



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
ZARAGOZA**

ESTABLECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE

Acacia schaffneri (S. Watson) F.J. Herm.

**INOCULADAS CON HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
BAJO DOS TRATAMIENTOS**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
B I Ó L O G O**

PRESENTA:

BERTHA ARACELI TORRES ANGEL

**DIRECTORA DE TESIS: DRA. ESTHER MATIANA
GARCÍA AMADOR**

**UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA
VEGETAL**



MÉXICO, D.F. 2011



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

ÍNDICE

Página

Resumen	1
1.- Introducción	3
2.- Marco teórico	5
2.1.- Áreas naturales protegidas (ANP)	5
2.2.- Uso de vegetación autóctona para la recuperación de la cubierta vegetal	5
2.3.- Problema de los suelos deteriorados	6
2.4.- Empleo de especies micorrizadas para la recuperación de vegetación	7
3.- Características generales de <i>Acacia schaffneri</i>	7
3.1.- Clasificación taxonómica	7
3.2.- Género Acacia	8
3.2.1. - <i>Acacia schaffneri</i> (S. Watson) F. J. Hermann.	9
4.- Micorriza	10
4.1.- Beneficios de HMA	10
4.2.- Simbiosis micorrízica arbuscular	11
4.3.- Técnicas empleadas para la obtención de inóculo	12
5.- Justificación	18
6.- Planteamiento del problema	18
7.- Hipótesis	19
8.- Objetivo general	19
9.- Objetivos específicos	19
10.- Zona de estudio	20
10.1.- Localización	20

10.2.- Caracterización de la zona de estudio	22
10.2.1.- Relieve	22
10.2.2.- Clima	22
10.2.3- Vegetación	22
10.2.4.- Flora	23
10.2.5.- Fauna	23
10.2.6.- Suelos (FAO)	24
10.2.7.- Topografía y fisiografía	24
10.2.8.- Geomorfología	25
11.- Materiales y métodos	25
11.1.- Trabajo en campo	25
11.2.- Trabajo de invernadero	25
11.3.- Trabajo en laboratorio	27
12.- Resultados y discusión	30
12.1.- Características físicas y químicas del suelo	30
12.2.- Densidad de esporas	32
12.3.- Porcentaje de colonización	35
12.4.- Altura de los individuos	40
12.5.- Supervivencia de los individuos de <i>Acacia schaffneri</i>	41
12.6.- Número de hojas compuestas	42
12.7.- Tasa de crecimiento relativo	43
12.8.- Concentración de nitrógeno, fósforo y potasio.	44
13.- Conclusiones	48
14.- Literatura citada	49
15.-Apéndice	56

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
FIGURA 1 <i>Acacia schaffneri</i> (S. Watson) F.J. Hermann	9
FIGURA 2 Mapa de localización de la zona de estudio (Cerro Xaltepec, Sierra Santa Catarina, D.F.)	20
FIGURA 3 Cerro de la Estrella y Sierra de Santa Catarina	21
FIGURA 4 Perfil longitudinal de la Sierra de Santa Catarina.	22
FIGURA 5 Diseño de los recipientes para el experimento	26
FIGURA 6 Diagrama de flujo para el establecimiento de <i>Acacia schaffneri</i> en diferentes tratamientos.	29
FIGURA 7 Esporas pertenecientes al género <i>Acaulospora</i> , encontradas en la rizósfera del Cerro Xaltepec, Santa Catarina, D.F.	35
FIGURA 8 Esporas pertenecientes al genero de <i>Glomus</i> , encontradas en <i>Acacia schaffneri</i> en T1 y T2 al final del experimento.	35
FIGURA 9 Presencia de estructuras en raíz de <i>Acacia schaffmeri</i> a) vesículas b) espora c) vesículas e hifas en T1 y c) vesículas d) hifas en T2 al final del experimento.	40
FIGURA 10 Altura promedio de <i>Acacia schaffneri</i> registradas en invernadero y vivero ($\pm D.E$),	41
FIGURA 11 Supervivencia de <i>Acacia schaffneri</i> en invernadero, vivero y campo	42
FIGURA 12 Promedio de hojas en plantas de <i>Acacia schaffneri</i> ($\pm D.E$) en vivero	43

ÍNDICE DE CUADROS

Página

CUADRO 1	Caracterización del suelo rizosférico del Cerro Xaltepec, Sierra Santa Catarina D. F.	32
CUADRO 2	Densidad de esporas encontradas en suelo original, T0, T1 y T2 al final del experimento.	34
CUADRO 3	Porcentaje de colonización total y colonización por estructuras en T0, T1 y T2	39
CUADRO 4	Tasa de crecimiento relativo	44
CUADRO 5	Análisis de Fósforo, Nitrógeno total y Potasio, en suelo original y en cada uno de los tratamientos en <i>Acacia schaffneri</i> al final del experimento.	46
CUADRO 6	Síntesis de parámetros cuantificados en <i>Acacia schaffneri</i> en T0 (testigo), T1 (suelo estéril más inóculo) y T2 (suelo semiconservado).	47

RESUMEN

Los ecosistemas naturales se han visto deteriorados por causa de varios factores antropogénicos, principalmente por el cambio de uso de suelo de hábitats naturales, pues han propiciado el incremento de la deforestación, el desequilibrio hidrológico, la degradación de los suelos y la pérdida de su capacidad productiva. Asimismo, dado que en los ecosistemas terrestres un 90% de las plantas tienen asociaciones mutualistas con micorrizas, en programas de rehabilitación de la vegetación es importante micorrizar plantas para la recuperación de cubierta vegetal, lo que hace necesario que se empleen métodos económicos y de corto tiempo y que a su vez le permita a las plantas tener un mejor establecimiento en el área que se pretende recuperar. Por ello, este trabajo consistió en determinar la densidad de esporas y el efecto de la micorriza en el establecimiento *Acacia schaffneri* en dos tratamientos con suelo de la Sierra de Santa Catarina, Distrito Federal.

Los resultados indicaron que en el tratamiento (T2), se presentó un mayor número de esporas que en el suelo antes de la micorrización, el porcentaje de colonización micorrízica arbuscular, entre T0-T1 y T0-T2, presentaron diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). En el T2 se presentó una concentración de fósforo y potasio alta y una concentración de nitrógeno media; a diferencia del T1 y T0 que presentaron concentraciones bajas de estos elementos. La altura y número de hojas compuestas en plantas de *Acacia schaffneri* en T0 y los dos tratamientos, no presentaron diferencias estadísticamente significativas.

Se observó que tasa de crecimiento relativo de *Acacia schaffneri* en suelos semiconservados no presentan diferencias estadísticamente significativas con respecto a los suelos esterilizados y con inóculo y respecto al porcentaje de

supervivencia, se observó que *Acacia schaffneri* en invernadero y vivero presentó supervivencia del 100%, en cada uno de los tratamientos, pero cuando éstas fueron introducidas a campo (Cerro Xaltepec), para el T2 hubo una supervivencia del 64% a diferencia del T1 que fue del 60% y el T0 de 40%; lo anterior indica que el empleo de suelo semiconservado reduce el tiempo de micorrización de plantas y el costo, las plantas pueden desarrollarse mejor sin la necesidad de un invernadero y hacer más eficiente la recuperación de la cubierta vegetal.

1.- INTRODUCCIÓN

En el Distrito Federal existen 17 Áreas Naturales Protegidas (ANP), entre las cuales se encuentra la Sierra de Santa Catarina que se declaró como ANP el 3 de noviembre de 1994, con el carácter de zona sujeta a conservación ecológica, considerándola un área que requiere de protección, conservación, mejoramiento, preservación y restauración de sus condiciones ambientales.(UAM, 2002; Yáñez, 2007).

La problemática que presenta la Sierra de Santa Catarina es principalmente el cambio de uso de suelo por determinadas actividades antropogénicas como son: minería, incendios, basureros, introducción de flora y fauna no nativas de la Sierra y asentamientos humanos que han provocado el aislamiento y la desaparición de especies silvestres nativas, además, la modificación del hábitat natural y de la vegetación lo que ha generado un mosaico de parches discontinuos que limitan el movimiento de las especies y han agravado la situación de esta ANP.

Por estas causas es importante la recuperación de la Sierra de Santa Catarina debido a que por su ubicación capta el agua de lluvia y la infiltra al manto freático; además de que aún presenta algunas especies endémicas (UAM, 2002).

Existen técnicas que permiten la recuperación de la cubierta vegetal y por tanto de la funcionalidad del suelo, como el empleo de plantas micorrizadas con HMA que son microorganismos rizosféricos cosmopolitas por lo que se pueden encontrar en la mayoría de los biomas terrestres (Smith y Read, 1997), las plantas deben ser de fácil propagación, capaces de resistir condiciones extremas de baja fertilidad, sequía y compactación edáfica, pH muy alto o muy bajo, salinidad, deficiencia de nutrientes, contaminación de suelos o temperaturas extremas,

crecimiento rápido y alcanzar una alta producción de materia orgánica, incluyendo hojarasca de fácil descomposición para devolver nutrientes al suelo (elevada relación C/N) y que presenten nódulos fijadores de nitrógeno o micorrizas que compensen bajos niveles de nitrógeno, fósforo y otros nutrientes en los suelos. (Pérez *et al.*, 2005).

La recuperación de la cubierta vegetal de los sitios deteriorados implica un manejo de los recursos suelo y agua a fin de lograr el desarrollo conjunto de varias poblaciones de plantas, en uno o varios estratos y que estén en equilibrio con el sustrato (SER, 2004). La comunidad vegetal que se establezca debe tener fines de conservación del suelo y permitir el establecimiento de cierto tipo de fauna, al favorecer una mejor captación y retención de agua.

Existen listados que ayudan a la selección de especies vegetales como la CONABIO (1999) que emitió un listado de especies recomendadas con fines de restauración, mencionando principalmente las que destacan para el Valle de México, algunas de ellas son: *Eysenhardtia polystachya*, *Acacia farnesiana*, *Prosopis juliflora*, *Pinus cembroides*, *Pinus caribaea* var. *hondurensis*, *Schinus molle*.

Por estas causas, se determinará la densidad de esporas y el efecto de la micorriza en el establecimiento *Acacia schaffneri* en suelo semiconservado y en suelo esterilizado con inóculo de la Sierra de Santa Catarina, Distrito Federal.

2.- MARCO TEÓRICO

2.1.- Áreas naturales protegidas (ANP)

Las ANP constituyen el instrumento principal y determinante en la conservación de la biodiversidad, de los bienes y servicios ecológicos, pues es un ambiente que

no ha sido alterado, por el cual se pretende la conservación de la biodiversidad, del suelo y los procesos naturales (LGEEPA, 2010).

Debido a esto, es necesaria la conservación de estas áreas, pues a lo largo del tiempo han sufrido modificaciones por factores antropogénicos en particular la Sierra de Santa Catarina como es el aumento de la mancha urbana, lo que ha provocado el aislamiento y desplazamiento de flora y fauna e incluso la desaparición de especies silvestres nativas, al igual que se presentan incendios anuales, contaminación por residuos sólidos, introducción de flora y fauna no nativas de la Sierra, extracción clandestina de especies silvestres, lo que ha provocado la modificación del sitio (UAM,2002).

2.2.- Uso de vegetación autóctona para la recuperación de la cubierta vegetal

El uso de vegetación autóctona induce el desarrollo de una vegetación protectora que permite a su vez un cierto grado de diversidad biológica (flora y fauna), así como evita la erosión del suelo e incrementa la fertilidad de este.

En zonas con climas semisecos y secos se recomienda el uso de vegetación arbustiva pues contribuye a frenar el desgaste del suelo; principalmente el follaje y la hojarasca reduce la velocidad del viento y la lluvia y por consiguiente, la energía de las gotas que impactan al suelo. Por otro lado, el tronco y las raíces disminuyen la capacidad de los distintos agentes climáticos para transportar materiales (Gutiérrez, 2001).

Se recomienda el uso de especies arbóreas con mayor o menor grado de domesticación en la producción agropecuaria, pues estas especies crean islas de fertilidad para las especies herbáceas al aportarle sombra, una mayor

disponibilidad hídrica, protección contra el viento, control de la erosión por fijación del suelo, reducción de la evapotranspiración, acumulación de materia orgánica.

Al igual que se recomienda el uso de leguminosas, pues ayudan a la fijación de nitrógeno, que se encuentran en formas de nitratos o amonio, debido a un grupo de bacterias a las que se le conoce como rizobios, los cuales inducen a las raíces (o en el tallo) de las leguminosas a la formación de estructuras especializadas, llamadas nódulos. Las leguminosas noduladas tienen la ventaja de crecer en suelos desnudos y sin abonar, y pueden emplearse para la recuperación de la cubierta vegetal de sitios con climas secos. Además una buena elección de leguminosas, mezcladas con otras especies autóctonas en las plantaciones, garantiza no sólo la recuperación de la vegetación de los espacios alterados, sino que se induce a la recuperación del funcionamiento del ecosistema (Pérez y Calvo, 2005).

2.3.- Problema de los suelos deteriorados

Los suelos de zonas semisecas se enfrentan a un proceso de degradación principalmente la pérdida de materia orgánica y estructura del suelo, que provoca una reducción de su capacidad de infiltración y de almacenamiento de agua y nutrientes, incremento de la erosión del suelo y pérdida de diversidad microbiana ((Requena y Barea, 1996).

La pérdida de cobertura vegetal, afecta drásticamente al suelo desnudo que promueve la formación de una costra física reduciendo la infiltración de agua (Gutiérrez, 2001), y por tanto disminuye las posibilidades de establecimiento y crecimiento de las plantas, por lo que se aumenta la erosión del suelo y la pérdida de fauna.

2.4.- Empleo de especies micorrizadas para la recuperación de vegetación

Una de las alternativas para la recuperación de zonas con climas secos es el uso de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) pues son microorganismos rizosféricos cosmopolitas por lo que se pueden encontrar en la mayoría de los biomas terrestres (Smith y Read, 1997).

Estas especies micorrizadas deben de ser de fácil propagación, capaces de resistir condiciones extremas de baja fertilidad, sequía y compactación edáfica, pH muy alto o muy bajo, salinidad, deficiencia de nutrientes, contaminación de suelos o temperaturas extremas, crecimiento rápido y alcanzar una alta producción de materia orgánica, incluyendo hojarasca de fácil descomposición para devolver nutrientes al suelo (elevada relación C/N) y que presenten nódulos fijadores de nitrógeno o micorrizas que compensen bajos niveles de nitrógeno, fósforo y otros nutrientes en los suelos.

3.- Características generales de *Acacia schaffneri*

3.1.- Clasificación taxonómica

Reino: vegetal

División: Angiosperma

Clase Dicotiledónea

Subclase: Archichlamydeae

Familia: Fabaceae

Subfamilia: Mimosacea

Género y Especie: *Acacia schaffneri* (S. Watson) F.J. Herm.

3.2.- GÉNERO *Acacia*

El género *Acacia* (Leguminosae: Mimosoideae) comprende alrededor de unas 1250 especies a nivel mundial (Fagg y Stewart, 1994). *Acacia* es un género nativo de Australia, pero se distribuye en África, Asia y América. En México es el segundo género de Mimosoideae mejor representado con 85 especies de las cuales 46 son endémicas (Rico, 1984; Camargo-Ricalde *et al.*, 2001).

El género *Acacia* es de vital importancia en la economía rural de muchas zonas áridas y semiáridas del mundo por su gran resistencia a la sequía, a la salinidad y alcalinidad presente en el suelo, por la resistencia a los suelos poco drenados, constituyen un excelente alimento para los animales en época de sequía y son utilizadas en la actualidad en Australia como cortinas rompe fuegos (*Acacia melanoxylon*). Las características que le permiten habitar en zonas semisecas es que son de hojas pequeñas y son caducifolias lo que le permite tener baja proporción de transpiración, poseen espinas, enormes raíces y ramificaciones abundantes creando bajo sus copas las llamadas islas de fertilidad es decir, zonas de mayor acumulación de nutrimentos y en los que existe más sombra, temperaturas menos elevadas y mayor disponibilidad de agua y materia orgánica, en comparación con zonas áridas, haciéndolas especies nodrizas para otras especies vegetales y animales. La mayoría de las leguminosas son capaces de formar una doble simbiosis: *Rhizobium*- micorrizas en suelos de baja fertilidad (Sánchez-Colín *et al.*, 2000; Durand, 1996; Fragoso, 2001; Miranda 2003).

3.2.1. - *Acacia schaffneri* (S. Watson) F. J. Herm.

Nombre común "huizache" o huizache chino, es una especie arbustiva de 1.5 a 6 m de altura, tronco con un diámetro aproximadamente de 15 cm, corteza

profundamente fisurada, de color café-oscuro, pilosas, estipulas en forma de pinnas, 1 a 4 cm de largo, de color blanquecino, hojas con 2 a 8 pares de pinnas, cada una con 10 a 20 pares de foliolos oblongos-lineares, de dos a 4 mm de largo por 0.5 mm de ancho, ápice obtuso, margen entero, base obtusa, flores reunidas en cabezuelas de 1 cm de diámetro, solitarias o fasciculadas, con pedúnculos pilosos de 1.5 a 3.5 cm de largo, cáliz campanulado, amarillento y algo pubescentes, corola amarilla con pétalos muy unidos hacia arriba, legumbre linear, de 8 a 14 cm de largo por 8 mm de ancho, de color café-oscuro, densamente pubescente, sésil, algo constreñida entre las semillas, éstas son de café oscuro de 8 a 10 mm de largo por 5 mm de ancho.

En el Valle de México se encuentra entre 2300 y 2800 m de altitud, en sitios como matorral y pastizal, fuera del Valle se extiende desde el oeste de Texas a Durango, Tamaulipas, Hidalgo y Colima (Rzedowski, 1985).



Figura 1.- *Acacia schaffneri* (S. Watson) F.J. Herm.

4.- Micorrizas

Las micorrizas son asociaciones mutualistas que forman más del 90% de las asociaciones en las plantas terrestres (Bago *et al.*, 2000; Smith and Read, 1997).

Las asociaciones micorrízicas que existen entre las plantas y hongos son de siete tipos: la arbuscular, ectomicorriza, ectencomicorriza, ericoide, arbustoide, orquideoide y monotropoide (Smith y Read, 1997). Existe una asociación mutualista entre los hongos y las raíces de la planta, pues la planta le proporciona al hongo fuentes de carbono solubles, y el hongo beneficia a la planta con la capacidad de absorber agua y nutrientes del suelo (Bago *et al.*, 2000).

4.1.- Beneficios de los HMA.

Las condiciones desfavorables de las zonas semiáridas inducen una selección de estos HMA para tolerar condiciones ambientales adversas; también se ha visto que en la mayoría de los casos, estos incrementan el crecimiento y estado nutricional de las plántulas, y mejoran la aclimatación y adaptación de las plantas a condiciones ambientales extremas (Alarcón *et al.*, 2000, 2001), como lo son sitios erosionados, de baja fertilidad, lugares con problemas de salinidad, o de contaminación por diversos agentes orgánicos e inorgánicos (Sieverding, 1991; Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2004). Al igual que contribuyen en la nutrición mineral de la planta mediante el aporte de fósforo por absorción, translocación y transferencia, también participan en la nutrición nitrogenada de la planta y en la adquisición de otros nutrimentos como zinc y cobre; se considera que los HMA podrían translocar potasio, calcio, magnesio y azufre, además de generar un control biológico para algunos parásitos provenientes del suelo y una mayor tolerancia de estos (Jeffries y Barea, 2001); en plantas micorrizadas se refleja un

efecto positivo sobre el desarrollo y distribución de la biomasa vegetal, un mayor incremento en la relación parte aérea y una interacción positiva con fijadores libres y simbióticos de nitrógeno y otros microorganismos de la biosfera, además de presentarse un mayor crecimiento en las plantas se aumenta la superficie de absorción de fósforo en suelos deficientes de este elemento (Jeffries y Barea, 2001), lo que ayuda y permite al suelo la formación de micro y macro agregados que actúan como reservas de nutrientes (Barea *et al.*, 1991). De acuerdo a Domínguez *et al.*, 2006 el papel que juegan estos hongos son reguladores de la biodiversidad en ecosistemas en donde se generan asociaciones raíz, planta y organismos del suelo; este tipo de asociaciones micorrízicas son cosmopolitas y generalistas porque se encuentran en la mayoría de los hábitats naturales y están presentes en la mayoría de los grupos de plantas, en general es facultativa para la planta y obligada para el hongo.

4.2.- Simbiosis micorrízica arbuscular

La simbiosis micorrízica arbuscular es la de mayor importancia por su distribución en la mayoría de los ecosistemas, así como su asociación con una del 80% de plantas, esta asociación es de hongos del phylum *Glomeromycota* con las raíces de las plantas superiores (Smith and Read, 1997).

La simbiosis micorrízica empieza cuando las hifas que están en el suelo empiezan a crecer como respuesta a la presencia de la raíz, estableciendo contacto y creciendo sobre la superficie y haciendo unión con las células de la raíz del hospedero y forman los arbuscúlos que son la estructura en donde se lleva acabo el intercambio de nutrimentos como fosfatos, nitrógeno y otros iones indispensables para la planta (Bago *et al.*, 2000).

La simbiosis micorrízica arbuscular, tiene enorme trascendencia pues en diversos estudios se ha demostrado el efecto benéfico de los HMA en el mejoramiento de la nutrición, aprovechamiento de agua, crecimiento y adaptación de las plantas ante diversas condiciones de estrés inducido tanto por factores bióticos como por factores abióticos (Augé, 2001; Jeffries, 2003). La asociación simbiótica beneficia a la planta con un incremento en la altura, vigor, área foliar y mejora el estado nutricional en la parte aérea.

4.3.- Técnicas empleadas para la obtención de inóculo

Para que se lleve a cabo la asociación de HMA se recomienda el uso de sistemas donde ambos organismos se desarrollan en condiciones controladas para lo cual se han desarrollado varias técnicas de aislamiento y propagación que permiten explorar de manera más precisa las posibilidades potenciales de los hongos y se considera como una de las alternativas utilizadas actualmente para la recuperación de suelo y cubierta vegetal de sitios deteriorados mejorando el establecimiento de hierbas, arbustos y árboles en áreas donde la dispersión es limitada (Allen *et al.*, 2001).

Actualmente se han implementado diferentes métodos que ayudan a establecer y mantener cultivos vivos de HMA, pero es importante mencionar que la mayoría de estos métodos requieren de equipos especializados, materiales de alto costo y de largo tiempo para su obtención.

a).- Cultivo en macetas, se considera el más antiguo y común (Sieverding, 1991) y es el más usado para propagar el inóculo; en la maceta se emplea suelo esterilizado y tamizado con una o varias plantas “trampa” micorrizófilas bajo condiciones controladas o semicontroladas de invernadero, o al aire libre en

terrenos específicos, añadiéndole una muestra de suelo extraída de campo que contenga esporas, de esta forma se promueve la propagación de todas las especies de los HMA que existan en dicho suelo. Una variación, es la selección de esporas de especies particulares de hongos y propagarlas individualmente en medios de cultivos sintéticos que se utilizan como sustratos para la propagación de los HMA.

Las plantas “trampa” más empleadas son *Lycopersicum sculentum* (jitomate saladed), *Lolium multiflorum* (pasto rye grass), *Mimosa depauperata*, *Prosopis laevigata* (mezquite), *Verbesina virgata* Cav., *Bouteloua curtipendula*, *Agave Salmiana* var *salmiana*, *Multiflorum esculentum*, *Lolium lycopersicum*, *Mimosa biunclfera* Benth, *Acacia farnesiana*.

b).- En el cultivo aeropónico (Jarstfer y Sylvia 1995) se utilizan plantas trampa altamente dependientes de la asociación micorrizica y que produzcan una gran cantidad de raíz colonizada en sistemas cerrados, libres de sustratos, aplicando soluciones nutritivas suplementadas por un sistema de aspersión o nebulización, lo cual permite un buen control del sistema y muchas de las variables ambientales. Una de las desventajas de este tipo de cultivos es el mantenimiento del sistema, pues este debe tener cámaras con una dimensión de 20 litros con soluciones bajas en fósforo y esta solución deberá cambiarse cada 5 días o como máximo 7 días, las plantas se mantienen durante 16 semanas.

c).- En el cultivo *in vitro* se producen inóculos libres de patógenos usando raíces crecidas en un medio de cultivo sintético, como sustratos para la producción del hongo (Mosse y Hepper 1975, Mugnier y Mosse 1987). Para este cultivo se utilizan raíces transformadas por el plasmado Ri T-ADN de *Agrobacterium*

rhizogenes, lo que provoca un crecimiento denso y continuo de las raíces (Tepfer, 1989; Bécard, 1999).

Una de las desventajas de estos tipos de cultivos es que se emplean sustratos diferentes al suelo al que se van a reintroducir, ya que se realizan mezclas de suelo con arena sílica u otros sustratos como: agrolita, vermiculita o arena sílica esterilizados; los sistemas deben mantenerse a temperatura y pH constante, con soluciones nutritivas bajas en fósforo. Se emplea equipo como cámaras de incubación, centrifugas, autoclaves, además de desinfectar el área y material a usar para evitar contaminación. Independientemente de la técnica debe pasar entre 3 y 5 meses para obtener un inóculo que pueda utilizarse para las plantas a inocular; lo que encarece y aumenta el tiempo de estas técnicas para recuperar sitios deteriorados. Por lo que deben buscarse alternativas para que este proceso sea más económico y a corto plazo.

Existen algunos trabajos en donde se han estudiado diferentes alternativas con el propósito de la recuperación de sitios deteriorados. Endlweber y Scheu (2006), compararon seis métodos, cuatro donde el suelo se sometió a diferentes temperaturas (60, 80, 100 y 120 °C por 4 horas, en autoclave a 120°C por 2 hrs. y en el último método el suelo se fumigó con cloroformo 24 hrs.; en estos suelos se transplantaron plántulas de *Plantago lanceolata* en donde se observó que en cada uno de estos métodos se afectó el crecimiento de las plantas, la concentración, movilización de nutrientes y la actividad microbiana.

Wilson (1984) comparó tres tratamientos, suelo estéril (en autoclave a 121° por 2 periodos de 1 hora), suelo esterilizado con vapor (2 horas) y suelo no esterilizado, con el objeto de observar la germinación de *Gigaspora* donde observo que la germinación se reduce considerablemente en suelo esterilizado en autoclave, por

lo que concluye que la esterilización en autoclave reduce algunas sustancias que benefician la actividad de la *Gigaspora*.

Por consecuencia el empleo de la autoclave destruye la estructura del suelo y las emisiones de amonio y aminoácidos, también puede reducir las superficies de arcillas y modificar la carga superficial de la piedra arenisca y se ha observado que altera las propiedades químicas y físicas del suelo, además de eliminar los organismos.

Daniels y Graham. (1976), reportan que la disminución de la germinación de esporas de los HMA se debe a la presencia de sustancias inhibitoras (como el exceso de nutrientes), derivada del proceso de esterilización.

Daniels y Trappe (1980), encontraron las dificultades de la germinación de las esporas de los HMA en los sistemas estériles, debido que esta provoca la liberación de sustancias nutritivas que pueden ser biológicamente tóxicas.

Cawse (1967), Salenius *et al.* (1967), Rovira y Bowen (1966), demostraron que el efecto nocivo de suelo esterilizado en el crecimiento de las plantas podría ser superado mediante la adición de los extractos de la tierra no estéril.

Griffiths (1987), menciona que el uso de autoclave, inhibe el desarrollo de microorganismos y las plantas inoculadas.

Hetrick (1988), reporta en un estudio con *Andropogon gerardii* Vitman que la adición de suelo no esterilizado al suelo esterilizado en autoclave puede llegar a suprimir la respuesta de crecimiento e inhibir la colonización micorrízica.

Jakobsen y Andersen (1982), mencionan que el desarrollo de las micorrizas fue más rápido en suelo no tratado y donde no hubo influencia del inóculo, en contraste el desarrollo fue muy lento en suelo esterilizado (por irradiación o calor). El desarrollo de las micorrizas es más lento después de la inoculación en suelos

esterilizados con radiación, esto se debe a que la cantidad de inóculo es más pequeña en relación al total del suelo empleado y las concentraciones de nutrientes liberados por la esterilización son probablemente en gran cantidad de tal manera que inhiben su disponibilidad para los organismos.

También se encontró un estudio hecho por Cuenca *et al.*, (2007) donde se evaluaron diferentes métodos para la recuperación de sitios deteriorados, en donde sustituyeron los sustratos de arena sílica por sustratos más livianos (cascarilla de arroz), con la finalidad de crear técnicas novedosas y de bajo costo para la recuperación de sitios deteriorados, al final reportan que al utilizar un sustrato de arcilla más cáscara de arroz se produce una mayor biomasa y un mayor número de esporas, y se recomienda la utilización de suelos naturales debido a que contienen restos de insectos, semillas muertas y cubiertas seminales y esporas muertas que generan un micro hábitat favorable para la formación de HMA.

En la Unidad de Investigación en Ecología Vegetal de la Facultad, se han desarrollado trabajos con un enfoque principalmente a las zonas semiáridas; en algunos de ellos, se evaluó la potencialidad de los HMA y la diversidad de esporas en dos agostaderos, principalmente en islas de fertilidad de mezquite con fin de recuperar la vegetación del sitio (Montaño, 2000); al igual que se ha estudiado la evaluación de la inoculación micorrízica de *Prosopis laevigata* en condiciones de invernadero y campo (Barragán, 2003).

Asimismo, Medrano (2002), trabajó sobre la obtención de un inóculo endomicorrízico nativo con fin de ser utilizado para la inoculación de algunas plantas nativas del sitio con fines de restauración. A su vez, Miranda (2003),

evaluó el efecto de inoculación de *Acacia schaffneri* con HMA para su establecimiento y supervivencia a nivel de invernadero.

López (2007), trabajó en la evaluación de diferentes inóculos procedentes de Santiago Anaya y Xitzo, producidos a nivel de invernadero empleando *Phaseolus vulgaris* como planta trampa y después se usó en la micorrización de *Prosopis laevigata*. Finalmente, Simancas (2007), realizó la evaluación de la inoculación con HMA en plantas de maguey así como la comparación de la influencia de estos sobre su desarrollo.

Para la zona de estudio (Cerro Xaltepec, Sierra de Santa Catarina), se encontraron tres trabajos, pero ninguno se relaciona con el empleo de micorrizas: Pérez- Vega (1992). En su estudio se refleja uno de los problemas que presenta gran parte de la vegetación, que ha sido afectada por diversos factores de perturbación, principalmente la apertura de terrenos para dedicarlos a la agricultura, la minería por sus efectos irreversibles y el aclareo de terrenos para asentamientos humanos, el cual es el factor que ha aumentado con mayor rapidez, además de que uno de los fenómenos que afecta al equilibrio ambiental en la Sierra de Santa Catarina es la emisión de polvos a la atmósfera a lo cual contribuyen la explotación de los bancos de materiales en los volcanes, la falta de vegetación debido a las grandes proporciones de terreno sin recubrimiento vegetal (plantas o pastos) y el recubrimiento de las calles(pavimento, banquetas). UAM (2002) realizó un proyecto ejecutivo para la restauración del área natural protegida Sierra de Santa Catarina, donde se contemplan las políticas locales de manejo de recursos naturales y se proponen acciones de conservación, preservación, aprovechamiento y restauración, pero solo proponen reforestación.

Saavedra (2003), elaboró un modelo de comunidad vegetal para contrarrestar el deterioro de la vegetación y el suelo y lograr que la nueva composición de especies que promuevan un desarrollo sustentable en los sitios degradados, logrando un mejor aprovechamiento de los recursos naturales.

5.- JUSTIFICACIÓN

La cubierta vegetal de la Sierra de Santa Catarina debe recuperarse debido a que esta área natural protegida capta e infiltra el agua de lluvia al manto freático y abastece la mayor parte del agua que consume la delegación Iztapalapa y Tláhuac, al igual que alberga diversas especies de flora y fauna endémicas, ya que actualmente esta ANP sufre un grado alto de deterioro porque se emplea como una zona de producción agropecuaria, de explotación minera no controlada y basurero, lo que ha generado desaparición de especies silvestres nativas y modificación en el hábitat natural, por eso se hace necesaria la recolonización con plantas de *Acacia schaffneri* micorrizadas en suelo de un sitio semiconservado para promover el establecimiento de la cubierta vegetal con el fin de recuperar el funcionamiento del ecosistema.

6.- PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

- ¿*Acacia schaffneri* desarrollará una mayor tasa de crecimiento relativo en suelos semiconservados que en suelos esterilizados y con inóculo?
- ¿El empleo de suelo semiconservado permitirá que *Acacia schaffneri* presente un mayor porcentaje de supervivencia en campo a diferencia del suelo esterilizado con inóculo?

7.- HIPÓTESIS

El uso de suelo semiconservado permitirá que *Acacia schaffneri* tenga mayor crecimiento (altura, número de hojas), debido a que en este suelo se conserva microbiota y nutrimentos que le permitirán a las plantas un mayor porcentaje de supervivencia y tasa de crecimiento relativo cuando se transplante a condiciones de campo.

8.- OBJETIVO GENERAL

Determinar la densidad de esporas y el efecto de la micorriza en el establecimiento *Acacia schaffneri* en suelo semiconservado y en suelo esterilizado con inóculo de la Sierra de Santa Catarina, Distrito Federal.

9.- OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ◆ Determinar las propiedades físicas y químicas del suelo.
- ◆ Cuantificar la densidad de esporas de HMA en suelo al inicio y al final del experimento.
- ◆ Determinar el porcentaje de colonización total presentes en *Acacia schaffneri* en T1 y T2.
- ◆ Determinar semanalmente la altura y número de hojas de *Acacia schaffneri* en T0, T1 y T2.
- ◆ Calcular tasa de crecimiento relativo.
- ◆ Calcular porcentaje de supervivencia de los individuos en campo.
- ◆ Determinar nitrógeno, fósforo y potasio al inicio y final del experimento.

10.- ZONA DE ESTUDIO

10.1.- Localización

La Sierra de Santa Catarina se localiza al oriente de la Ciudad de México entre las coordenadas $19^{\circ}17'40.8''$, $19^{\circ}20'19.6''$ latitud Norte y $98^{\circ}57'51.8''$, $99^{\circ}02'21.7''$ longitud Oeste (Figura 2). Se encuentra en los límites de dos delegaciones políticas: Tláhuac e Iztapalapa comprende un área total de 2560 hectáreas de las cuales 760 son área natural 1800 hectáreas de suelo de conservación ecológica protegida comprendida en una serie de polígonos.

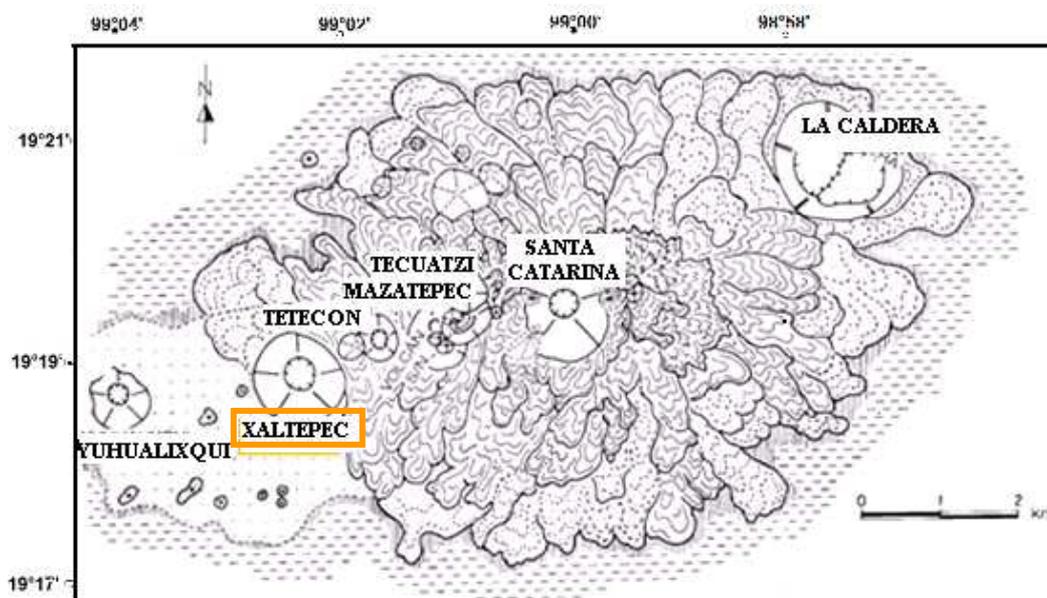


Figura 2- Mapa de localización de la zona de estudio (Cerro Xaltepec, Sierra Santa Catarina D.F., tomado de Pérez-Vega, 1994).

El límite entre ambas lo conforman la cúspides de los volcanes de la sierra entre los que destacan, de poniente a oriente: volcán Xaltepec, volcán Tetecón, cerro Mazatepec, cerro Tecuatzin y volcán Guadalupe.

En la parte de Tláhuac, zona sureste, hay zonas de cultivo de pequeñas propiedades y ejidos. Por el contrario, la zona de Iztapalapa hay zonas urbanas y suburbanas las cuales se ubican en las faldas de la formación.

La Sierra de Santa Catarina forma parte de la faja Neovolcánica Transmexicana que se encuentra localizada al oriente de la Cuenca de México (fig. 3); es una estructura volcánica joven y ocupa una extensión aproximada de 75 km² (Pérez-Vega, 1992).

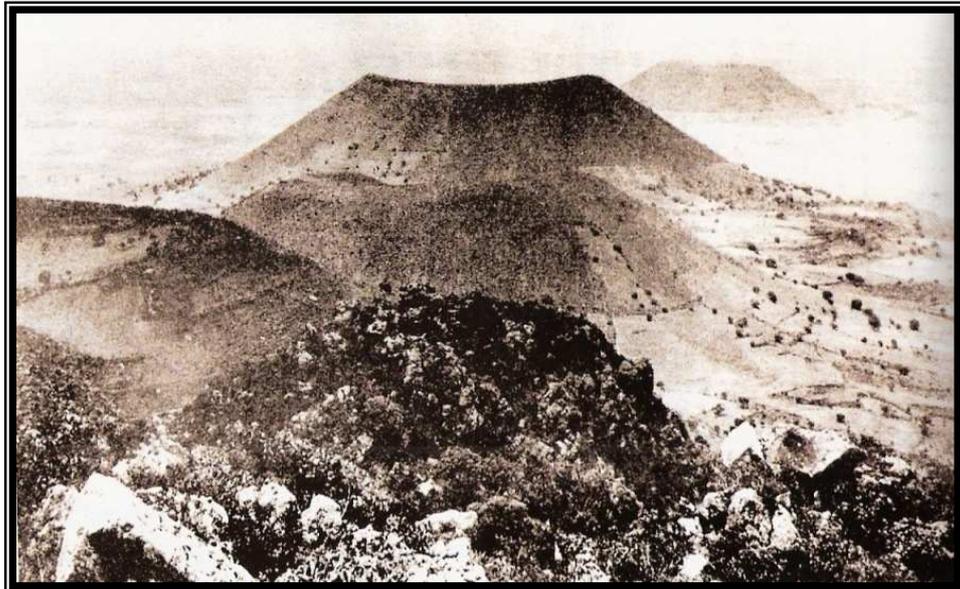


Figura 3.- Cerro de la estrella y Sierra de Santa Catarina, ca.1930.
Fototeca Coordinación Nacional de Monumentos Históricos, INAH.

Esta Sierra está conformada por un conjunto de seis conos volcánicos: Yuhualixqui o San Nicolás, Xaltepec, Tetecón, Mazatepec, Tecuatzi, Guadalupe o Santa Catarina y La Caldera.

Constituye uno de los rebordes montañosos más prominentes del fondo de la cuenca y divide a los antiguos lagos de Texcoco, al norte y Chalco, al sur. La elevación máxima se localiza en el volcán Guadalupe (2,740 msnm) (figura 4).



Figura 4.- Perfil longitudinal de la Sierra de Santa Catarina. Fuente: UNAM, Instituto de Geología, (1994), *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, Volumen II, No. 1, México.

10.2.- Caracterización de la zona de estudio

10.2.1.- Relieve

El relieve se clasifica en Endógeno: volcánico explosivo, efusivo y explosivo-efusivo. Endógeno modelado: volcánico erosivo. Exógeno: erosivo, acumulativo y antrópico. Datan del pleistoceno tardío, unos 20,000 años (Pérez-Vega, 1992).

10.2.2.- Clima

Por clasificación Köppen, modificada por García (1978) presenta clima semiseco (BS) con temperatura media anual entre 13°C y 18.9°C, presentándose en mayo las mayores temperaturas. Las lluvias son en verano de mayo a septiembre; julio presenta la mayor precipitación con 128.6mm (UAM, 2002). Los valores máximos de precipitación son de 20 a 30 mm/día. Los valores máximos de precipitación son de 600 a 700 mm en promedio en un año (INEGI, 2011).

10.2.3- Vegetación

En la Sierra de Santa Catarina se distinguen dos tipos de vegetación: matorrales y pastizales, de acuerdo a Rzedowski (2001).

El matorral agrupa varias comunidades arbustivas que se desarrollan preferentemente en las porciones más secas del valle, sobre suelos someros o profundos.

El pastizal no presenta una composición florística constante, sin embargo predominan especies de pastos anuales como: *Aristida adscensionis* y *Bouteloua simplex* además de ser abundantes *Lycurus phleoides*, *Hilaria cenchroides*, *Dasyochloa pulchella*, *Bouteloua spp.* En la actualidad se reporta que la vegetación dominante en los cerros de la Sierra son zacates de los géneros *Festuca* y *Muhlenbergia*, algunos arbustos y muy pocos ejemplares arbóreos (UAM, 2002).

10.2.4.- Flora

El 86% del área es ocupada por terrenos agrícolas divididos en activos, en reposo o abandonados; además de asentamientos humanos y zonas de extracción minera; solo el 14% del área está cubierta por vegetación nativa o espontánea y en su mayor parte está formado por comunidades secundarias de plantas herbáceas (anuales principalmente), con arbustos o árboles dispersos de diferentes especies. (UAM, 2002).

10.2.5.- Fauna

Se divide en: Mamíferos (40%); aves (38%); Reptiles (19%) y Anfibios (3%). La zona presenta la fauna típica de ambientes áridos y semiáridos (matorrales, pastizales y bosques de enebro y encino) las especies que sobreviven en la sierra son frecuentes en las comunidades naturales y perturbadas del altiplano.

Los ordenes de mamíferos mejor representados son el rodentia y crioptera, hay nueve especies endémicas; siete reptiles y dos mamíferos y existen especies que han sido beneficiadas por la perturbación antrópica: tuzas, zorrillo, tlacuache, gorrión, zanate y la tortolita (UAM, 2002).

10.2.6.- Suelos (FAO)

De acuerdo con la clasificación de la FAO-UNESCO, los suelos de la zona son regosoles de textura media, en laderas y pie de monte; asociados a feozem háplico de textura mediana en el cráter del cono, así como algunas áreas no delimitadas claramente, en el pie de monte. Tiene fase lítica a no más de 50 cm de profundidad y está compuesto de material no consolidado (INEGI, 1999).

La Sierra de Santa Catarina presenta cinco subcuencas y presenta dos tipos de suelo, de los cuales el Feozem háplico abarca el 19% y el Regosol eútrico ocupa el 77 % del área de estudio (Pérez-Vega, 1992).

10.2.7.- Topografía y fisiografía

Esta formada por una serie de conos de tefra y domos de diferentes magnitudes alineados de oriente a poniente. Constituye uno de los rebordes montañosos más prominentes del fondo de la cuenca y divide los antiguos lagos de Texcoco, al norte y Chalco al sur. Según la clasificación fisiográfica de la Republica Mexicana de Rzedowski (2001), la Sierra de Santa Catarina forma parte de la Provincia Fisiográfica del Eje Neovolcánico Transversal. (Pérez-Vega, 1992).

10.2.8.- Geomorfología

En la Sierra de Santa Catarina existen canteras que son explotadas a cielo abierto, debido a que la minería es una de las actividades socioeconómicas que mayor impacto ha tenido, la extracción de las canteras expone escarpes desnudos inestables debido a su localización que coincide con los enclaves más erosivos de la sierra, lo que incrementa la dinámica geomorfológica natural (Pérez-Vega, 1992).

11.- MATERIALES Y MÉTODOS

11.1.- Trabajo en campo

Se realizó un recorrido por el Cerro Xaltepec, Santa Catarina, para conocer sus zonas deterioradas y semiconservadas con el fin de identificar los sitios de colecta de suelo y la zona para la introducción de *Acacia schaffneri*. Se seleccionó un sitio en la ladera sur-este del Cerro Xaltepec, Santa Catarina, entre las coordenadas 19°19'10.2" latitud Norte y 99°01'41.5"; del área semiconservada de aproximadamente de 500 m², donde se encontraron plantas perennes como *Opuntia* sp., *Agave* sp., *Bouteloua* sp. y *Acacia farnesiana*. Se tomó suelo rizosférico de cinco individuos por especie a una profundidad de 0-20 cm, de aproximadamente 1kg por individuo se almacenó en costales y se llevó al laboratorio.

11.2.- Trabajo en invernadero

De las muestras de suelo recolectado en campo se realizó una muestra compuesta de las cuatro especies, es importante señalar que el suelo no se tamizó, de la muestra se utilizó 10 kg de suelo que se esterilizó en autoclave a

una temperatura de 120°C y presión de 15 libras, durante una hora por dos días consecutivos de acuerdo a lo planteado por García (2007).

Se empleó 1 kg de suelo de la Sierra de Santa Catarina como inóculo para la inoculación de T1 y 4 kg. de suelo semiconservado para el T2.

Se llenaron 75 bolsas de vivero calibre 600 de 18 cm. por 8 cm; de las cuales se llenaron 25 bolsas con 170 gramos de suelo esterilizado para T0, 25 bolsas con 145 gramos de suelo estéril más 25 gramos de inóculo cada una para T1 y 25 bolsas con 170 gramos de para T2.

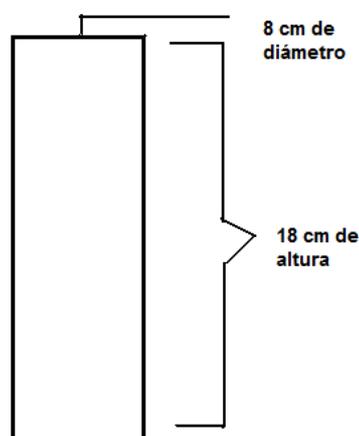


Figura 5.- Diseño de los recipientes para el experimento

Se pusieron a germinar 100 semillas de *Acacia schaffneri*, las cuales se obtuvieron del banco de semillas de la Unidad de Investigación de Ecología Vegetal, éstas se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 10% durante un lapso de 10 minutos. Posteriormente a las semillas se les aplicó un tratamiento pregerminativo, mediante una escarificación mecánica haciendo una pequeña incisión en un extremo de la semilla. Se pusieron a germinar en cajas petri con algodón y papel filtro humedecido en cuatro lotes de 25 semillas. Se realizó el transplante de plántulas de *Acacia schaffneri* (radícula emergida) en las 25 unidades por cada tratamiento, se regaron con una mezcla de agua destilada y agua de la llave para simular el agua de lluvia, durante cuatro meses.

Las unidades experimentales se colocaron en contenedores por tratamientos en un bancal del invernadero a una temperatura promedio de 29.63°C y 34% de humedad relativa promedio; semanalmente se midió por tratamiento las variables de altura, número de hojas compuestas.

La tasa relativa de crecimiento se realizó de acuerdo a Hunt (1982):

$$TRC = \frac{\ln A_2 - \ln A_1}{t_2 - t_1}$$

Donde:

$\ln A_1$ = Logaritmo natural de altura inicial

$\ln A_2$ = Logaritmo natural de altura final

t = tiempo de duración de cada etapa plantular (días).

Después de cuatro meses en invernadero, las plantas de *Acacia schaffneri* se llevaron un mes a vivero con el fin de someterlas a endurecimiento para soportar el cambio a campo. Posteriormente, en el mes de agosto (temporada de lluvia) se trasplantaron en una ladera de la zona deteriorada con una pendiente de 21°, a 2374 msnm, cuidando que quedaran cerca de las herbáceas anuales. Mensualmente se midió la altura de los individuos y supervivencia de los individuos de cada uno de los tratamientos.

11.3.- Trabajo en laboratorio.

Una porción de 5kg del suelo de la rizósfera de la Sierra se mantuvo en refrigeración a 4°C, con el fin de mantener la viabilidad de esporas; de esta se pesaron 100 gramos de suelo previamente seco a temperatura ambiente y tamizado, para la cuantificación de esporas basada en la técnica de decantación y

tamizado de Gendermann y Nicolson, 1963. Lo mismo se realizó al final del experimento para la cuantificación de esporas de T0, T1 y T2.

Se analizaron de acuerdo a la NOM-021-RECNAT-2000 las siguientes variables edáficas, con tres repeticiones:

Propiedades físicas: Densidad aparente (método probeta); densidad real (picnómetro); textura (método Bouyoucos).

Propiedades químicas: pH (método electrométrico; contenido de materia orgánica % M.O (método Walkley y Black; capacidad de intercambio catiónico total CICT (método Acetato de amonio 1N, pH 7); nitrógeno inorgánico total (método micro-Kjeldahl); fósforo disponible (método procedimiento de Olsen y colaboradores); potasio (método Acetato de amonio 1N, pH 7).

Se cuantificó el porcentaje de colonización de raíces en el T0, T1 y T2 por el método propuesto por Phillips y Hayman (1970). El porcentaje de colonización total y por estructuras se obtuvo mediante las siguientes fórmulas:

$$\% \text{ de colonización total} = \frac{\text{No de segmentos colonizados}}{\text{No de campos totales}} \times 100$$

$$\% \text{ de colonización por vesículas} = \frac{\text{No de segmentos con vesículas}}{\text{No de segmentos totales}} \times 100$$

$$\% \text{ de colonización por arbuscúlos} = \frac{\text{No de segmentos con arbuscúlos}}{\text{No de segmentos totales}} \times 100$$

Los datos se manejaron en una tabla de Excel 2003, se utilizó la paquetería de STATGRAPHICS versión 5.0, los datos se transfirieron a un análisis de varianza (ANOVA) y a una prueba de Tukey para determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos (apéndice 1).

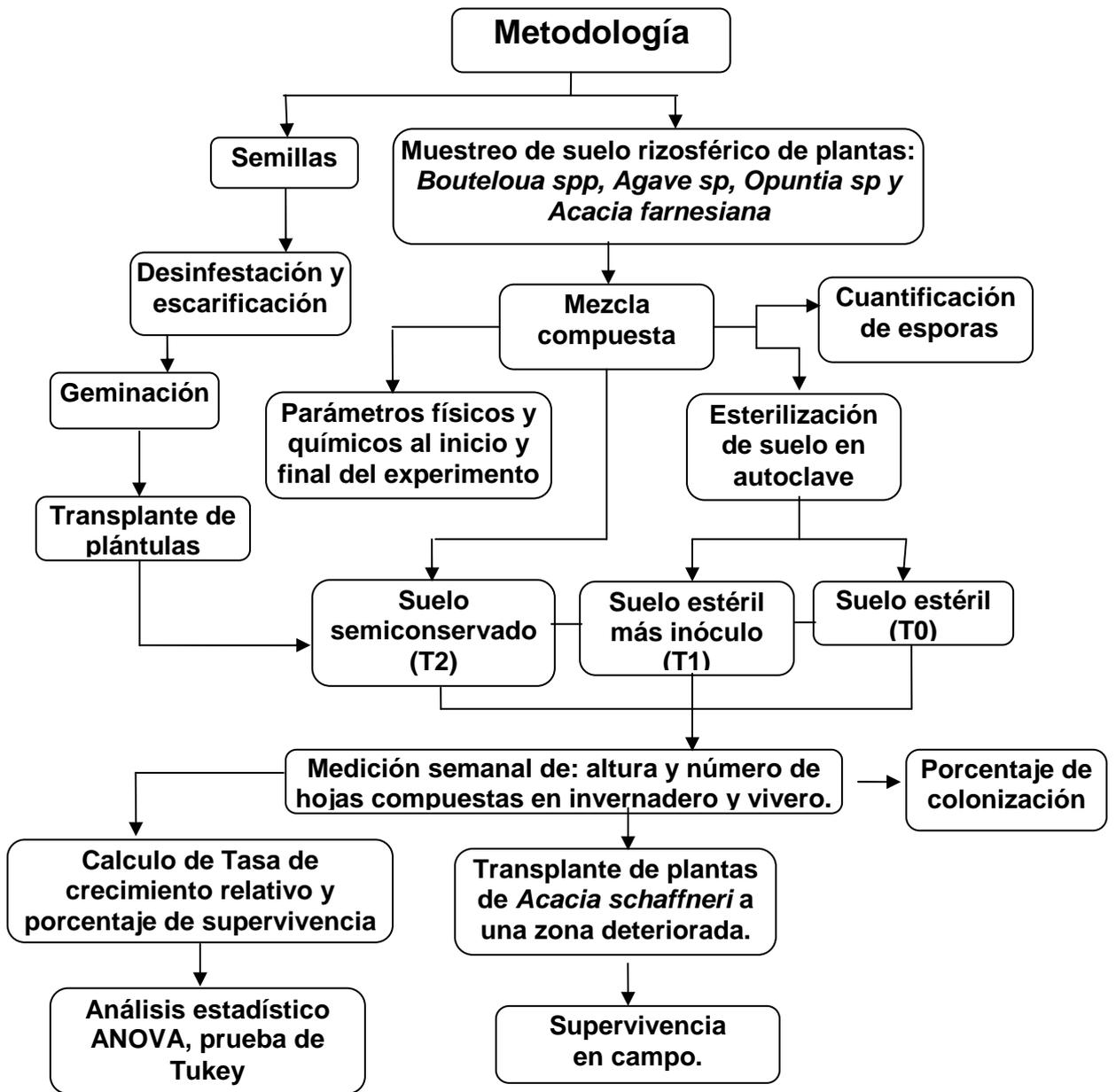


Figura 6.- Diagrama de flujo para el establecimiento de *Acacia schaffneri* en diferentes tratamientos.

12.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

12.1.- Características físicas y químicas del suelo

El suelo de la zona de estudio, de acuerdo a la NOM-021-RECNAT-2000 presentó los siguientes resultados: el suelo es fuertemente ácido (4.9) debido a que es de origen volcánico; es arenoso (87% de arena), con una baja concentración de arcillas (2.7%) y por tanto con una capacidad de retención de agua baja (19.1%), con una capacidad de intercambio catiónico baja (8.28 cmol^+/kg). La densidad aparente es de 1.02 g/cm^3 que corresponde a un suelo volcánico y el espacio poroso de 54% lo cual indica un suelo con una buena aireación. La conductividad eléctrica es baja (0.35 dS/m), por lo que presenta efectos despreciables de salinidad. El porcentaje de materia orgánica es bajo (4.5%) (propio de un suelo volcánico) al igual que el fósforo (9.7 mg/kg); en cambio el nitrógeno total y el potasio presentan una concentración media (0.46%) y alta (6.54 cmol^+/kg) respectivamente. El sodio (0.69 cmol^+/kg), calcio (0.91 cmol^+/kg) y magnesio (0.15 cmol^+/kg), presentan una concentración muy baja, a diferencia del hierro (72.60 mg/kg), cobre (0.28 mg/kg), manganeso (38.64 mg/kg) y zinc (1.48 mg/kg) que se encuentran en un rango óptimo (cuadro 1).

Al comparar los valores de nitrógeno, fósforo y potasio con otros trabajos, se observó que existen pocos a nivel internacional para *Acacia schaffneri*, se encontró que Jakobsen y Andersen (1982) determinaron en un suelo con clima templado concentraciones de nitrógeno bajas (0.0094%) donde se evaluó a la cebada, al igual que Thompson (1990) de 0.064% al trabajar con sorgo; Miroslav (1995) reportó para *Allium cepa* L. 0.22%, que se encuentra por debajo de la concentración presente en el suelo empleado de este trabajo (concentración media de 0.46%); en México, Medrano (2002) reporta 0.48% de nitrógeno total

para Xitzo y para Santiago de Anaya 0.14%, en el suelo empleado en su trabajo con *Prosopis laevigata* y *Bouteloua curtipendula*, solo la concentración de Xitzo es semejante a la del suelo empleado en este trabajo. Michelsen (1993) al trabajar con *Acacia abyssinica* y *Acacia sieberiana* encontró en el suelo original 0.60% de nitrógeno total de una comunidad vegetal subhúmeda, concentración más alta que en este trabajo.

En el caso de fósforo, en nuestro suelo se determinó una concentración de 9,7 mg/kg, que es baja, en cambio, otros autores como Thapar (1990) determinó una concentración de 4.8 kg ha⁻¹ de fósforo al trabajar con *Vigna radiata* L.; Varennes y Goss (2007) reportan para *Triticum aestivum* L. cv Anza, 8 mgkg⁻¹ de fósforo y Miroslav (1995) determinó fósforo 111 mgkg⁻¹ concentración muy alta; Medrano (2002), reporta para Xitzo 35.09 mgkg⁻¹ y para Santiago de Anaya 11.40 mgkg⁻¹ de fósforo disponible al trabajar con *P. laevigata* y *B. curtipendula* en el Estado de Hidalgo; Martínez y Martínez (2009), determinaron en el suelo de su zona de trabajo 13.0 mgkg⁻¹ de fósforo en *Mimosa depauperata* en Santiago de Anaya, valores más altos que en el suelo empleado en este trabajo.

Para potasio se determinó una concentración alta (6.54 (cmol⁺/kg), al igual que en Miroslav (1995) para un suelo arenoso 15.5 mgkg⁻¹; Medrano (2002), reporta para Xitzo y para Santiago de Anaya 0.73 cmol/kg y 0.53 cmol/kg de potasio, respectivamente en suelo donde se desarrolla *P. laevigata* y *B. curtipendula*; Martínez y Martínez (2009), determinaron para Santiago de Anaya 181 mgkg⁻¹ de potasio, para *Mimosa depauperata*; Michelsen (1993), encontró en un suelo de clima subhúmedo una concentración de potasio de 4.58 meq donde empleo *Acacia abyssinica* y *Acacia sieberiana* para micorrizarlas; Varennes y Goss

(2007), reportan para 58 mgkg^{-1} de potasio en un suelo con clima semiseco (arcilloso), donde se evaluó a *Triticum aestivum* L. cv Anza.

Como se observa las concentraciones de estos nutrimentos son variados en los diferentes trabajos consultados por lo que se puede mencionar que nuestro suelo permite el establecimiento de *Acacia schaffneri*.

Cuadro 1. Caracterización del suelo rizosférico del Cerro Xaltepec, Sierra Santa Catarina D. F.

PARAMETRO	VALOR PROMEDIO
pH	4,9
Capacidad de campo	19,1 %
Densidad Aparente	1,02 g/cm^3
Densidad Real	2,23 g/cm^3
Espacio poroso	54%
Clase textural	Arenoso
Arena	87,28%
Limo	10,00%
Arcilla	2,72%
Conductividad Eléctrica	0,35 dS/m
Materia Orgánica	4,5 %
Fe	72,60 (mg/kg)
Cu	0,28 (mg/kg)
Mn	38,64 (mg/kg)
Zn	1,48 (mg/kg)
Na	0,69 ($\text{Cmol}^+/\text{kg}^1$)
Ca	0,91 ($\text{Cmol}^+/\text{kg}^1$)
Mg	0,15 ($\text{Cmol}^+/\text{kg}^1$)
Capacidad de intercambio catiónico	8,28($\text{Cmol}^+/\text{kg}^1$)
Fósforo	9,7 mg/kg
N total	0,46%
K	6,54 ($\text{Cmol}^+/\text{kg}^1$)

12.2.- Densidad de esporas

La densidad de esporas que se encontró al inicio de experimento en el suelo original (Cerro Xaltepec) fueron 264 esporas/100 gramos de suelo, la mayoría pertenecientes al género *Acaulospora* (figura 7).

Al final del experimento en el T0 no se encontró presencia de esporas, y para el T2 se presentó mayor presencia (1790 esporas), en su mayoría pertenecientes al

género *Glomus* (figura 8), a diferencia del T1 (1243 esporas) se observó menor densidad (cuadro 2), a pesar de presentarse mayor número de esporas en T2, no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre estos dos tratamientos (apéndice 1.1), al aplicar ANOVA ($p < 0.05$) (apéndice 1.1) y una prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95%, se encontró que para T0 y T1 se presentaron diferencias estadísticamente significativas al igual que en T0 y T2 (apéndice 1.1.1).

Al comparar los resultados de este trabajo, para el tratamiento de suelo esterilizado y con inóculo (1243 esporas/100 gramos de suelo) con otros trabajos donde emplearon el mismo tratamiento, pero con inóculo previamente masificado, se encontró que Ordinola (2005), al trabajar con *Acacia farnesiana* (inoculada) obtuvo 32 esporas/100 gramos de suelo y en *Prosopis laevigata* (inoculada) solo 14 esporas, donde concluyen que las esporas germinaron y a partir de ellas se produjo la colonización; Fragoso (2001), reportó una densidad de esporas en *Acacia farnesiana* para el tratamiento inoculado de 237 esporas; Karagiannnidis *et al.*, (2002), en tomate (suelo estéril y con inóculo) obtuvo un promedio de 157.5 esporas y en berenjena para el tratamiento de suelo estéril más inóculo se obtuvieron 205.5 esporas; sin embargo, en Martínez (2009) reporta al trabajar con *Mimosa depauperata* en el tratamiento de suelo estéril más inóculo 1602 esporas; Sirohi y Singh (1983), reportan en *Mentha piperita* 85.4 esporas en el tratamiento inoculado y el suelo natural sin la adición de algún inóculo para el desarrollo de *M. piperita* donde encontraron 16 esporas en 100 g de suelo seco; se encontró en Cornejo (2006), al evaluar diferentes especies: *Lavandula latifolia* Medik., *Thymus mastichina* L., *Retama sphaerocarpa* (L.) Boiss. y *Rosmarinus officinale* L. en asociación múltiple en suelo natural no esterilizado 1242 esporas/100 gramos de

suelo; Yano *et al.*, (1998) reporta para un suelo perturbado con inóculo previamente masificado donde se evaluó a *Cajanus cajan* (L.) (frijol de palo), 23 esporas/100 gramos de suelo; en general se observa que las densidades de esporas son bajas con el empleo de tratamientos esterilizados e inoculados para distintas especies vegetales.

Existen algunos suelos naturales que presentan una alta densidad de esporas, por ejemplo el reportado por Medrano (2002) donde el número de esporas de HMA presentes en 100 g de suelo en dos agostadero fueron de 20 mil y 2500 para Xitzo y Santiago de Anaya, respectivamente, esto es semejante a lo encontrado por García (2005) para *Acacia farnesiana* creciendo en suelo de la zona y sin inóculo, donde se contabilizaron 1515 esporas en la rizósfera de la especie.

Se observa que la mayor parte de los trabajos manejan el empleo de inóculo tanto en suelo esterilizado como sin esterilizar, son muy pocos los que emplean el suelo natural y lo contrastan con suelo esterilizado y con inóculo.

Cuadro 2. Densidad de esporas en suelo del cerro Xaltepec y en suelo original T0, T1 y T2 al final del experimento.

Tratamiento	Número de esporas/100 grs. de suelo seco
Suelo original	264
T0 (suelo estéril)	0 ± 0^b
T1 (suelo estéril más inóculo)	1243.50 ± 621.75^a
T2 (suelo semiconservado)	1790.5 ± 895.25^a

*valores de medias prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%, letras iguales representan que no existen diferencias significativas entre tratamientos y letras diferentes representan diferencias estadísticamente significativas.



Figura 7.- Esporas pertenecientes al género *Acaulospora*, encontradas en la rizósfera del Cerro Xaltepec, Santa Catarina, D.F.



Figura 8.- Esporas pertenecientes al genero de *Glomus*, encontradas en *Acacia schaffneri* en T1 y T2 al final del experimento.

12.3.- Porcentaje de colonización

Se presentó un porcentaje de colonización total para el T1 de 57.77% menor al encontrado en T2 que presento 71.85%, en ambos casos se observan hifas y vesículas (figura 9) (cuadro 3), a pesar de ser mayor la colonización total en T2 no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre ambos tratamientos al aplicar ANOVA ($p < 0.05$) (apéndice 1.2) y una prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95%; solo se encontró que existen diferencias estadísticamente significativas entre T0–T1 y T0–T2 (apéndice 1.2.1).

Al comparar esta colonización total con la de Miranda (2003), que trabaja con *Acacia schaffneri* de una zona semiárida, reporta una colonización total de 35% en suelo estéril más inoculo y en suelo estéril sin inoculo 8%, los porcentajes son

menores a los encontrados en este trabajo para un suelo de zona seca.

En otros trabajos donde se trabajó con individuos del género, se encontró que Ordinola (2005), reporta para *Acacia farnesiana* una colonización total de 47.5% en el tratamiento de suelo estéril más inóculo y para el estéril no se presentó colonización y en *Prosopis laevigata* bajo el mismo tratamiento 31% de colonización total; Fragoso (2001), evaluó *Acacia farnesiana* en suelo estéril con inóculo, donde presentó una colonización total de 47% y para *Bouteloua curtipendula* bajo el mismo tratamiento una colonización total de 23%.

Barragán (2003), reportó para *Prosopis laevigata* evaluada en suelo estéril no observó colonización y en suelo estéril más inóculo un 58% de colonización total; Martínez (2009), encontró para *Mimosa depauperata* una colonización total de 72.4% en el tratamiento de suelo estéril más inóculo y en suelo estéril 22.2% de colonización total; Martínez y Martínez (2009), trabajaron con *Mimosa depauperata* bajo un tratamiento de suelo estéril más inóculo que presentó 64% de colonización total y en el tratamiento de suelo estéril no se reporta colonización; Karagiannidis *et al.*, (2002), reportan en tomate y berenjena bajo un mismo tratamiento (suelo estéril más inóculo), una colonización total en 49% y 66%; Simancas (2007), reporta un porcentaje de colonización total para *Agave salmiana* var. *salmiana* en el tratamiento de suelo estéril más inóculo de 16.2%; Diagne *et al.*, 2001, evaluaron a *Acacia nilotica* ssp., *Acacia tortilis* y *Prosopis juliflora*, en un tratamiento de suelo estéril más inóculo, donde encontraron un porcentaje de colonización total para *A. nilotica* de 42.2%, 45.9% en *A. tortilis* y para *P. juliflora* de 66.2%; Torres (2005), reporta un porcentaje de colonización micorrízica total en *Prosopis laevigata* de 69% en el tratamiento de suelo estéril más inóculo. Los resultados aún para la misma especie de diferentes autores

presentan porcentajes de colonización diferentes, siempre empleando suelo esterilizado y con inóculo, algunos con porcentajes más altos y más bajos que los encontrados en este trabajo.

Son muy pocos los trabajos donde se empleó el suelo natural (sin esterilizar) para la micorrización de plantas como en este trabajo; Medrano (2002) trabajó con *Prosopis laevigata* y *Bouteloua curtipendula* ambas evaluadas en suelo natural sin inocular y al final del experimento reporta una colonización de 60.83 y 35% respectivamente, Thompson (1990), reporta para *Sorghum bicolor* micorrizada en el suelo natural (sin esterilizar) una colonización total de 45%. Yano *et al.*, (1998) reportaron una colonización total para el tratamiento de suelo semiconservado sin inóculo del 15.5% y en suelo semiconservado con inóculo 56.3%; Cornejo (2006), evaluó la asociación de cuatro especies vegetales: Lavanda (*Lavandula latifolia* Medik.), Mejorana (*Thymus mastichina* (L.) L.), Retama (*Retama sphaerocarpa* (L.) Boiss.) y Romero (*Rosmarinus officinale* L micorrizadas en suelo natural (sin esterilizar y sin inocular) que presentó 55% de colonización total y en el tratamiento de suelo estéril e inoculado solo presento 40%, es importante mencionar que la colonización total es mayor en suelo natural que en suelo esterilizado e inoculado.

También se citan algunos trabajos en donde se utilizan diferentes tipos de esterilización donde se presenta una colonización total menor que el empleo de suelo semiconservado para la micorrización de plantas donde se observa que la esterilización reduce el índice de infección de la micorriza, por ejemplo Endelweber y Scheu (2006) al trabajar con *Plantago lanceolata* en suelo estéril sin inóculo observaron 50% de colonización total por micorriza y en suelo esterilizado en autoclave y sometido a calor reportan una micorrización inferior de

0.2%; Thompson (1990), reporta para *Sorghum bicolor* micorrizada en suelo irradiado y con inóculo una colonización total de 2.5% y en el suelo natural (sin esterilizar) de 45%.

El porcentaje de hifas que se obtuvo para el T1 fue de 82% de hifas (cuadro 3 y figura 8) y para T2 86% (cuadro 3 y figura 9); Ordinola (2005) trabajo con dos especies diferentes bajo un mismo tratamiento (suelo estéril más inóculo) y encuentra para *Acacia farnesiana* un porcentaje de colonización en el tratamiento de suelo estéril más inóculo 47.5% de hifas y para *Prosopis laevigata* bajo el mismo tratamiento 31.5% de hifas, a diferencia de Medrano (2002), que reporta para *Prosopis laevigata* y *Bouteloua curtipendula*, evaluadas en suelo natural 4.99% de hifas para *Prosopis laevigata* y 22.5% de hifas para *Bouteloua curtipendula*; Barragán (2003), observa para *Prosopis laevigata* 58.02% de hifas en el tratamiento de suelo estéril más inóculo y en el testigo (suelo estéril) no hubo presencia de hifas; Varennes y Goss (2007), reporta en *M. truncatula* evaluada en suelo semiconservado un porcentaje de 65% de hifas y para el caso de suelo con disturbio (tamizado) se reporta 7% de hifas. En la mayoría de estos trabajos se observa que el porcentaje de hifas en tratamientos de suelo estéril con inóculo es menor, que lo reportado para el T2 de este trabajo y que de acuerdo a Cuenca *et al.*, 2007 el uso de suelo natural para la micorrización de plantas es mejor que el suelo sometido alguna esterilización por algún medio, pues esto crea costos y un largo tiempo de micorrización.

El porcentaje de vesículas para T1 fue de 77.3% (cuadro 3 y figura 9) y para T2 95.33% (cuadro 3 y figura 9), comparado con Medrano (2002), que empleo suelo natural para evaluar a *Prosopis laevigata* y *Bouteloua curtipendula* reporta 34.99% de vesículas para *P. laevigata* y para *B. curtipendula* 6.66%, Ordinola (2005)

reporta para *Acacia farnesiana* 29.7% vesículas en el caso de *Prosopis laevigata* en suelo estéril más inóculo encontró 30.4% vesículas; Barragán (2003), observa para *Prosopis laevigata* 38.68 vesículas, en el tratamiento de suelo estéril no hubo presencia de estructuras; Varennes y Goss (2007), reporta en *M. truncatula* en suelo con disturbio (tamizado) se reporta 11% de vesículas.

El porcentaje de arbuscúlos que se obtuvo para el tratamiento T1 fue de 22% (cuadro 3 y figura 9) y para T2 (suelo semiconservado) 44% (cuadro 3), de acuerdo a Varennes y Goss (2007), que al igual trabajo con suelo semiconservado para evaluar a *Medicago truncatula* obtuvo 42% de arbuscúlos y Medrano (2002), que empleo *Prosopis laevigata* evaluada bajo el mismo tratamiento reportó 43.33% de arbuscúlos y para *Bouteloua curtipendula* 6.66% de vesículas.

Cuadro 3. Porcentaje de colonización total y colonización por estructuras en T0, T1 y T2

T R A T A M I E N T O S			
	TESTIGO	T1	T2
% Colonización total	0± 0 ^b	60.74± 9.1 ^a	75.55± 11.33 ^a
% de colonización por estructuras			
hifas	nc	80	88.88
vesículas	nc	75.55	88.88
arbuscúlos	nc	17.77	37.77

*valores de medias prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%, letras iguales representan que no existen diferencias significativas entre tratamientos y letras diferentes representan diferencias estadísticamente significativas.
nc= no contabilizado

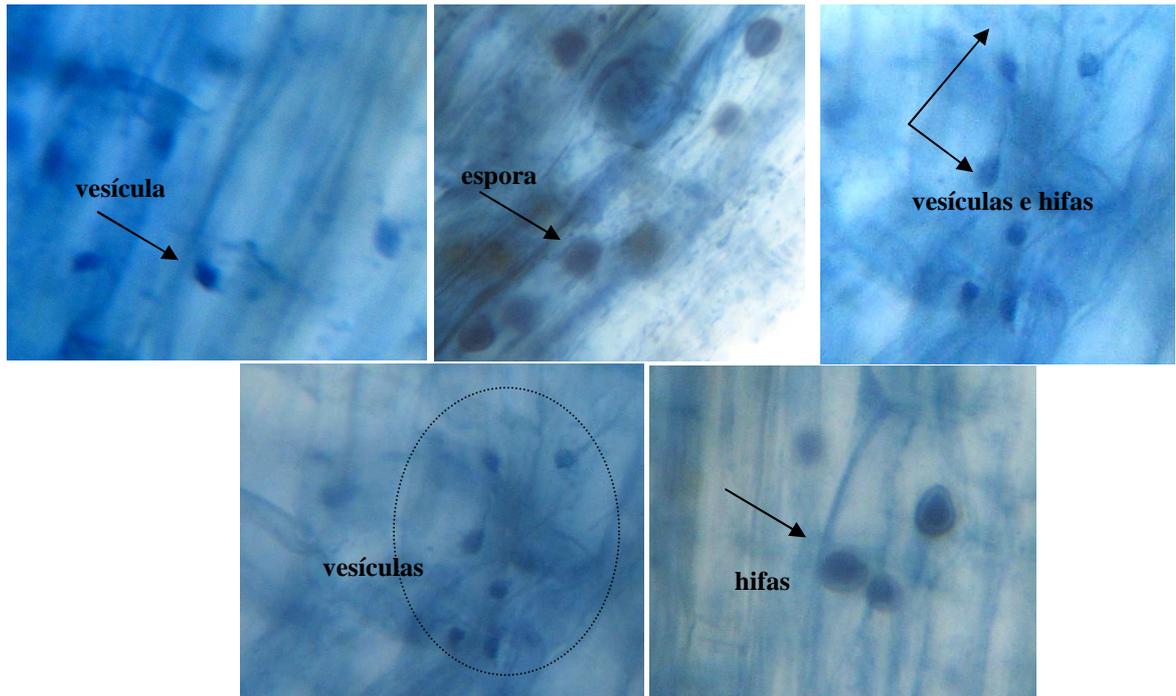


Figura 9.- Presencia de estructuras en raíz de *Acacia schaffneri* a) vesículas b) espora c) vesículas e hifas en T1 y c) vesículas d) hifas en T2 al final del experimento.

12.4.- Altura de los individuos

A nivel de invernadero se observa en un periodo de 16 semanas que las plantas de *Acacia schaffneri* en el T0 crecieron 13.03 cm, en T1 14,55 cm y en T2 14.16 cm, donde se observa que T1 presenta una altura ligeramente mayor que T2 (figura 10); al aplicar una ANOVA ($p > 0.005$) (apéndice 1.3) y una prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95% no se observaron diferencias estadísticamente significativas entre T0, T1 y T2 (apéndice 1.3.1), al comparar los resultados con otros trabajos, se observó en Martínez (2009) al trabajar con *Mimosa depauperata* en plantas no micorrizadas un crecimiento de 27 cm en 42 semanas, de igual forma Martínez y Martínez (2009), reportan para la misma especie mayor altura al final para el tratamiento micorrizado (22.91 cm) y menor altura para el no micorrizado (7.45 cm) en 18 semanas; Barragán (2003), obtiene

para *Prosopis laevigata* L. micorrizada una altura final de 45.5 cm y para las no micorrizadas de 12.8 cm; Torres (2005) reporta para *Prosopis laevigata* en el tratamiento micorrizado húmedo un crecimiento de 5.64 cm y para el tratamiento húmedo no micorrizado un crecimiento de 4.38 cm en un periodo de 9 semanas.

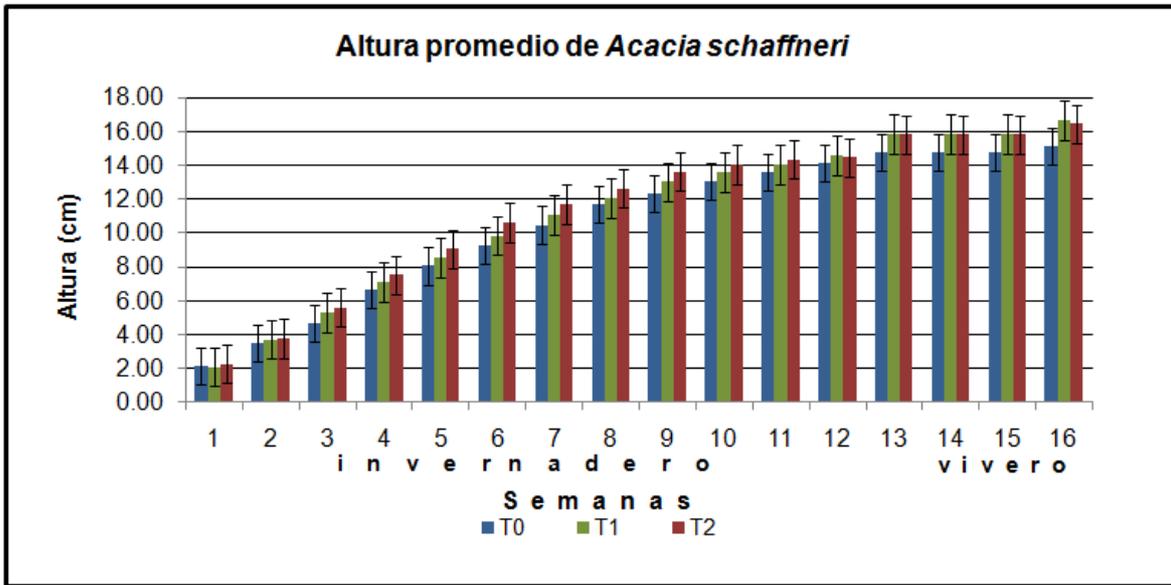


Figura 10.- Altura promedio de *Acacia schaffneri* registradas en invernadero y vivero (\pm D.E).

12.5.- Supervivencia de los individuos de *Acacia schaffneri*

Las plantas de *Acacia schaffneri* se transplantaron en una zona deteriorada del Cerro Xaltepec, al final de tres meses se obtuvo que el porcentaje de supervivencia de las especies es mayor para T2 con 64% para el T1 (suelo estéril más inóculo) 60% y 40% para el testigo, debido a la herbívora y causas naturales (deslave de rocas), se presentó una alta mortalidad (figura 11); en el análisis estadístico ANOVA ($p > 0.05$) (apéndice 1.4) y una prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95% (apéndice 1.4.1), se encontró que no existen diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos.

En Miranda (2003), reporta porcentajes de supervivencia de *Acacia schaffneri* en una zona semiárida, bajo especies nodrizas (*Mimosa depauperata* y *Flourensia resinosa*) un porcentaje de supervivencia para el tratamiento micorrizado del 33% y para el tratamiento no micorrizado 10%, para el caso de *Flourensia* solo el 10% y para el tratamiento no micorrizado 26%, a diferencia de García (2005) que reporta para el tratamiento (suelo estéril) 11.66%, *Acacia farnesiana* micorrizada 43% y para el tratamiento no micorrizado 36%.

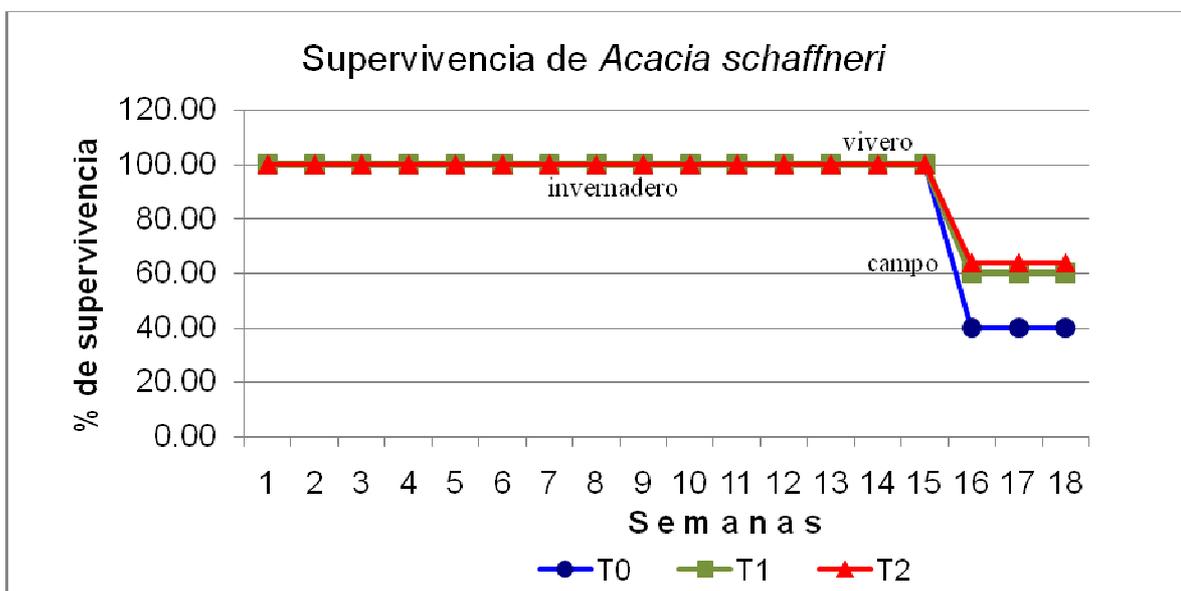


Figura 11.- Supervivencia de *Acacia schaffneri* en invernadero, vivero y campo

12.6.- Número de hojas compuestas

El número de hojas se desarrollaron mejor en T2 a diferencia de T1 (figura 12), aunque al aplicar el análisis estadístico ANOVA ($p > 0.05$) (apéndice 1.5) y una prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95% no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre T0, T1 y T2 (apéndice 1.5.1).

Al comparar estos resultados con Ordinola (2003), que reporta para *Prosopis laevigata* micorrizada 10-14 hojas y para el tratamiento no micorrizado el mismo

número de hojas y para *Acacia farnesiana* con micorriza 13 hojas y sin micorriza 10 hojas.

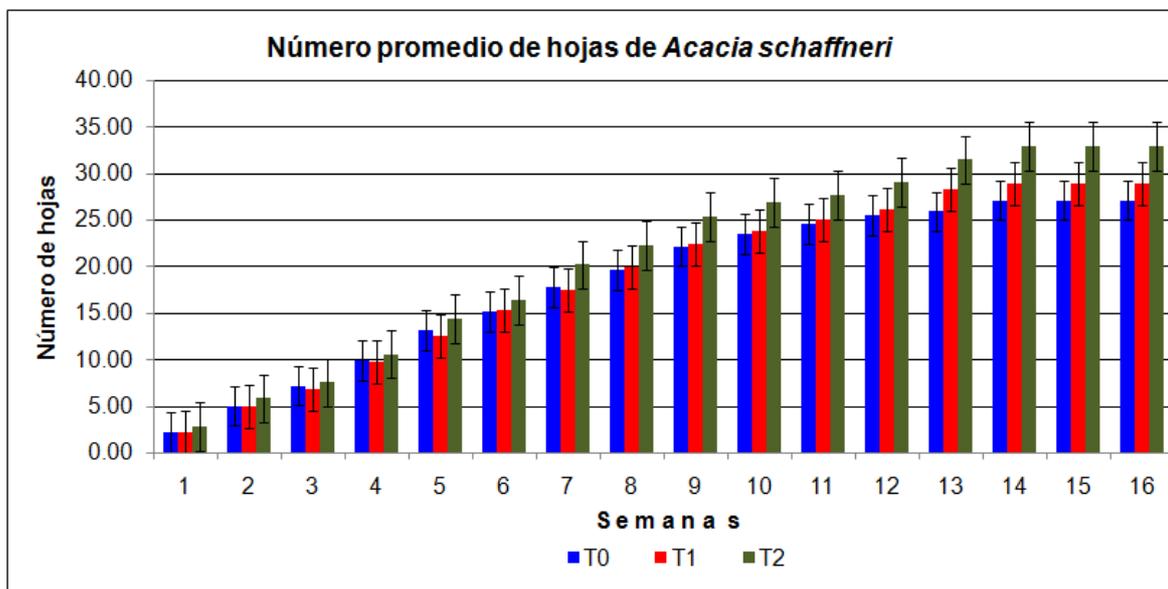


Figura 12.- Número promedio de hojas en plantas de *Acacia schaffneri* ($\pm D.E$) en invernadero y vivero

12.7.- Tasa de crecimiento relativo

El crecimiento semanal de *Acacia schaffneri* en T1 (0.080 cm/d) presentó un ligero crecimiento en comparación a T2 (0.075 cm/d) (cuadro 5), aunque en el análisis estadístico ANOVA ($p > 0.05$) (apéndice 1.6), Tukey no se encontró diferencias estadísticas entre T0, T1 y T2 (apéndice 1.6.1), al comparar con Martínez (2009), al trabajar con *Mimosa depauperata* se observó una tasa de crecimiento relativo menor (0.009 mm/días) para el tratamiento no micorrizado y para el tratamiento micorrizado de 0.010 mm/días); Ordinola (2005), reporta para *Acacia farnesiana* una tasa de crecimiento relativo de 0.77 cm/d en plantas micorrizadas y 0.73 cm/d en plantas no micorrizadas; para *Prosopis laevigata* 0.63 cm/d en plantas micorrizadas y 0.55 cm/d en plantas no micorrizadas.

Cuadro 4. Tasa de crecimiento relativo, en T0, T1 y T2.

TESTIGO (cm•d⁻¹)	T1 (cm•d⁻¹)	T2 (cm•d⁻¹)
0.074 ^a	0.080 ^a	0.075 ^a

**valores de medias prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%, letras iguales representan que no existen diferencias significativas entre tratamientos y letras diferentes representan diferencias estadísticamente significativas.

12.8.- Concentración de nitrógeno, fósforo y potasio.

En el T2 (21 mg/kg) se presento una mayor concentración de nitrógeno total a diferencia de T1 (9 mg/kg), lo que puede deberse a que el suelo de la zona presentaba no solo la micorriza sino bacterias que no fueron eliminadas con la esterilización y que junto con la leguminosa ayudaron a la fijación de nitrógeno (Pérez *et al*, 1995) y que existe una simbiosis entre leguminosa, HMA y bacterias (Goss and de Varennes, 2002); en el análisis estadístico ANOVA ($p < 0.0143$) (apéndice 1.7) con una prueba de Tukey y un intervalo de confianza del 95% se observaron diferencias estadísticamente significativas entre T0-T2 y T1-T2 (apéndice 1.7.1). Al comparar con otros trabajos se observó que en Zandavalli *et al.*, (2004), reportan para *Acacia angustifolia* en suelo estéril (control) 1.4% de nitrógeno y en el tratamiento de suelo estéril más inóculo 1.5% de nitrógeno; Karagiannidis *et al.*, (2002), reporta para *Lycopersicum esculentum* Mill., en suelo estéril más inóculo 1.36% de nitrógeno y para *Solanum melongena* L., 1.05% de nitrógeno; Miransari *et al.*, (2009), para *Triticum aestivum* L. reporta en el tratamiento de suelo no esterilizado 60 mg/Kg de nitrógeno y para el tratamiento de suelo estéril 63 mg/kg de nitrógeno; Simancas (2007), reporta para *Agave salmiana*, en el suelo estéril más inóculo 0.0349% de nitrógeno y en el tratamiento de suelo esterilizado una concentración de 0.0186% de nitrógeno.

También se encontraron otros trabajos donde se reportan diferentes tratamientos

de esterilización a los cuales se somete el suelo; Endelweber y Scheu (2006), evaluaron a *Plantago lanceolata* para la cual se reporta una concentración de nitrógeno de 0.70% en el control (suelo irradiado), 1.72% a los 120°C y en autoclave 1.85%; Varennes y Goss (2007), reportan para *Medicago truncatula* Gaertn evaluada en suelo con disturbio (esterilizado y tamizado) 25 gKg⁻¹ de nitrógeno y para el suelo sin disturbios (sin esterilizar y sin tamizar) 24 gKg⁻¹ de nitrógeno. En todos estos se puede observar que no existe una diferencia entre las concentraciones de nitrógeno sin importar si es suelo esterilizado con inóculo o suelo sin esterilizar.

El fósforo para el T2 (cuadro 6), se encontró en mayor concentración a diferencia del T1 (cuadro 6), en el análisis estadístico ANOVA ($p < 0.05$) (apéndice 1.8) y en la prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95%, se encontró que si existen diferencias estadísticamente significativas entre T0-T2 y T1-T2 (apéndice 1.8.1), al comparar con el trabajo de Varennes y Goss (2007), con *Medicago truncatula* Gaertn observaron en el tratamiento de suelo con disturbio (esterilizado y tamizado) una concentración de 3.41 g Kg⁻¹ de fósforo y en el tratamiento de suelo sin disturbios (sin esterilizar y sin tamizar) 3.78 de fósforo gKg⁻¹; valores más altos en suelo sin perturbar, como en este trabajo; lo que puede deberse en este trabajo a que el suelo es de origen ígneo principalmente apatita (Teuscher,1981) que contiene fósforo que se mineraliza y se hace disponible en mayor cantidad, por los microorganismos del suelo, ya que producen ácidos que aumentan la solubilidad del fósforo, y en suelos esterilizados, se ha demostrado que la acción disolvente de las raíces es insignificante (Teuscher,1981).

Al comparar con otros autores, se observó en Zandavalli *et al.*, (2004), que reportan para *Acacia angustifolia* en suelo estéril 0.06 mgKg⁻¹ de fósforo y para en

suelo estéril más inóculo 0.16 mgKg^{-1} de fósforo; Karagiannidis *et al.*, (2002), para *Lycopersicum esculentum* Mill., encontraron en suelo estéril más inóculo 1.42% de fósforo y para *Solanum melongena* L., 1.36% de fósforo.

La concentración de potasio es alta en T2 (cuadro6) en comparación del T1 (cuadro 6), en el análisis estadístico ANOVA ($p < 0.05$) (apendice1.9) y en la prueba de Tukey se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre T0-T2 y T1-T2 (apéndice 1.9.1); Zandavalli *et al.*, (2004), reporta para *Acacia angustifolia* en suelo estéril (control) 1.0 mgKg^{-1} de potasio y para suelo estéril más inóculo (tratamiento) 1.5 mgKg^{-1} de potasio; Karagiannidis *et al.*, (2002), en *Lycopersicum esculentum* Mill., reportan en el tratamiento de suelo estéril más inóculo 1.08% de potasio y para *Solanum melongena* L., 1.10% de potasio. Se debe considerar que en suelo en el que se trabajó es de origen ígneo constituido por feldespatos potásicos que ayudan al aumento de esta concentración.

Cuadro 5. Análisis de fósforo, nitrógeno total y potasio, en suelo original y en cada uno de los tratamientos en *Acacia schaffneri* al final del experimento.

T R A T A M I E N T O S				
PARÁMETROS	SUELO ORIGINAL	T0 (suelo esterilizado)	T1 (suelo esterilizado más inóculo)	T2 (suelo semiconservado)
FÓSFORO	9.7 mg/kg	5.05 mg/kg b	7.45 mg/kg b	59.76 mg/kg a
NITRÓGENO TOTAL	46 mg/kg	9 mg/kg b	9 mg/kg b	21 mg/kg a
POTASIO	6.54 (Cmol ⁺ /kg)	7.41 (Cmol ⁺ /kg) b	10.67 (Cmol+/kg) b	19.93 (Cmol ⁺ /kg) a

*valores de medias prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%, letras iguales representan que no existen diferencias significativas entre tratamientos y letras diferentes representan diferencias estadísticamente significativas.

Cuadro 6.- Síntesis de parámetros cuantificados en *Acacia schaffneri* en T0 (testigo), T1 (suelo estéril más inóculo) y T2 (suelo semiconservado).

Tratamientos Parámetros	T0	T1	T2
Densidad de esporas	0 ^b	1243.50 ^a	1790.5 ^a
Colonización total (%)	0 ^b	60.74 ^a	75.55 ^a
Altura (cm)	13.03 ^a	14,55 ^a	14.16 ^a
TCR (cm/día)	0.074 ^a	0.080 ^a	0.075 ^a
% de supervivencia	40 ^a	60 ^a	64 ^a
fósforo (mg/kg)	5.05 ^b	7.45 ^b	59.76 ^a
Nitrógeno total (mg/kg)	9 ^b	9 ^b	21 ^a
Potasio (Cmol ⁺ /kg)	7.41 ^b	10.67 ^b	19.93 ^a

*valores de medias prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%, letras iguales representan que no existen diferencias significativas entre tratamientos y letras diferentes representan diferencias estadísticamente significativas.

Al emplear suelo semiconservado se observa una reducción en el tiempo de inoculación y costo al ahorrarse la esterilización, por lo que no se requiere del invernadero para el desarrollo de las plantas, y la recuperación de la cubierta vegetal sería en menor tiempo y más económico.

Al responder las preguntas de la problemática de si *Acacia schaffneri* desarrollará una mayor tasa de crecimiento relativo y si presentará un mayor porcentaje de supervivencia en campo en suelos semiconservados al comparar con suelos esterilizados y con inóculo, se encontró que no hay diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos.

Al contrastar la hipótesis se observó que *Acacia schaffneri* en suelo semiconservado y suelo esterilizado con inóculo presentan una altura similar sin que sea diferente estadísticamente, al igual que en el número de hojas.

13.- CONCLUSIONES

El tratamiento de suelo semiconservado para obtención de inóculo micorrícico y evaluación de esporas permite cuantificar valores incluso mayores que en el método tradicional (suelo estéril más inóculo).

Las variables de crecimiento en *Acacia schaffneri* evaluados tales como altura, número de hojas y tasa de crecimiento relativo no presentaron diferencias entre tratamientos.

En campo, la supervivencia de *Acacia schaffneri* fue más alta cuando se emplea suelo semiconservado que suelo esterilizado más inóculo.

La alta supervivencia obtenida con suelo semiconservado se debe a las altas contenidos de nitrógeno, fósforo y potasio, además de la micorriza propia del sitio.

El tratamiento de suelo semiconservado utilizado en este trabajo permite incrementar la supervivencia en campo de *Acacia schaffneri*; lo cual demuestra que no solo la micorriza es la respuesta de un alto porcentaje de supervivencia o establecimiento en campo y que es necesario la condición nutrimental del suelo.

LITERATURA CITADA

- Alarcón, A. y R. Ferrera-Cerrato. 2000. Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza arbuscular. Colegio de postgraduados. Mundi Prensa. México.
- Alarcón, A. y R. Ferrera- Cerrato. 2001. Biofertilizantes: Importancia y manejo en la agricultura. Revista Agricultura Técnica de México. 26:63-75.
- Allen, E., J.S. Brown y M.F. Allen. 2001. Restoration of animal, plant and microbial diversity. En: S.A. Levin (Eds.) Encyclopedia of Biodiversity. Academic Press, Nueva York, USA.
- Augé, R. M. 2001. Water relations, drought and vesicular - arbuscular mycorrhizal symbiosis. Mycorrhiza 11:3-42.
- Bago, B., C. Azcón Aguilar, Y. Schachar- Hill y P.E. Pfeffer. 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. pp.78-92. *In*: Alarcón A. y Ferrera-Cerrato R. (eds). Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT –Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa. México.
- Barea, J. M., C. Azcón Aguilar y R. Azcón. 1991. The role of VA mycorrhizas in improving plant N acquisition from soil as assessed with ^{15}N . pp. 209-216. *In*: Flitton C. (Ed). The use of stable isotopes in plant nutrition, soil fertility and environmental studies. Joint IAEA/FAO. Viena.
- Barragán, V E. 2003. Inoculación micorrízica de *Prosopis laevigata* L (mezquite en condiciones de invernadero y su efecto al trasplante a condiciones de campo. Tesis de Licenciatura; Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México. México. pp. 67.
- Bécard, G. 1999. In vitro cultivation of arbuscular mycorrhizal fungi: principles and physiology. Memorias de curso teórico y práctico. Tesis de Licenciatura Departamento de Edafología, Instituto de Geología, UNAM. México. pp. 83.
- Camargo-Ricalde, S. L., R. Grether, A. Martínez-Bernal, V. García-García y S. Barrios-del-Rosal. 2001. Especies Útiles del Género *Mimosa* (Fabaceae-Mimosoideae) en México. Sociedad Botánica de México 68: 33-44.
- Cawse, P. A. 1967. Microbiology and biochemistry of irradiated soils. pp. 213-267. *In* Soil Biochemistry.
- Cornejo, E. P. 2006. Influencia de la cobertura vegetal sobre la diversidad y estructura de las comunidades de hongos micorrícicos y sus efectos en la estabilización de suelos degradados. Tesis de Doctoral. Universidad de Granada. pp. 243.

-
- Cuenca, G., A. Cáceres, G. Oirdobro, Z. Hasmy y C. Urdaneta. 2007. Las micorrizas arbusculares como alternativa para agricultura sustentable en áreas tropicales. *Interciencia* 32:23-29.
- Daniels, B. A. and J. M. Trappe. 1980. Factors affecting germination of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus epigaeum*. *Mycologia* 72:457-471.
- Daniels, B. A. and S.O.Graham. 1976 Effects of nutrition and soil extracts and germination of *Glomus mosseae* spores. *Mycologia* 68:108 -116.
- Wilson, M.J. 1984. Inhibition of germination of spores of a *Gigaspora* species in sterilized soils. *Soil Biol.Biochem* 16: 433-435.
- Diagne, O., K. Ingleby, J.D. Deans, D.K. Lindley, I. Diatité and M. Neyra. 2001. Mycorrhizal inoculum potential of soils from alley cropping plots in Sénégal. *Forest Ecology and Management* 146: 35-43
- Dominguez, L., A. Sercic, L. Melville and R.L. Peterson. 2006. Propagated symbioses. Propagules on roots of the myco-heterotrophic plant *Arachnitis uniflora*. *New phytologist* 169: 191-198.
- Durand, D. 1996. El Palo Fierro. Especie Clave del Desierto de Sonora. *Ciencias*. 43: 24-26
- Endlweber, K. and S. Scheu. 2006. Establishing arbuscular mycorrhiza-free soil: A comparison of six methods and their effects on nutrient mobilization. *Applied Soil Ecology* 34: 276–279.
- Fagg, C. W. and J.L. Stewart. 1994. The value of *Acacia* and *Prosopis* in arid and semi-arid Environments. *Journal of Arid Environments* 27: 3-25.
- Fragoso, I. S. 2001. Generación de un Inoculo MA Nativo de Santiago de Anaya, Hgo. y su Potencialidades en la Inoculación de *Acacia farnesiana* y *Bouteloua curtipendula*. Tesis de Licenciatura. FES. Zaragoza. UNAM. México. pp. 68.
- Ferrera-Cerrato, R. y A. Alarcón. 2004. Biotecnología de los hongos micorrízicos arbusculares. pp. 1-9. *In: Memoria Simposio de Biofertilización*. Díaz F. A. P. M. Mayek, A. Mendoza M. N. Maldonado (eds.). Río Bravo Tam. México.
- García, D. M. 2007. Estudio Taxonómico de los Hongos Micorrízicos Arbusculares asociados a *Bouteloua curtipendula* en cuatro poblaciones del valle del mezquital Hgo. Tesis de licenciatura en Biología. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. pp.19-27.
- García, E., 1978. Los climas del Valle de México. Colegio de Postgraduados. S.A.R.H. México.
- Gerdermann, J. W. and T.H. Nicolson. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society* 46: 235-244

-
- Gutiérrez, J.R. y G. Arancio. 2001. Importancia de los arbustos leñosos en los ecosistemas de la IV región. Libro Rojo de la flora nativa y de los sitios prioritarios para su conservación; Región de Coquimbo. Ediciones Universidad de la Serena 16:253-260.
- Griffiths, B. S. 1987. Growth of selected microorganisms and plants in soil sterilized by ethylene oxide or gamma- irradiation. *Soil Biol.Biochem* 9: 115-116.
- Hetrick –Daniels, B.A., T. Wilson, K.D. Kilt –Gerschevske and A.P. Schwab. 1988. Effects of soil microorganism on micorrhizal contribution to growth of big bluestem grass in non- sterile soil. *Soil Biol. Biochem* 20: 501-507.
- Hunt, R. 1982. Plant Growth Analysis Statistical Checklist 4. Institute of Terrestrial Ecology. The Lavenham Press. Suffolk. pp. 1-25.
- INEGI. 1999. Estadística del medio ambiente; Informe de la situación general en materia de equilibrio ecológico y protección al ambiente, 1997-1998. Tomo 1.Capitulo II. pp.61-67.
- Jakobsen, I. and A.J. Andersen. 1982. Vesicular –Arbuscular mycorrhiza and growth in barley: effects of irradiation and heating of soil. *Soil Biol. Biochem* 14: 171-178.
- Jarstfer, A.G. and D.M. Sylvia. 1995. Aeroponic cultura of VAM fungi. pp. 421-427. *In: A Varma y B. Hock (Eds.). Micorrhiza: Structure, function, molecular biology and biotechnology Springer-Verlay. Berlin.*
- Jeffries, P. and J.M. Barea. 2001. Arbuscular micorriza. A key component of sustainable Plant - Soil ecosystems. pp. 95-113. *In: Huck B. The Mycotax Fungal Associations. Springer- Verlay, Berlin.*
- Jeffries, P. 2003 .The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility *Biol. Fertil. Soils.* 37:1-16.
- Karagiannidis, N., F. Bletsos and N. Stavropoulos. 2002. Effect of *Verticillium* wilt (*Verticillium dahliae* Kleb.)and micorrhiza (*Glomus mosseae*) on root colonization , growth and nutrient uptake in tomato and eggplant seedlings. *Scientia Horticulturae* 94: 145-156.
- LGEEPA (Ley General Del Equilibrio Ecológico y La Protección al Ambiente). 2010. Diario Oficial de la Federación. México.
- López, M L. 2007. Evaluación de 5 inóculos multispecificos, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. México. pp. 62.
- Martínez, L. J. 2009. Influencia de la inoculación con hongos micorrizógenos arbusculares sobre el desarrollo de *Mimosa depauperata* en condiciones de

-
- invernadero. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. pp. 87.
- Martínez, O. L. y P.M. Martínez. 2009. Establecimiento de plantas de *Mimosa depauperata* inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. pp. 45.
- Medrano, M. H. I. 2002. Obtención de Inóculo endomicorrícico nativo para un agostadero semiárido. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. Universidad Nacional Autónoma de México. México. pp. 38-41.
- Michelsen, A. 1993. Growth improvement of Ethiopian *Acacias* by addition of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi or roots of native plants to non-sterile nursery soil. *Forest Ecology and Management*. 59: 193-206.
- Miranda, R. J. 2003. Establecimiento y sobrevivencia de plantas de *Acacia schaffneri* inoculadas con Hongos Micorrízicos Arbusculares en condiciones de invernadero y campo. Tesis de licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. Universidad Nacional Autónoma de México. pp. 60.
- Miransari, M., H.A. Bahrami, F. Rejali and M.J. Malakouti. 2009. Effects of arbuscular mycorrhiza, soil sterilization, and soil compaction on wheat (*Triticum aestivum* L.) nutrients uptake. *Soil & Tillage Research* 104: 48–55.
- Montaño, A. M. 2000. Potencialidad de los Hongos micorrízicos Arbusculares de las islas de fertilidad de Mezquite (*Prosopis laevigata* de dos agostaderos semiáridos del valle de Actopan, México central un enfoque ecológico para recuperar la vegetación. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México. México. pp. 25-27.
- Mosse, B. and C.M. Hepper. 1975. Vesicular-arbuscular mycorrhizal infections in root organ cultures. *Physiological Plant Pathology* 5:215-223.
- Mugnier, L. and B. Mosse. 1987. Vesicular-arbuscular mycorrhizal infections in transformed root-inducing T-DNA roots grown axenically. *Phitopathology* 77:1045-1050.
- Norma Oficial Mexicana. NOM021-RECNAT-2000. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudio, Muestreo y Análisis. NORLEX INTERNACIONAL. Edición Electrónica de leyes. pp. 1-71.
- Ordinola, I. S., 2005. Germinación y establecimiento de cuatro especies de leguminosas, bajo el efecto de micorrizas arbusculares, en condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. pp. 56
- Pérez-Vega, B. A. 1992. Estudio Geomorfológico de la Sierra de Santa Catarina D.F. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. México. pp. 73.

-
- Phillips, J. M. and D.S. Hayman. 1970. Improved procedures for cleaning and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55:158-161.
- Requena, N., P. Jeffries, and J.M. Barea. 1996. Assessment of natural mycorrhizal potencial in a desertified semiarid ecosystem. *Appl. Environ. Microbiol.* 62:842-847.
- Rico, A. M. de L. 1984. The Genus *Acacia* in México. *Bull. IGSM* 12: 50-59.
- Rovira, A. D. and G.D. Bowen. 1966. The effects of microorganisms on plant growth. II. Detoxication of heat-sterilized soils by fungi and bacteria. *Plant and Soil* 25: 129-142.
- Rzedowski, J. 1985. Flora Fanerogámica del Valle de México. Vol II. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas e Instituto de Ecología. México. pp. 674.
- Rzedowski, J. y G.C. Rzedowski. 2001. Flora fanerogámica del valle de México. CONABIO-instituto de Ecología A.C. Pátzcuaro, Michoacán. pp. 1406.
- Saavedra, Z. M. 2003. Modelo de Comunidad Vegetal para la Restauración Ecológica de la Sierra de Santa Catarina, Distrito Federal. Servicio Social. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. pp. 38.
- Salonius, P. O., J.B. Robinson and F.E. Chase. 1967. A comparison of autoclaved and gamma-irradiated soils as media for microbial colonization experiments. *Plant and Soil.* 27: 239-248.
- Sánchez-Colín, M.J., B.P.J. Ramírez y V. Torrescano. 2000. Micorriza Arbuscular y *Rhizobium* presentes en leguminosas establecidas en suelo Andosol. Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular. Mundi prensa. México. pp. 46-55.
- Sieverding, E., 1991. Vesicular arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems. GTZ. Federal Republic Germany. pp. 235.
- Simancas O., J. E. 2007. Influencia de Hongos Micorrícicos Arbusculares y de *Azospirillum brasilense* y de su interacción sobre el desarrollo de plántulas de maguey (*Agave salmiana* var. *Salmiana*) en condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México. México. pp. 18-34.
- Sirohi, S. S. and O.S. Singh. 1983. Relationship of Endomycorrhizal association of unsterilized soils with available soil phosphorus, plant growth, phosphorus uptake and oil synthesis in peppermint. *Scientia Horticulturae.* 20:185-191.
- Smith, S.E. and D.J. Read. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press. San Diego. pp. 409-452.

-
- Thapar, S., B.S. Sekhom, A. Atwal and R. Singh. 1990. Phosphorus assimilation in micorrhizal moog (*Vigna radiata* L.) plants under different phosphorus leves. *Plant Science*. 71: 209-214.
- Tepfer, D.A. 1989. Ri-T DNA from *Agrobacterium rhizogenes*: a sourece of genes having applications in rhizosphere biology and plant development, ecology and evolution. pp. 294-342. *In*: T. Kosuge y E. W. Nester (Eds.). *Plant microbe interactions. Molecular and genetic perspective*. Academic Press, Nueva York.
- Teusher, H. 1981. *El suelo y su fertilidad* Cía. Editorial S. A. Sexta impresión. México. pp. 249-256.
- Thompson, J. P. 1990. Soil sterilization methods to show VA-Micorrhizae aid P and Zn nutrition of wheat in vertisols. 22: 229-240.
- Torres, A. E. 2005. Establecimiento de plántulas de mezquite (*Prosopis laevigata*) inoculadas con Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA), bajo condiciones de sequía en un invernadero. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. pp. 77
- UAM. 2002. "Proyecto Ejecutivo para la Restauración Ecológica del ANP de Santa Catarina". UAM. México. pp. 215.
- Varenes, A. and M.J. Goss. 2007. The tripartite symbiosis between legumes, rhizobia and indigenous mycorrhizal fungi is more efficient in undisturbed soil. *Soil Biology & Biochemistry* 39: 2603–2607.
- Wilson, M.J. 1984. Inhibition of germination of spores of a *Gigaspora* species in sterilized soils. *Soil Biol. Biochem* 16: 433-435.
- Yano, K., A. Yamauchi, M. Lijima, and Y. Kono. 1998. Arbuscular mycorrhizal formation in undisturbed soil counteracts compacted soil stress for pigeon pea *Applied Soil Ecology* 10: 95-102.
- Yañez, C.F. 2007. Las áreas naturales protegidas en México, criterios para su determinación. Caso estudio: Sierra Tarahumara, Estado de Chihuahua. pp.65.
- Zandavalli, R. B., L.R. Dillenburg and P.D. Souza. 2004. Growth responses of *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae) to inoculation with the mycorrhizal fungus *Glomus clarum*. *Applied Soil Ecology*. 25: 245–255.

Páginas de Internet

- CONABIO (Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la Biodiversidad. 2006. *Capital Natural y Bienestar Social*. Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad. [En línea]. Disponible en <http://Conabio.gob.mx> (revisado el 6 de julio de 2010).

-
- García, S. R. 2005. Restauración de la cubierta vegetal de los matorrales semiáridos del valle del Mezquital, Hidalgo, México. Cuba. ISBN 959- 250-156-4. [En línea]. Disponible en [http://: www.dama.gov.co](http://www.dama.gov.co) (revisado el 6 de abril de 2010).
- Pérez, F. M. A. y Calvo, E. M. 2005. Uso de Vegetación autóctona en restauración ambiental. [En línea]. Disponible en [http://: www.valenciadealcantara.net/congreso/pdf/uso%20de%20vegetación](http://www.valenciadealcantara.net/congreso/pdf/uso%20de%20vegetación) (revisado el 8 de mayo de 2010).
- CONABIO. 1999. Listado de especies recomendadas para restauración ecológica según la CONABIO. [En línea]. Disponible en: http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/indice_especies.html (revisado el 8 de mayo de 2010).
- SEMARNAT. 2006. La gestión Ambiental en México. SEMARNAT. México. [En línea]. Disponible en [http://: www.semarnat.gob.mx](http://www.semarnat.gob.mx) (revisado el 1 de junio de 2010).
- Society for Ecological Restoration (SER) International Grupo de trabajo sobre ciencia y política. 2004. Principios de SER International sobre la restauración ecológica. pp 3-15. [En línea]. Disponible en <http://ser.org> (revisado el 25 de marzo de 2010).

APÉNDICE 1

1.1.- Análisis de esporas en testigo y dos tratamientos de *Acacia schaffneri* mediante una prueba de ANOVA ($p < 0.05$).

ANOVA Table for ESPORAS by SUELO

Analysis of Variance

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	1.6838E6	2	841899.0	14.00	0.0017
Within groups	541262.0	9	60140.2		
Total (Corr.)	2.22506E6	11			

1.1.1.-Prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%.

Multiple Range Tests for ESPORAS by SUELO

Method: 95.0 percent Tukey HSD

SUELO	Count	Mean	Homogeneous Groups
T0	4	0.0	X
T1	4	621.75	X
T2	4	895.25	X

Contrast	Difference	+/- Limits
T0 - T1	*-621.75	484.099
T0 - T2	*-895.25	484.099
T1 - T2	-273.5	484.099

* denotes a statistically significant difference.

1.2.- Análisis de colonización total en los dos tratamientos de *Acacia schaffneri* mediante una prueba de ANOVA ($p < 0.05$).

ANOVA Table for CT by SUELO

Analysis of Variance

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	649.185	2	324.593	28.13	0.0000
Within groups	276.889	24	11.537		
Total (Corr.)	926.074	26			

1.2.1.-Prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%.

Multiple Range Tests for CT by SUELO

Method: 95.0 percent Tukey HSD

SUELO	Count	Mean	Homogeneous Groups
T0	9	0.0	X
T1	9	9.11111	X
T2	9	11.3333	X

Contrast	Difference	+/- Limits
T0 - T1	*-9.11111	3.99989
T0 - T2	*-11.3333	3.99989
T1 - T2	-2.22222	3.99989

* denotes a statistically significant difference.

1.3.- Análisis de Altura de plántulas de *Acacia schaffneri* en testigo y tratamientos mediante una prueba de ANOVA ($p>0.05$).

ANOVA Table for ALTURA by SUELO

Analysis of Variance					
Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	0.348521	2	0.17426	0.01	0.9913
Within groups	840.544	42	20.0129		
Total (Corr.)	840.892	44			

1.3.1.-Prueba de Tukey intervalo de confianza del 95%.

Multiple Range Tests for ALTURA by SUELO

Method: 95.0 percent Tukey HSD

SUELO	Count	Mean	Homogeneous Groups
suelo estéril	15	11.384	X
suelo + inócu	15	11.4703	X
semiconservad	15	11.5982	X

Contrast	Difference	+/- Limits
semiconservad - suelo + inócu	0.127937	3.96919
semiconservad - suelo estéril	0.214222	3.96919
suelo + inócu - suelo estéril	0.0862857	3.96919

* denotes a statistically significant difference.

1.4.- Análisis de supervivencia de *Acacia schaffneri* en testigo y dos tratamientos mediante una prueba de ANOVA ($p>0.05$).

ANOVA Table for SUPERVIVENCIA by SUELO

Analysis of Variance					
Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	881.778	2	440.889	0.88	0.4202
Within groups	34645.3	69	502.106		
Total (Corr.)	35527.1	71			

1.4.1.-Prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95 5%.

Multiple Range Tests for SUPERVIVENCIA by SUELO

Method: 95.0 percent Tukey HSD

SUELO	Count	Mean	Homogeneous Groups
T0	24	80.0	X
T1	24	86.6667	X
T2	24	88.0	X

Contrast	Difference	+/- Limits
T0 - T1	-6.66667	15.4951
T0 - T2	-8.0	15.4951
T1 - T2	-1.33333	15.4951

* denotes a statistically significant difference.

1.5- Análisis de número de hojas en plántulas de *Acacia schaffneri* en testigo y tratamiento mediante una prueba de ANOVA ($p>0.05$).

ANOVA Table for Número de hojas by SUELO

Analysis of Variance					
Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	0.0000186958	20.00000934788		0.05	0.9520
Within groups	0.007977703	42	0.000189929		
Total (Corr.)	0.00799572	44			

1.5.1.-Prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95 5%.

Multiple Range Tests for Número de hojas by SUELO

Method: 95.0 percent Tukey HSD

SUELO	Count	Mean	Homogeneous Groups
T2	15	0.227361	X
TESTIGO	15	0.228037	X
T1	15	0.228934	X

Contrast	Difference	+/- Limits
T1 - T2	0.00157371	0.0122276
T1 - TESTIGO	0.000897133	0.0122276
T2 - TESTIGO	-0.000676573	0.0122276

* denotes a statistically significant difference.

1.6.- Análisis de Tasa de Crecimiento Relativo de plántulas de *Acacia schaffneri* en testigo y tratamientos mediante una prueba de ANOVA ($p>0.05$).

ANOVA Table for TCR by SUELO

Analysis of Variance

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	0.303014	2	0.151507	1.43	0.2468
Within groups	6.02274	57	0.105662		
Total (Corr.)	6.32576	59			

1.6.1.- Prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95 5%.

Multiple Range Tests for TCR by SUELO

Method: 95.0 percent Tukey HSD

SUELO	Count	Mean	Homogeneous Groups
TESTIGO	20	2.44755	X
T2	20	2.59266	X
T1	20	2.60337	X

Contrast	Difference	+/- Limits
T1 - T2	0.0107068	0.247381
T1 - TESTIGO	0.15582	0.247381
T2 - TESTIGO	0.145113	0.247381

* denotes a statistically significant difference.

1.7.- Análisis de nitrógeno en testigo y los dos tratamientos en *Acacia schaffneri* mediante una prueba de ANOVA ($p < 0.05$).

ANOVA Table for NITRÓGENO by SUELO

Analysis of Variance					
Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	0.0307176	2	0.0153588	9.37	0.0143
Within groups	0.00983267	6	0.00163878		
Total (Corr.)	0.0405502	8			

1.7.1.- Prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95 5%.

Multiple Range Tests for NITRÓGENO by SUELO

Method: 95.0 percent Tukey HSD

SUELO	Count	Mean	Homogeneous Groups
t1	3	0.0851667	X
t0	3	0.0945	X
t2	3	0.2135	X

Contrast	Difference	+/- Limits
t0 - t1	0.00933333	0.101417
t0 - t2	*-0.119	0.101417

Contrast	Difference	+/- Limits
t0 - t1	-0.482505	0.49112
t0 - t2	*-5.48129	0.49112
t1 - t2	*-4.99879	0.49112

* denotes a statistically significant difference.

1.9.- Análisis de Potasio en testigo y dos tratamientos mediante una prueba de ANOVA (p<0.005).

ANOVA Table for potasio by suelo

Analysis of Variance					
Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	168.723	2	84.3616	21.75	0.0164
Within groups	11.6353	3	3.87844		
Total (Corr.)	180.358	5			

1.9.1.- Prueba de Tukey con un intervalo de confianza del 95 5%.

Multiple Range Tests for potasio by suelo

Method: 95.0 percent Tukey HSD

suelo	Count	Mean	Homogeneous Groups
t0	2	7.41018	X
t1	2	10.6678	X
t2	2	19.9286	X

Contrast	Difference	+/- Limits
t0 - t1	-3.2576	8.22302
t0 - t2	*-12.5184	8.22302
t1 - t2	*-9.2608	8.22302

* denotes a statistically significant difference.