



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

**GERMINACIÓN Y ESTABLECIMIENTO DE CUATRO
ESPECIES DE LEGUMINOSAS, BAJO EL EFECTO DE
MICORRIZAS ARBUSCULARES, EN CONDICIONES DE
INVERNADERO.**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE :

B I O L O G O

P R E S E N T A :

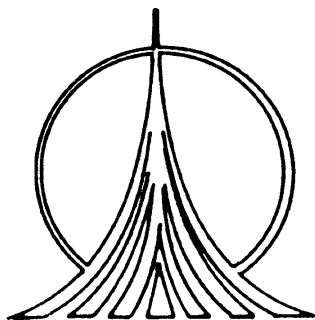
ORDINOLA ANGULO MARÍA IMELDA SOCORRO

DIRECTORA DE TESIS: M. en C. ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ

Investigación apoyada por DGAPA a través del proyecto IN-214501

MEXICO, D. F.

AGOSTO 2005





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.

DEDICATORIA

A DIOS:

POR DARMÉ LA VIDA Y DISFRUTAR DE SU CREACIÓN

A MIS PADRES:

ADRIAN ORDINOLA Y ZENAIDA ANGULO POR BRINDARME SU APOYO A LO LARGO DE LA CARRERA, POR SU CONFIANZA, POR TENER PACIENCIA, POR SUS CONSEJOS, POR SU AMOR, POR SU EJEMPLO DE VIDA. MUCHAS GRACIAS, LOS AMO.

A VERÓNICA:

HERMANA, POR QUE CON PALABRAS NO SE PAGA LO QUE HAS HECHO POR NOSOTROS, TE AGRADEZCO DE TODO CORAZON EL APOYO QUE ME HAS BRINDADO (ECONOMICO Y MORAL) POR TU CONFIANZA Y POR TU CARIÑO. TE AMO Y TE ADMIRO.

A MIS HERMANOS:

MAGDALENA, ADRIANA Y BENJAMÍN, POR SU PALABRAS, SU APOYO, SU PRESENCIA Y CARIÑO, TAMBIÉN LOS AMO.

A MIS SOBRINOS:

ARMANDO, JHOSUA, CÉSAR, JUAN, SABINO, KARLA, ISELA, ELSA, JESÚS, MONSE Y CARLOS, POR QUE QUIERO SER UN EJEMPLO PARA USTEDES Y DECIRLES QUE LAS METAS QUE UNO SE PROPONES SE PUEDEN LOGRAR, SOLO HAY QUE SER CONSTANTES, LOS QUIERO MUCHO.

A MIS HIJOS

OSCAR Y DIEGO, POR SER EL MOTOR Y EL MOTIVO DE MI VIDA, POR DARME LA ALEGRIA DE SER MADRE, POR SU EXISTENCIA, SU CARIÑO Y POR QUE ALGUN DIA PUEDA VER SUS LOGROS, COMO HOY LO HAGO YO. LOS AMO.

EDUARDO.

POR TU PRESENCIA, POR TU APOYO, TU AMOR Y POR TODOS LOS SUEÑOS QUE TENEMOS Y QUE FALTAN POR CUMPLIR. GRACIAS. TE AMO.

AGRADECIMIENTOS

A LA UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO Y A LA FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA POR BRINDARME LA OPORTUNIDAD DE CONOCER ESTA MARAVILLOSA CARRERA, POR LA FORMACIÓN QUE RECIBI Y POR LO QUE APRENDI.

A LOS PROFESORES, TODO MI AGRADECIMIENTO POR QUE SIN EXCEPCIÓN, DE TODOS APRENDI, CON RESPETO Y ADMIRACIÓN, MUCHAS GRACIAS. POR CONTIBUIR EN MI FORMACIÓN ACADÉMICA.

AL LABORATORIO DE ZONAS ÁRIDAS POR LAS FACILIDADES BRINDADAS PARA LA REALIZACIÓN DE ESTE TRABAJO. Y EN ESPECIAL A LAS PROFESORAS ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ Y SOCORRO OROZCO ALMANZA POR SUS COMENTARIOS, SUS CONSEJOS, POR SU ASESORIA Y SU PACIENCIA PARA PODER TERMINAR ESTE TRABAJO MUCHAS GRACIAS.

A LOS SINODALES: RAMIRO RÍOS, BALBINA VAZQUEZ, MARÍA DE JESÚS SÁNCHEZ, POR SUS CORRECCIONES, OBSERVACIONES Y COMENTARIOS.

Y FINALMENTE A TODOS LOS AMIGOS Y COMPAÑEROS QUE CONOCI A LO LARGO DE LA CARRERA Y CON LOS CUALES COMPARTI MUCHAS AVENTURAS.

INDICE

	Págs.
RESUMEN	1
II INTRODUCCIÓN	2
III ANTECEDENTES	5
3.1 SEMILLAS	5
3.2 GERMINACIÓN	5
3.2.1 FACTORES AMBIENTALES QUE AFECTAN LA GERMINACIÓN	7
3.2.2 HUMEDAD	7
3.2.3 TEMPERATURA	7
3.2.4 OXIGENO	9
3.2.5 LUZ	9
3.3 VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS	10
3.4 LONGEVIDAD	10
3.5 LATENCIA, MECANISMOS PARA ELIMINARLOS	12
3.6 ESTABLECIMIENTO – DEFINICIÓN	14
3.7 MICORRIZAS	16
3.8 TIPOS DE MICORRIZAS	17
IV ZONA DE ESTUDIO	19
V GENERALIDADES DE LAS ESPECIES	21
5.1. GENERO <i>Acacia</i>	21
5.2 <i>Acacia farnesiana</i> (L.) Willd.	22
5.3 GÉNERO <i>Prosopis</i>	23
5.4 <i>Prosopis laevigata</i> (Willd.) M. C. Johnst	24
5.5. GÈNERO <i>Mimosa</i>	25
5.6. <i>Mimosa biuncifera</i> Benth.	26
5.7. <i>Mimosa depauperata</i> Benth.	27
VI HIPÓTESIS	30
VII OBJETIVO GENERAL	30
VIII OBJETIVO ESPECÍFICO	30

IX METODOS	31
9.1.1 RECOLECTA DE GERMOPLASMA	31
9.1.2 CARACTERIZACIÓN DE GERMOPLASMA POR ESPECIE	31
9.2 VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS	32
9.3 GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS	33
9.4 INOCULO MICORRIZICO	34
9.4.1 ESTABLECIMIENTO	35
9.4.2 TASA RELATIVA DE CRECIMIENTO (TRC)	35
9.4.3 TINCION DE RAICES	36
9.4.4 CONTEO DE % DE COLONIZACION MICORRIZICA	36
9.4.5 CONTEO DE ESPORAS	37
9.4.6 EFICIENCIA DE LA SIMBIOSIS MICORRIZICA (ESM)	37
9.5 ANALISIS ESTADISTICOS	38
X RESULTADOS Y DISCUSIÓN Y RESULTADOS	39
10.1.1 NUMERO DE SEMILLAS POR FRUTO PARA LAS CUATRO ESPECIES	39
10.1.2 PORCENTAJE DE SEMILLAS DEPREDADAS	39
10.1.3 TAMAÑO Y PESO DE SEMILLAS	40
10.1.4 CONTENIDO DE HUMEDAD	43
10.2 VIABILIDAD	43
10.3 GERMINACION	44
10.3.1 PORCENTAJE DE GERMINACION	44
10.3.2 VELOCIDAD DE GERMINACION	46
10.4 MICORRIZACION DE PLANTULAS	48
10.4.1 SUPERVIVENCIA DE PLANTULAS	48
10.4.2 ESTABLECIMIENTO	50
10.4.3 ALTURA, NUMERO DE HOJAS Y LONGITUD DE RAICES EN LA FASE DE ESTABLECIMIENTO	53
10.4.4 TASA RELATIVA DE CRECIMIENTO (TRC)	54
10.5 PORCENTAJE DE COLONIZACION MICORRIZICA	55
10.5.1 CONTEO DE ESPORAS	57
10.5.2 EFICIENCIA DE LA SIMBIOSIS MICORRIZICA (ESM)	57
XI CONCLUSIONES	59
XII REFERENCIAS	61
XII ANEXOS	71

INDICE DE CUADROS Y FIGURAS

	Págs.
Cuadro 1. Tratamientos pregerminativos para cada especie.	33
Cuadro 2. Características físicas de las semillas de las cuatro especies.	44
Cuadro 3. Periodo de establecimiento y tiempo de aparición de las diferentes estructuras morfológicas para <i>Acacia farnesiana</i> con (+) y sin (-) micorriza.	50
Cuadro 4. Periodo de establecimiento y tiempo de aparición de las diferentes estructuras morfológicas para <i>Prosopis laevigata</i> con (+) y sin (-) micorriza.	52
Cuadro 5. Atributos de crecimiento promedio de plantas con y sin micorriza, para <i>Acacia farnesiana</i> al momento de su establecimiento.	53
Cuadro 6. Atributos de crecimiento promedio de plantas con y sin micorriza, para <i>Prosopis laevigata</i> al momento de su establecimiento	54
Cuadro 7. Tasa relativa de crecimiento de los dos tratamientos para <i>Acacia farnesiana</i> y <i>Prosopis laevigata</i> (n=5), bajo la influencia de HMA.	55
Cuadro 8. Eficiencia de la simbiosis micorrízica para <i>Acacia farnesiana</i> y <i>Prosopis laevigata</i>	58
Figura 1. Tipos de micorrizas que existen según Barea (1989)	18
Figura 2. Ubicación de Santiago de Anaya	20
Figura 3. Árbol, frutos y semillas de <i>Acacia farnesiana</i> , así como larvas depredadoras	28
Figura 4. Árbol, frutos y semillas de <i>Prosopis laevigata</i> , así como larvas depredadoras	28
Figura 5. Arbusto, frutos y semillas de <i>Mimosa biuncifera</i> ,	29
Figura 6 Arbusto, frutos y semillas de <i>Mimosa depauperata</i>	29
Figura 7 Germinación de semillas a) <i>Mimosa depauperata</i> y b) <i>Prosopis laevigata</i>	45
Figura 8 Curva de germinación acumulada para las cuatro especies (n =100)	46
Figura 9 Coeficiente de velocidad de germinación de Kotowski (1926) para las cuatro especies	47
Figura 10. Curvas de supervivencia al final del experimento, para las cuatro especies micorrizadas (n = 25).	50
Figura 11. Periodo de establecimiento de plántulas micorrizadas y no micorrizadas.	52
Figura 12. Colonización de raíces en a) <i>Prosopis laevigata</i> y b) <i>Acacia farnesiana</i> .	56

RESUMEN

Con el fin de conocer la eficiencia de los hongos micorrízicos arbusculares en el establecimiento de plántulas de *Acacia farnesiana*, *Prosopis laevigata*, *Mimosa biuncifera* y *Mimosa depauperata*, se realizaron pruebas de germinación y caracterización de germoplasma silvestre del Valle del Mezquital Hidalgo. Así mismo se realizó la inoculación de plántulas con hongos micorrizicos arbusculares y su seguimiento hasta la fase de establecimiento. El periodo de establecimiento se presentó en *Acacia farnesiana* entre 41-55 días y en *Prosopis laevigata* entre 35-49 días. En las dos especies de Mimosa, esto no se pudo evaluar, debido a la mortandad total de las plántulas. El efecto de la colonización micorrizica sobre el desarrollo de plántulas en la fase de establecimiento fue favorable para *Acacia farnesiana* y para *Prosopis laevigata*, aunque en menor porcentaje para *Prosopis laevigata*, lo cual se ve reflejado en un mayor porcentaje de supervivencia para *A. farnesiana* presentando un incremento del 20 % y de 12 % para *P. laevigata* en relación a las plántulas no micorrizadas. El germoplasma de las cuatro especies presento altos porcentajes de germinación, viabilidad y velocidad de germinación.

II. INTRODUCCIÓN

En México la vegetación arbustiva forma parte de los matorrales xerófilos de las zonas áridas y semiáridas, son los matorrales uno de los tipos de vegetación más extensos y diversos, que constituyen el 65 % de la superficie del territorio (Valiente, 1996; Rzedowski, 1994). Sin embargo, a pesar de su importancia estos ecosistemas presentan cierto grado de deterioro. Challenger (1998), menciona que las zonas áridas y semiáridas constituyen uno de los ecosistemas mexicanos con mayor riesgo de desaparecer, debido a la expansión de la agricultura, al sobrepastoreo del ganado introducido y al crecimiento de la población humana entre otros factores.

En los matorrales semiáridos de Hidalgo, una de las familias botánicas predominantes por su importancia económica y ecológica son las leguminosas arbustivas (McKell, 1989; Rzedowski, 1994). El papel y la importancia de las leguminosas en estas zonas estriba en su capacidad de fijación de nitrógeno, aporte de materia orgánica al suelo lo que favorece la actividad biológica de los microorganismos, la asociación con bacterias fijadoras de nitrógeno y hongos micorrízicos, modifican propiedades del suelo, como la textura, capacidad de intercambio catiónico y pH, además forman islas de fertilidad (García-Moya y McKell, 1970; Durand, 1996), por lo que se consideran especies clave para la persistencia de los ecosistemas semiáridos (Westoby *et al.*, 1992). Entre otras funciones destacan la retención y formación de suelo, generación de microambientes favorables para el establecimiento de otras especies y son fuente de alimento para la fauna silvestre (Sieverding, 1991; Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1993). A pesar de la importancia que tienen las leguminosas arbustivas, poco se hace por conservar o recuperar las poblaciones naturales. No existen programas de reforestación o restauración ecológica con estas especies, que

están bien adaptadas a las condiciones extremas de las zonas secas y semisecas y lo que es de mayor preocupación no hay estudios sobre su biología y ecología funcional.

A este respecto el estudio de la germinación y el establecimiento de plántulas de especies arbustivas dominantes en los matorrales xerófilos, podrían ser la base para conocer sus estrategias de regeneración en condiciones naturales. Fenner (1986) y Granados (1994), consideran que estas dos etapas son críticas dentro del ciclo de vida de la mayoría de las plantas, incluyendo a las leguminosas. Sin embargo, el estudio de la germinación no es suficiente para asegurar el establecimiento de ciertas especies bajo condiciones extremas de clima, topografía y drenaje, sobre todo del suelo debido a que la erosión ha provocado graves problemas de pérdida de fertilidad.

En los últimos años se ha publicado el efecto positivo que tienen las micorrizas al aumentar la disponibilidad de nutrimentos en el suelo, el cual se ve reflejado en un mejor crecimiento vegetal, en particular de la micorriza arbuscular que se asocia a árboles y arbustos frutales de valor comercial (González *et al.*, 1998). El hongo micorrízico y la raíz de planta es una interacción mutualista; esta asociación se ha probado en especies de valor alimenticio como frutales; sin embargo, los efectos de dicha asociación, para el caso de los arbustos silvestres de las zonas semisecas podrían dar una respuesta similar, por lo que el objetivo de este estudio fue evaluar algunas características físicas y biológicas de las semillas de cuatro especies de leguminosas arbustivas dominantes de algunas localidades de Santiago de Anaya, Hidalgo; así como evaluar el efecto de los hongos micorrízicos arbusculares en el periodo de establecimiento y crecimiento inicial de las plántulas; convirtiendo a la asociación micorrizica en una valiosa herramienta en el

manejo de especies silvestres con fines prácticos y como una alternativa para recuperar poblaciones vegetales importantes que aseguren la persistencia de los ecosistemas semiáridos.

Actualmente se considera que hay varios géneros importantes de leguminosas que podrían ser evaluados con estas asociaciones micorrizicas como una alternativa para su utilización en programas de reforestación de ecosistemas deteriorados, así mismo, como una alternativa importante para la reforestación de áreas verdes; entre estos se encuentran varias especies de los géneros *Prosopis*, *Acacia*, *Cassia*, *Mimosa* y otras (Chacalo y Fernández, 1995).

Las micorrizas favorecen el crecimiento vegetal, y es posible que en la fase de establecimiento de plántulas, la asociación micorrizica ayude a su supervivencia y favorezca el crecimiento en los matorrales deteriorados donde la condición hídrica y nutrimental del suelo ha sido afectada. El periodo de establecimiento de las leguminosas arbustivas representa la fase más crítica del desarrollo, por lo que, es necesario buscar alternativas que lo favorezcan, por lo que en este estudio se pretende Inocular plantas de algunas leguminosas de Santiago de Anaya con hongos micorrizicos arbusculares a fin de responder a las siguientes preguntas, ¿La inoculación micorrizica de plántulas acorta el periodo de establecimiento?, ¿La inoculación micorrizica incrementa la sobrevivencia, altura y número de hojas de las plántulas?, además de contestar las siguientes preguntas es importante conocer ¿Cuál es la tasa de germinación de lotes de semillas de cuatro especies de leguminosas colectadas *in situ* en el Valle del Mezquital, Hgo.?, ¿Las características físicas de las semillas presentan una relación directa con la supervivencia de plántulas?.

III. ANTECEDENTES

3.1 SEMILLAS

Una semilla es una estructura que se compone de un embrión, del tejido nutritivo para el embrión y de una cubierta externa. En términos generales, la semilla es la fase del ciclo biológico de la planta que está mejor adaptada para resistir las condiciones ambientales adversas (Thomson, 1979) y su función es la de dar lugar a un nuevo individuo, propiciar la manifestación del genoma perpetuando la especie a la que pertenece, aun bajo condiciones ambientales desfavorables y permitiendo su dispersión a nuevos hábitats (Bonner, 1981, 1984; Grime *et al.*, 1981; Grime, 1982). En algunas ocasiones se llama “semilla” al fruto botánico de algunas especies que cumplen esta función como por ejemplo la cariósida de las gramíneas (Poaceae), o los aquenios de las compuestas (Asteraceae) (Medina, 1977). Las semillas maduras secas de muchas leguminosas juegan un importante papel en los regímenes alimentarios de la mayoría de los habitantes del mundo (FAO, 1982; Jiménez, 1990).

3.2 GERMINACIÓN

La germinación es el proceso fisiológico por medio del cual se reinicia el crecimiento del embrión, comienza con la imbibición de agua por parte de la semilla y termina cuando emerge la radícula (Bewley y Black, 1994), morfológicamente implica que el embrión se transforme en plántula y no dependa del tejido de reserva para su supervivencia (Harper, 1977; Patiño, 1983; Mayer y Plojakoff-Mayber, 1989).

Para que se inicie la germinación es necesario que la semilla madure, esto es cuando se ha completado el desarrollo de las distintas estructuras que la constituyen, dándose por concluida cuando el embrión alcanza su máximo desarrollo, esta madurez morfológica se suele alcanzar sobre la planta madre, sin embargo, en algunas especies ocurre la dispersión antes de que la semilla alcance la madurez, en estos casos las semillas presentan embriones rudimentarios apenas diferenciados. Cuando las semillas maduras son incapaces de germinar es porque presentan algún tipo de latencia y requieren experimentar las transformaciones fisiológicas que no se manifiestan morfológicamente pero que son imprescindibles para que se produzca la germinación (Orozco-Segovia, 1991; Salisbury y Ross, 2000;). A este respecto muchas de las semillas de las leguminosas arbustivas presentan algún tipo de latencia y testas muy duras (McKell, 1989; Baskin y Baskin, 1998).

Los procesos que ocurren durante la germinación y los requerimientos específicos de muchas especies aún no se conocen del todo, sin embargo, se generalizan en:

Requerimientos para la germinación

(a) condiciones intrínsecas a la semilla

Viabilidad - El embrión debe estar vivo, generalmente tiene el mínimo contenido de humedad y de actividad metabólica.

Quiescencia - la semilla debe haber alcanzado la madurez morfológica y fisiológica y que no haya germinado previamente.

(b) condiciones extrínsecas a la semilla

Humedad - la semilla debe disponer de agua suficiente para embeberse.

Temperatura - la temperatura debe estar dentro de los límites necesarios a la especie (generalmente entre 10 y 30 ° C).

Oxígeno - que tenga suficiente oxígeno, y una composición gaseosa similar a las de las primeras capas de la biosfera (Ballard, 1964; Amen 1968; Moreno, 1984).

3.2.1 FACTORES AMBIENTALES QUE AFECTAN LA GERMINACIÓN DE LA SEMILLA

3.2.2 HUMEDAD

El contenido de agua es un factor importante en el control de la germinación de las semillas. Con menos del 40 o 60 % de agua en la semilla (con base en peso fresco), no se efectúa la germinación. La cantidad de humedad proporcionada a la semilla antes de que salga la radícula es de particular importancia, ya que puede afectar tanto el porcentaje como la tasa de germinación. Las semillas de una gran variedad de especies germinan bien en la mayor parte de la gama de humedad disponible en el suelo, desde la capacidad de campo (CC) hasta el punto de marchites permanente (PMP). Sin embargo, la germinación de otras semillas, en particular aquellas con problemas de latencia, es inhibida con bajos contenidos de humedad. En apariencia estas semillas contienen inhibidores que requieren ser lixiviados con altos contenidos de humedad (Rolston, 1978; Peretti, 1994; Lambers, 2000).

3.2.3 TEMPERATURA

La temperatura es un factor ambiental importante que regula la germinación y controla el crecimiento de las plántulas. Las semillas secas, que no han embebido Agua pueden soportar temperaturas extremas. Estas afectan tanto el porcentaje como la tasa de germinación (Moreno, 1984).

Para la germinación de las semillas, por lo regular se definen tres puntos de temperatura (mínima, máxima y óptima) (Mayer y Poljakoff-Mayber, 1989) que varían en cada especie. La temperatura mínima es aquella más baja que permite la germinación. La máxima es la temperatura más elevada en la que puede ocurrir la germinación. Los límites superiores pueden ser determinados ya sea por el límite letal o por los efectos de inducción de latencia. La temperatura óptima para la germinación queda en el rango en que se obtiene el mayor porcentaje de plántulas con la mayor velocidad de germinación (Thomsom y Grime, 1983). La temperatura óptima para las semillas de la mayoría de las plantas que no están en latencia es de 25 a 30° C (Bewley y Black, 1994; Baskin y Baskin, 1998).

La temperatura óptima puede desplazarse después del inicio de la germinación ya que las plántulas tienden a tener requerimientos de temperatura diferentes a aquellos de la germinación de las semillas. En el vivero o en el laboratorio, la práctica usual (Hartman y Kester, 2002) es que después de la germinación se cambian las plántulas a un régimen de temperatura algo menor a fin de prepararlas para el trasplante y reducir los problemas en el almácigo.

Si las semillas se hacen germinar y las plántulas se cultivan a temperaturas elevadas, es importante que las demás condiciones sean favorables, las plantas deben tener más luz, de preferencia con fotoperiodos largos, fertilización adecuada y condiciones estériles para eliminar organismos patógenos (Willian, 1991; Peretti, 1994).

3.2.4 OXÍGENO

Un buen intercambio de gases entre el medio de germinación y el embrión es básico para la germinación rápida y uniforme. El oxígeno es esencial para el proceso de respiración de las semillas en germinación. La absorción de oxígeno puede medirse poco después de que se inicie la absorción de agua. La tasa de absorción de oxígeno es un indicador del avance de la germinación y se ha sugerido como una medida del vigor de la semilla. En general, la absorción de O₂ es proporcional a la cantidad de actividad metabólica que se este efectuando. La provisión de oxígeno al embrión puede estar limitada por la condición del suelo o por restricciones impuestas por las cubiertas de las semillas (Willan, 1991; Hartman y Kester, 2002).

3.2.5 LUZ

Desde hace tiempo se sabe que la luz puede afectar la germinación de las semillas de ciertas especies, ya que en algunas la germinación es estimulada por la luz y en otro grupo más reducido la germinación es inhibida por la misma (Orozco-Segovia y Vázquez-Yañez, 1989).

La sensibilidad de las semillas a la luz es un factor ecológico importante en la adaptación de las especies de plantas a un ambiente específico. Las semillas sensibles a la luz a menudo son pequeñas y por lo tanto, su germinación es favorecida estando cerca de la superficie del suelo, de manera que las plántulas puedan emerger con rapidéz e iniciar la fotosíntesis (Besnier, 1989). En contraste, las plantas que producen semillas que son inhibidas por la luz tienden a encontrarse en ambientes secos desérticos en donde la supervivencia de las plántulas es incrementada si las semillas germinan a profundidades del suelo algo

mayores, en donde hay menos temperatura y más humedad (Greulach y Adams, 1990; Willian, 1991; Peretti, 1994).

3.3 VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS

La semilla muerta o en proceso de muerte se caracteriza por una declinación gradual del vigor, en áreas localizadas de la cubierta pueden aparecer necrosis o lesiones, aunque la diferencia entre la semilla viva y muerta no siempre es notoria. La viabilidad puede expresarse como el porcentaje de germinación potencial, que marca el número máximo de plántulas producidas por un número dado de semillas; son características adicionales de alta calidad, la germinación rápida, el crecimiento vigoroso de las plántulas y un aspecto normal de ellas (Nikolaeva, 1969; Hartman y Kester, 1999 y 2002).

El vigor de las semillas y de las plántulas son atributos importantes de calidad pero pueden ser algo difícil de medir. El porcentaje bajo, la tasa baja de germinación y vigor reducido, con frecuencia están asociados. La baja germinación puede deberse a las propiedades genéticas de los cultivares, desarrollo incompleto de la planta, daños durante la cosecha, procesamiento inadecuado, enfermedades, envejecimiento y almacenamiento impropio. Por lo general la pérdida de viabilidad va precedida por un periodo de declinación del vigor (Karssen, 1981).

3.4 LONGEVIDAD DE LAS SEMILLAS

Al igual que todos los seres vivos, las semillas sufren un proceso de envejecimiento que culmina con la muerte. Particularmente algunas plantas características de climas áridos y semiáridos tienen semillas con una larga vida que las hacen diferentes a las semillas de las plantas tropicales o hábitats húmedos, las cuales presentan una longevidad muy corta (semillas recalcitrantes)

(Bonner, 1981; Desai *et al.*, 1997). Algunas semillas de leguminosas incluyendo algunas especies de la subfamilia *Mimosaceae* presentan una mayor (semillas ortodoxas) (Baskin y Baskin, 1998). Sin embargo, bajo condiciones naturales la longevidad no es tan larga como en condiciones artificiales (Orozco, 2003).

La longevidad de las semillas almacenadas se ve influenciada por la temperatura, humedad y presión del oxígeno. Un contenido bajo de humedad, una temperatura baja y una presión de oxígeno baja en las semilla y diferentes a las condiciones de almacenamiento favorecen su longevidad (Jiménez, 1990).

En general en las plantas vasculares se distinguen dos tipos de semillas (Willan, 1991).

Ortodoxas: Semillas que pueden contener un bajo contenido de humedad, al rededor de un 5 % (peso húmedo) y pueden almacenarse perfectamente a temperaturas bajas inferiores a 0° C durante largo tiempo.

Recalcitrantes: Semillas que no pueden vivir si se les seca más allá de un contenido de humedad relativamente alto (con frecuencia en el intervalo de 20 y 50 % peso húmedo) y que no toleran el almacenamiento durante largos periodos.

Algunos cambios fisiológicos durante el almacenamiento se producen en los tejidos celulares y pueden estar asociados con el envejecimiento fisiológico: la pérdida de reservas nutricias debido a la respiración; una acumulación de subproductos de la respiración que son tóxicos o inhibidores del crecimiento; la pérdida de actividad en los sistemas enzimáticos; pérdida de capacidad en las moléculas proteicas desecadas para recombinarse y formar moléculas protoplasmática activas en una rehidratación ulterior; deterioro en las membranas semipermeables; peroxidación de los lípidos lo que hace que se produzcan

radicales libres que reaccionan con otros componentes de la célula y los dañan; y alteración en el ADN del núcleo celular, que producen mutaciones genéticas y daños fisiológicos (Salisbury y Ross, 2000)

3.5 LATENCIA Y MECANISMOS PARA ELIMINARLA

La germinación de especies de zonas áridas es difícil ya que existen una variedad de mecanismos que regulan la germinación, una muy importante es la latencia de semillas (Khan, 1980; Richmond y Chinnock, 1994). En la naturaleza la latencia sirve para proteger a las semillas de condiciones desfavorables del medio ambiente y permite la sobrevivencia del delicado y joven embrión. Scagel *et al.*, (1987) llama latencia al estado fisiológico durante el cual el embrión de una semilla no crece ni germina, aún cuando las condiciones ambientales sean favorables para la germinación.

Desai *et al.* (1997), menciona que la latencia varía según la latitud, la procedencia y también de un año a otro en semillas producidas del mismo progenitor. Existe también la latencia diferencial dentro de la misma especie y lote, de manera que la germinación se escalona a lo largo de un periodo de tiempo más o menos prolongado. La latencia diferencial y la germinación escalonada son una forma de protección frente al riesgo de que la cosecha entera de semillas sea destruida por una sola catástrofe climática o por una sola plaga (Cozzo, 1976; Supr y Barnes; 1982; Baskin y Baskin 1998).

En forma natural, diversos factores externos pueden actuar en mayor o menor rapidez para poner fin a la latencia de la cubierta seminal. Entre estos factores figura la alternancia de calor y frío, la alternancia de condiciones húmedas y secas, el fuego y las actividades de animales, organismos del suelo, hongos, termites y otros insectos. La latencia se debe entre otras características a la

inmadurez del embrión que se interrumpe cuando este dispone del tiempo y las condiciones que necesita para madurar tras la caída de la semilla (Bewley y Black, 1994; Camacho, 1994a).

La latencia puede ser de distintos tipos y a veces la misma semilla puede presentar más de un tipo. La clasificación más sencilla distingue entre: latencia exógena o del pericarpio/cubierta seminal; la latencia endógena o del embrión y latencia combinada en la que la latencia afecta al mismo tiempo a la cubierta seminal y al embrión. Las semillas de algunas especies poseen una cubierta dura y cutinizada que impide totalmente la embebición del agua y a veces también el intercambio de gases, sin la embebición e intercambios de gases es imposible la renovación del crecimiento embrionario y la germinación. Esta latencia física de cubierta se da sobre todo en especies adaptadas a las alternancias de estaciones secas y húmedas; Este tipo de latencia se representa en varios géneros de leguminosas como *Acacia*, *Prosopis*, *Cerotonia*, *Robinia*, *Albazzia* y *Cassia* (Willan, 1991; Orozco-Segovia, 1991).

Bajo condiciones naturales, las semillas con cubiertas impermeables o muy fuertes, no pueden germinar hasta que la cubierta se ha ablandado. El ablandamiento puede resultar de la acción de descomposición parcial al pasar por el tracto digestivo de algún animal, de cambios en la estructura coloidal de las paredes celulares causadas por el humedecimiento y el secado repetidos, por la ruptura mecánica de las células por congelamiento y deshielo, soluciones químicas o por cualquier combinación para acelerar artificialmente el proceso germinativo (Cronquist, 1977). Los tratamientos físicos o biológicos de la cubierta tienen por finalidad ablandar, perforar, rasgar, abrir la cubierta para hacerla permeable sin dañar al embrión y al endospermo que está en su interior. Todo tratamiento que reduce la impermeabilidad de la cubierta se denomina escarificación (Spurr y Barnes, 1982; Bonner, 1984; Camacho, 1994b).

Las semillas de las leguminosas generalmente requieren escarificación física o química para ser liberadas de la latencia (Camargo-Ricalde y Grether, 1998; Orozco, 2003).

3.6 ESTABLECIMIENTO

El establecimiento se refiere al paso de la fase heterotrófica a la autotrófica de una plántula, con una alta tasa de crecimiento y fotosíntesis que hacen a la plántula independiente de sus reservas embrionarias, hasta alcanzar como planta establecida una tasa de crecimiento característica para la especie (Fenner, 1986; Forbes y Watson, 1992; Granados y López, 2001).

El establecimiento también se refiere a la instalación inicial de las especies en un lugar determinado y a la potencialidad del sitio para permitir su desarrollo. En este contexto, la latencia, viabilidad y los requerimientos fisiológicos de las semillas para germinar cobran especial relevancia (Harper, 1977; Silvertown, 1981; Granes y Kaye 1989). Sin embargo, autores como Grime (1982) y Fenner (1986) mencionan que un individuo se ha establecido cuando ha sobrevivido a un período crítico en un ambiente determinado, o cuando ha ocurrido al menos un evento reproductivo (establecimiento ecológico).

El establecimiento de nuevas plántulas o individuos juveniles es uno de los estados más críticos del ciclo de vida de las plantas, por ejemplo las semillas de plantas herbáceas y anuales generalmente tienen pocas reservas por lo que es una etapa muy vulnerable ya que cualquier daño conduce a la muerte de la plántula; en las especies perennes arbustivas y arbóreas generalmente sus semillas presentan mayores reservas lo que les permite un rápido crecimiento y mayor capacidad para reparar los daños y que no afecten el embrión. El establecimiento es exitoso cuando la planta logra desarrollar un sistema de raíces

adecuado, lo suficientemente profundo y lateral para obtener agua y nutrimentos a una tasa igual o mayor a la requerida por la plántula, esta ventaja se relaciona con el tamaño de la semilla (Baskin, y Baskin 1977). El tamaño de semilla de cada especie representa un compromiso entre los requerimientos para la dispersión (lo cual puede favorecer a las pequeñas) y los requerimientos para el establecimiento de las semillas (lo cual favorece a las grandes). Para las plantas que viven en ambientes impredecibles, temporales y muy irregulares, es necesario tener una amplia dispersión y no requieren producir grandes semillas, ya que no existe competencia entre las plantas que le rodean (Granados, 1994).

Una vez que la planta ha iniciado su establecimiento, los factores ambientales juegan un papel importante en su posterior desarrollo y esta estrechamente relacionado con el éxito del establecimiento, dependiendo de la especie y la comunidad será el factor que tome mayor jerarquía dentro de la dinámica del establecimiento: en esta fase el mayor riesgo de mortalidad suele ser la desecación, la predación, el ataque de patógenos y la competencia inter e intra específica (Daubenmire, 1988).

El significado ecológico de los procesos y características morfológicas o fisiológicas de las etapas de emergencia y establecimiento inicial de las plántulas es pobremente conocido y entendido, además puede observarse que los procesos no son independientes entre sí, dependiendo de las características de la semilla y de las características ambientales, ocurrirán los procesos de germinación, la posterior emergencia y sobrevivencia de la plántula y todo ello constituye un punto crítico para que se incorporen nuevos individuos a la población (Cozzo, 1976; Grime, 1982; Besnier, 1989).

3.7 MICORRIZAS

Dentro de la multitud de microorganismos que conforman un ecosistema, los hongos endomicorrizicos arbusculares (HMA) destacan de otros componentes de la microbiota del suelo debido a su habilidad para formar un enlace entre las plantas y el suelo (Zulueta *et al.* 2003); esta asociación mutualista conduce al incremento en el crecimiento de la planta, mediante la captación de nutrimentos, absorción de agua, así como mayor tolerancia a la sequía, a cambio el hongo recibe carbohidratos de la planta producto de la fotosíntesis (Allen, 1989; Guzman-Plazola y Ferrera- Cerrato, 1990; Allen, 1993).

Los HMA son componentes claves de la microbióta del suelo que llevan acabo actividades que son importantes para el establecimiento, nutrición, desarrollo y salud de las plantas (Azcón-Aguilar y Barea, 1992; Lara, 2003). Además se encuentran distribuidos ampliamente en todos los ecosistemas (Perrin, 1990). Estas asociaciones mutualistas desempeñan un papel importante no sólo en la nutrición vegetal, sino también en la estabilidad del suelo, en el equilibrio biológico y en el reciclaje de nutrimento del ecosistema (Sieverding, 1991; Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

El manejo apropiado de la relación suelo-planta-microorganismos es un enfoque promisorio para el aprovechamiento, a fin de lograr ecosistemas estables a largo plazo y productivos, es decir sistemas sustentables (Barea *et al.*, 1996).

3.8 TIPOS DE MICORRIZAS

Los tipos de micorrizas se dividen de acuerdo a su asociación fúngica, se basa en el sitio que ocupa el micelio fúngico en asociado con la raíz de las planta, esta se presenta en tres formas: ectomicorrizas, endomicorrizas y ectendomicorrizas (Ferrera-Cerrato *et al.*, 1993; Mark *et al.*, 1995). El primer tipo se caracteriza por una modificación de la raíz que pierde sus pelos absorbentes de filamentos o pelos. El hongo rodea a la raíz con un manto de filamentos, o micelio. De este manto parte una red miceliar externa, más o menos desarrollada, que se extiende por el suelo, y una red miceliar interna que penetra en la raíz, pero sin entrar en el interior de las células; de aquí el nombre de ectomicorrizas que se da a esta asociación (del griego *ecto*: del exterior). Los hongos que forman ectomicorrizas son hongos superiores: setas, amanitas, lactarios, trufas, etc. Las especies de hongos ectomicorrizogenos son numerosas, del alrededor de cuatro a cinco mil (Herrera y Ulloa, 1990; Le Tacón, 1995).

El segundo tipo de asociación micorrizica provoca pocos cambios en la morfología de las raíces. No hay manto en torno de la raíz; sin embargo hay dos redes miceliales, una externa y otra interna. El micelio penetra en la raíz, donde inicialmente es intercelular. Seguidamente penetra en el interior de las células radicales y forma minúsculas arborescencias, muy ramificadas llamadas arbuscúlos, que son estructuras intracelulares formados a partir de una hifa inter o intracelular, que mediante ramificaciones dicotomicas sucesivas forman una extensa cantidad de ramas y sirven como sitio de intercambio de nutrimentos entre el hongo y la planta que aseguran una gran superficie de contacto entre ambos asociados; tienen una vida efímera (de algunos días y algunas semanas) y terminan por ser digeridos por el huésped. En el interior de la raíz también se encuentran las vesículas, estructuras de forma globosa usualmente llenas de lípidos, que sirven como órganos para el almacenamiento de energía, estas

estructuras se localizan entre y dentro de las células (Gianinazzi y Gianinazzi-Pearson, 1986; González *et al.*, 1998; Varma, 1999). Las micorrizas cuya red micelial penetra en el interior de las células y que poseen vesículas y arbuscúlos se llaman endomicorrizas (del griego endo: del interior) o micorriza arbuscular. Este tipo de micorrizas es el más frecuente y extendido en los ecosistemas y cultivares.

En el tercer tipo, las ectoendomicorrizas, la colonización se lleva a cabo de manera dual en la raíces, es decir se forma un manto cortical interno y penetran intercelularmente en el córtex. En la Figura 1 se muestran los diferentes tipos de micorrizas que existen según Barea, (1998).

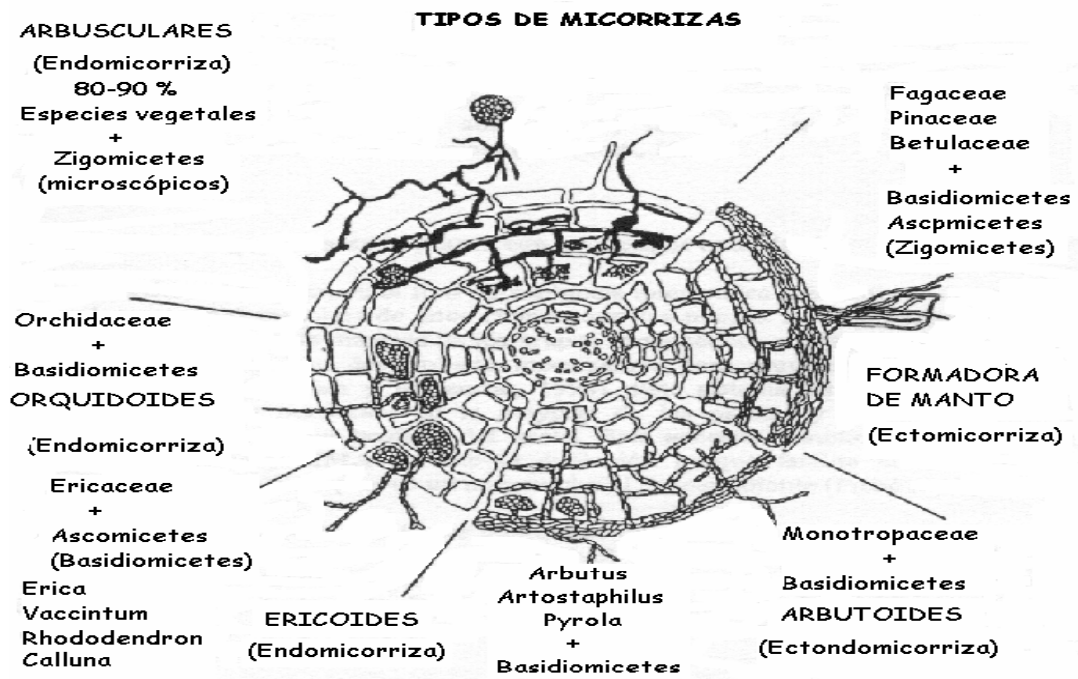


Figura 1. Tipos de micorriza que existen según Barea (1998).

IV. ZONA DE ESTUDIO

Este trabajo se realizó en el invernadero de la Facultad de estudios Superiores Zaragoza que se localiza a una altura de 2240 msnm.

La colecta de germoplasma se realizó en el Municipio de Santiago de Anaya que se ubica en la zona sur del Valle del Mezquital, el municipio se localiza entre los paralelos 20°21' y 20°25' latitud N y 98°54' y 98°11' longitud W, a una altitud promedio de 1950 m. El Valle es una cuenca de origen lacustre que ocupa las depresiones que se han formado entre el relieve montañoso de la Sierra de Pachuca. Las rocas que afloran en el Valle corresponden a rocas sedimentarias del mesozoico sobre las cuales sobreyacen rocas volcánicas del terciario (aluviones y conglomerados), estos materiales rocosos constituyen el material madre de los suelos (DETENAL, 1976).

El clima del Valle esta determinado por el patrón general de circulación atmosférica que caracteriza a esta latitud, el cual es acentuado por la orografía, la altitud es el factor determinante de la temperatura. Su clima es seco templado BS₁k (w) w" (l) G y seco semi-cálido BS₀k (w) w" (l) G, con temperatura media anual de 16 y 20 °C y 550 mm de precipitación media anual concentrada en los meses de junio a septiembre y con un período de sequía de 6 a 8 meses (DETENAL, 1976).

La vegetación es del tipo matorral espinoso, representado por árboles de talla baja (< 15 m), espinosos, abundan las leguminosas, que en algunas partes llegan a formar agrupaciones con géneros como *Mimosas*, *Prosopis* y *Flourensia*; matorral crascicaule con géneros como *Opuntia* y *Myrtillocactus*; y un matorral desértico rosetofilo representado por los géneros *Agave* y *Yucca* (Rzedowzki, 1994).

En la actualidad la vegetación natural esta reducida a manchones pequeños, rodeados de campos de cultivo y caminos. Son estas áreas las que sirven de agostadero a la actividad ganadera de la zona la cual es del tipo libre pastoreo de hatos mixtos de ganado caprino y ovino.

V. GENERALIDADES DE LAS ESPECIES

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 rompiefuegos (*Acacia melanoxylon*). Las características que le permiten habitar en zonas áridas 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 (Durand, 1996; Fragoso, 2001; Miranda 2003). Son empleadas como fuente para la extracción de gomas de alta calidad (*Acacia senegal*) sus componentes químicos son utilizados en perfumería, además como rehabilitadores de ambientes forestales (*Acacia dealbata*) (Farfan, 1988; Fagg y Stewart, 1994; Cooper y Whiting 2000). Algunas semillas del género *Acacia* tienen gran valor nutritivo y se hace mención que pueden ser utilizadas como alimento para el hombre (Harwood, 1994).

En México sus vainas son utilizadas para obtener tintas, además de ser alimento para el ganado. *Acacia farnesiana* conocida como huizache, es muy demandada por las propiedades aromáticas que tienen sus flores, de las que se extrae su esencia para la fabricación de pomadas aromáticas. Sus flores son utilizadas como infusiones para los casos de dispepsia, disentería, dolor de cabeza, inflamaciones de la piel y membrana mucosa, en caso de diabetes y dolor de riñones (Niembro, 1990; Aguilar *et al.*, 1999; Gómez, 2000).

***Acacia farnesiana* (L.) Willd.**

Árbol o arbusto muy ramificado desde la base alcanza 3 - 5 m de altura. Ocasionalmente arbóreo (de hasta 9 m), muy ramificado desde la base, con ramas y tallos glabros o hispídulos, armados con espinas estipulares, rectas por lo general blanquecinas y algunas veces pardo rojizas cuando jóvenes (Rico, 1984) Tronco de corteza oscura y ramaje tortuoso en zig-zag. Follaje semicaduco en ocasiones. Hojas bipinadas, con dos espinas blancas y rectas de 2 - 3 cm de longitud en la base de las mismas. Cada hoja con 2 - 6 pares de pinas y éstas con 10 - 20 pares de folíolos o pínulas de 3 - 8 mm de longitud, linear-oblongas, verdes, con el ápice obtuso o ligeramente agudo. Flores en glomérulos axilares dispuestos en grupos de 2 - 6 cabezuelas, de color amarillo dorado, fragantes, de 1 - 1.5 cm de diámetro. Pedúnculos pubescentes de 1.5 - 2 cm de longitud. Florece de enero a mayo. Su fruto es una legumbre indehiscente, cilíndrico-fusiforme, derecha o algo curvada, de color negruzco, de unos 5 - 6 cm de longitud. Cada fruto con 8 - 15 semillas insertas en una pulpa y dispuestas de manera oblicua en el mismo (Figura 3).

GÉNERO *Prosopis*

Del género *Prosopis* se reportan 44 especies, de las cuales 10 se encuentran en México sus poblaciones se distribuyen en el sur, centro y norte de América, África y Asia (Fagg y Stewart, 1994; Sousa y Delgado, 1998). Es el mezquite típico del centro y sur de México (Altiplanicie, depresión del Balsas y Planicie costera nororiental). En cuanto a su morfología y afinidades ecológicas no se trata de una entidad uniforme debido a la plasticidad fenotípica manifestada de un sitio a otro o de un año al siguiente (Galindo *et al.*, 1992; Rzedowski, 1988). Esto es, en un extremo se encuentran plantas de tierra caliente, creciendo en climas semi-húmedos; mientras que en otras poblaciones prosperan en altitudes próximas a 2500 m, y hacia el norte forman parte de matorrales xerófilos. Donde la precipitación apenas llega a 300 mm en promedio (Rzedowski, 1988).

En algunos lugares las especies del género *Prosopis* y *Acacia* se han utilizado con fines de reforestación en zonas áridas y semiáridas, así como para fijar arenas movedizas por la propiedad que tienen las raíces de extenderse y penetrar a gran profundidad, contribuyen a la estabilización del suelo, ayudan en la fijación del nitrógeno, soportan suelos con poco drenaje, escasez de agua, poca fertilidad del suelo y un alto contenido de salinidad (Salas, 2003).

Es una planta de gran valor e importancia para muchas comunidades rurales, ya que se utiliza en la elaboración de cercas vivas, leña, elaboración de muebles y artesanías, la obtención de taninos se emplean para curtir pieles y astringente en la medicina tradicional, tintes, obtención de miel a partir de las flores, las vainas son utilizadas como forraje para el ganado, de sus exudados se obtiene una goma con propiedades semejantes a la goma arábiga misma que se utiliza para la elaboración de dulces, pastas en la industria farmacéutica y alimentaria para dar viscosidad a diversas mezclas y para fijar aromas (Gómez *et al.*, 1970; Barragán, 2003).

***Prosopis laevigata* (Willd.) M. C. Johnst**

Al igual que otras especies pertenecientes al género, *Prosopis laevigata* posee individuos arbóreos y arbustivos, su tronco generalmente es recto.

Especie leñosa perenifolia, con diámetro variable de 50 a 80 cm, con alturas de 4 m a 12 m, el tronco es monopódico corto y derecho. Ocasionalmente se ramifica desde la base, la copa es redonda y simétrica, las ramas son encorvadas, regulares y separadas, las ramitas son delgadas con poca pubescencia, las yemas foliares miden de 4 mm a 6 mm, su ápice y base son redondeados y se encuentran rodeados de escamas lanceoladas, verdes. Presenta raíz primaria y gruesa con nervaduras que dividen la superficie en laminas cortas y gruesas, la corteza mide de 5 a 10 mm de espesor, color rojo oscuro, puede crecer lateralmente, pero normalmente crece hacia la profundidad llegando frecuentemente a los mantos freáticos, la raíz penetra hasta los 10 m, pero puede llegar a los 20 m. Las hojas miden de 4 cm a 11 cm de largo, se presentan en posición alterna, bipinada de 3 a 6 cm de longitud. Las flores son hermafroditas, actinoforas, con 5 sépalos, 5 pétalos, con un androceo constituido por 10 estambres, un gineceo y ovario súpero, son sumamente pequeñas, de color amarillo y se presenta en forma de inflorescencia alcanzando una longitud de 10 cm, producen un aroma y néctar agradable indispensable para la polinización zoofila. Legumbres lineales y comprimidas, en la madurez casi cilíndrica y comprimida entre las semillas, que son de 10 a 20. La cubierta exterior de la vaina es coriácea color pardo amarillento marcada de rojo, envuelve al mesocarpo que consta de una pulpa gruesa, esponjosa de sabor dulce, que rodea a su vez a un endocarpo papiráceo con compartimentos para las semillas. La maduración de las vainas principia en los meses de junio y julio, llegan a medir de 15 cm a 20 cm, las más pequeñas de 5 cm a 10 cm. Las semillas son oblongas, aplanadas y color pardo oscuro, casi negro, su diseminación es zoocora y endozoica es decir a través del tracto digestivo de animales como cabras y borregos (Signoret, 1970; Burkat, 1976; Gómez *et al.*, 1970) Figura (4).

GÈNERO *Mimosa*

El género *Mimosa* L. (Leguminosae: Mimosoideae) comprende de 650 géneros y alrededor de 18 000 especies. El género *Mimosa* es principalmente americano 90% se encuentran en el sur de Estados Unidos a la Argentina y 10 % restante en Asia, África y Australia.

En México es el género de Mimosoideae mejor representado (104-110 especies) de estas el 31% son utilizadas de diversas formas por comunidades rurales e indígenas, a lo largo del territorio nacional. Se considera que en el país es el segundo centro de distribución del género después de Brasil (Grether, 1978) con 22% de las especies, 62 de ellas (60%) endémicas (Grether *et al.*, 1996; Camargo-Ricalde *et al.*, 2004).

Las especies de este género presentan una alta funcionalidad bajo condiciones de sequía (ya que tienen raíces profundas) a la sincronización en el crecimiento y reproducción durante el breve período húmedo anual. El género *Mimosa* es importante dentro de los ecosistemas debido al desarrollo de nódulos fijadores de nitrógeno en sus raíces al asociarse con bacterias del género *Rhizobium*, lo que le da la capacidad de enriquecer el suelo (Arellano, 1986).

Las especies de *Mimosa* son utilizadas en diferentes formas: como cerca viva, combustible (leña y/o carbón) comestible, forraje para ganado caprino y ovino, material para construcción, medicinal, nectarífera, ornamental, peletería por el alto contenido de taninos y como implemento agrícola, además como planta ceremonial en Tabasco. Además de las 15 especies del género con uso medicinal, siete son utilizadas contra enfermedades del aparato digestivo, cinco contra el aparato urinario, cuatro contra enfermedades y traumatismos de la piel, cuatro relacionadas con el sistema nervioso, tres con el aparato reproductor, dos con el sistema óseo y dos con las nosologías tradicionales, una para enfermedades del aparato respiratorio, una en enfermedades de los ojos y otra para tumores (Aguilar-Contreras *et al.*, 1994).

***Mimosa biuncifera* Benth.**

Arbusto de (0.2) 0.5 a 2 (3) m de alto; ramas jóvenes estriadas a acostilladas, pardas, tomentosas, con puntos resinosos, ramas maduras divaricadas formando ángulos de 60 a 70°, rollizas a estriadas, grisáceas, puberulentas, glabrescentes, armadas con agujones infraestipulares, pareados a veces solitarios, pequeños raramente en grupos de tres, recurvados; estipulas lineares a subuladas, de 2 a 4 mm de largo, puberulentas a pubescentes, márgenes ciliados o desprovistos de cilios, pecíolo estriado a acostillado, de 1 a 7 mm de largo, tomentuloso, inerme, raquis primario a escasamente espinoso, pinas 2 a 8 pares, folíolos 5 a 9 (11) pares, oblicuamente oblongos, de 1.5 a 3.5 mm de largo, de 0.5 a 1.5 mm de ancho, ápice agudo a obtuso, márgenes ciliados, haz glabro, rara vez puberulento, envés puberulento a pubescente, rara vez glabro; capítulos globosos, de (0.8)1 a 1.5 cm de diámetro, laxos a densos, axilares, solitarios o dispuestos en fascículos de 2 ó 3, pedúnculos estriados a acostillados, de 0.3 a 1.5 (1.7) cm de largo, tomentulosos, con puntos resinosos, inermes, brácteas espatuladas, de 1/4 a 1/2 de la longitud de la corola, pubescentes con puntos resinosos; flores hermafroditas, sésiles; cáliz campanulado 5-lobado, de 1/3 a 1/2 de la longitud de la corola, tomentoso a tumentuloso, margen ciliado, con puntos resinosos; corola 5-lobada, de (1.8) 2 a 3 mm de largo, tomentosa a tomentulosa, blanca a rosada de los lóbulos, éstos libres en 1/4 a 1/3 de la longitud de la corola; estambres 10, filamentos libres, blancos; ovario estipado, escasamente veloso en la porción superior, el extremo apical del estilo atenuado; legumbre linear, de (1) 1.3 a 3.2 (4.5) cm de largo, de 2 a 5 mm de ancho, recta a curvada, comprimida entre las semillas, valvas enteras, puberulentas, con puntos resinosos, pardo-rojizas oscuras, estipidas, estípites de 0.5 a 3 mm de largo, ápice agudo a acuminado, margen dorsal espinoso, el ventral escasamente espinosos a inerme, semillas oblongas, de 3.6 a 5.8 mm de largo, de 1.9 a 2.7 mm de ancho, de 1 a 1.8 mm de grosor, testa parda oscura, lisa o porosa, línea fisural de 1/3 de la longitud de la semilla (Figura 5).

***Mimosa depauperata* Benth.**

Arbusto de 0.3 - 1.5 m de alto; ramas jóvenes estriadas a ligeramente acostilladas, puberulentas, ramas maduras teretes a estriadas, glabras, rara vez puberulentas, armadas con aguijones infraestipulares, solitarios, recurvados. Estipulas 1.5- mm de largo, lineares a subuladas, puberulentas, en ocasiones con puntos resinosos, los márgenes ciliados; pecíolo 2-12 mm de largo, estriado a acostillado, puberulento o tomentoso, rara vez con puntos resinosos, inerme; pinnas 1-2 pares, folíolos de 2-3 pares, 1-2.5 mm de largo, 0.6-2.1 mm de ancho, oblicuamente oblongos a elípticos, haz y envés, los márgenes ciliados, el ápice agudo a mucronulato u obtuso. Cabezuelas 0.6-1 cm de diámetro, globosas, laxas, axilares, solitarias o en fascículos de 2; pedúnculos 0.2 - 1.2 cm de largo, teretes a estriados, puberulentos a tomentulosos, inermes; brácteas 4/5-1/3 (1/2) de la longitud de la corola, lineares, linearlanceoladas a espatuladas, puberulentas o tomentosas, el margen ciliado. Flores hermafroditas, pediceladas, raro sésiles, el pedicelo 0.1 - 0.5 mm de largo; cáliz 1/4 -1/3 (1/2) de la longitud de la corola, 4 - 5 lobado, campanulado, puberulento, el margen ciliado; corola 4-5 (-6) lobado, glabra a puberulento a tomentuloso, el extremo apical del estilo atenuado. Legumbre 2.5-4.5 cm de largo, 4-6 mm de ancho, oblonga, curvada, comprimida entre semillas, 3-8 artejos, las valvas tomentosas, estipadas, el estipite 4-6 mm de largo, el margen dorsal espinoso, el ápice cuspidado. Semillas 2.6-3.9 mm de largo, 2.4-3.4 mm de ancho, 2-2.8 mm de grosor, lenticulares, la testa parda, lisa o estriada, la línea fisural 1/4-1/3 de la longitud de la semilla (Figura 6).



Figura 3. Árbol, frutos y semillas de *Acacia farnesiana*, así como larvas depredadoras.



Figura 4. Árbol, frutos y semillas de *Prosopis laevigata*, así como larvas depredadoras.



Figura 5. Arbusto, frutos y semillas de *Mimosa biuncifera*.



Figura 6. Arbusto, frutos y semillas de *Mimosa depauperata*.

VI. HIPOTESIS

En virtud de que las micorrizas aumenta la absorción de nutrimentos, la inoculación con HMA a nivel de plántula incrementara su crecimiento, así mismo aumentara el porcentaje de supervivencia y acortara el periodo de establecimiento de las plántulas de las cuatro especies de leguminosas arbustivas.

VII. OBJETIVO GENERAL

Evaluar las características del germoplasma silvestre y el período de establecimiento de plántulas de cuatro especies arbustivas de la familia Leguminosae [*Acacia farnesiana* (L) Willd, *Prosopis laevigata* (Willd) M. C. Johnst, *Mimosa biuncifera* Benth y *Mimosa depauperata* Benth], bajo el efecto de los hongos micorrizicos arbusculares, en condiciones de invernadero.

VIII. OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- a) Describir las características físicas y biológicas de las semillas de cada especie, colectadas en el valle del Mezquital, Hgo.
- b) Definir el período de establecimiento de cada una de las especies.
- c) Determinar el efecto de la colonización micorrizica-arbuscular sobre el desarrollo de las plántulas en la fase de establecimiento.
- d) Evaluar el porcentaje de supervivencia de las plántulas de cuatro especies de leguminosas bajo el efecto de los hongos micorrizicos arbusculares

IX. MÉTODOS

9.1.1 Recolecta de germoplasma

La recolección del germoplasma (semillas) se llevó a cabo de arbustos de pie del año 2002. Se realizaron recorridos en los matorrales xerófilos del Municipio de Santiago de Anaya, en el estado de Hidalgo. Se ubicaron las poblaciones de *Acacia farnesiana* (Xitzio, 20°22'37" latitud N y 98°58'11" longitud W), *Prosopis laevigata* (González Ortega, 20°23.1' latitud N y 98°02.83' longitud W), *Mimosa biuncifera* y *Mimosa depauperata* (Santiago de Anaya, 20°24.21' latitud N y 98°58.27' longitud W) que presentaron fructificación. Una vez localizadas las poblaciones de las cuatro especies, se llevó a cabo la recolección de frutos maduros de al menos 10 individuos correspondientes a cada especie. Los frutos se trasladaron al laboratorio en bolsas de papel o cajas de cartón para la extracción manual de las semillas y posteriormente se procedió a determinar las características físicas y biológicas de las semillas de cada especie.

9.1.2 Caracterización del germoplasma por especie

1) Número de semillas por fruto.

En cada una de las especies se utilizaron 50 frutos maduros para cuantificar el número promedio de semillas por fruto.

2) Porcentaje de semillas sanas y parasitadas. Se utilizaron aleatoriamente 5 lotes de 100 semillas de cada especie. Por conteo manual en cada lote se separaron las semillas sanas de las parasitadas por insectos y se cuantificó el porcentaje de cada una de ellas, siguiendo la metodología propuesta por Orozco (2003).

3) El porcentaje de humedad se trabajó con 20 semillas de cada especie, las cuales se pesaron inicialmente una por una en una balanza analítica, posteriormente se colocaron en charolas de aluminio en una estufa a temperatura de $105^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ durante 24 horas. Al terminó de este periodo se colocaron en un desecador para que se enfriaran durante 30-40 minutos, y después se pesaran nuevamente, el porcentaje de humedad se calculó de acuerdo a la siguiente fórmula (Willian, 1991)

$$\% \text{ de Humedad} = \frac{\text{Peso húmedo de la semilla} - \text{Peso seco de la semilla}}{\text{Peso seco de la semilla}} \times 100$$

4) Peso de las semillas, se utilizaron 100 semillas de cada especie y se pesaron una por una en una balanza analítica (precisión ± 0.1 mg), posteriormente las semillas se colocaron a germinar en cajas petri con 40 ml de agar al 1%. Una vez germinadas las semillas, se separo la testa de la plántula y ambas estructuras se pesaron por separado.

5) Tamaño de la semilla, a 100 semillas de cada especie se les midió la longitud, grosor y ancho utilizando un vernier (Orozco, 2003).

9.2 Viabilidad de las semillas

Se determinó mediante el método de flotación. Se utilizaron 20 semillas por especie con 5 repeticiones y se colocaron en vasos de precipitados de 250 ml con agua destilada, inmediatamente después se cuantificó el número de semillas vivas (semillas que quedan en el fondo del vaso), (Besnier, 1989 y Willian, 1991). La elección del método se hizo considerando que no es destructivo y por la escasez de semillas, así la semilla empleada pudo utilizarse en otras pruebas.

9.3 Germinación de las semillas

- 1) Para cada especie se utilizaron 5 lotes de 20 semillas, las cuales fueron desinfectadas con detergente comercial (3 g por 100 ml de agua), (Orozco, 2003). Posteriormente a las semillas de cada especie se les aplicó un tratamiento pregerminativo para romper la latencia (Cuadro 1).

Cuadro 1. Tratamientos pregerminativos para cada especie

<i>Acacia farnesiana</i>	<i>Prosopis laevigata</i>	<i>Mimosa biuncifera</i> y <i>Mimosa depauperata</i>
Inmersión en agua a 100° C durante 5 minutos (Karssen, 1981).	Inmersión en agua a 100° C durante 5 segundos (Taketay, 1996).	Escarificación mecánica (Camargo-Ricalde y Grether, 1998; Orozco, et al., 2003).

Las semillas se colocaron en cajas Petri de 9 cm de diámetro conteniendo 40 mL de agar bacteriológico al 1% y se incubaron en una cámara de crecimiento (Labline Biotronett) a 30° C y a oscuridad continua. La germinación se evaluó diariamente. Se consideró a una semilla germinada cuando la radícula presentó más de 1 mm de longitud (Bewley y Black, 1994). El porcentaje de germinación se evaluó de acuerdo a Harman y Kester (2002)

$$\% \text{ de germinación} = \frac{\text{Número de semillas germinadas}}{\text{Número total de semillas}} \times 100$$

- 2) La velocidad de germinación se evaluó de acuerdo al índice de Kotowski (1926) citado en González-Zertuche y Orozco-Segovia, (1996)

$$CV = \frac{\sum n_i}{\sum (n_i t_i)}$$

Donde CV= Coeficiente de velocidad

n_i = Número de semillas germinadas el día i

t_i = Número de días desde la siembra

9.4 Inóculo micorrízico

El inóculo de hongos micorrizicos arbusculares consistió en 50 g de una combinación de suelo con esporas y raíces colonizadas. El inóculo se generó en el invernadero de la FES Zaragoza a través de de una mezcla de plantas trampa pasto-trébol-jitomate y presentó un total de 374 esporas (de los géneros *Glomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora*) por 100 g de suelo seco.

Se plantaron 50 plántulas de cada especie (germinados con radícula emergida), en tubos de PVC de 30 cm de largo y 5 cm de diámetro; tres plántulas en cada tubo, el sustrato utilizado fue arena silica y suelo de la zona (Santiago de Anaya, Hgo.) en relación 1:1, se empleo esta mezcla por que el suelo es arcilloso. El sustrato fue esterilizado a vapor y presión durante 3 horas de manera interrumpida. 25 de las macetas contenían un inoculo de hongos micorrizicos arbusculares (tratamiento). Las otras 25 maceta contenían el mismo suelo arenoso pero sin hongos, en este caso estas macetas fueron los testigos.

Todas las macetas se mantuvieron en el invernadero donde la temperatura media mínima registrada fue de 14° C y la media máxima de 49° C, entre los meses de marzo a mayo del 2003. El riego se hizo cada tercer día manteniendo las macetas a capacidad de campo.

9.4.1 Establecimiento

El establecimiento se consideró en el período de abscisión de cotiledones de las plántulas. En este período se evaluó el crecimiento de las plántulas, las variables de respuesta fueron: altura de la planta evaluando tamaño inicial y final, tamaño de raíz final; el número de hojas, pinnas y el número de folíolos semanalmente; así como el momento en que se presentó el cambio de color en el tallo (lignificación del tallo), la presencia de espinas en *Mimosa biuncifera* y *depauperata* y aguijones en el caso de las especies de *Prosopis laevigata* y *Acacia farnesiana*. Semanalmente se evaluó el porcentaje de supervivencia de plántulas en cada lote.

9.4.2 Tasa Relativa de Crecimiento (TRC)

El crecimiento en las plantas es el resultado del acervo genético y su interacción con el ambiente. Se puede expresar como cambios en tamaño, forma o número de sus estructuras o sea cambios en una dimensión específica, en una condición determinada o en su mantenimiento (Bonner y Galston, 1970; Garcidueñas, 1993). El análisis de crecimiento permite un acercamiento para conocer el funcionamiento de las plantas y su desempeño en el contexto ecológico. El crecimiento se cuantificó de acuerdo a los conceptos de Bonner en términos de las diferencias en tamaño, medida por la fórmula (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

9.4.3 Tinción de raíces

El método utilizado fue tinción con Azul de Tripano, descrito por Phillips y Hayman (1970).

Se tomaron al azar raíces de 5 individuos con micorriza y 5 sin micorriza de *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata*, las raíces se lavaron con abundante agua y se cubrieron con solución de KOH al 10%, en esta solución se colocaron a baño María (90°) durante 15 minutos. Después se lavaron las raíces con agua destilada, utilizando un tamiz adecuado (44 micras) para evitar pérdidas en el enjuague. Las raíces se colocaron en H₂O₂ al 10% (3 minutos). Se acidificaron con una solución de HCl al 10 % (3 minutos) y se decantó sin lavar. Se adicionó el Azul de Tripano al 0.05% colocando las raíces a baño María (10 minutos). Se eliminó el colorante y decoloraron las raíces con lactoglicerol limpio.

9.4.4 Conteo de % de colonización en raíces

Se montaron 3 laminillas, con 15 fracciones de raíces en cada una de 1 cm de largo aproximadamente cada una. Sobre las raíces se colocan los cubreobjetos. Se observaron al microscopio con un aumento de 40 y 100 X; se realizaron tres pasajes equidistantes por laminilla de forma ortogonal a los segmentos.

El porcentaje de colonización por estructura y total se obtuvo mediante las siguientes formulas:

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

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

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

9. 4. 5 Conteo de esporas

Se utilizó el método de tamizado y decantación (Gendermann y Nicolson, 1963) en Ferrera *et al.*, (1993) con las siguientes modificaciones:

Para realizar esta prueba se tomó el suelo de las macetas de las plantas en estudio, se colocaron 100g de suelo en un vaso de precipitados con aproximadamente 300 ml de agua destilada. Se agitó mecánicamente (en batidora Oster) durante cinco minutos y se dejó reposar tres minutos, con la finalidad de que partículas grandes sedimenten. La suspensión pasó por una serie de tamices de 500 y 44 micras y se lavó con abundantemente agua. Se agregó agua al decantado y se repitieron los pasos anteriores dos veces más y finalmente se lavó nuevamente en el tamiz para eliminar las arcillas. Con ayuda de la piseta se vierte el contenido del tamiz en una caja petri y se procede al conteo de esporas, esto se realizó con la ayuda de un microscopio estereoscópico.

9. 4. 6 Eficiencia de la Simbiosis Micorrizica (ESM)

La eficiencia de la simbiosis está relacionada únicamente con el crecimiento y desarrollo de las plantas, esta se lleva a cabo para cuantificar el carbono adicional fijado en los tejidos de las plantas y por lo tanto la producción de materia seca. (Kahiluoto y Vestberg, 1997) mencionan que para evaluar la eficiencia de las distintas especies de hongos en una simbiosis es necesario conocer la diferencia del peso seco (PS) de las plantas micorrizadas (mic^+) y no micorrizadas (mic^-), expresada como el porcentaje de peso seco de las plantas micorrizadas, o eficiencia micorrízica.

$$ESM = (PS_{mic^+} - PS_{mic^-}) \times 100\% / PS_{mic^+}$$

Donde:

PS_{mic^+} = (Peso seco) de las plantas micorrizadas y

PS_{mic^-} = (Peso seco) de las plantas no micorrizadas

9.5 Análisis estadísticos

Los análisis estadísticos realizados a cada una de las variables fueron pruebas de medias y análisis de varianza, se evaluaron las diferencias entre tratamientos con un ANOVA. Los resultados de viabilidad y germinación se transformaron de acuerdo a la función arco seno, en la transformación utilizada para los porcentajes se les aplicó un ANOVA en un arreglo completamente al azar con 5 repeticiones.

X. RESULTADOS Y DISCUSION

10.1.1 Número de semillas por fruto para las cuatro especies

La colecta de frutos maduros permitió determinar el número promedio de semillas contenidas en los frutos de cada una de las especies, los resultados promedios fueron: *Mimosa biuncifera* presentó cuatro semillas por fruto; *Mimosa depauperata* seis; *Prosopis laevigata* nueve y *Acacia farnesiana* 15 semillas (Cuadro 2).

Las cuatro especies bajo estudio presentaron variación en el número promedio de semillas por fruto. *Prosopis laevigata* presentó la mayor variación (6 a 24 semillas) y *Mimosa biuncifera* la menor (2 a 6 semillas).

La variación en el número de semillas es un factor que puede afectar el establecimiento, ya que por ejemplo algunas especies como las orquídeas que en una sola cápsula pueden contener 3, 770, 000 semillas y otras como *Bromus rigidus* que producen únicamente 10 a 20 semillas durante su ciclo de vida completo (Granados, 1994). A si la cantidad de semillas esta determinada por la posición que tienen los frutos en el individuo y por la calidad de nutrimentos que la planta madre canaliza a los brotes florales, además del genotipo que esta posee y las condiciones ambientales del hábitat donde crece (Harper, 1977).

10.1.2 Porcentaje de semillas depredadas

Las semillas de *Acacia farnesiana* presentaron un 36 % de daños por insectos, *Prosopis laevigata* 18 %; *Mimosa biuncifera* 16 % y *M. depauperata* 5 %. Las semillas más depredadas fueron las de *Acacia farnesiana* ($p \leq 0.05$) y las menos depredadas las de *Mimosa depauperata* (Cuadro 2).

En particular para el lote de estudio se observó que las semillas más dañadas por insectos fueron *Acacia farnesiana*, 2 veces más que *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* con 7 veces menos que *Mimosa depauperata*. Por otro lado se reporta en la literatura que los coleópteros de la familia Bruchidae son los que atacan a las semillas de *Prosopis laevigata* particularmente las especies de *Mimosestes protactus* (Kingsolver y Johnson, 1978) *Algarobius atratus* y *A. Johnsoni* (Kingsolver, 1986). Las especies que atacan a las semillas de *Mimosa biuncifera* son *Stator mexicanus*, *S. chihuahua* y *S. pruininus* (Johnson, 1990; Camargo-Ricalde, et al., 2004) y *Acanthoscelides chiricahuae* (Hetz y Johnson, 1988). En este trabajo no se identificaron las especies de insectos, sin embargo por su distribución geográfica podrían ser las mismas especies.

El tamaño también se asocia con la depredación; Janzen (1970), (citado por Raven y Curtis, 1975) observó que semillas de leguminosas eran atacadas por escarabajos brúquidos, éstos en etapa adulta ponen huevos sobre los frutos y sus larvas completan su desarrollo en el interior de las semillas; lo que indican los resultados de Janzen, es que las leguminosas tienen dos opciones, producir un gran número de semillas pequeñas con suministro de alimento limitado para la germinación de plántulas o producir un número pequeño de semillas grandes con buenas reservas de alimento para que las plántulas germinen y puedan establecerse exitosamente.

10.1.3 Tamaño y peso de semillas

Los parámetros de tamaño de semilla, longitud, grosor y ancho fueron los siguientes: las especies del género *Mimosa* presentaron el tamaño de semilla más pequeño. *M. depauperata* presentó una longitud de 0.3 mm por 0.2 mm de ancho y 0.2 mm de grosor y *M. biuncifera* presentó 0.4 mm de longitud, 0.3 mm de

ancho y 0.1 mm de grosor. *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata* presentaron semillas más grandes ($p \leq 0.05$) con la misma longitud (0.6 mm), pero con diferencias en el ancho y grosor (Cuadro 2). El peso fresco de las semillas varió entre 0.0114 y 0.0905 g, obteniendo el valor más alto *Acacia farnesiana* y el menor *Mimosa depauperata*. El peso fresco de la testa fue de entre 0.0079 y 0.0783 g, donde *Acacia farnesiana* obtuvo el valor más alto y *Mimosa biuncifera* el menor valor. En cuanto a peso de embrión, estos se encuentran entre los 0.0036 y 0.0135 g, los valores menores fueron para las dos especies del género *Mimosa*, pero no fueron significativas entre especies ($p \geq 0.05$) (Cuadro 2).

El patrón para los lotes de semillas de las mismas especies estudiadas, fue presentar muchas semillas pequeñas y pocas semillas grandes. Esto está directamente relacionado con las características de los hábitats donde estas especies crecen, los cuales son matorrales xerófilos donde la dispersión amplia es esencial para la localización de sitios seguros que proporcionen mejores condiciones de humedad y nutrientes donde las semillas pequeñas tienen más éxito, en estos sitios además no existe la competencia entre vecinos tan fuerte como lo hay en doseles cerrados donde las semillas de mayor tamaño juegan un papel importante en la producción de plántulas más grandes con una tasa alta de competitividad ambiental (Fenner, 1986; Jurado y Westoby, 1992; Westoby, *et al.*, 1992).

McKell (1989), encontró una correlación positiva entre el tamaño de la semilla y el vigor de la plántula en la fase temprana de establecimiento, bajo condiciones de campo, el tamaño del endospermo es determinante en el establecimiento de una especie. Las semillas de mayor tamaño que contienen grandes embriones y elevadas cantidades de reserva almacenadas pueden producir plántulas vigorosas capaces de sobrevivir en muchos ambientes y con una capacidad de competencia alta. En este trabajo se observó que en las especies del género *Mimosa*, el peso

del embrión se encuentra entre 0.0035 y 0.0036 g, para *Prosopis laevigata* el embrión tiene un peso de 0.0122 g y para *Acacia farnesiana* de 0.0135 g, además de que ésta última especie presentó una testa mucho más gruesa que las otras especies. Los resultados muestran una tendencia similar, ya que *Prosopis* y *Acacia* que son especies arbóreas y arbustivas de talla alta (primera 4-12 m y segunda 3-5 m) presentan semillas más grandes, mientras que las dos especies del género *Mimosa* son especies arbustivas con una altura menor (0.5-1,5 m) y sus semillas son más pequeñas, esto se refleja en el peso del embrión y en su capacidad de sobrevivir ya que *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata* produjeron plántulas de mayor tamaño que sobrevivieron mejor al trasplante en comparación con *Mimosa biuncifera* y *Mimosa depauperata* que presentaron semillas y plántulas de menor tamaño y que no lograron establecerse (Véase más adelante).

Posiblemente las especies del género *Mimosa* presenten dos estrategias reproductivas, por un lado la producción de un número abundante de semillas pequeñas que favorezcan la dispersión, y por otro la producción de semillas grandes que favorezcan el porcentaje de germinación en campo. Por otro lado Baskin y Baskin (1998) mencionan que las semillas pequeñas son características de especies que tienen bancos de semillas latentes y persistentes en el suelo. El tamaño de la semilla puede facilitar el enterramiento; así mismo la reducción en el tamaño de semilla se ha asociado con la evasión a la depredación (Daubenmire, 1988). Así, semillas de *Mimosa depauperata* que sólo presentaron el 5% de daño por insectos pueden presentar esta tendencia.

10.1.4 Contenido de humedad

Las cuatro especies de leguminosas presentaron un contenido de humedad entre 7 y 13 %. *Acacia farnesiana*, *Mimosa biuncifera* y *Prosopis laevigata* presentaron el contenido de humedad más alto e igual entre ellas ($p \geq 0.05$), pero diferente a *M. depauperata*, ($p \leq 0.05$) Cuadro (2).

Los contenidos de humedad de las semillas para las cuatro especies están por debajo del 20% por lo que se considera que el germoplasma de Santiago de Anaya es un material que puede ser colectado, almacenado y usado posteriormente pues su bajo contenido de humedad favorece su longevidad, esta tarea puede ser muy importante para los programas de restauración.

10.2 Viabilidad

La viabilidad de las semillas de las cuatro especies fluctuó entre 90 y 99 %; y presenta diferencias estadísticas significativas entre ellas ($p \leq 0.05$). *P. laevigata* y *A. farnesiana* presentaron los valores más altos (Cuadro 2). Se hallaron diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) de viabilidad entre especies. En general la viabilidad fue más alta que la germinación para las cuatro especies.

En las especies bajo estudio los porcentajes de depredación fueron mas bajos que para otras especies del genero reportados en otros trabajos (Camargo-Ricalde *et al.*, 2004; Orozco *et al.*, 2003). En este trabajo la viabilidad para *Mimosa depauperata* fue de 90 % y para *Mimosa biuncifera* de 93 %. Camargo-Ricalde (*et al.*, 2004), Orozco *et al.*, (2003) mencionan que en semillas de algunas especies del género *Mimosa* del 36 al 75% no son viables debido a la depredación de los Brúquidos. Sin embargo, se tienen reportados para *Mimosa depauperata* una viabilidad del 81. 6% (Orozco-Almanza *et al.* 2003).

Cuadro 2. Características físicas de las semillas de las cuatro especies.

Características de las semillas	<i>M. biuncifera</i>	<i>M. depauperata</i>	<i>A. farnesiana</i>	<i>P. laevigata</i>
Número promedio de semillas por fruto (n=50)	4 (2-6) ± 1.1 d	6 (3-9) ± 1.2 c	9 (4-16) ± 2.0 b	15 (6-24) ± 4.3 a
Longitud (mm) (n=100)	0.4 ± 0.06 b	0.3 ± 0.05 c	0.6 ± 0.08 a	0.6 ± 0.06 a
Ancho (mm) (n=100)	0.3 ± 0.05 b	0.2 ± 0.04 c	0.5 ± 0.06 a	0.2 ± 0.05 c
Grosor (mm) (n=100)	0.1 ± 0.02 d	0.2 ± 0.04 c	0.3 ± 0.05 b	0.4 ± 0.06 a
Semilla (peso fresco) (g) (n=100)	0.0129 ± 0.003 c	0.0114 ± 0.002 c	0.0905 ± 0.021 a	0.0512 ± 0.007 b
Embrión (peso fresco) (g) (n=100)	0.0035 ± 0.002 a	0.0036 ± 0.002 a	0.0122 ± 0.007 a	0.0135 ± 0.011 a
Testa (peso fresco) (g) (n=100)	0.0095 ± 0.003 b	0.0079 ± 0.002 b	0.0783 ± 0.020 a	0.0377 ± 0.013 a
Contenido de humedad % (n=20)	11.0 ± 5.7 a	7.0 ± 2.9 b	13.0 ± 3.0 a	10.0 ± 4.7 a
Semillas dañadas por insectos (%) (n=500)	16 ± 2.9 b	5 ± 1.1 c	36 ± 4.1 a	18 ± 4.5 b
Viabilidad (%) (n=100)	93 ± 0.55 b	90 ± 1.41 c	99 ± 0.45 a	97 ± 0.55 a

Las letras iguales indican que no hay diferencias significativas en cada prueba realizada, los datos entre paréntesis representan el valor mínimo y máximo.

10.3 Germinación

10.3.1 Porcentaje

Los resultados presentan en general porcentajes altos de germinación para las cuatro especies. *M. depauperata* presentó 100 % de germinación, *Prosopis laevigata* 93%, *Mimosa biuncifera* 89 % y *Acacia farnesiana* 83 % (Figura 7). En *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata* la germinación inició el primer día después de la siembra y se completó hasta el quinto día. En *M. biuncifera* la germinación inició el segundo día, completándose al séptimo y en *A. farnesiana*

inicio el cuarto día después de la siembra y finalizó hasta el día 25, resultando el periodo más largo de germinación.

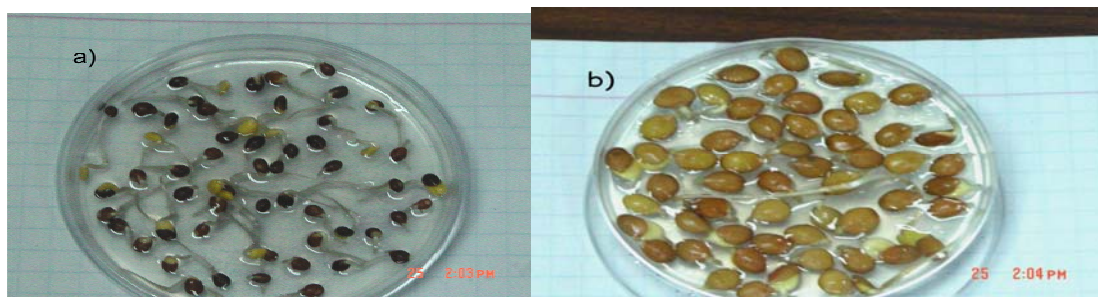


Figura 7. Germinación de semillas de a) *Mimosa depauperata* y b) *Prosopis laevigata*

Los resultados indican que no existen diferencias significativas en el tiempo de germinación entre *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata* ($p \geq 0.05$), pero si en relación con *Acacia farnesiana* ($p \leq 0.05$). Las semillas de zonas semisecas y secas presentan testas duras e impermeables al agua que dificultan su germinación, pero con los métodos de escarificación utilizados se obtuvieron porcentajes entre el 80 y 100 %, para las cuatro especies (Figura 8).

Los resultados de germinación fueron similares para el caso de *Mimosa depauperata* comparados con los trabajos de Orozco-Almanza, *et al.*, (2003) y Camargo-Ricalde *et al.*, (2004) realizados en Oaxaca, México. Para el caso del género *Acacia* los porcentajes de germinación fueron similares con los reportados por Taketay (1998).

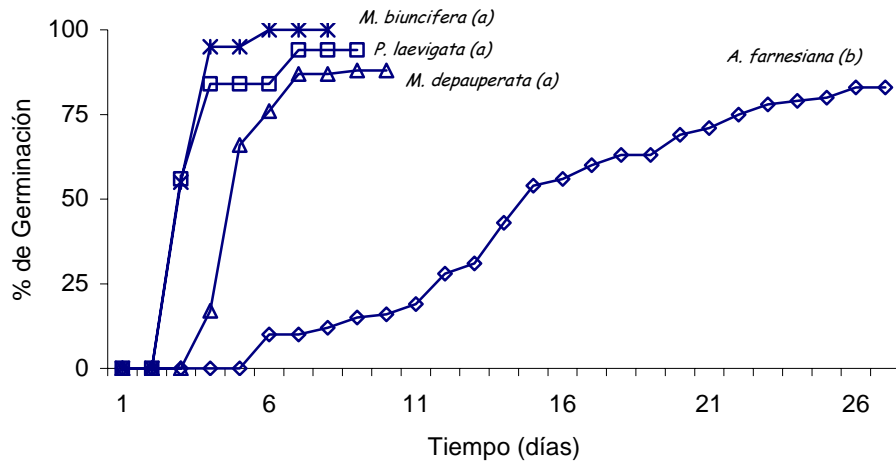


Figura 8. Curva de germinación acumulada para las cuatro especies (n =100). Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas en el tiempo de germinación ($p \leq 0.05$)

10.3.2 Velocidad de germinación

El coeficiente de velocidad de Kotowski para la germinación de las cuatro especies bajo estudio, presentó valores entre 8 y 62, respectivamente. Las especies que presentaron diferencias significativas fueron *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata* coeficientes de 60 y 62 vs *Mimosa biuncifera* y *Acacia farnesiana*. *Mimosa biuncifera* presentó el valor intermedio y *Acacia farnesiana* presentó el valor más bajo (Figura 9).

En cuanto a velocidad de germinación existe una diferencia estadística de *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata* ($p \leq 0.05$) en comparación con *Mimosa biuncifera* ($p \leq 0.05$) y de éstas en relación con *Acacia farnesiana*, en particular para esta especie, la germinación se completó 26 días después de la siembra y empleo 15 días mas que las otras especies.

La velocidad de germinación está relacionada con las estrategias de establecimiento, ya que si una semilla, en este caso de leguminosas, impermeable al agua y con algún grado de latencia, germina tan pronto se presenten condiciones ambientales favorables, será capaz de establecerse y aprovechar los recursos disponibles para su establecimiento y desarrollo. También se asocia a la madurez de las comunidades vegetales, *Mimosa depauperata* se comporta como una especie pionera y *Acacia farnesiana* como una especie tardía (García-Sánchez datos no publicados).

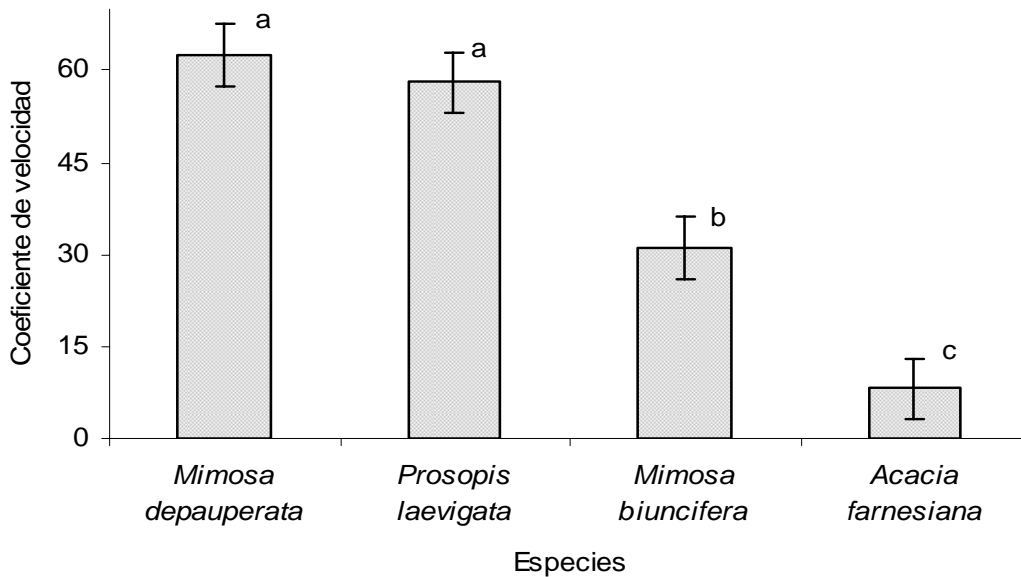


Figura 9. Coeficiente de velocidad de germinación de Kotowski (1926) para las cuatro especies.

Finalmente cabe mencionar que los atributos de la semilla como son número de estas, semillas sanas (no depredadas), tamaño, peso, viabilidad, tasas altas de germinación están relacionadas y en conjunto contribuyen para mantener a la plantula durante sus primeras fases de asentamiento y su posterior establecimiento para mantenerse en la comunidad (Baskin y Baskin, 1998; Daunbenmire, 1988; Fenner, 1986; Granados, 1994; Jurado y Westoby, 1992; Thompson, 1979; Westoby, *et al.*, 1992; Lambers, 2000; Raven y Curtis, 1975).

10.4 Micorrización de plántulas

10.4.1 Supervivencia de plántulas

La micorriza favoreció la supervivencia de plántulas en *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata*, en el caso de *A. farnesiana* la supervivencia para plántulas no micorrizadas fue de 40 % y las micorrizadas del 60 %; en plántulas no micorrizadas de *Prosopis laevigata* fue de 80 % y para plántulas micorrizadas de 92 %. En *M. biuncifera* y *M. depauperata* las plántulas no lograron sobrevivir, presentando mortalidad en los lotes del 100%. En *M. biuncifera* las plantas micorrizadas murieron a los 33 días después del trasplante y solo sobrevivieron dos plantas no micorrizadas; en *M. depauperata* las plántulas micorrizadas murieron a los 28 días después de la siembra y solo sobrevivió una planta sin micorriza, lo cual indica que la supervivencia de estas especies no se vio favorecida por la inoculación (Figura 10); por tal motivo el análisis de las demás variables sólo se hará para *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata*. Del Castillo (1982), menciona que el sustrato a través de sus propiedades químicas y físicas, es un factor que afecta la germinación y el establecimiento de las plántulas; la esterilización del suelo es un procedimiento utilizado con frecuencia para eliminar las poblaciones de microorganismos del suelo en bioensayos, para evaluar el efecto de la inoculación de plantas (Hernández, 1994); la esterilización del suelo

con vapor a presión cambia algunas propiedades químicas del suelo, principalmente algunos cationes intercambiables. Aunque no se realizó un análisis de suelo es probable que el sustrato no haya sido el adecuado para el establecimiento de las especies del género *Mimosa* ya que ninguna de las dos especies se logró establecerse.

El manejo fue el mismo para las cuatro especies, sin embargo se observó que el tallo de las especies de mimosas fue más delgado, por lo probablemente la textura del sustrato 1:1 utilizado no fuera favorable para el crecimiento de las plántulas de Mimosas, lo arcilloso del sustrato pudo inhibir el contenido de humedad disponible provocando la muerte de plántulas por estrés hídrico.

Para *Prosopis* y *Acacia* el porcentaje de supervivencia fue mayor en las plantas micorrizadas a los 15 días después del trasplante, en el día 28 se alcanzó la máxima diferencia la cual se mantiene hasta el final del experimento. Esto implica que el efecto de la micorrización ocurre en una etapa muy temprana del ciclo de vida de las plantas; lo que es una ventaja ya que en el manejo de las plantas en programas de revegetación se podría incrementar la supervivencia de plantas juveniles y esta ventaja la conservarían en las etapas posteriores.

La diferencia en la supervivencia debido a las micorrizas fue en *Acacia farnesiana* del 20 % y del 12 % para *Prosopis laevigata* (Figura 10).

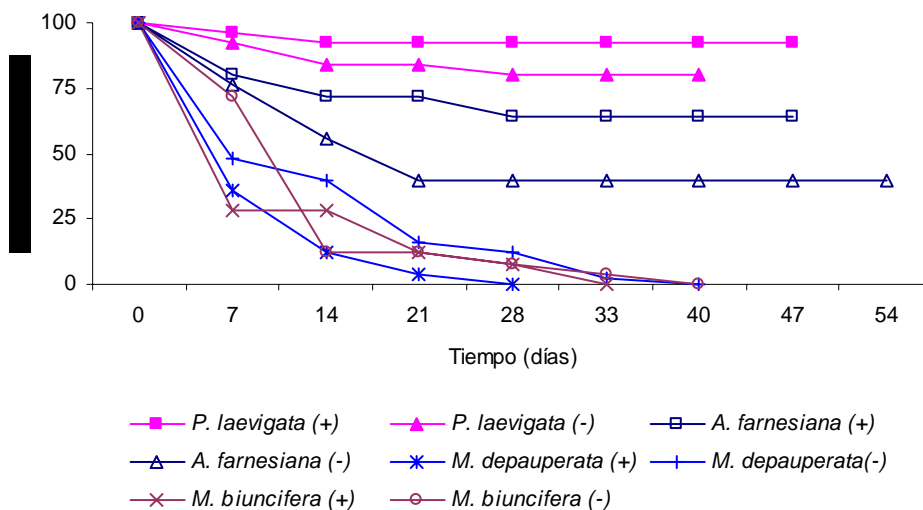


Figura 10. Curvas de supervivencia al final del experimento, para las cuatro especies micorrizadas (n = 25).

10. 4. 2 Establecimiento

En *Acacia farnesiana* el establecimiento fisiológico (abscisión de cotiledones) se presentó entre los 41-55 días, el período más corto fue entre 41-48 días para las plantas no micorrizadas con diferencia de siete días en relación a las plantas micorrizadas cuyo periodo fue más largo de 48-55 días. Así mismo el hipocótilo leñosos se presentó en un período más corto (7 días antes) en las plantas no micorrizadas (Cuadro 3).

Cuadro 3. Periodo de establecimiento y tiempo de aparición de las diferentes estructuras morfológicas para *Acacia farnesiana* con (+) y sin (-) micorriza.

Tratamientos	Aparición de agujones(día)	Hipocótilo leñosos (días)		Abscisión de cotiledones (días)	
		Inicio 1er. planta	Término última planta	Inicio 1er planta	Término última planta
Sin micorriza (-)	8	27 ± 0.44	34 ± 0.51	41 ± 0.37	48 ± 0.46
Con micorriza (+)	8	34 ± 0.40	41 ± 0.48	48 ± 0.35	55 ± 0.44
Días de diferencia	0	7	7	7	7

En *Prosopis laevigata* el establecimiento se presentó entre el periodo de 35-49 días después de la siembra, las plantas no micorrizadas se establecieron después, entre 42-49 días, también el hipocótilo leñoso se presentó antes (día 21) en plantas no micorrizadas y 7 días después en plantas micorrizadas (día 28), (Cuadro 4). Estos resultados sugieren que la micorriza retarda la fase de establecimiento (abscisión de cotiledones) y la madurez, ya que la aparición del tallo leñoso también se retrasa, esto es entendible dado que la micorriza puede aportar nutrimentos del suelo debido al incremento del área de exploración de las raíces laterales, por lo que la demanda de nutrimentos de los cotiledones disminuye de manera similar a lo que sucede a organismos adultos en condiciones de campo (Salisbury y Ross, 2000), donde las planta que se asocian a los HMA tienden a reforzar la abscisión de las hojas para adaptarse a las condiciones de sequía, lo cual les ayuda a mantener un estado de hidratación mas favorable (Davies *et al.*, 1996). . El alargamiento de la fase de plántula fue similar en ambas especies y en ambos por un periodo de siete días, lo cual indica plántulas mas vigorosas.

Cuadro 4. Periodo de establecimiento y tiempo de aparición de las diferentes estructuras morfológicas para *Prosopis laevigata* con (+) y sin (-) micorriza.

Tratamientos	Aparición de agujones(días)	Hipocótilo leñosos (días)		Abscisión de cotiledones (días)	
		Inicio 1er plántula	Término última plántula	Inicio 1er plántula	Término última plántula
Sin micorriza(-)	8	21 ± 0.50	28 ± 0.54	35 ± 0.40	42 ± 0.48
Con micorriza (+)	8	28 ± 0.44	35 ± 0.51	42 ± 0.37	49 ± 0.46
Días de diferencia	0	7	7	7	7

Al comparar los días promedio para el establecimiento de las dos especies no se observaron diferencias estadísticas entre ellas ($p \geq 0.05$), los valores promedio de establecimiento se muestran en la Figura 11. Sin embargo el periodo de establecimiento como ya hemos mencionado es la fase mas critica del ciclo de

vida, por lo que debe ser alcanzado en el tiempo mas corto, lo que parecería ir en contra del efecto provocado por la micorrización, sin embargo es posible que la micorriza genere plántulas mas vigorosas que además tienen reservas de cotiledones por mas tiempo, del que echan mano ante una condición adversa, así entonces *Prosopis laevigata* sin micorriza presentó el periodo mas corto de establecimiento y *Acacia farnesiana* sin micorriza también presento el periodo mas corto entre *Acacia farnesiana* con micorriza.

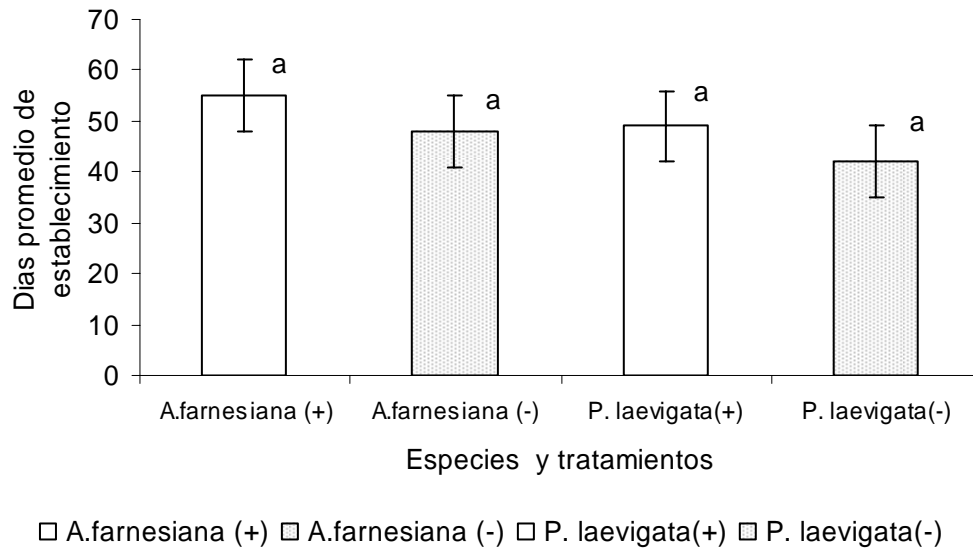


Figura 11. Periodo de establecimiento de plántulas micorrizadas y no micorrizadas.

10.4.3 Altura, número de hojas y longitud de raíces en la fase de establecimiento.

Al momento del establecimiento, es decir cuando en las plántulas de *Prosopis laevigata* y *Acacia farnesiana* se presentó la abscisión de los cotiledones, se evaluaron estas variables: altura, número de hojas, y longitud de raíces.

A. farnesiana presentó una altura promedio de 23.5 cm en plantas micorrizadas (de 48 días) y de 21.0 cm las no micorrizadas (de 55 días); el número de hojas promedio presentes en plantas micorrizadas fue de (13), contra (10) en las no micorrizadas. El tamaño de la raíz para las plantas micorrizadas fue de 35.9 cm y las no micorrizadas de 28.2 cm, (Cuadro 5). Las diferencias en las variables de crecimiento en esta fase del desarrollo no fueron significativas ($p \leq 0.05$).

Cuadro 5. Atributos de crecimiento promedio de plantas con y sin micorriza, para *Acacia farnesiana* al momento de su establecimiento.

Tratamientos	Días después de la siembra	Longitud vástago (cm)	Longitud de raíz (cm)	Relación R/V	Número de hojas
Con micorriza (+)	48	23.6	35.9	1.5	13
Sin micorriza (-)	55	21.3	28.2	1.3	10

En *Prosopis laevigata*, las plantas micorrizadas alcanzaron una altura promedio de 16. 2 cm (49 días) y en las no micorrizadas de 12. 6 cm (42 días); en longitud de raíz, el valor promedio fue en plantas micorrizadas de 32.2 cm y las no micorrizadas de 27.7 cm; el número de hojas presentes en las plántulas de ambos

tratamientos fue de 10- 14, comparando resultados con Barragán, (2003) se tiene el mismo número de hojas a los 30 días, en ambos tratamientos lo que hace suponer que la micorriza es infectiva, pero no efectiva en esta etapa (Cuadro 6). Aunque en *Prosopis laevigata* las diferencias en las variables de crecimiento son más notables que en *Acacia farnesiana*. Sin embargo estadísticamente no hay diferencias.

Cuadro 6. Atributos de crecimiento promedio de plantas con y sin micorriza, para *Prosopis laevigata* al momento de su establecimiento.

Tratamientos	Días después de la siembra	Longitud vástago (cm)	Longitud raíz (cm)	Relación R/V	Número de hojas
Con micorriza (+)	49	16.2	32.2	1.9	10 -14
Sin micorriza (-)	42	13.0	27.7	2.1	10 -14

10.4.4 Tasa relativa de crecimiento

Los valores de TRC (Cuadro 7) indican que no se presenta diferencia estadística significativa ($p \geq 0.05$). En *A. farnesiana* los valores de TRC varían ligeramente 0.77 y 0.73 en *P. laevigata* los valores de TRC fueron de 0.63 en plantas micorrizadas y 0.55 en plantas no micorrizadas, pero no existen diferencias estadísticas significativas.

Las alturas muestran diferencias entre tratamientos y entre especies pero las tasas relativas de crecimiento son parecidas, la altura no se afecta por la presencia de las micorrizas al menos en la fase de plántula, Sin embargo Fragoso

(2001) y Barragán (2003) encuentran diferencias significativas en el crecimiento de *A. farnesiana* y *P. laevigata* a los 4 meses de edad, por lo que es posible que el efecto positivo de la micorriza se presente en la fase de crecimiento de la plántula y no en la fase de establecimiento.

Cuadro 7. Tasa relativa de crecimiento de los dos tratamientos para *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata* (n=5), bajo la influencia de HMA.

Tratamiento	Altura inicial (cm)	Altura final (cm)	TRC (cm.cm.mes)
<i>A. farnesiana</i> (+)	2.3	23.5	0.77
<i>A. farnesiana</i> (-)	2.3	21.0	0.73
<i>P. laevigata</i> (+)	2.4	16.2	0.63
<i>P. laevigata</i> (-)	2.4	12.6	0.55

10.5 Porcentaje de colonización micorrizica

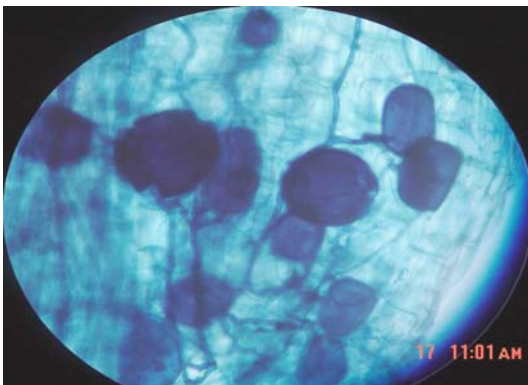
En *A. farnesiana* el porcentaje de colonización de la raíz fue de 47.5 % y en plantas no micorrizadas no hubo colonización. En *P. laevigata* la colonización fue de 31 % en plantas micorrizadas y en las no micorrizadas 0 %. Los porcentajes de colonización fraccionada por estructura (vesículas, hifas y arbusculos). Fueron en

A. farnesiana: vesículas 29.7 %, hifas 47.5 % y arbusculos 32.9 %; y en *P. laevigata* 30.4 % de vesículas, 31.5 % de hifas y no se observaron arbusculos.

Green *et al.*, (1994) menciona que el porcentaje de estructuras de HMA presentes en raíces en fases tempranas puede determinar la eficiencia del simbionte fúngico en el desarrollo de las plántulas y distinguir entre capacidad infectiva y la eficiencia, donde la primera se refiere a la cantidad de estructuras HMA que el hospedero presenta y el segundo la respuesta que tiene la plántula a la

colonización (Sylvia, 1998). En este caso el porcentaje de colonización mayor fue para *Acacia farnesiana*, así mismo la cantidad de arbuscúlos presentes en raíces fue mayor en esta especie, en *Prosopis laevigata* hubo ausencia de arbuscúlos. La presencia de arbuscúlos indica que la micorriza esta en su fase más activa, por lo que se sugiere que en la fase de establecimiento de *Acacia farnesiana* la micorriza este activa. Sin embargo, es probable que *Prosopis laevigata* fue colonizada pero necesite de más tiempo para que la micorriza sea funcional y se puedan observar dichas estructuras, Barragán (2003) menciona que las diferentes fases del hongo durante la colonización micorrízica influyen mucho en los resultados de la colonización fraccionada , es decir numero de vesículas, arbuscúlos e hifas que se encuentran en la raíz de la planta y varían en función del ciclo de vida de si mismos y su hospedero. Por el tipo y cantidad de estas estructuras podemos saber si la colonización micorrízica beneficia a la planta o solo se encuentra conviviendo con ella. En esta fase de establecimiento parecería que solo están conviviendo, ya que el efecto en el crecimiento del hospedero no es significativo. Además de que la habilidad de los HMA para formar la asociación, depende del tiempo, su origen, la planta hospedera o incluso las condiciones ambientales (Silvertown, 1981; Sylvia, 1998) (Figura 12).

a)



b)

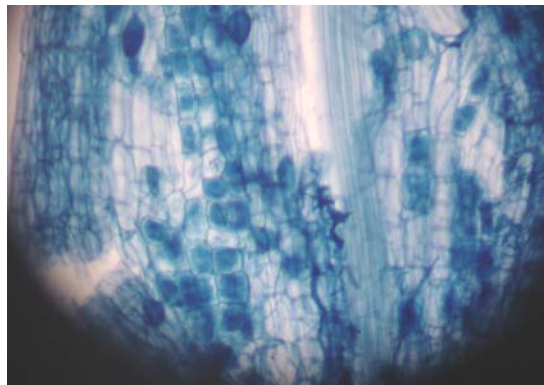


Figura 12. Colonización de raíces en a) *Prosopis laevigata* y b) *Acacia farnesiana*.

10.5.1 Conteo de esporas

El inóculo utilizado contenía 374 esporas por 100 g de suelo. Para corroborar que se llevó a cabo la colonización micorrizica a partir de estas esporas, al final del experimento se realizó el conteo de esporas presentes en el suelo de las unidades experimentales, los resultados muestran que en el sustrato de *Acacia farnesiana* se encontró un promedio de 32 esporas en 100 g y *Prosopis laevigata* 14 esporas por 100 g de suelo, lo cual indica que las esporas germinaron y a partir de ellas se produjo la colonización. Sin embargo para nuestros resultados, esto podría traducirse en lo que menciona Nehl *et al.*, (1999), que si la densidad de HMA es baja en el suelo, entonces la micorrización será lenta. Suponiendo así lo sucedido en *Prosopis laevigata* donde el porcentaje de colonización fue menor e incluso no se observó la presencia de arbusculos.

10.5.2 Eficiencia de la simbiosis micorrizica (ESM)

En cuanto a la eficiencia simbiótica los resultados muestran valores de 10.4 % para *Acacia farnesiana* y 3.13 % para *Prosopis laevigata*. Habte y Manjunath (1991) mencionan para otras especies que valores menores de 25 % son marginalmente dependientes, lo que quiere decir que el índice de respuesta en la fase de establecimiento de *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata* fue bajo (Cuadro 8), incluso reafirma el hecho de que la colonización está presente pero no es eficiente en esta etapa.

Como ya se ha mencionado las características morfológicas de la planta y compatibilidad entre ambas especies es importante para permitir que las hifas formen arbusculos en algún momento del ciclo de colonización. En este trabajo podemos observar como influyo el porcentaje de colonización al crecimiento y

desarrollo de la planta en la fase inicial, notándose que en *Acacia farnesiana* el efecto es mayor que en *Prosopis laevigata*, sin embargo a la fecha no existen resultados que indiquen el grado de colonización y beneficio del hospedero en las fases iniciales o establecimiento de las plántulas (Zulueta, *et al.*, 2003), por lo que este trabajo podrá aportar esta información para estas especies en esta fase y de manera mas integral con otros trabajos realizados permitirán un manejo mas adecuado de estas especies como recurso para la restauración de estas áreas y de tanta importancia ecológica y económica para los pobladores de Santiago de Anaya, Hidalgo.

Cuadro 8. Eficiencia de la simbiosis micorrízica por *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata*

Especies	ESM (%)
<i>A. farnesiana</i>	10.4
<i>P. laevigata</i>	3.13

XI. CONCLUSIONES

- ❖ De acuerdo a los resultados obtenidos se tiene que semillas recolectadas en Santiago de Anaya presentan las siguientes características: *Acacia farnesiana* daño por insectos del 36%, un promedio de 9 semillas por fruto, un tamaño en longitud de 0.6 mm, ancho 0.5 mm, grosor de 0.6 mm, peso de 0.0905 g, un contenido de humedad de 13 % y una tasa de germinación del 83 %.
- ❖ Las semillas de *Prosopis laevigata* presentaron un 18 % de daño por insectos, un promedio de 15 semillas por fruto, un tamaño en longitud de 0.6 mm, ancho de 0.2 mm, grosor 0.4 mm, un peso de 0.0512 g, un contenido de humedad de 10%, viabilidad del 97% y una tasa de germinación de 93%.
- ❖ Semillas de *Mimosa biuncifera* presentaron 16 % de daño por insectos, un promedio de 6 semillas por fruto, un tamaño en longitud de 0.4 mm, ancho 0.3 mm, grosor 0.1 mm, un peso de 0.0129 g, contenido de humedad de 11 %, una viabilidad de 93 % y una tasa de germinación de 89 %.
- ❖ Semillas de *Mimosa depauperata* presentaron un 5 % de daño por insecto, un promedio de 6 semillas por fruto, tamaño en longitud de 0.3 mm, ancho 0.2 mm, grosor, 0.2 mm, un peso de 0.0114 g, un contenido de humedad de 7 % una viabilidad de 90 % y una tasa de germinación del 100 %.
- ❖ El periodo de establecimiento de para *Acacia farnesiana* fue de 41-48 días.
- ❖ El periodo de establecimiento para *Prosopis laevigata* fue de 35-42 días.

- ❖ La micorriza alargó el periodo de establecimiento en ambas especies por 7 días.
- ❖ La micorrización en la fase de plántula de ambas especies está presente en 47 % en *Acacia farnesiana* y de 31 % en *Prosopis laevigata*.
- ❖ En cuanto al efecto de la colonización micorrízica sobre el desarrollo de las plántulas en la fase de establecimiento no se encontraron diferencias significativas para *Acacia farnesiana* y *Prosopis laevigata* en los parámetros medidos.
- ❖ *Acacia farnesiana* se vio beneficiada por el efecto de hongos micorrízicos incrementando la supervivencia en un 20 % y *Prosopis laevigata* en un 12 %.

XII. REFERENCIAS

- ◆ Alarcón, A. y R. Ferrera-Cerrato. 2000. Ecología Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular. Colegio de Postgraduados Ed. Mundi Prensa. México.
- ◆ Amen, R. D. 1968. A. Model of Seed Dormancy. Botanical Review 34:1-29.
- ◆ Alexander, P., M. J. Bahret, J. Chavez, G. Courts y N. S. D'Alessio. 1992. Biología. Ed. Prentice Hall. 680 pp.
- ◆ Allen, E. B. 1989. Restauración de Zonas Áridas Perturbadas con Especial Referencia a los Hongos Micorrízicos. Journal of Arid Environment, 17:279-286.
- ◆ Allen, M. F. 1993. La Micorriza y la Rehabilitación de Suelos Áridos Perturbados, Procesos y Prácticas, p 151-165
- ◆ Aguilar-Contreras A., J. R. Camacho, S. Chino, P. Jáquez y M. E. López, 1994. Plantas Medicinales del Herbario del IMSS. Cuadros básicos por aparatos y sistemas del cuerpo humano. Instituto Mexicano del Seguro Social. México. 218 pp.
- ◆ Aguilar, C. A.; M. E. López y M. S. Xalalpa. 1999. Herbolaria Mexicana. México Desconocido. No. 5. 45p
- ◆ Arellano, J. 1986. Etnobotanica de leguminosas: notas sobre algunas especies utilizadas en la alimentación en México. Anales del Instituto de Biología 57: 123-142
- ◆ Azcón-Aguilar, C. y M. Barea. 1992. Interacciones Between Mycorrhizal Fungi and Other Rhizosphere Microorganism. Ed. Chapman y Hall. New York. 163-198.
- ◆ Ballard, L. A. T. 1964. Germination and Emergence of Several Varieties of Barley in Salinized Soil Cultures. Agronomy Journal 45: 68-71.
- ◆ Barragán, V. E. A. 2003. Inoculación Micorrizica de *Prosopis laevigata* L. (Mezquite) en Condiciones de Invernadero y su Efecto al Transplante a Condiciones de Campo. Tesis de Licenciatura. FES. Zaragoza. UNAM. México.
- ◆ Baskin, J. M. y C. C. Baskin. 1977. Dormancy and Germination in Seeds of Common Ragweed with Reference to Beal's Buried Seed Experiment. America Journal of Botany 64: 1174-1176.
- ◆ Baskin, C. C. y M. J. Baskin 1998. Seeds Ecology, Biogeography, and Evolución of Dormancy and Germination. Academic Press. E.U.A.

- ◆ Barea, J. M.; C. Calver; V. Estaún y A. Camprubí. 1996. Biological Control as a Key Component in Sustainable Agriculture. *Plant and Soil*. 185: 171-172.
- ◆ Barea, J. M. 1998. Biología de la Rizósfera. *Investigación y Ciencia*. pp. 74-81.
- ◆ Besnier, R. F. 1989. Semillas, Biología y Tecnología. Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. 596 pp.
- ◆ Bewley, D. J. y M. Black 1994. *Seeds Physiology of Development and Germination*, Plenum Press, New York. 420 pp.
- ◆ Bonner, J. y A. W. Galston. 1970. *Principios de Fisiología Vegetal*. Ed. Aguilar, Madrid, España. 485 pp.
- ◆ Bonner, F. T. 1981. Principios de Almacenamiento para Semillas de Árboles Tropicales. En *Memorias de la reunión sobre problemas en semillas forestales tropicales*. INIF Publicación especial No.35: 223-233.
- ◆ Bonner, F. T. 1984. *Glosary of Seed Germination Terms for Free and Seed Wookers*. U.S.D.A. Forest serv. Southern. Forest. Experimental Satation Gral. Tech Rev.
- ◆ Burkart, A. 1976. A Monograph of Genus *Prosopis* (Leguminosae subfam. Mimosoideae). *Journal of the Arnold Aboretum* 57: 217.249, 450-485.
- ◆ Camacho, M. F. 1994a. Dormición de Semilla; Causas y Tratamientos Ed. Trillas. México.
- ◆ Camacho, M. F. 1994b. Ecología de Semillas. En *Semilla Forestal*. INIFAP Publicación especial No. 2: 49-53.
- ◆ Camargo-Ricalde, S. L. y R. Grether. 1998, Germinación, Dispersión y Establecimiento de Plántulas de *Mimosa tenuiflora* (Leguminosae) en México. *Rev. Biol. Trop.* 46(3): 1-12
- ◆ 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.
- ◆ Camargo-Ricalde, S. L, S. S. Dhillion y V. García-García. 2004. Phenology, and Production and Germination of Seven Endemic *Mimosa* Species (Fabaceae-Mimosoideae) of the Tehuacán-Cuicatlan Valley, México. *Journal of Arid Environments*. 58: 423-437.
- ◆ Chacalo, H. A. y R. N. Fernández. 1995. Los Árboles Nativos e Introducidos Utilizados en la Reforestación de la Ciudad de México. *Ciencias*. 46: 383-393.

- ◆ Cooper, E. W. y M. J. Whiting. 2000. Islands in a sea of Sand: Use of *Acacia* Trees by Tree Skinks in the Kalahary Desert. *Journal of Arid Environments* 44: 373- 381
- ◆ Cozzo, D. 1976. Tecnología de la Forestación en Argentina y América Latina. Ed. Hemisferio Sur. Buenos Aires, Argentina.
- ◆ Cronquist, A. 1977. Introducción a la Botánica. Ed. Continental. México.
- ◆ Daubenmire, R. F. 1988. Ecología Vegetal, Tratado de Autoecología de Plantas. Ed. Limusa. México. 496 pp.
- ◆ Davies Jr., F. T., S. E. Suenson, J. C. Cole, L. Phavaphutanon, S. A. Duray, V. Olalde-Portugal, C. E. Meier y S. H. Bo. 1996. Non-Nutritional Stress Acclimation of Mycorrhizal Woody Plants Exposed To Drought. *Tree Physiology*. 16: 985 - 993.
- ◆ Del Castillo, S. R. F. 1982. Estudio Ecológico del *Ferocatus histrix* (D. D.) Lindsay. Tesis de Licenciatura. ENEP Iztacala. UNAM. México. 145 pp.
- ◆ DENTAL, 1976. Carta Edafológica: Pachuca. F-14-11. Esc 1:250 000. Secretaría de Programación y Presupuestos. Ciudad de México.
- ◆ Desai, B. B.; P. M. Kotecha y D. K. Salunche. 1997. *Seeds Hand Book, Biology, Production, Processing and Storage*. Ed. Marcel Dekker. New York. 609 pp.
- ◆ Durand. 1996. El Palo Fierro. Especie Clave del Desierto de Sonora. *Ciencias*. 43: 24-26
- ◆ Fagg, C. W. y J. L. Stewart. 1994. The value of *Acacia* and *Prosopis* in arid and semi-arid Environments. *Journal of Arid Environments* 27: 3-25.
- ◆ Farfan, V. E. 1988. Uso Actual y Perspectiva de dos Especies del Género *Acacia* en el Suroeste de Puebla. Tesis. Universidad Autónoma Chapingo.
- ◆ FAO. 1982. Las Leguminosas en la Nutrición Humana. Alimentación y Nutrición. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 134 pp.
- ◆ 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 *Bauteloa curtispindula*. Tesis de Licenciatura. FES. Zaragoza. UNAM. México. 68 pp.

- ◆ Ferrera-Cerrato, R., M. C. González-Chávez y Rodríguez-Mendoza. 1993. Manual de Agromicrobiología. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. 142 pp.
- ◆ Fenner, M. 1986. Seed Ecology. Ed. Chapman and May. L. T. D. London.
- ◆ Forbes, J. C. y R. D. Watson. 1992. Plants in Agricultura. Ed. Cambridge University Press.
- ◆ Galindo, A. S., M. E. García y T. L. Wendt. 1992. Potencial de Hibridación Natural en el Mezquite (*Prosopis laevigata* y *P. glandulosa* var. *Torreyana*, Leguminosae) de la Altiplanicie de San Luis Potosí. Acta Botánica Mexicana. 20: 101-117.
- ◆ García-Moya, E. y C. McKell. 1970. Contribution of Shrubs to the Nitrogen Economy of a Desert-wash Plant Community. Ecology 51(1):81-88
- ◆ Garcidueñas, M. R. 1993. Fisiología Vegetal Aplicada. Ed. Interamericana. México. 275 pp.
- ◆ Gianinazzi, S. y V. Gianinazzi-Pearson. 1986. Headaches in Endomycorrhiza Biotechnology Symbiosis. 2: 139-149.
- ◆ Gómez, L. P., P. J. Signoret, y M. C. Abuín. 1970. Mezquites y Huizaches. Ediciones del Instituto Mexicano de Recursos Renovables A. C. México. 192 pp.
- ◆ Gómez, A. S. 2000. Estudio Ginecológico en *Prosopis laevigata* (Mezquite), *Acacia farnesiana* y *Acacia shaffneri* (Huizaches) de los Municipios de Bermejillo Drgo. y Santiago de Anaya, Hgo. Tesis. FES Zaragoza. UNAM. México. 73 pp.
- ◆ González, Ch. M.; R. Ferrera-Cerrato y M. J. Pérez, 1998. Biotecnología de la Micorriza Arbuscular en la Fruticultura. Universidad Autónoma de Tlaxcala y Colegio de Postgraduados. México. 131 pp.
- ◆ González-Zertuche L. y A. Orozco-Segovia. 1996. Métodos de Análisis de Datos en la Germinación de Semillas un ejemplo: *Manfreda Brachystachya*, Bol. Soc. Bot. 58: 15-30. México.
- ◆ Granados, S. D. 1994. Ecología y Dispersión de las Plantas. Universidad Autónoma Chapingo. México.

- ◆ Granados, S. D. y G. F. R. López. 2001. Ecología de las Poblaciones vegetales. Universidad Autónoma Chapingo. México. 144 pp.
- ◆ Granes, R. H. y P. E. Kaye. 1989. Germination and Phenology of Seven Introduced Thistle Species in Southern Australia. *Australian Journal of Botany* 37: 351-359.
- ◆ Green, D. C.; A. Vilariño; R. Newsam; P. Jeffries y J. C. Dodd. 1994. Quantification of Mycelial Development of Arbuscular Mycorrhizal Fungi Using Image Analysis. *Mycorrhiza*. 5: 105-113.
- ◆ Greulach, V. A. y E. Adams. 1990. Las Plantas, Introducción a la Botánica Moderna. Ed. Limusa. México. 679 pp.
- ◆ Grime, J. P.; G. Mason; A. V. Curtis; J. Roden; S. R. Band; M. A. Mowforth; A. M. Neely and S. Shaw. 1981. A Comparative Study of Germination Characteristics in Local Flora. *Journal of Ecology*. 69: 1017-1059. Grime, J. P. 1982. Estrategias de Adaptación de las Plantas y Procesos que Controlan la Vegetación. Ed. Limusa. México. 291 pp.
- ◆ Grether, R. 1978. A General Review of the Genus *Mimosa* in México. *Bulletin of International Group for the Study of Mimosoideae* 6: 45-50.
- ◆ Grether, R., S. L. Camargo-Ricalde y A. Martínez-Bernal. 1996. Especies del Género *Mimosa* (Leguminosae) Presentes en México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. 58:149-152.
- ◆ Guzman-Plazola, R. A. y R. Ferrera-Cerrato 1990. La Endomicorriza Vesículo-arbuscular en las Leguminosas. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. 120 pp.
- ◆ Habte, M. y A. Manjunath. 1991. Categories of Vesicular-arbuscular Mycorrhizal Dependency of host Species. *Mycorrhiza*. 1: 3-12.
- ◆ Harper, J.L. 1977. Population Biology of Plants. Academic. Press. New York. 872 pp.
- ◆ Hartmann, T. H. y E. D. Kester 1999. Propagación de las Plantas, Principios y Prácticas. Ed. Continental. México.
- ◆ Hartmann, T. H. y E. D. Kester. 2002. Propagación de las Plantas Principios y Prácticas. Ed. Continental. México.

- ◆ Harwood, C. E. 1994. Human Food Potential of the Seeds of Some Australian dry-zone *Acacia* species. *Journal of Environments* 27: 27-35
- ◆ Hernández, A. E. 1994. Hongos Micorrizicos Vesículo-arbuscular en Cuatro Variedades de Café (*Coffea arabigca* L.) a Nivel Semillero y Vivero. Tesis Profesional. Universidad Veracruzana. Facultad de Ciencias Agrícolas, Xalapa. México.
- ◆ Herrera, P. y M. Ulloa. 1990. El Reino de los Hongos. Universidad Nacional Autónoma de México. Fondo Cultural de Economía. México. 364 pp.
- ◆ Hetz, M. y C. D. Jonson. 1988. Hymenopterous Parasites of Some Bruchid Beetle of North and Central America. *Jour. Stored PROD. Res.* 24(3):131-143.
- ◆ Hunt, R. 1982. Plant Growth Analysis Statistical Checklist 4. Inatitute of Terreatrial Ecology. The Lavenham Press. LTD; Suffolk. 1-25 p.
- ◆ Jiménez, M. A. 1990. Semillas Forrajeras para la Siembra. UACH. Ed. Celsa Cosio Ruiz. Texcoco, México.
- ◆ Johnson, C. D. 1990. Systematics of the Seed Beetle Genus *Acanthoscelides* (Bruchidae) of Northern South America. *Trans. Amer. Entomol. Soc.* 116(2): 297-618
- ◆ Jurado, E. y M. Westoby. 1992. Seedling Growth in Relation to seed size Among Species of Arid Australia. *Journal of Ecology.* 80: 407-416.
- ◆ Kahiluoto, H. y M. Vestberg. 1997. How to Measure the Effectiveness of Mycorrhiza en: The Royal Swedish Academy of Agriculture and Forestry Library (Ed). *Prosphorus balance and utilization in agriculture towards sustainability seminar* (pp. 119-120) Stockholm, Sweden.
- ◆ Karssen, C. M. 1981. Environmental Conditions and Endogenous Mechanism Involved in Secondary Dormancy of Seeds. *Jour. Bot.* 29: 45-64
- ◆ Khan, A. A. 1980. The Physiology and Biochemistry of Seed Dormancy and Germination. Ed. North Halland, New York 435 pp.
- ◆ Kingsolver, J. M. 1986. A Taxonomic Study of the Genus *Algarobius* (Coleoptera: *Bruchidae*). *Entomography* 4: 109-136
- ◆ Kingsolver, J. M. y C. D. Johnson. 1978. Systematics of the Genus *Mimosestes* (Coleoptera: *Bruchidae*) U.S. Dept. Agric. Tech. Bull. 1590. p. 106.
- ◆ Lambers, H. 2000. *Plant Physiological Ecology*. Ed. Springer. New York. 590 pp.

- ◆ Lara, C. L. 2003. Diversidad y Actividad de Hongos Micorrícicos-arbusculares; en Agroecosistemas Cafetaleros Perturbados por la Erosión. Tesis de Maestría. Biotecnología. Universidad de Colima. Tecoman, Colima.
- ◆ Le Tacón F. 1995. Las Micorrizas; una Cooperación entre Hongos y Plantas. Mundo Científico. No. 49 Vol. 5 :776-784
- ◆ Mark, P.; S. Ashton; C. V. S. Gunatilleke e I. A. U. Gunatilleke. 1995. Seedling Survival and Growth of Tour Shorea in a Sir Lankan Rain Forest. J. TRop. Ecol. 11: 263-279.
- ◆ Mayer, A. M. y A. Poljakoff-Mayber. 1989. The Germination of Seeds. Ed. Pergamon Press. Israel, Jerusalén. 270 pp.
- ◆ Medina, E. 1977. Introducción a la Ecofisiología Vegetal. Ed. Eva v. Chesneau. Washington. D. C.
- ◆ McKell, M. C. 1989. The Biology and Utilization of Shrubs. Ed. Academ Press. San Diego California. 656 pp.
- ◆ Miranda R. J., 2003. Establecimiento y Sobrevivencia de Plantas de *Acacia schaffneri* Inoculadas con Hongos Micorrizogenos Arbusculares en Condiciones de Invernadero y Campo. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM. México. 60p.
- ◆ Moreno, M. E. 1984. Análisis Físicos y Biológicos de Semillas Agrícolas. UNAM. México. 179- 184.
- ◆ Nehl, O. B., P. A. McGee, V. Torrisi, G. S. Patinson y S. J. Allen. 1999. Patterns of Arbuscular Mycorrhiza Down the Profile of a Heavy Textured Soil do not Reflect Associated Colonization Potencial. New Phytologist. 142: 495-503.
- ◆ Niembro, R. A. 1990. Árboles y Arbustos Útiles de México, Naturales e Introducidos. Ed. Limusa. Mexico. 206 pp.
- ◆ Nikolaeva, M. G. 1969. Physiology of Deep Dormancy in Seeds. National Science Foundation. Washington, D.C.
- ◆ Orozco Segovia, A.D.L. 1991, Latencia de Semillas: Una Interpretación desde el Punto de Vista de Fisiología Ecológica. Bol. Soc. Bot. 52:1
- ◆ Orozco-Segovia, A. D. L. y C. Vazquez-Yeñez 1989. Light Effect on Seed Germination in *Pipir* L. Acta Ecológica 10:123-146.
- ◆ Orozco, A. M. S. 2003. Ecología Funcional de Cuatro Especies del Género *Mimosa* (leguminosae) en la Cuenca del Río Estórax; en el Estado de Querétaro. Tesis doctoral México. Universidad Autónoma Metropolitana. 89 pp.

- ◆ Orozco-Almanza, M. S., L. P. de León-García, R. Grether y E. García-Moya. 2003. Germination of four Species of the Genus *Mimosa* (Leguminosae) in a semi-arid zone of Central Mexico. *Journal of Arid Environments*. 55: 75-92.
- ◆ Patiño, V. F. 1983. Guía para la Recolección y Manejo de Semillas de Especies Forestales. Inst. Nac. Invest. Forest. Bol. Div. No 63:111-126.
- ◆ Peretti, A. 1994. Manual para Análisis de Semillas. Ed. Hemisferio Sur, Buenos Aires, Argentina. 272 pp.
- ◆ Perrin, R. 1990. Interactions Between Mycorrhizae Diseases Caused by Soil-Borne Fungi. *Soil Use and Management*. 6: 189-195.
- ◆ Philips, J. M y D. S. Hayman. 1970. Improved Procedures for Clearing and Staining Parasitic and Vascular Arbuscular Mycorrhizal Fungi for Rapid Assessment of Infection, *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55: 158-161.
- ◆ Raven, H. P. y H. Curtis. 1975. *Biología Vegetal*. Ed. Omega. Barcelona España. 579 pp.
- ◆ Raven, H. P.; E. F. Ray y E. E. Susan. 1991. *Biología de las Plantas*. Ed. Reverte. Barcelona, España.
- ◆ Richmond, G. S. y R. J. Chinnock. 1994. Seed Germination of the Australian Desert Shrub *Eremophila* (Myoporaceae). *The Botanical Review*. Vol. 60. No. 4: 483-499.
- ◆ Rico, A. M. de L. 1984. The Genus *Acacia* in México. *Bull. IGSM* 12: 50-59.
- ◆ Rolston, M.P. 1978. Water impermeable seed dormancy. *Botanical Review* 44: 356-436
- ◆ Rzedowski, J, 1988. Análisis de la Distribución Geográfica del Complejo *Prosopis* (Leguminosae, Mimosoideae) en Norteamérica. *Acta Botánica Mexicana*. 3: 7-19.
- ◆ Rzedowski, J, 1994. *La vegetación de México*. Ed. Limusa. 6ta reimpresión. México. 433 pp.

- ◆ Salas, G. C. E. 2003. Emergencia y Desarrollo de Plántulas de Mezquite [*Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl ex Willd.)M. C. Johnst] Bajo Gradientes de Mezclas Salinas. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 63 pp.
- ◆ Salisbury, E. J. 1974. Seed, Size and Mass in Relation to Environment. *Proceedings of Royal Society of London*. B. 186: 83-88
- ◆ Salisbury, F. B. y C. W. Ross. 2000. Fisiología de las Plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 pp.
- ◆ Scagel, R. F.; R. J. Bandoni; R. J. Maze; G.E. Rouse; W. B. Schofield y J. R. Stein. 1987. El Reino Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. 659 pp.
- ◆ Sieverding, E. 1991. Vesicular-arbuscular Mycorrhiza Management in Tropical Agrosystems. Deutsche Gesellschaft Fuir Technische Zusammenarbeit. Alemania.
- ◆ Signoret, P. J. 1970. Datos Sobre Algunas Características Ecológicas del Mezquite (*Prosopis laevigata*) y su Aprovechamiento en el Valle del Mezquital Mezquites y Huizaches. Ediciones del Instituto Mexicano de Recursos Renovables A. C. México. 192 pp.
- ◆ Silvertown, J. W. 1981. Microspatial Heterogeneity and Seedling Demography in Species-rich Grassland. *The New Phytologist* 88: 117-128.
- ◆ Sousa, S. M. y S. A. Delgado. 1998. Leguminosas Mexicanas: Fitogeografía, Endemismo y Orígenes. En: *Diversidad Biológica Mexicana. Orígenes y Distribución*. Ramamoorthy TP, Bye R, Lot A y Fa J compiladores. Instituto de Biología. UNAM. México p. 449.500.
- ◆ Supr, H. S. y V. B. Barnes. 1982. Ecología Forestal. Ed. AGT. México.
- ◆ Sylvia, D. M. 1998. Mycorrhizal Symbioses. En: D. M. Sylvia; J. F Fuhrmann; P. G. Hartel y D. A. Zuberer (Eds). *Principles and Applications of Soil Microbiology* (pp. 408-426) New Jersey. Prentice Hall.
- ◆ Taketay, D. 1996. Germination, Ecology of Twelve Indigenous and Eight Exotic Multipurpose Leguminous Species From Ethiopia. *For. Ecol. Manage.* 80: 209-223.

- ◆ Taketay, D. 1998. Germinación of *Acacia origena*, *A. pilispina* and *Pterolobium stellatum* in Response to Different Pre-sowing Seed Treatments, Temperature and Light. *Journal of Arid Environments*. 38: 551-560.
- ◆ Thompson, J. R. 1979. *Introducción a la Tecnología de las Semillas*. Ed. Acribia. Zaragoza, España.
- ◆ Thompson, K. y J. P. Grime. 1983. A comparative Study of Germination Responses to Diurnally Fluctuating Temperatures. *Journal Applied Ecology* 20: 141-156.
- ◆ Varma, A. 1999. Funtion and Aplication of Arbuscular Mycorrhizal Fungi an Arid and Semi-Arid Soils: En *Mycorrhiza, Structure, Funtion, Molecular Biology and Biotecnology*. Varma, A. y B. Hock (eds). Springer, Berlin. p. 521-556.
- ◆ Valiente, A. 1996. La Conservación de los Desiertos: un desafío, Ocelot. *Revista Mexicana de la Conservación PRONATURA*, Vol.4, p.34-37.
- ◆ Westoby, M.; E. Jurado and M. Leishman. 1992. Comparative Evolutionary Ecology of Seed Size. *Trends in Ecology and Evolution*. Vol. 7: 368-372.
- ◆ Willian, R. L. 1991. *Guía para la Manipulación de Semillas Forestales, con Especial Referencia a los Trópicos*. FAO. Roma.
- ◆ Zulueta, R. R; E. S. Aguilar y F. L. Varela. 2003. Eficiencia de Morfoespecies de Hongos Formadores de Micorriza Arbuscular Aislados en la Rizosfera de *Jacaratia mexicana* A. DC. para Promover la Eficiencia de Fósforo. Tesis Doctoral, Biotecnología. Universidad de Colima. Tecomán, Colima. P.

XIII. ANEXOS

Cuadro 9. ANOVA de un factor para *Acacia farnesiana* (longitud de vástago)

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Columna 1	6	141,6	23,6	1,14
Columna 2	6	127,8	21,3	1,96

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	15,87	1	15,87	10,23870968	0,009494943	4,964590516
Dentro de los Grupos	15,5	10	1,55			
Total	31,37	11				

Cuadro 10. ANOVA de un factor para *Acacia farnesiana* (longitud de raíz)

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Columna 1	6	215,4	35,9	6,84
Columna 2	6	169,2	28,2	6,16

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	177,87	1	177,87	27,36461538	0.000383674	4,964590516
Dentro de los Grupos	65	10	6,5			
Total	242,87	11				

Cuadro 11. ANOVA de un factor para *Prosopis laevigata* (longitud de vástago)

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Columna 1	6	98,52	16,42	3,8176
Columna 2	6	78,24	13,04	0,7784

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	34,2732	1	34,2732	14,91436031	0,003150419	4,964590516
Dentro de los Grupos	22,98	10	2,298			
Total	57,2532	11				