

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



Propagación de Cenizo (*Leucophyllum frutescens*) por Medio de Estacas con
Diferentes Sustratos y Enraizador AlgaEnzims.

Por:

EDILBERTO MORALES PÉREZ

Investigación Descriptiva

Presentado como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO FORESTAL

Saltillo, Coahuila, México

Junio del 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO FORESTAL

Propagación de Cenizo (*Leucophyllum frutescens*) por Medio de Estacas con Diferentes
Sustratos y Enraizador AlgaEnzims.

Por:

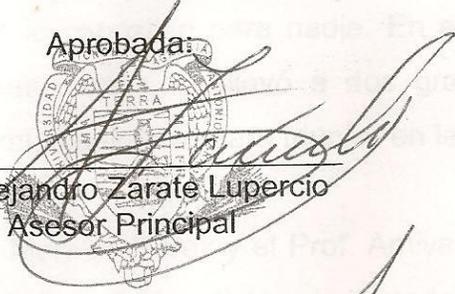
EDILBERTO MORALES PÉREZ

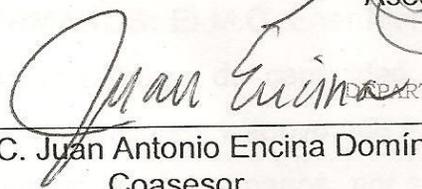
Investigación Descriptiva

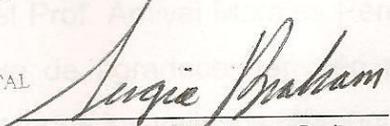
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO FORESTAL

Aprobada:


Dr. Alejandro Zarate Lupercio
Asesor Principal


M.C. Juan Antonio Encina Dominguez
Coasesor


Ing. Sergio Braham Sabag
Coasesor


Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de División de Agronomía

Coordinación
División de Agronomía
Saltillo, Coahuila, México
Junio 2012

DEDICATORIA

A DIOS: Por su amable bondad al permitirme vivir y haberme enseñado a comprender los enigmas y el sentido de la vida. Por haberme guiado, acompañado, ayudado y protegido en los momentos difíciles. Además, por haber hecho realidad una de mis metas importantes, que es obtener una carrera profesional. Por sus oraciones y todo lo demás, GRACIAS DIOS MIO.

A MIS PADRES: El Sr. Edilberto Morales Pérez y la Sra. Favorina Pérez Roblero, con mucho amor, a quienes les debo la vida. Gracias por los sabios y constantes consejos, por la paciencia, por permitir que los vea como buenos amigos, muchas gracias por todo el amor que me dan.

A MIS HERMANOS: El Prof. Ovando Morales Pérez (†) y el Prof. Ovin Morales Pérez (†), por ser los protagonistas de inicio del proyecto de vida familiar, sus profesionalismo inspiró a la familia para continuar las huellas que dejaron en sus paso en esta vida. Por los momentos inolvidables que compartieron conmigo, sobre todo, por haberme enseñado que en la vida no existe lo imposible para nadie. En el lugar en donde se encuentren, DIOS los tenga en sus manos, se llevó a dos grandes hombres, sus inteligencia y sabiduría motivan en mí, inspiración para triunfar en la vida.

A MIS HERMANOS: El M.C. Ener Morales Pérez y el Prof. Amival Morales Pérez, por sus valiosa enseñanza de capacidad profesional. He de agradecer también por las constantes motivaciones y apoyo que me brindan, por todos los valiosos momentos que pasamos juntos como hermanos, por ser mis dos mejores, grandes y buenos amigos. Gracias a los dos por continuar la tradición del proyecto de vida familiar, motivo por el cual veo hecho realidad una de mis metas.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, a través del departamento Forestal, por darme la oportunidad de realizar mis estudios y brindarme un apoyo incondicional durante mi estancia.

Al Dr. Alejandro Zarate Lupercio por aprobar y apoyar mi trabajo de investigación, por su colaboración, pero sobre todo por compartir sus conocimientos y opiniones.

Al M.C. Juan Antonio Encina Domínguez, por su asesoría y colaboración en la presente investigación que ayudó a mejorar el contenido. Así mismo, le agradezco especialmente por su preocupación por la conclusión del proyecto de investigación descriptiva y por brindarme su confianza, apoyo como alumno y como persona.

Al Ing. Sergio Braham Sabag, por su valiosa contribución en el presente trabajo, cada comentario emanado de su experiencia sirvió verdaderamente para enriquecer la investigación.

Agradecimientos especiales al Dr. Jorge Méndez González por creer en mí, por ayudarme a enfrentar mis miedos y debilidades, por haber permitido involucrarme a las orientaciones científicas y a la vez brindarme orientaciones personales, por compartirme sus conocimientos, y guiarme para enfrentar los problemas científicos. Gracias por su amable y valiosa amistad.

A Todos los profesores de la carrera Ingeniero Forestal por compartir sus conocimientos, que servirán para enfrentar y resolver los problemas profesionales.

Agradecimientos especiales a todos los que me brindaron su amistad durante mi formación profesional, que involuntariamente omito, son parte de mi vida.

ÍNDICE

ÍNDICE DE CUADROS	i
ÍNDICE DE FIGURAS	¡Error!
Marcador no definido.	iii
RESUM	
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 OBJETIVOS	2
1.2 JUSTIFICACIÓN	2
II. REVISION DE LITERATURA	3
2.1 Descripción de la especie	3
2.2 Clasificación de la propagación en plantas	3
2.2.1 Reproducción sexual	4
2.2.2 Propagación asexual	4
2.2.3 Aspectos generales de la propagación asexual.....	6
2.3 Propagación vegetativa a través de estacas.....	6
2.3.1 Importancia y ventajas de la propagación por estacas	7
2.4 Obtención de estacas.....	8
2.5 Tipos de sustratos.....	9
2.6 Control del medio ambiente (de la humedad).	10
2.7 Cámara húmeda	11
2.8 Formación de raíces	12
2.9 Investigación realizada sobre propagación en especies de plantas.	14
III. DESCRIPCION DEL AREA DE ESTUDIO	17
3.1 Localización y descripción del área de estudio.	17
3.3 Geología	17
3.4 Clima	19
3.5 Fisiografía	19
3.6 Hidrología	20
3.7 Suelo.....	20
3.8 Vegetación.....	22
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	24
4.1 Selección del material vegetativo de <i>Leucophyllum frutescens</i>	24

4.1.1 Selección, recolección y acomodo del material vegetativo.....	24
4.2 Traslado y acomodo del material vegetativo.....	24
4.3 Preparación de estacas y sustratos.....	24
4.5 Construcción de cámaras.....	25
4.5.1 Requerimientos materiales.....	25
4.5.2 Construcción de cámaras húmedas individuales y en charolas.....	25
4.6 Riego.....	25
4.7 Siembra.....	25
4.7.1 Establecimiento de estacas de tallo del cenizo en diferentes sustratos sin ninguna aplicación de enraizador.....	26
4.7.2 Establecimiento de estacas del tallo del cenizo seleccionadas en diferentes posiciones de la planta sin aplicación de enraizador.....	26
4.7.3 Establecimiento de estacas bajo aplicación de enraizador líquido (AlgaEnzims).....	26
4.7.4 Establecimiento de estacas bajo aplicación de enraizador líquido (AlgaEnzims) a temperatura ambiente.....	27
4.8 Porcentaje de Supervivencia.....	27
4.9 Porcentaje de estacas enraizadas.....	28
V. RESULTADOS.....	29
5.1 Supervivencia de estacas de <i>Leucophyllum frutescens</i> en sustratos diferentes.....	29
5.2 Prueba de enraizamiento de estacas provenientes de diferentes posiciones de la planta.....	29
5.3 Establecimiento de estacas del tallo del Cenizo (<i>Leucophyllum frutescens</i>) a temperatura ambiente.....	32
5.4 Pruebas de enraizamiento de estacas de <i>Leucophyllum frutescens</i> aplicando enraizador líquido (AlgaEnzims).....	33
VI. CONCLUSIÓN.....	34
VII. RECOMENDACIONES.....	35
VIII. LITERATURA CITADA.....	36
IX. ANEXO FOTOGRAFICO.....	42

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Porcentaje de la sobrevivencia de estacas en sustratos diferentes...	29
Cuadro 2. Porcentaje de la sobrevivencia de estacas seleccionadas en diferentes posiciones de la planta.....	30
Cuadro 3. Descripción de la presencia de raíces en estacas seleccionadas en diferentes posiciones de la planta.....	31
Cuadro 4. Porcentaje de sobrevivencia y enraizamiento de las estacas.....	32
Cuadro 5. Descripción de la sobrevivencia de las estacas establecidas a temperatura ambiente	33
Cuadro 6. Enraizamiento de estacas aplicando enraizador liquido.....	33

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de localización del área de estudio.....	18
---	----

RESUMEN

La empresa minera MICARE se dedica a la explotación de carbón, produce el 10% de la energía que necesita el país. Es una empresa comprometida con la ecología y medio ambiente, por lo que los avances de mina a cielo abierto, son acomodados el suelo extraído y rehabilitados con especies de zacates y otras especies de plantas nativas, dentro de estas últimas se contempla el cenizo (*Leucophyllum frutescens*).

El presente estudio tiene como objetivo realizar pruebas de propagación por estacas del cenizo utilizando diferentes tipos de sustratos, así como, obtener nuevas plantas a partir de una planta madre y acelerar el enraizado de las estacas aplicando enraizador líquido (AlgaEnzims). Se eligieron plantas con buenas condiciones de humedad y libres de plagas. Se tomaron estacas de diferentes posiciones de la planta. Las estacas fueron de 10 cm de longitud y se seleccionaron estacas ramificadas, no ramificadas, estacas jóvenes al igual que a exposición cenital, entre y bajo de las ramas. Para ello se ocupó de cámaras húmedas para mantener a las estacas con la suficiente humedad, también se hicieron pruebas a temperatura ambiente. Se consideraron para las pruebas los sustratos; peatmoss-perlita y composta.

Con la finalidad de acelerar el enraizado, las estacas se emergieron durante 15 minutos en concentración líquida, 10 ml de enraizador en 10 L de agua. Los resultados indican que el mejor sustrato para propagar asexualmente el cenizo es peatmoss-perlita, estas mantuvo vivas durante el enraizado con un total de 92%, mientras la composta, solo las mantuvo vivas 20 días. Las estacas enraizaron al paso de 60 días. Las estacas que fueron extraídas bajo el dosel de la planta tuvieron un enraizado del 85%, de tallos ramificados 80% y entre el dosel de la planta 45%. Las estacas establecidas a temperatura ambiente no sobrevivieron, mientras que a las que se les aplicó enraizador, no dieron resultados, al paso de 40 días solo presentan los indicadores de enraizamiento.

Palabras clave: Minera del norte, cámaras húmedas, reproducción asexual

I. INTRODUCCIÓN

Las plantas son esenciales para la vida y para el bienestar de la humanidad, absorben y gastan energía, crecen, se reproducen, han evolucionado y continúan en evolución. Por lo tanto, el hombre y los animales no podrían existir en el planeta si no hubiese el pigmento verde de los vegetales y sin las actividades de las hojas que lo contienen (Wilson y Loomis, 1968).

Los seres vivos por su forma de reproducción se dividen en dos formas, la reproducción sexual y la reproducción asexual. Cualquier estructura capaz de producir una planta, independientemente de su origen se le llama diáspora (Cabrera, 1999). Por lo tanto una diáspora puede ser considerada una semilla, esporas, propágulos, hijuelos, brotes, entre otros.

Algunas especies presentan dificultad para su reproducción, dependiendo de la especie y familia a la cual pertenecen, mismas que, las condiciones ambientales, el periodo de maduración sexual para la obtención de semillas y frutos. En estos casos la reproducción asexual ó vegetativa adquiere importancia, ya que a partir de porciones de una planta madre es posible obtener individuos nuevos constituidos genéticamente igual a las que proceden. Este método de reproducción además de acelerar la obtención de flores y frutos es posible mantener la edad fisiológica de la planta madre.

En la propagación por estacas, se utiliza una parte del tallo, de la raíz o de la hoja, estas, se separa de la planta madre, se colocan en condiciones ambientales favorables y se le induce a desarrollar raíces y tallos, produciendo así una nueva planta independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta de la cual procede (Hartmann y Kester, 1982). En tal sentido la propagación vegetativa es una alternativa viable, que ofrece muchas ventajas si se emplea correctamente.

En México aún no se han reportado estudios realizados sobre la propagación vegetativa por estacas de *Leucophyllum frutescens*, de tal forma se desconoce de información que consideren la edad de la planta madre como variable determinante para el éxito del

enraizamiento de estacas de tallo y hormonas que estimulen el desarrollo radicular, motivo por el cual, en el presente estudio se plantea definir las características de las estacas más apropiadas para su enraizamiento, emplear enraizador líquido para acelerar el enraizamiento y probar diferentes sustratos haciendo uso de una tecnología sencilla y económica como es la utilización del propagador de subrogación.

1.1 OBJETIVOS

- Determinar la sobrevivencia de las estacas de cenizo (*Leucophyllum frutescens*) utilizando diferentes tipos de sustratos.
- Determinar la eficiencia del enraizado de las estacas del tallo del cenizo tomadas en diferentes posiciones de la planta.
- Obtener nuevas plantas a partir de una planta madre.
- Evaluación de la formación de raíces de estacas aplicando enraizador.

1.2 JUSTIFICACIÓN

De las especies utilizadas para realizar la rehabilitación ecológica se contempla el cenizo (*Leucophyllum frutescens*), pero debido a que aún no se ha encontrado la forma para lograr su reproducción en vivero por medio de semillas, además de que se han realizado extracciones directas de la planta de las áreas naturales adyacentes, las cuales no son capaces de sobrevivir. Debido a esto, surge la necesidad de hacer pruebas de propagación por estacas del tallo del cenizo. Con esto se busca obtener información y realizar procedimientos para su reproducción masiva por estacas del cenizo en condiciones de invernadero.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1 Descripción de la especie

Méndez y Hernández (1992) presentaron una revisión taxonómica de *Leucophyllum frutescens*, clasificando a la especie de la siguiente manera:

Familia: Scrophulariaceae

Género: *Leucophyllum*

Especie: *frutescens*

Es una especie arbustiva de copa irregular con follaje denso, con altura hasta de 2.5 m, sus tallos jóvenes tienen una textura aterciopelada y una corteza lisa de color grisáceo; las hojas son de color gris verdoso, simple, opuestas, de forma ovalada, de tonos grisáceos, superficie pubescente y están presentes todo el año. Las flores son de color rosa-lavanda, solitaria con forma de embudo o campana y aparece según la humedad y las lluvias. El periodo de floración se presenta todo el año, responde a las condiciones de humedad y de lluvia. Entre más humedad se un año, mas color habrá en el matorral. El fruto es una capsula muy pequeña que contiene numerosas semillas. Su periodo de vida va de los 10 a 30 años (Zurita, 2009).

Es una especie endémica de la región semiárida de la provincia florística de la Planicie Costera de México en el norte de los estados de Tamaulipas, Nuevo León y Coahuila y regiones adyacentes del estado de Texas, Estados Unidos de América (Rzedowski, 1983).

2.2 Clasificación de la propagación en plantas

En la naturaleza, no todas las plantas se reproducen de la misma forma aunque el más habitual es a través de la reproducción sexual. En éste interviene un órgano masculino (productor del polen) y otro femenino (productor de óvulo) que posterior a su fusión, darán origen a un nuevo individuo (Boutherin y Bron, 2002).

El tipo de reproducción vegetativa o asexual, también conocida como propagación vegetativa, en el cual no recurren a la fusión de dos gametos. Se efectúa en gran escala en la naturaleza y es realizada artificialmente por el hombre en numerosas plantas (Wilson y Loomis, 1968).

Rocha (1998) menciona que la reproducción sexual y la multiplicación vía asexual o vegetativa, presentan diversas modalidades de acuerdo a la aptitud y morfología de cada especie. Ante ello, la propagación de las plantas es altamente realizada mediante semillas, pero cuando esto no es posible, la reproducción asexual es una buena alternativa para la propagación de cualquier tipo de planta.

2.2.1 Reproducción sexual

La reproducción sexual es la fusión de gametos seguida de meiosis y recombinación de en algún momento del ciclo de vida (Padilla, 1987). En las plantas de semilla, consiste en la fusión de dos células para formar un óvulo fecundado que se desarrollará en un embrión en el interior de la semilla (Wilson y Loomis, 1968). Por su parte, Hartmann y Kester (1982) afirman que la propagación sexual o germinativa, se refiere a la propagación por medio de semillas, en la cual existe una recombinación genética de los progenitores, logrando así la posibilidad de una variabilidad entre las nuevas plantas, asimismo, implica la unión de células sexuales masculinas y femeninas, la formación de semillas y la creación de individuos con nuevos genotipos (Hartmann y Kester, 1982). Según Jenkis (1984) la división celular que producen las células sexuales conlleva a la división reductora de los cromosomas, en la cual su número se reproduce a la mitad. Por lo tanto; la reproducción sexual es la unión de las células masculinas y femeninas la cual lleva a una división celular.

2.2.2 Propagación asexual

Es aquella que para llevarse a cabo y que no requiere meiosis ni fecundación como la apomixia (Padilla, 1987). La producción 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 (Hartmann y Kester, 1982).

Según Sevilla y Holle (2004) la reproducción asexual puede ser:

- a) Por medio de partes vegetativas como: tubérculos, estacas, rizomas, estolones o bulbos.

- b) Por medio de semillas no fertilizadas o apomixia.

El mismo autor considera que toda progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual, y constituye un clon. Por lo tanto todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre.

Sin embargo, es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (Zobel y Talbert, 1988).

Vázquez (1997) señala que la propagación vegetativa constituye una forma de reproducción asexual, la cual consiste en la propagación de individuos a partir de una célula o conjunto de células de la planta, y es posible porque muchos de los órganos vegetativos tienen la capacidad de regenerarse. Por consiguiente, Hartmann y Kester, (1982) señalan que 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, los genes están replicados en las células hijas.

Para Cuculiza (1956) las plantas propagadas de forma vegetativa reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa. Sin embargo, para Hartmann y Kester (1982) la

propagación vegetativa comprende división celular mitótica que produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina, posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos.

2.2.3 Aspectos generales de la propagación asexual

Según Hartmann y Kester (1982) la propagación asexual consiste en la reproducción de individuos a partir de porciones vegetativas de las plantas y es posible porque en muchas de éstas los órganos vegetativos tienen la capacidad regeneración. El mismo autor afirma que las porciones de tallo tienen la capacidad de formar nuevas raíces y las partes de raíz pueden regenerar nuevos tallos y raíces. Sin embargo, Vozmediano (1982) manifiesta que la producción asexual de plantas es importante debido a que se logra perpetuar la especie mediante prácticas sencillas y económicas, además de obtener una gran cantidad de plantas con características de homogeneidad y precocidad en el campo.

La propagación asexual es una actividad indispensable en la reproducción de plantas, sobretodo en plantas que producen semillas viables. Además en algunas especies este método de propagación es fácil, rápido y económico.

2.3 Propagación vegetativa a través de estacas

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas). Las estacas se usan, también, en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de especies frutales (Hartmann y Kester, 1982).

La forma de propagación por estaca consiste en tomar una parte del tallo, raíz o de una hoja de la planta (planta madre), esta se coloca bajo condiciones ambientales favorables y se le induce a formar raíces y tallos, de esta forma se obtiene una nueva

planta con las mismas características de la planta al cual se le fue extraído una porción. Esto lo afirma Rojas *et al.*, (2004) al mencionar que la propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y desarrollo de yemas en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta.

Jenkins (1992) menciona que en la mayoría de los casos la planta que procede es idéntica a la planta madre de la cual proviene, que en la mayoría de los casos e idéntica a la planta de la cual procede.

Se aplican diferentes métodos para que la planta alcance su reproducción asexual. Es decir, algunas plantas requieren más temperatura, luz o más humedad que otras. Sin embargo, es sabido que cualquier técnica de propagación que se ejecute ya sea por el tallo, la raíz o la hoja, deben considerarse tres aspectos importantes que son: agua, luz, temperatura y tipo de sustrato o bien, el medio por el cual la estaca enraizará.

2.3.1 Importancia y ventajas de la propagación por estacas

De las formas de propagación de las plantas, este es el método más importante tanto para plantas. Hartmann y Kester (1982) afirman que las estacas también se usan en la propagación comercial en invernadero de muchas plantas y se usa en forma común para propagar especies de frutales. Por su parte Jenkins (1992) hace mención de este método por poseer numerosas ventajas, ya que se pueden obtener muchas porciones de pocas plantas madres.

Otras ventajas que benefician al método es que resulta poco costoso, se pueden obtener numerosas plantas en un espacio limitado, además de que los resultados son rápidos y la ejecución del procedimiento es sencilla, claro comparado con las técnicas especiales que se usan en el injerto.

2.4 Obtención de estacas

Las estacas, se separan de la planta madre, se las corta a sesenta centímetros con cinco a siete nudos cada una, se cortan las hojas y ramas laterales cerca del tallo, excepto la de los nudos superiores, para evitar deshidratación al momento de recolectar el material vegetativo (Maistre, 1969, citado por Cervantes, 2011).

Heede y Lecourt (1989) recomienda los criterios siguientes:

- 1) Seleccionar donantes vigorosos y sanos con alta cantidad de reservas alimenticias, preferentemente de un banco de plantas donantes que han crecido en buenas condiciones.
- 2) Elegir los segmentos basales o centrales de la rama, no se deben elegir ramas con entrenudos muy largos o de ramas pequeñas y débiles.
- 3) El tamaño de los segmentos varía entre 15 y 75 cm de largo, el criterio adecuado para elegirlo depende de la especie, lo recomendable es de cuatro a seis, cuando los entrenudos son cortos.
- 4) El corte basal se hace justo abajo de un nudo (sitio donde se forman raíces adventicias).
- 5) Empaquetar las estacas cuidando su orientación, esto para mantener su polaridad y permitir que el flujo de savia continúe con su dirección normal. Por eso se marca la base con un corte sesgado.

La selección de estacas, la forma de obtención y la temporada de extracción es diferente para cada tipo de planta, esto debido a que cada planta presenta una fenología diferente y se reproducen en ambientes diferentes.

2.5 Tipos de sustratos

En la propagación vegetativa, el sustrato es un factor importante que determina el desarrollo y crecimiento de las raíces. Para cada tipo de planta requiere un sustrato especial.

Se define sustrato 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 (Abad, 1993; Pastor, 1999).

El sustrato de enraizamiento debe cumplir tres funciones primordiales: sustentar la estaca en el período de enraizamiento, proporcionar humedad, así como permitir una buena oxigenación en la base de la misma (Rivero *et al.*, 2005).

Smith (2008) clasifica y recomienda proporciones de mezclas de suelo para propagar plantas, siendo los siguientes:

Arena fina: se usa arena fina bien lavada para incrementar el drenaje y la aireación de una mezcla. Sus partículas inertes permiten el paso rápido del agua y dejan espacios vacíos para el suministro de aire.

Arena gruesa: se usa arena gruesa bien lavada para incrementar el drenaje y la aireación de una mezcla. Es útil en las mezclas para enraizar cactus y otras plantas de desierto.

Cascara de coco molida: es un buen sustituto de la turba de esfagno molida.

Compost: es un material hecho de materia orgánica descompuesta, posee una elevada capacidad de intercambio catiónico, contribuye al equilibrio de macro y micronutrientes y contiene grandes proporciones de microorganismos benéficos que protegen a las plantas.

Humus de hojas: las hojas descompuestas tienen una elevada capacidad de intercambio catiónico y muchos minerales pero necesitan macronutrientes. El humus de las hojas tienen con frecuencia un pH bajo.

Perlita: está compuesta de roca volcánica expandida y conserva el agua en sus cavidades; por ser inerte, también cede fácilmente el agua. Se emplea a menudo en las mezclas estériles para mejorar la aireación y el drenaje.

Tierra de capa arable: es útil cuando es de buena calidad, es ideal cuando esté libre de huevos de animales plaga.

Turba de esfagno: se debe utilizar finamente molida en las mezclas de germinación y medianamente molida a los sustratos estériles para esquejes de raíz. No se debe utilizar material poco molido para la propagación.

Vermiculita: es un material arcilloso hecho con mica expandida contiene trazas de magnesio y mejora el drenaje y la aireación.

Hartmann y Kester (1982) señalan que el tipo de sustrato empleado para el enraizamiento puede ser de varios tipos, pero este debe cumplir tres funciones: mantener a la estaca en su lugar durante el periodo de enraizamiento, proporcionar la humedad necesaria y permitir la penetración de aire, además debe estar libre de patógenos que puedan afectar el éxito en la formación de raíces.

2.6 Control del medio ambiente (de la humedad).

Smith (2008) señala que para la multiplicación vegetal hay que tener dos medios diferentes: el medio aéreo, en donde se habrá de considerar la temperatura, humedad, equilibrio gaseoso y difusión de la luz, y el medio de arraigo (suelo o compost), que incluye temperatura, grado de humedad, aireación y reacción (acidez/ alcalinidad).

Según Folio (2001) un medio ambiente ideal es el que permite una pérdida mínima de agua al material vegetal, con temperaturas ambientales frescas, una adecuada penetración de luz para los fenómenos de la fotosíntesis, un equilibrio atmosférico normal entre el compost y el aire, buen drenaje y un suelo (compost) cálido con una reacción neutra.

Las instalaciones requeridas para propagar muchas especies de plantas por medio de semillas, estacas o injertos, comprenden dos unidades básicas: una es una construcción de control de temperatura y abundancia de luz, como un invernadero o una cama caliente donde se logre enraizar estacas o poner a germinar semillas. La segunda unidad es una estructura a la cual puedan cambiarse las plantas jóvenes y tiernas para que se endurezcan en preparación a su trasplante a la intemperie. Las camas frías o los sombrederos son útiles para esta práctica (Hartmann y Kester, 1982)

2.7 Cámara húmeda

Son sistemas sencillos y baratos, que proporcionan un medio ambiente cerrado suficientemente eficaz para plantas de multiplicación fácil (Folio, 2001), asimismo, describe estas como una bolsa de polietileno encima de una maceta o bandeja y se sujeta con una o dos cañas o con un alambre clavado en el compost se cierran herméticamente con una atadura elástica.

Hartmann y Kester (1982) describen una cámara húmeda como una pequeña unidad para hacer enraizar un número reducido de estacas. El cual se coloca una bolsa de polietileno sobre una estructura elaborada con dos ganchos de alambre, usados para colgar ropa. La bolsa se dobla debajo de la maceta para que selle bien. Esta unidad debe colocarse en un sitio con bastante luz, pero no exponerse al sol, que ocasionaría un sobrecalentamiento de la bolsa.

En ocasiones en un invernadero, las condiciones de humedad no son suficientemente altas para permitir el enraizamiento satisfactorio de estacas hojosas, haciéndose necesario usar estructuras cerradas o cajas cubiertas con vidrio o alguno de los

materiales plásticos para lograr un enraizamiento satisfactorio (Hartmann y Kester, 1982).

Debido a que el polietileno es permeable a los gases e impermeable al vapor de agua se ha utilizado con éxito para cerrar herméticamente las cajas de multiplicación: de esta forma las estaquillas han podido realizar sus cambios gaseosos sin pérdida sensible del agua, con un solo riego al mes (Heede y Lecourt, 1989). El mismo autor afirma que este mismo procedimiento permite la conservación y el transporte de las estaquillas enraizadas o no, así como también de plantas jóvenes.

Para simple propagación, en el enraizado de estacas se pueden usar campanas de vidrio colocadas sobre las macetas. En esta forma puede conservarse en estado de humedad elevada, pero se debe de tener cuidado en proporcionar sombra y dar ventilación tan pronto como comience el enraizado (Hartmann y Kester, 1982). El mismo autor señala que para el enraizado se pueden utilizar bolsas de polietileno, invirtiéndolas y atándolas sobre los recipientes, teniéndose con estas una cubierta de poco precio que impide la pérdida de agua a las estacas.

Las instalaciones requeridas para propagar especies de plantas por medio de semillas, estacas o injertos, comprenden unidades básicas, como una construcción con control de temperatura y abundancia de luz, como un invernadero o una cama caliente donde se logre enraizar estacas o poner a germinar semillas (Hartmann y Kester, 1982).

2.8 Formación de raíces

Posterior a realizar las estacas y se han colocado en condiciones favorables para su enraizamiento, se forma un callo en el extremo basal de la estaca. Este es una masa irregular de células parenquimáticas en diversos estados de lignificación. Este crecimiento de callo se origina de células jóvenes en la región del cambium vascular, aunque diversas células de la corteza y de la medula también contribuir a su formación. Con frecuencia, las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo esto a la suposición de que la formación de callo es esencial para el enraizado (Hartmann y

Kester, 1982). Por su parte Toogood (2000) señala que en la multiplicación a partir de estacas, las raíces desarrolladas se denominan raíces adventicias.

Gutiérrez (1995) señala que para la formación de las raíces adventicias, intervienen una serie de factores internos o endógenos que interactúan en forma compleja y generan un amplio rango de efectos sobre el metabolismo, crecimiento y diferenciación.

Las raíces adventicias se desarrollan naturalmente en varias especies, pudiendo ser estas del tipo preformadas o provocadas por lesiones. Se desarrollan naturalmente en los tallos y ramas cuando todavía están adheridas a la planta madre y surgen después de que se corta la porción de tallo o rama. Las de lesión se forman sólo después que se ha extraído la estaca (Hartmann y Kester, 1982).

Los primordios radiculares que se pueden formar, cuando se encuentran en condiciones favorables crecen atravesando la corteza y salen al exterior mientras que en el interior se conectan con el sistema conductor (floemático y xilemático) de la estaca (Baldini, 1992).

La diferenciación y la emisión de los primordios radicales, puede estar acompañada de la formación de un tejido parenquimático cicatrizal en la base de las estacas, denominado callo, cuya presencia es útil ya que impide el ingreso de patógenos al interior de las estacas. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través de él, pero cabe señalar que el callo no tendría influencia en el proceso de formación de raíces (rizogénesis), en donde no participa directa ni activamente (Hartmann y Kester, 1982).

Esto lo afirma Santelices y García (2003) al realizar el estudio de la propagación de *E. glutinosa* a través de estacas, el cual indican que en esta especie, la formación de callos en las estacas es adecuada para el proceso de rizogénesis. Sin embargo, Priestley y Swingle (1929) afirman que la formación del callo no necesariamente precede a la de raíces.

2.9 Investigación realizada sobre propagación en especies de plantas.

López (2007) realizó la multiplicación vegetativa de café robusta (*Coffea canephora*) en el que utilizaron cámaras húmedas, permitiendo el paso del 50% de la radiación solar y una temperatura en un rango de 28 a 30° C. Además utilizó un sistema de riego por micro aspersion y se conservó la humedad ambiental en el rango de 70 a 90%. Los propagadores se prepararon colocando una capa de grava en el fondo, seguida de una capa de arena de río y sobre esta, un sustrato compuesto por una mezcla del 50% de tierra y 50% de composta de pulpa de café. Cada tallo fue cortado en secciones de 6 a 7 cm. Se obtuvo niveles de enraizamiento promedio que fluctúan en el rango de 67 a 84%.

Moratinos *et al.* (2008) realizaron el enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia glabra* L. y *M. emarginata* Sessé et Moc. ex D.C.). Se prepararon estacas de tallo semiduras, con tres pares de hojas, de 15 cm de largo, 5 mm de diámetro, y que no presentaran ni flores ni frutos. A las estacas se les impregnó 2 cm de su base, previamente humedecida, regulador de crecimiento AIB (polvo) a concentraciones de 0, 2500, 5000, 7500 y 10000 mg.kg⁻¹. Las estacas se sembraron en vasos desechables de 300 cm³ conteniendo un sustrato constituido por abono de río (materia orgánica vegetal descompuesta arrastrada por corrientes fluviales y depositadas en las orillas), concha de coco molida: humus de lombriz en proporción 4:1:1. Se colocó una bolsa plástica transparente para crear una cámara húmeda, la cual consistió en colocar dos alambres en forma de arco en el recipiente para evitar el contacto de las hojas con la bolsa. Los porcentajes de estacas enraizadas logrados en *M. emarginata* y *M. glabra* fueron 45.05% y 52.27%, respectivamente.

Por su parte López *et al.* (2008) realizaron propagación de uchuva (*Physalis peruviana* L.) mediante diferentes tipos de esquejes. Las plantas madres que fueron seleccionadas se regaron el día anterior, con la finalidad de mantener la turgencia en las células. Los esquejes se cortaron con una longitud promedio de 16 cm y tomaron en cuenta 2 nudos y un par de hojas en el nudo superior. Se obtuvo al tercer mes de

evaluación, con el uso de auxinas, siendo la máxima longitud al finalizar el ensayo de 6.52 cm con una concentración de 250 ppm de Ácido Indolbutírico (AIB).

Burgos *et al.* (2004) propagaron el anís de campo (*Ocimum selloi*) por medio de esquejes, el material vegetativo se obtuvo de plantas madres ya existentes en el lugar, se ocuparon de ramas secundarias y terciarias. Las estacas fueron de 9 a 15 cm de longitud con un diámetro de entre 3 a 5 mm. Las estacas fueron constituidas por dos a tres nudos. Se evaluaron diversos sustratos compuestos por suelo de monte (esterilizado por calor), perlita y vermiculita en iguales proporciones (1:1, vol./vol.) y dispuestas al aire libre o bajo un túnel de cobertura plástica. El sustrato inerte compuesto por perlita y vermiculita (1:1) permitió mayor porcentaje de enraizamiento temprano y mayor presencia de yemas por estaca. Pero al paso de los 28 días todos los sustratos mostraron brotes de raíces.

Vargas *et al.* (1999) realizaron propagación por estacas del icaco (*Chrysobalanus icaco* L.), para esto utilizaron veinte estacas de 20 cm con 2 a 3 nudos y para el enraizado como sustrato utilizaron arena de río, tierra de hoja y tierra negra (2:1:1), a cada uno de estos se le empleó agrolita en proporción 2:1:1. Se ocupó para su enraizamiento auxinas de Ácido Indolbutírico (AIB), las estacas se establecieron en cajonetas de madera de 1.25 X 0.70 X 0.15 m, ubicadas en una cámara de enraizamiento, con estructura de madera y cubierta de polietileno transparente PF800, en condiciones de invernadero. Se obtuvo como resultado un porcentaje de enraizamiento de 70% en un tiempo de 60 días.

Rivero *et al.* (2005) enraizaron estacas del semeruco (*Malpighia glabra* L.), para ello recolectaron estacas apicales de 15 cm de largo (del extremo distal de la rama) y subapicales (cortadas por debajo de las apicales) de plantas madres. A las estacas se aplicaron cuatro concentraciones de ácido indolbutírico (AIB): 750, 1500, 3000 y 4500 mg kg⁻¹, más un testigo sin aplicación. Después de preparar las estacas, estas fueron colocarlas en vasos de 80 cc de capacidad, conteniendo como sustrato abono de río puro (restos vegetales arrastrados por corrientes fluviales y depositadas en las orillas),

el cual fue previamente humedecido. Posteriormente se colocaron en cámaras húmedas individuales, que consistían en una cubierta plástica transparente con un soporte metálico. Se evaluaron ocho semanas después de establecidos y señalan que se tuvo un 92 % a 100 % de estacas vivas, lo que demostró que las condiciones (plantas madres, condiciones ambientales y técnicas utilizadas) bajo las cuales se desarrolló fueron las adecuadas. Por otro lado el mayor porcentaje de enraizamiento (48%) lo presentó el tratamiento conformado por estacas sub-apicales con 750 mg kg⁻¹ de AIB, cuyo efecto resultó estadísticamente diferente ($P < 0,01$) a los producidos por las combinaciones de estacas apicales con 3000 y 4500 mg kg⁻¹ de AIB, los cuales presentaron valores de 8% de estacas enraizadas cada uno.

III. DESCRIPCION DEL AREA DE ESTUDIO

3.1 Localización y descripción del área de estudio.

El presente trabajo se realizó, en el tajo IV, del área minada en los predios de la empresa minera MICARE, los cuales se ubican en las coordenadas 28°25'30" Norte y 100°39'55" Oeste; en el rancho la Saucedá y una altitud de 223 m.s.n.m. (figura 1). El lugar donde se llevó a cabo el trabajo se localiza a 17 km. del municipio de Nava, y a 25 km. de la Ciudad de Piedras Negras; se ubica dentro de la región carbonífera, localizada en el norte del estado de Coahuila.

3.3 Geología

La columna geológica de la zona se constituye de rocas de origen sedimentario, marinas del Cretácico que afloran en la Sierra del Burro y que hacia la planicie de Allende-Piedras Negras se encuentran cubiertas por un conglomerado del Terciario y Cuaternario (CONAGUA, 2009). Además sobre los valles y partes bajas se observa una cubierta de subsuelo de aluvión constituida por grava, arena, limo y arcilla del cuaternario.

En la Planicie Costera del Golfo en el área de Allende-Piedras Negras, los materiales que constituyen el subsuelo se encuentran cubiertos por una delgada capa de 2 a 6 metros de espesor, de material aluvial cuaternario, conformada por depósitos de grava poco compactos, con predominio de rocas ígneas extrusivas, mal clasificadas y semirredondeadas, con fragmentos de pedernal lechoso y esporádicos clastos calcáreos (CONAGUA, 2009).

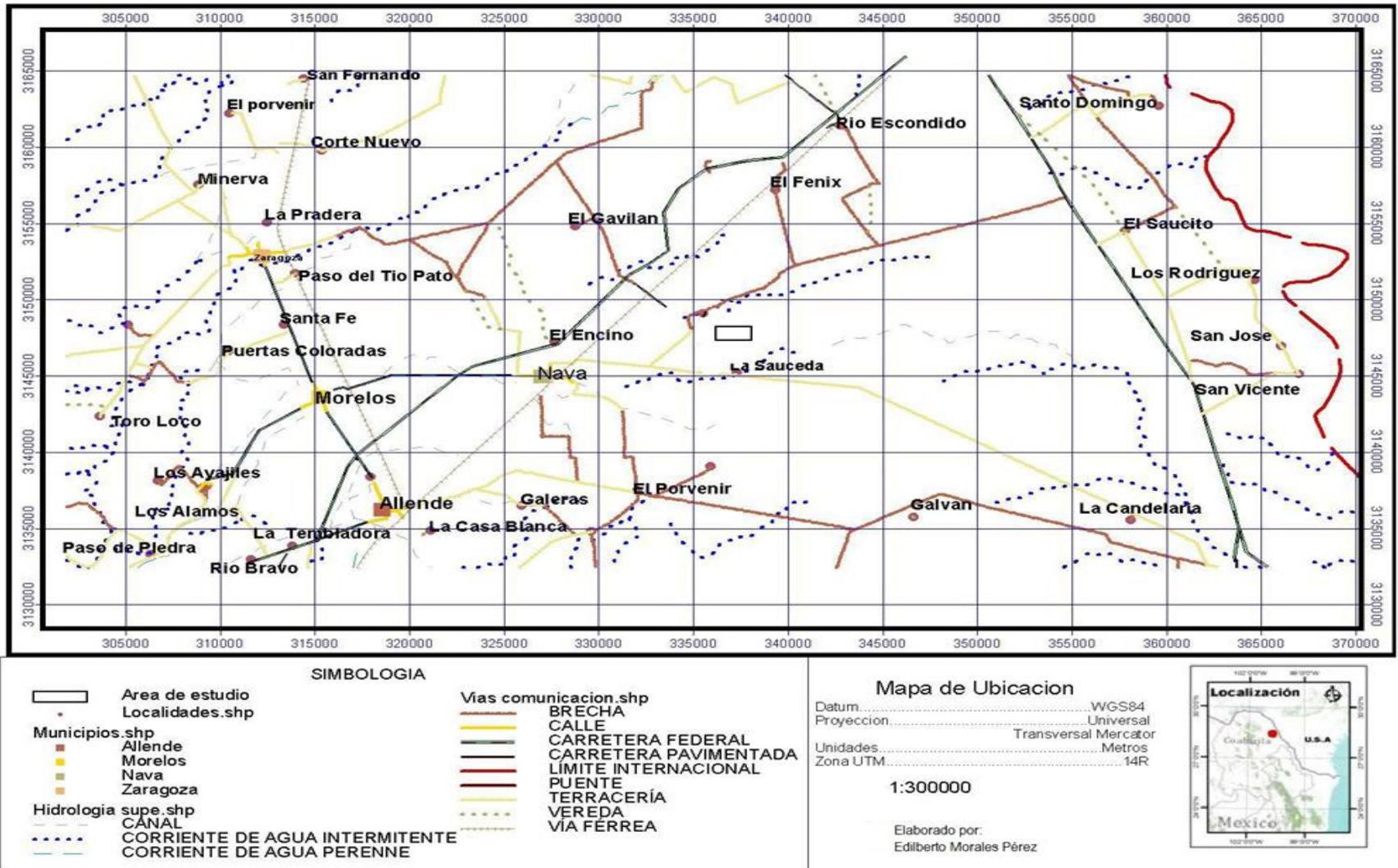


Figura 1. Mapa de localización del área de estudio

3.4 Clima

De acuerdo a la clasificación de Koppen y modificado por García (1964). El clima es de tipo BSo (h')(x') que corresponde a un clima seco, semiárido con lluvias escasas todo el año y un porcentaje de lluvia invernal mayor del 18% de promedio anual, la precipitación se encuentra en el rango de los 400 a 500 mm, con régimen de lluvias en los meses de, mayo, a septiembre, octubre y escasas en noviembre y diciembre; así como en los meses enero abril (ver cuadro 1 y figura 2); los vientos predominantes soplan en dirección suroeste a velocidades de 16 a 21 km/h la temperatura media anual presente va de 20 a 22°C, aunque puede alcanzar hasta los 35 a 40°C en el verano, sin embargo se presenta un invierno frío y húmedo por lo que las heladas no son tan frecuentes. Los vientos predominantes tienen dirección suroeste con una velocidad de 16 a 21 km/hr. (Datos obtenidos de la página <http://smn.cna.gob.mx/climatologia>).

3.5 Fisiografía

México tiene una diversidad de formas de relieve que lo convierte en uno de los países del mundo con mayores características y variedades topográficas. Es importante destacar que una de las provincias fisiográficas de la frontera es compartida por el país vecino del norte: La Gran Llanura de Norteamérica (INEGI y SEMARNAP 1998). De las subprovincias que integran las grandes llanuras de Norteamérica, solo una queda comprendida dentro del territorio mexicano, la subprovincia llanuras de Coahuila y Nuevo León, abarca los municipios de Allende, Hidalgo, Jiménez, Nava, Piedras Negras, Villa Unión y Zaragoza. Se caracteriza por la presencia de amplios llanos, interrumpidos por lomeríos dispersos de poca altura y pendientes suaves, constituidos principalmente por conglomerado. Los lomeríos y llanuras que forman los terrenos de esta subprovincia presentan dos tipos de vegetación: el mezquital y el matorral espinoso tamaulipeco. Citados en (www.cdigital.dgb.uanl.mx). Esta subprovincia es pobre en arroyos de importancia y por la baja precipitación, atribuido a la aridez del clima y a la infiltración del agua al subsuelo.

3.6 Hidrología

De acuerdo a los trabajos realizados por la Comisión Nacional del Agua agrupa al país en 37 regiones hidrológicas, de las cuales el área de estudio forma parte de la región hidrológica 24 denominada Rio Bravo-Corchos, particularmente en la cuenca Rio Bravo-Nuevo Laredo(24E). La cuenca Rio Bravo-Nuevo Laredo, está constituida por dos subcuencas que de norte a sur son: Rio Bravo-Arroyo San Nicolás y Rio Bravo-Arroyo El Amole (www.cdigital.dgb.uanl.mx).

La subcuenca Rio Bravo-arroyo San Nicolás (24Ee), forma parte de la cuenca 24E Rio-Bravo-Nuevo Laredo. Las corrientes de mayor importancia son los Arroyos San Nicolás, de donde toma su nombre y el arroyo Santo Domingo. La subcuenca Río Bravo-Arroyo San Antonio pertenece a la cuenca Rio Bravo Piedras Negras, pero pertenecen a la misma región hidrológica, con las subcuencas de Rio Bravo-Nuevo Laredo.

Dentro de la región existe la Serranía del Burro la cual por su elevación produce pequeños escurrimientos intermitentes a la región y sirve como zona de recarga del rio escondido. La hidrología local superficial del terreno dentro del área de estudio se compone por dos corrientes de agua de régimen intermitente (temporal), estas corrientes reciben el nombre de arroyo santo domingo y arroyo la compuerta.

3.7 Suelo

De acuerdo al INEGI (2004), los suelos que dominan dentro de la subprovincia, son: Rendzina, Castañozem y Xerosol, en la subcuenca dominan los suelos de origen aluvial, son de color pardo amarillento, de textura fina con enriquecimientos secundarios de carbonatos. Específicamente en el área de estudio predomina el Xerosol (X), con subunidades de suelos existentes como Xerosol cálcico ($X_k+X_h/2$ y $X_k+X_l/3$), Xerosol haplico ($X_h/3$)(ver figura5). De acuerdo a INEGI (2004), se tiene que los suelos más comunes son:

Rendzina (E): Estos suelos se presentan en climas semiáridos, tropicales o templados. Se caracterizan por tener una capa de superficie abundante en materia orgánica y muy fértil que descansan sobre roca caliza o materiales ricos en cal. Generalmente las rendzinas son suelos arcillosos y poco profundos por debajo de los 25 cm.

Castañozem (K): Suelos alcalinos que se encuentran ubicados en zonas semiáridas o de transición hacia climas más lluviosos como las sierras y llanuras. En condiciones naturales tienen vegetación de pastizal, con algunas áreas de matorral. Frecuentemente tienen más 70 cm de profundidad y se caracterizan por presentar una capa superior de color pardo o rojizo oscuro, rica en materia orgánica y nutriente, con acumulación de caliche suelto o ligeramente cementado en el subsuelo.

Xerosol (X): suelo seco. Se localizan en las zonas áridas y semiáridas del centro y norte de México. Su vegetación natural es de matorral y pastizal, son el tercer tipo de suelo más importante por su extensión en el país. Tienen por lo general una capa superficial de color claro por el bajo contenido de materia orgánica. Muchas veces presentan a cierta profundidad manchas, aglomeraciones de cal, cristales de yeso o caliche con algún grado de dureza.

Subtipo de suelo háplico (h), no presentan características de otras subunidades existentes en ciertos tipos de suelo.

Subtipo de suelo cálcico (k), Suelos con una capa de color blanco, rica en cal, y que se encuentra en forma de polvo blanco o caliche.

Subtipo de suelo lúvico (l): Suelos con acumulación de arcilla en el subsuelo. Son generalmente de color rojizo o pardo oscuro.

3.8 Vegetación

En el estado de Coahuila se presenta variedad de condiciones fisiográficas, climáticas y edáficas, factores que han contribuido a determinar la vegetación y de flora de la entidad (Villarreal *et al.*, 1996).

El matorral xerófilo es la vegetación dominante en el estado de Coahuila, mientras que en los cañones de zonas montañosas dominan comunidades boscosas (Villarreal y Valdés, 1992-93), de acuerdo con tales autores, el matorral tamaulipeco es la vegetación dominante en la Planicie Costera del Golfo, la cual abarca el norte y noreste del estado de Coahuila, en las llanuras y lomeríos ubicados al este de la Sierra del Carmen, de la Babia, Santa Rosa, la Purísima y la Gavia, se extiende por el lado Este de la Sierra madre oriental en el noreste de México (norte de Nuevo León, Coahuila, Tamaulipas) y sur de Texas. Las altitudes varían desde los 240 hasta los 850 m, los suelos son gravosos, arenosos y profundos en los valles a pedregosos y someros en lomeríos, usualmente con buen drenaje; la vegetación se integra por extensos matorrales de menos de 2 m de altura, compuestos por una mezcla de arbustos micrófilos, espinosos e inermes, también son frecuentes pequeñas comunidades de árboles bajos que se concentran en los sitios más húmedos.

De acuerdo con Villarreal y Valdés (1992-93) las especies más representativas de ésta vegetación son: *Acacia rigidula*, *Leucophyllum frutescens*, *Prosopis glandulosa* y *Opuntia lindheimeri*, con elementos de *Lippia graveolens*, *Agave lechuguilla* y *Flourensia cernua* en las regiones de la porción sur y oeste y *Colubrina texensis* en las regiones del norte. Otros arbustos o árboles pequeños son: *Karwinskia humboldtiana*, *Guaiaacum angustifolium*, *Cercidium texanum*, *Ziziphus obtusifolia*, *Castela erecta*, *Opuntia leptocaulis*, *Citharexylum brachyanthum*, *Acacia berlandieri*, *A. farnesiana*, *A. constricta*, *A. greggii* y *Diospyros texana*, en el estrato herbáceo las gramíneas son el componente principal, se presentan en sitios abiertos o protegidas entre los arbustos, las más frecuentes son: *Bouteloua trifida*, *B. curtipendula*, *Aristida purpurea*, *Tridens*

muticus, *T. texanus*, *Panicum hallii*, *Pleuraphis mutica*, *Hilaria belangeri* y *Pennisetum ciliare*, otras herbáceas comunes son: *Gnaphalopsis micropoides* y *Ruellia nudiflora*.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Selección del material vegetativo de *Leucophyllum frutescens*.

4.1.1 Selección, recolección y acomodo del material vegetativo

Se utilizaron estacas de tallo de plantas de cenizo (*Leucophyllum frutescens*) ubicados fuera de las instalaciones del vivero de la empresa Minera del Norte (MICARE) ubicado en Nava, Coahuila, México.

Las plantas madres seleccionadas fueron plantas sanas y vigorosas, sobretodo plantas jóvenes y provistas de suficiente humedad.

El material vegetativo fue recolectado en horas de la mañana, 7:00 a 9:00 am., tomándose de la parte terminal de la planta (brotes jóvenes), a diferentes alturas de la planta, en la parte inferior, en los extremos superiores (exposición cenital) y entre la planta.

4.2 Traslado y acomodo del material vegetativo

Posteriormente de la recolección del material vegetativo, se empaquetaron las estacas en bolsas de polietileno cuidando su orientación, para mantener su polaridad y permitir el flujo de savia en dirección normal, de igual forma evitar el estrés fisiológico que podrían sufrir en el periodo desde la corta hasta su establecimiento en el propagador.

4.3 Preparación de estacas y sustratos

Las estacas cortadas fueron de 10 cm. de longitud en promedio, con cinco nudos. A cada estaca se le hizo el corte basal justamente en el nudo (sitio donde preferentemente se forman raíces adventicias). La preparación de los sustratos de enraizamiento se requirió de composta y peatmoss-perlita. El sustrato peatmoss-perlita se requirió una mezcla con las proporciones de; 1:1. La composta no

requirió ser preparada, debido a que ya existía una mezcla con proporciones de estiércol, tierra, residuos orgánicos de la empresa (papel) y aserrín.

4.5 Construcción de cámaras

4.5.1 Requerimientos materiales

En la construcción de las cámaras, se ocuparon vasos de unisell, alambre de amarre, cinta masking tape, pinzas, cúter y bolsas de polietileno transparentes y charolas.

4.5.2 Construcción de cámaras húmedas individuales y en charolas

Se llenaron vasos con la mezcla de sustrato, en seguida, se hizo el corte del alambre a la medida de la bolsa para conformar la cámara húmeda. Después de esto, se aplicó riego para humedecer el sustrato. Ya seleccionadas las estacas se colocaron en el sustrato y finalmente se colocó la cámara húmeda.

Se llenaron charolas con la mezcla de sustrato, se cortaron alambre para formar arcos a la medida de la charola para conformar la cámara húmeda, después de esto, la aplicación de riego para humedecer el sustrato. Se seleccionaron y sembraron estacas en el sustrato, y finalmente la colocación del polietileno sobre el alambre para formar la cámara húmeda.

4.6 Riego

El sistema de riego que se utilizó fue un sistema de micro aspersion. Por lo que se le tuvo que aplicar por medio de una abertura mínima de la parte superior de la cámara húmeda. El riego al principio fue cada 2 días, después se le aplicó cada 5 días.

4.7 Siembra

4.7.1 Establecimiento de estacas de tallo del cenizo en diferentes sustratos sin ninguna aplicación de enraizador

Se prepararon 200 estacas de tallo del cenizo, en el cual 100 estacas se establecieron en el sustrato peatmoss-perlita y 100 en el sustrato composta. Se llenaron los vasos con el sustrato respectivo y se les aplicó riego para humedecerlas. Enseguida se establecieron las estacas para después colocar la cámara húmeda.

4.7.2 Establecimiento de estacas del tallo del cenizo seleccionadas en diferentes posiciones de la planta sin aplicación de enraizador.

Se prepararon 100 estacas del tallo del cenizo seleccionadas en diferentes posiciones de la planta, siendo estas; en exposición cenital, entre el dosel de la planta, bajo el dosel de la planta, tallos jóvenes y tallos ramificados. Por cada posición de la planta se tomaron 20 estacas y considerando que el sustrato peatmoss-perlita es el mejor para mantener vivas a las estacas, se utilizaron estas para el llenado de vasos, fueron humedecidas con riego, para luego establecer las estacas en cámaras húmedas individuales.

4.7.3 Establecimiento de estacas bajo aplicación de enraizador líquido (AlgaEnzims).

La aplicación del enraizador líquido en las estacas de tallos se realizó tomando en cuenta que el mejor sustrato para mantener por tiempo prolongado a las estacas es el peatmoss-perlita, y que las estacas son mejores si estas se extraen de las partes; bajo o entre la copa de la planta, estacas con ramificaciones y yemas definidas.

Se prepararon 200 estacas, se sumergieron en el líquido enraizador (AlgaEnzims), bajo una concentración de 20 ml de AlgaEnzims en 10 L de agua por un tiempo de 15 minutos. Posteriormente, las estacas fueron colocadas en las charolas, con capacidad de 95 C/U, en total fueron dos charolas. Posteriormente, las charolas

fueron cubiertas en su totalidad con polietileno para dar forma a la cámara húmeda.

4.7.4 Establecimiento de estacas bajo aplicación de enraizador líquido (AlgaEnzims) a temperatura ambiente.

Se prepararon 200 estacas, se sumergieron en el líquido enraizador (AlgaEnzims), bajo una concentración de 20 ml de AlgaEnzims en 10 L de agua durante un tiempo de 15 minutos. Después de esto, las estacas fueron establecidas en charolas. Pero estas charolas no fueron cubiertas por cámaras húmedas. Las estacas establecidas se procuraron que fueran de tallos bajo o entre la copa de la planta, estacas con ramificaciones y yemas definidas.

4.8 Porcentaje de Sobrevivencia

Se contabilizó el número de estacas vivas establecidas en los diferentes sustratos y se calculó el porcentaje por medio de la siguiente fórmula:

$$\% Sv = \left(\frac{\# \text{ estacas vivas}}{\# \text{ estacas sembradas}} \right) (100)$$

Dónde:

Numero de estacas vivas, constituye el número de estacas vivas en el momento de cada evaluación.

Numero de estacas sembradas, corresponde al número de plantas sembradas inicialmente.

4.9 Porcentaje de estacas enraizadas

Se contabilizó el número de estacas enraizadas tomadas de diferentes posiciones de la planta y se calculó el porcentaje por medio de la siguiente fórmula:

$$\% = \left(\frac{\# \text{ estacas enraizadas}}{\# \text{ estacas sembradas}} \right) (100)$$

Dónde:

Número de estacas enraizadas, constituye el número de estacas enraizadas en el momento de la evaluación.

Número de estacas sembradas, corresponde al número de estacas sembradas inicialmente.

V. RESULTADOS

5.1 Supervivencia de estacas de *Leucophyllum frutescens* en sustratos diferentes.

Posterior a los 15 días de establecer las estacas en cámaras húmedas, los sustratos peatmoss-perlita y composta mantuvieron vivas todas las estacas; a este tiempo se presentaron los brotes de yemas laterales y la mayoría de las ramas laterales mantuvieron buen desarrollo foliar. Por consiguiente, se observó que con el sustrato de composta las estacas presentaron una coloración amarillenta (deshidratación), mientras que el peatmoss-perlita las mantuvo verdes.

A los 25 días, se encontró que las estacas plantadas en el sustrato composta estaban secas, mientras que las estacas establecidas con el peatmoss-perlita se mantuvieron verdes, en este último las estacas presentaron una mortalidad de ocho estacas (8%), como resultado un 92% de las estacas vivas (cuadro 1). Lo cual indica que el peatmoss-perlita es buen sustrato para mantener las estacas en forma y a tiempo prolongado, y que el uso de cámaras húmedas es eficiente ya que evitan que las estacas mueran por deshidratación.

Cuadro 1.- Porcentaje de la supervivencia de estacas en sustratos diferentes.

Sustrato utilizado	Muestras	Estacas muertas	Estacas vivas	Supervivencia (%)
Composta	100	100	0	0%
Peatmoss-Perlita	100	8	92	92%

5.2 Prueba de enraizamiento de estacas provenientes de diferentes posiciones de la planta.

Después de 30 días de establecer las estacas en sustrato peatmoss-perlita y colocadas en cámaras húmedas, se evaluó la supervivencia de cada muestra

tomada en diferente posición de la planta y como resultado se obtuvo que las estacas tomadas bajo el dosel de la planta tuvieron mayor sobrevivencia, el cual fue de 17 estacas vivas, lo que representa un 85% de la sobrevivencia (cuadro 2). Se observó que las estacas ya tenían presencia de cayos, siendo esto indicador de enraizamiento. Por otro lado, las estacas de tallos ramificados tuvieron sobrevivencia considerable, con una cantidad de 4 estacas muertas que representa un 80% de las estacas vivas, y por lo consiguiente, también presentaban indicios previos al enraizamiento. Finalmente, las estacas tomadas entre el dosel de la planta tuvo una sobrevivencia del 45% y estas también mostraron síntomas de enraizamiento (cayos).

Cuadro 2.- Porcentaje de la sobrevivencia de estacas seleccionadas en diferentes posiciones de la planta.

Estacas	Muestras	Sobrevivencia	% vivo	Raíces
Exposición cenital	20	4	20%	--
Entre el dosel de la planta	20	9	45%	Cayos
Bajo el dosel de la planta	20	17	85%	Cayos
Tallos jóvenes	20	--	--	--
Tallos ramificados	20	16	80%	Cayos

Para las estacas tomadas en exposición cenital de la planta y para los tallos jóvenes, en el primer caso se presentó una sobrevivencia de cuatro estacas que representa un 20% de las estacas vivas y estas no tuvieron indicadores de enraizamiento. La segunda no tuvo éxito ya que no hubo sobrevivencia. Las estacas que continuaron vivas y presentaron indicios de enraizamiento (cayos) en los primeros 30 días, se evaluaron durante cada quince días. De estas, todas siguieron un patrón, a los 45 días, todas las estacas presentaron cayos, crecimiento de yemas e inflorescencia, y fue a los 60 días cuando las estacas presentaron brotes de raíces y a los 75 días de establecidas las estacas

alcanzaron un desarrollo radicular definido (cuadro 3). Lo anterior indica que las estacas obtenidas en diferentes posiciones de la planta tuvieron mejor porcentaje de sobrevivencia (cuadro 2), fueron el total de las estacas que enraizaron.

Cuadro 3.- Descripción de la presencia de raíces en estacas seleccionadas en diferentes posiciones de la planta.

Estacas	Muestras	30 días	45 días	60 días	75 días
Bajo el dosel de la planta	17	Cayos, inflorescencia	Cayos, crecimiento de yemas, inflorescencia	Brote de raíces	Desarrollo radicular
Tallos ramificados	16				
Entre el dosel de la planta	9				

En el cuadro 4 se aprecia de forma general la cantidad de muestras por cada posición de la planta y los porcentajes de sobrevivencia y enraizamiento de las estacas.

Cuadro 4.- Porcentaje de sobrevivencia y enraizamiento de las estacas.

Estacas seleccionadas	Muestras	Sobrevivencia	% de sobrevivencia	% de Enraizados
Exposición cenital	20	4	20 %	10 %
Entre el dosel de la planta	20	9	45 %	45 %
Bajo el dosel de la planta	20	17	85 %	85 %
Tallos jóvenes	20	---	---	0 %
Tallos ramificados	20	16	80 %	80 %

En el cuadro se observa que, a diferencia de las estacas tomadas de tallos en exposición cenital, y descartando las estacas en tallos jóvenes; las estacas tomadas entre el dosel de la planta, bajo el dosel de la planta y tallos ramificados, el porcentaje de sobrevivencia fue igual al porcentaje de enraizamiento. Mientras que las estacas en exposición cenital, el porcentaje de estacas enraizadas fue del 10 %.

5.3 Establecimiento de estacas del tallo del Cenizo (*Leucophyllum frutescens*) a temperatura ambiente.

Las estacas del tallo que no se establecieron en cámaras húmedas y a temperatura ambiente, se evaluaron durante 20 días (cuadro 5). En los primeros 5 días las estacas mantuvieron buena coloración y algunas estacas mantuvieron floración, pero a los 10 días presentaron una coloración amarillenta. A los 15 días las estacas empezaron a con su mortandad y a los 20 días, todas las estacas estaban muertas.

Cuadro 5.- Descripción de la sobrevivencia de las estacas establecidas a temperatura ambiente

Muestras	5 días	10 días	15 días	20 días
200	Florescencia	Síntomas de deshidratación	Muerte de las estacas	Todas muertas

5.4 Pruebas de enraizamiento de estacas de *Leucophyllum frutescens* aplicando enraizador líquido (AlgaEnzims)

Posterior a los 30 días de establecer las estacas en cámaras húmedas, no se registraron muertes y su aplicación no aceleró el enraizado en las estacas, debido a que todavía se hacía notar la presencia de cayos. Se realizó una segunda evaluación a los 45 días y las estacas presentaban las mismas características, es decir, con la presencia de cayos, crecimiento de las yemas e inflorescencia. A los 60 días de establecidas se observaron cayos definidos y una aceleración en el crecimiento de las yemas, inflorescencia, pero no se observaron brotes de raíces (cuadro 6).

Cuadro 6.- Enraizamiento de estacas aplicando enraizador liquido.

Muestras	30 días	45 días	60 días
200	Presencia de Cayos, inflorescencia	Cayos, crecimiento de las yemas, inflorescencia.	Cayos, crecimiento de yemas, inflorescencia.

VI. CONCLUSIONES

De acuerdo a las diferentes pruebas realizadas en la reproducción del cenizo, se obtuvo que es altamente confiable ocupar el sustrato peatmoss-perlita para este tipo de reproducción, por los niveles de sobrevivencia obtenidos. La razón de ocupar el sustrato peatmoss-perlita es debido a que, es un sustrato que le favorece a cualquier planta por sus nutrientes y su alta retención de humedad, además la perlita le facilita la infiltración de agua.

De acuerdo con la comparación de las muestras realizadas, las estacas a temperatura ambiente, y las estacas bajo cámaras húmedas, las estacas en cámara húmedas las mantiene vivas y húmedas, hacen que resisten a las altas temperaturas y pueden durar hasta 4 meses sin raíces. Mientras que a temperatura ambiente, las plantas tienden a deshidratarse más rápido, motivo por el cual las estacas mueren al paso de 10 ó 15 días.

Reproducir las estacas utilizando enraizador AlgaEnzims es el equivalente a reproducirlas sin ningún tratamiento químico. Esto porque de acuerdo con los resultados obtenidos, a 30 días de realizar la prueba, aún no se ha presentado brotes de raíces, solo se aprecian los principales indicadores de enraizamiento (cayos). Por lo que el tiempo de espera será igual que haberlas reproducido sin intervención del enraizador.

Las estacas que se forzaron a enraizar, presentaron un desarrollo radicular bien definido, presentan además las raíces principales y conforme avanza el tiempo continúan desarrollando las raíces adventicias.

VII. RECOMENDACIONES

Seleccionar plantas con buen vigor, con buenas condiciones de humedad y libre de plagas y enfermedades.

Aplicar riego constante a las plantas madre seleccionadas con la finalidad de humedecerlas hasta el día que sean extraídas las estacas.

Extraer el material vegetativo a inicio del día, de preferencia antes de que el sol intensifique su radiación.

Realizar el corte transversal en las estacas cerca de las yemas apicales, siempre y cuando las estacas estén desprovistas de yemas definidas u hojas, esto debido a que el corte transversal en la estaca solo realizará la función de suministrar agua a las estacas, sustituyendo la función de las hojas.

Aplicar auxinas (Ácido Indolbutírico) a estacas del tallo del cenizo para acortar el tiempo de enraizamiento, así como también aumentar el porcentaje de sobrevivencia.

Realizar la propagación por estacas en cualquier estación del año, siempre y cuando permanezcan bajo cámaras húmedas, y estas se mantengan bajo condiciones de invernadero.

Cuando solo se cuente con malla sombra, se recomienda propagarlas de Marzo a Noviembre, siempre y cuando permanezcan bajo condiciones de cámaras húmedas.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abad, M. 1993. Sustratos. Características y propiedades. Instituto de Estudios Almariaenses. FIAPA. 372 p.
- Baldini, E. 1992. Arboricultura general. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 352 p.
- Bonfil, S.C., P.E. Mendoza H. y J.A. Ulloa N. 2007. Enraizamiento y formación de callos en estacas de siete especies del género *Bursera*. Universidad Nacional Autónoma de México. México Distrito Federal. 41 (103-109). 7 p.
- Boutherin, D. y G. Bron. 2002. Reproducción de las plantas hortícolas. Ediciones Omega. 246 p.
- Burgos, M. A., E.A. López y P. Cenóz J. 2004. Propagación del Anis de campo *Ocimum selloi* por medio de esquejes. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional del Nodeste. 5 p.
- Cabrera W.V. 1999. Aspectos fisiológicos en la formación de raíces adventicias. Universidad Nacional Agraria la Molina. 13 p.
- Cervantes O., C. O. 2011. Propagación vegetativa de quinilla (*Manilkara bidentata*, A. DC.) mediante el enraizamiento de estaquillas utilizando cámara de subirrigación en el distrito de morales provincia de San Martin. Tesis licenciatura. Universidad Nacional de San Martin. Tarapoto Perú.
- COMISIÓN NACIONAL DEL AGUA (CONAGUA). 2009. Determinación de la disponibilidad de agua en el acuífero 0501 Allende-Piedras Negras, estado de Coahuila 10 p.

- Cuculiza, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos YF. L. Villanueva. 340 p.
- Folio. 2001. La multiplicación de las plantas. Guía práctica de la jardinería. Segunda edición. Ediciones Folio. Barcelona. 192 p.
- García, E. 1987. Modificación al sistema de clasificación climática de Koppen. Instituto de Geología U.N.A.M. 4a ed. 31 p.
- Gutiérrez, B. 1995. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Ciencia e Investigación Forestal 9 (2): 261-277
- Hartmann, T. y D. Kester 1982. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Tercera impresión. Editorial continental. México. 814 p.
- Heede, D. V. y Lecourt. M. 1989. El estaquillado. Guía práctica de multiplicación de las plantas. Ediciones Mundi- Prensa, Madrid. Edición española. 197 p.
- INEGI. 2004. Guía para la interpretación de cartografía edafología. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. México, D.F. 21. p.
- Jenkins, J. B. 1992. Genética. Edit. Reverte, S.A. Barcelona. España.
- Latsague, V.M., Sáez D. P. y Yáñez D. J. 2009. Efecto del ácido indolbutírico en la capacidad rizogénica de estacas de *Eucryphia glutinosa*. Bosque 30(2): 102-105.

- López, M.I. 2007. Estacas enraizadas: Tecnología para la multiplicación vegetativa de café robusta *Coffea canephora* Pierre ex Froehner. XII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. 14 al 17 de agosto de 2007. Zacatecas, Zacatecas. México.
- Méndez, L.I. y H.M. Hernández. 1992. Los géneros de Scrophulariaceae en Oaxaca, México. Anales del Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 36 p.
- Morations, P., Flores E., Gómez Á y Ramírez-Villalobos M. 2008. Enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia glabra* L. y *M. emarginata* Sessé & Moc. ex D.C.). Revista Facultad de Agronomía (LUZ). Universidad del Zulia. Maracaibo, estado Zulia. Venezuela. 25: 405-420.
- Owaki, C., D., D. 2011. Propagación vegetativa de quinilla (*Manilkara bidentata*, A.DC.) Mediante el enraizamiento de estaquillas utilizando cámara de subirrigación en el distrito de morales provincia de san Martin. Tesis de licenciatura. UNSM. Tarapoto, Perú.
- Padilla, G. I. 1987. Glosario practico de términos forestales. Editorial Limusa. Universidad Autónoma de Chapingo. 273 p.
- Pastor, J. 1999. Utilización de sustratos en viveros. Terra. 17 (3): 231- 235
- Priestley, J. y Swingle F. 1929. Vegetative propagation from the standpoint of the plant anatomy. US Department of Agriculture. 98 p.
- Revista Fitotecnia Mexicana. Universidad Autónoma de Chapingo, México. 28 (4): 319-326.

- Rivero, M. G. del C., Guerrero R. y Ramírez M. 2005. Enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia glabra* L.). Revista Facultad de Agronomía. 22: 33-40.
- Rivero, M. G., Ramírez M., Caballero B. y Guerrero B. 2005. Enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia emarginata* Sessé y Moc. Ex DC). Revista facultad de Agronomía. 22:129-141.
- Ruiz, G. R., Vargas H. J. J., Cetina A. V. M. y Villegas M. A. 2005. Efectos de Ácido indolbutirico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de *Gmelina arbórea* Roxb.
- Rocha, G. 1998. Manual de propagación de plantas. Segunda Edición. Editorial Ateneo. Buenos Aires, Argentina. 209 p.
- Rojas, S. García J. y Alarcón M. 2004. Propagación Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. CORPOICA/PRONATA/MADR. Colombia. 55 p.
- Rzedowski, J. 1983. Vegetación de México. Ed. Limusa México D.F. 1a.ed. 238 p.
- Santelices, R. y García, C. 2003. Efecto del ácido indolbutirico y la ubicación de la estaca en el rebrote de tocón sobre la rizogénesis de *Nothofagus alessandrii* Espinosa. Bosque 24: 53-61.
- Sevilla, S. y Holle H. 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.
- Smith, M. 2008. Manual de reproducción vegetal. Ediciones Omega. 22 p.

- Toogood, A. 2000. Propagación de Plantas. Trad. por Domínguez, A. La Isla. Buenos Aires, Argentina. 320 p.
- Vargas, S. G., G. Arellano O y H. Soto R. 1999. Enraizamiento de estacas de icaco (*Chrysobalanus icaco* L.) sometidas a aplicaciones de auxinas. Bioagro. 11 (3): 103-108.
- Vázquez, C. 1997. La reproducción de las plantas: semillas y meristemas. Fondo de cultura económica. México, D.F. 97 - 112 p.
- Villarreal, J.A., J. Valdés R. y J.L. Villaseñor. 1996. Corología de las asteráceas de Coahuila, México. Acta Botanica Mexicana 36: 29-42.
- Villarreal,- J.A. y J. Valdés R. 1992-93. Vegetación de Coahuila, México. Revista de la Sociedad Mexicana de Manejo de Pastizales 6:9-18.
- Vozmediano, J. 1982. Fruticultura: fisiología, ecología del árbol frutal y tecnología aplicada. Madrid - España. Publicaciones Agrarias. 191 p.
- Wilson L. y Loomis E. 1968. Botánica. Cuarta edición. Primera edición en español. Editorial Hispano-Americana. México, D.F. 682 p.
- Zobel, B. y J. Talbert. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.
- Zurita, O.Z. 2009. Guía de arboles y otras plantas nativas en la zona metropolitana de Monterrey. Las plantas nuestras. Fondo editorial de Nuevo León. 316 p.

SITIOS DE INTERNET CONSULTADOS 18 DE ABRIL, 2012.

<http://smn.cna.gob.mx/climatologia/normales/normales-estacion.html>.

www.cdigital.dgb.uanl.mx/te/1080111909/1080111909/_02.pdf

IX. ANEXO FOTOGRAFICO

MEMORIA FOTOGRAFICA DEL TRABAJO REALIZADO



Imagen 1. Plantas madres seleccionadas para la extracción de estacas.



Imagen 2. Estacas extraídas de plantas madres.



Imagen 3. Mezcla y preparación de sustratos.



Imagen 4. Material utilizado para construcción de cámaras húmedas individuales.



Imagen 5. Cámaras húmedas individuales.



Imagen 6. Establecimiento de cámaras húmedas individuales en vivero.



Imagen 7. Aplicación de enraizador líquido AlgaEnzims a estacas del tallo.



Imagen 8. Cámaras húmedas en charolas



Imagen 9. Establecimiento de cámaras en charolas en vivero.



Imagen 10. Establecimiento de estacas de tallo a temperatura ambiente.



Imagen 11. Estacas muertas en sustrato composta después de 25 días.



Imagen 12. Estacas vivas en sustrato peatmoss-perlita después de 25 días.



Imagen 13. Brotes de raíces adventicias después de 60 días de plantados



Imagen 14. Crecimiento de raíces adventicias a los 75 días de plantadas.



Imagen 15. Raíces adventicias definidas después de 75 días de plantadas.