

Variedad	Planta	Altura (cm)	Diámetro del tallo (cm)	Número de hojas								Brotos del tallo
				Hoja 1		Hoja 2		Hoja 3		Hoja 4		
				Ancho	Largo	Ancho	Largo	Ancho	Largo	Ancho	Largo	
GUANAJUA T-OIL	1	25	9	9	10	5	4.5	4.5	4	4	4	11

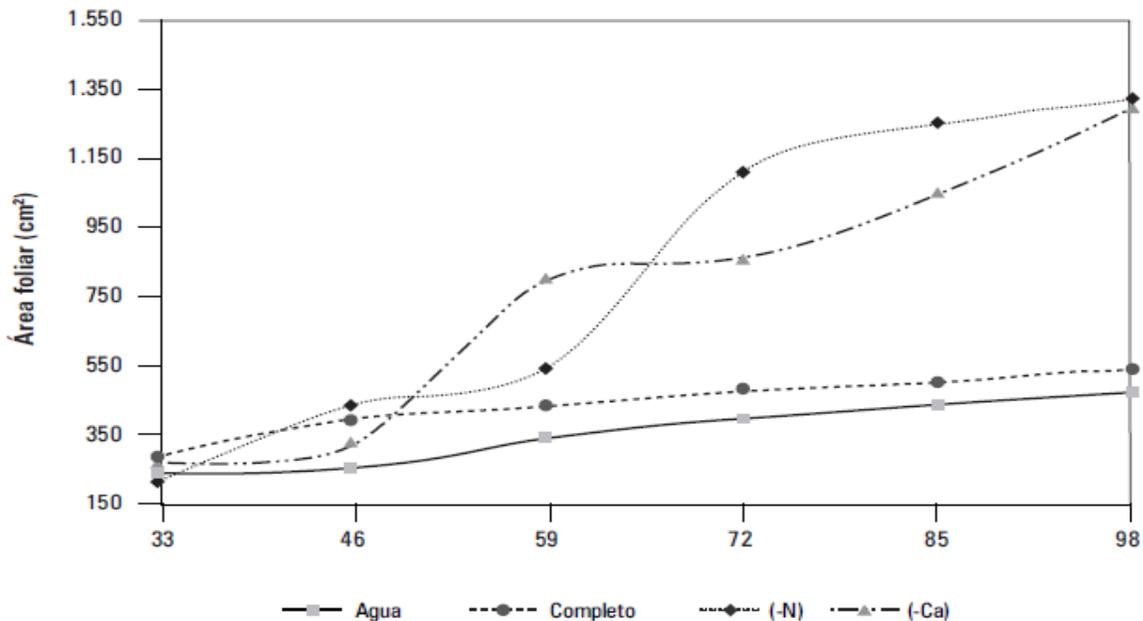
3.7 Discusión de resultados:

Ryugo (1993) citado por López *et al* 2007 aporta que en el enraizamiento las yemas y hojas más jóvenes producen más auxinas para el enraizamiento comparado con otros órganos más adultos. En este caso se presentó ciclofisis, lo cual indica que en el enraizamiento intervino la edad adulta de las plantas madre de higuera de donde se cortaron los esquejes, lo cual condiciona el bajo porcentaje de enraizamiento y sobrevivencia. Lenz (1986) citado por López *et al* 2007 aporta que los esquejes provenientes de partes de mayor edad de la planta madre tienen menor capacidad de enraizamiento. López *et al* 2007 aporta que es importante elegir un sustrato con óptimas condiciones para favorecer el enraizamiento, dicho autor comparte que las mejores condiciones de enraizamiento se presentan en la arena, la cual propicia un más alto porcentaje de enraizamiento como se observa en la gráfica número 7. En este caso se analiza que el sustrato utilizado *sushine* si proporciona las condiciones favorables de humedad, y nutrientes para los esquejes de higuera, no obstante se considera que la deficiencia de nutrición y edad de las plantas madre influyo significativamente en el enraizamiento de los esquejes. Hartmann y Kester 1998, citado por Mansilla (2004) postulan que cuando la nutrición de la planta madre presenta bajo contenido de nitrógeno se corre el riesgo de un menor enraizamiento del material vegetal que se propague.

Dussán *et al* 2016 realizaron un estudio del efecto de deficiencia de Nitrógeno, Fosforo, Potasio, Magnesio, Calcio y Boro en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L), encontrando que las plantas con deficiencia de Nitrógeno presentan una disminución del 12% de altura, menor desarrollo de brotes, detienen su desarrollo foliar como se analiza en la gráfica número 8. A menor nivel de nitrógeno disminuye la generación de nuevos tejidos vegetativos en etapas iniciales. Dussán *et al* 2016 aportan que en el guayabo y otras especies, la composición foliar de nutrientes varia con la edad de la planta, Singh & Rajput, 1978 citado por Dussán *et al* 2016 aporta que a mayor edad de la planta disminuyen los niveles de N, P, K, ZN, y Cu, y a mayor edad aumentan los niveles de Ca, Mg y Mn. De acuerdo a Marschner 2012 citado por Dussán *et al* 2016 niveles bajos de nitrógeno afectan la división celular y la emisión de nuevos órganos vegetativos.



Gráfica núm. 7. Longitud en raíz en esquejes de uchuva procedentes del tercio alto (Ta), tercio medio (Tm), tercio bajo (Tb) en diferentes sustratos. Arena (A), cascarilla de arroz (S:C) y arena, suelo y cascarilla de arroz (A:S:C). Fuente: López *et al* 2007. Propagación de Uchuva (*Physalis peruviana* L), mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos.



Gráfica núm. 8. Área foliar de plantas de guayaba sometidas a deficiencia de N y Ca, comparadas con fertilización completa o regadas solamente con agua. Fuente: Dussán *et al* 2016. Efecto de la deficiencia de N, P, K, Mg, Ca y B, sobre la acumulación y distribución de la masa seca en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L). Var. ICA Palmira II en fase de vivero.

CAPÍTULO IV: CONCLUSIONES

4. Conclusiones: Se obtuvieron en total 185 esquejes de higuera, específicamente 17 de GUANAJUAT-OIL, 103 de HIGUERMEX, 21 de K855, y 44 de la RC40. Se conoció el porcentaje de sobrevivencia de cada variedad, el cual es de 5.88% para GUANAJUAT-OIL, 0.97% para HIGUERMEX, 0% de K-855 y 2.27% para RC-40. Se analizaron los datos del comportamiento de las variables altura, diámetro, número de hojas iniciales y número de hojas nuevas, encontrando que a menor altura existe mayor diámetro y a mayor diámetro mayor probabilidad de enraizamiento. En este sentido se analizó que a mayor altura existe mayor desarrollo foliar. Se obtuvieron tres esquejes enraizados de las variedades GUANAJUAT-OIL, HIGUERMEX y RC-40. Se obtuvo una planta clonada variedad GUANAJUAT-OIL y se trasplanto directamente al suelo y en condiciones de invernadero. Se acepta la hipótesis planteada, deduciendo que la propagación vegetal de la higuera mediante esquejes permite obtener plantas clonadas, y para mejorar el proceso de enraizamiento, de acuerdo a García-Pérez *et al* 2011, se recomienda utilizar sustrato Growing Mix 1-V, y utilizar mezclas de atocle y polvillo de coco pelemix, y se debe manejar de forma adecuada el contenido de humedad, además se deben obtener los esquejes de plantas madre en fase de crecimiento juvenil.

5. BIBLIOGRAFÍA

- Altamirano- Díaz, N. (2018). Higuierilla: aceite y biodiesel, el futuro de los combustibles en Oaxaca Periódico nvnoticias. Obtenido desde <https://www.nvnoticias.com/nota/90205/higuierilla-aceite-y-biodiesel-el-futuro-de-los-combustibles-en-oaxaca>
- (Adad, 1993; Burés, 1997, Abad y Noguera, 1998), citado por García-Pérez, F., Canul-ku, F., Ramírez-Rojas S., De Jesús- Osuna –Canizalez, F. (2011). Enraizamiento de varetas para la propagación de noche buenas de sol. Diciembre de 2011. Zacatepec, Morelos, México. Folleto técnico No. 58.
- Benenaula- Fajardo M.J, (2006). Propagación vegetativa inducida con 3 bioreguladores de crecimiento de *Buddleja sp* y *Gynoxys cuicochensis*. Trabajo de graduación, Universidad del Azuay, Cuenca- Ecuador.
- Barceló *et al.*, 2011, citado por Osuna Fernández H.R., Osuna Fernández A.M, Fierro Álvarez A. (2016). Manual de propagación de plantas superiores. Universidad autónoma metropolitana. México
- Delgado Torres- M.F (2007). Propagación vegetativa mediante esquejes de *Taique (Desfontainia spinosa, (R.et. Pav.)* y *Tepa (Laureliopsis philippiana ((Looser) Schodde))* con fines ornamentales. Trabajo de titulación, Universidad de Chile.
- Dussán S.L., Villegas D.A., Miranda D. 2016. Efecto de la deficiencia de N, P, K, Mg, Ca y B, sobre la acumulación y distribución de la masa seca en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L). Var.ICA Palmira II en fase de vivero.
- Escobar de León J., Antonio Alas F., (s.f.). Ministerio de Agricultura y Ganadería. Guía técnica de semilleros y viveros frutales. Disponible en; https://books.google.com.mx/books?id=75WwwF2OC_kC&pg=PA6&dq=Propagaci%C3%B3n+asexual&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwilxvLPsp3eAhVqhQ0KHeaCBEoQ6wEISjAH#v=onepage&q&f=false



- García-Pérez, F., Canul-ku, F., Ramírez-Rojas S., De Jesús- Osuna –Canizalez, F. . Enraizamiento de varetas para la propagación de noche buenas de sol. Diciembre de 2011. Zacatepec, Morelos, México. Folleto técnico No. 58.
- Henríquez -Mandariaga., E.A. (2004). Evaluación de tres tractores de enraizamiento en estacas de morera (*Morus alba*). Memoria de título, Universidad de Chile, Santiago-Chile.
- Hartmann y Kester, 1995 citado por Magne, (2016). Propagación del porta injerto G*N (*Pronus amygdalus*) por medio de esquejes utilizando dosis diferentes de ácido indol butírico en el vivero municipal de Luribay- la Paz. Tesis de grado, publicada, Universidad Mayor de San Andrés, La Paz- Bolivia.
- (Hartmann, 1997) citado por Osuna Fernández H.R., Osuna Fernández A.M, Fierro Álvarez A. (2016). Manual de propagación de plantas superiores. Universidad autónoma metropolitana. México.
- Hartmann y Kester 1998, citado por Mansilla – Gonzales A.D. (2004). Propagación vegetal mediante estaquillada en especies nativas de los géneros Mutisia, Escallonia, Gaultheria, como potenciales cultivos ornamentales. Disponible en; <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/pdf/fam288p.pdf>
- López Acosta F.J., Guío Tenjo N.R., Fischer G., Miranda Lasprilla D. 2007. Propagación de Uchuva (*Physalis peruviana* L), mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos. Rev.Fac.Nac.Agron.Medellín.
- Lenz (1986) citado por López Acosta F.J., Guío Tenjo N.R., Fischer G., Miranda Lasprilla D. 2007. Propagación de Uchuva (*Physalis peruviana* L), mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos. Rev.Fac.Nac.Agron.Medellín
- Masco N.P.L 2014. Efecto de seis sustratos en el enraizamiento de esquejes de Sauco (*Sambucus nigra*) en ambiente protegido. Tesis de grado publicada. Universidad mayor de San Andrés, la paz-Bolivia.



- Marschner 2012 citado por Dussán S.L., Villegas D.A., Miranda D. 2016. Efecto de la deficiencia de N, P, K, Mg, Ca y B, sobre la acumulación y distribución de la masa seca en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L). Var.ICA Palmira II en fase de vivero.
- . Palencia, Mejía y Arguello, (2000) citado por Macías (2007). Tesis de grado. Universidad técnica de Manabí. “Evaluación de fuentes dosis de carbohidratos y condiciones ambientales sobre la reactividad embriogénica de genotipos seleccionados de Cacao Nacional (*Theobroma cacao* L)”.
- Ramos-Vilches, M., (2004). Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* (D.Don) Endl. A través de estacas Memoria de título, Universidad de Chile, Santiago- Chile.
- Rodney- M.L (1983). Producción de plantas por estacas y pseudoestacas. Instituto Nacional Forestal – Care cuerpo de paz Catie.
- Rojas-González S., García-Lozano J., Alarcón-Rojas J, (2004). Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Bogotá-Colombia.
- Ryugo (1993) citado por López Acosta F.J., Guío Tenjo N.R., Fischer G., Miranda Lasprilla D. 2007. Propagación de Uchuva (*Physalis peruviana* L), mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos. Rev.Fac.Nac.Agron.Medellín.
- Singh & Rajput, 1978, citado por Dussán S.L., Villegas D.A., Miranda D. 2016. Efecto de la deficiencia de N, P, K, Mg, Ca y B, sobre la acumulación y distribución de la masa seca en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L). Var.ICA Palmira II en fase de vivero.
- Wood, 1973, citado por Macías (2007). Tesis de grado. Universidad técnica de Manabí. “Evaluación de fuentes dosis de carbohidratos y condiciones ambientales sobre la reactividad embriogénica de genotipos seleccionados de Cacao Nacional (*Theobroma cacao* L).