



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERIA

ÁREA ACADÉMICA DE BIOLOGÍA

LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

EVALUACIÓN DE DIFERENTES TRATAMIENTOS
PREGERMINATIVOS Y OSMÓTICOS EN LA GERMINACIÓN
DE SEMILLAS DE MEZQUITE *Prosopis laevigata*
(Humb. & Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnston

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOLOGÍA PRESENTA:
JORGE ALEJANDRO SOBREVILLA SOLÍS

DIRECTOR DE TESIS: DRA. MARITZA LÓPEZ HERRERA

MINERAL DE LA REFORMA, HIDALGO

2008



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA
ÁREA ACADÉMICA DE BIOLOGÍA
COORDINACIÓN DE LA LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

M. EN C. JULIO CÉSAR LEINES MEDÉCIGO
DIRECTOR DE CONTROL ESCOLAR, UAEH

P R E S E N T E

Por este conducto le comunico que el Jurado asignado al pasante de Licenciatura en Biología **Jorge Alejandro Sobrevilla Solís** quien presenta el trabajo recepcional de tesis titulado **“Evaluación de diferentes tratamientos pregerminativos y osmóticos en la germinación de semillas de mezquite *Prosopis laevigata* (Humb. y Bonpl. Ex Willd) M. C. Johnston”**, después de revisarlo en reunión de sinodales ha decidido autorizar la impresión del mismo, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación se anotan las firmas de conformidad de los integrantes del Jurado:

PRESIDENTE:

Dr. Otilio Arturo Acevedo Sandoval

PRIMER
VOCAL:

Dra. Ana Laura López Escamilla

SEGUNDO
VOCAL:

Dra. Maritza López Herrera

TERCER
VOCAL:

Dr. Ángel Moreno Fuentes

SECRETARIO: **M. en C. Manuel González Ledesma**

PRIMER
SUPLENTE:

Dr. Arturo Sánchez González

SEGUNDO
SUPLENTE:

M. en C. Leticia Romero Bautista

Sin otro particular, reitero a usted la seguridad de mi atenta consideración.

A T E N T A M E N T E
“AMOR, ORDEN Y PROGRESO”
Mineral de la Reforma, Hidalgo a 04 de julio de 2008

Biol. Ulises Iturbe Acosta

Coordinador Adjunto de la Licenciatura en Biología



LA PRESENTE INVESTIGACIÓN SE REALIZÓ EN EL LABORATORIO DE MORFOFISIOLOGÍA VEGETAL DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO, BAJO LA DIRECCIÓN DE LA DRA. MARITZA LÓPEZ HERRERA, Y APOYADA ECONÓMICAMENTE POR EL PROYECTO: IDENTIFICACIÓN DE ÁREAS PRIORITARIAS PARA LA REGENERACIÓN DE MEZQUITALES (SOLICITUD: 14716) DEL FONDO SECTORIAL PARA LA INVESTIGACIÓN, EL DESARROLLO Y LA INNOVACIÓN TECNOLÓGICA FORESTAL (CONAFOR-CONACYT 2005).

DEDICATORIAS

A ti, por que siempre estas conmigo.

A mis padres
Dulce y Víctor

Por estar a mi lado, por su ejemplo, por sus valores, por sus enseñanzas,
y por ser quienes me apoyan incondicionalmente.
Quisiera que nunca me faltaran, pero la vida es prestada.... y aun así, ustedes nunca
serán mi pasado, siempre serán mi presente.

A mis hermanos
Alfredo, Nacho y Cesar

Por ser los mejores amigos.
Por que siempre estaremos juntos a pesar de lo que pase.

A mis abuelos
Martha, Samuel y Amanda

Por que su experiencia y consejos me han ayudado
siempre a tomar lo mejor de la vida.

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Maritza López Herrera, por su apoyo, interés y confianza a lo largo de este trabajo de investigación. Por ser para mí un ejemplo de vida en todos los ámbitos y por que sin su ayuda esto no hubiera sido posible.

Al grupo de sinodales, por ayudar a enriquecer esta investigación con sus conocimientos y experiencia profesional; y por su gran compromiso con el desarrollo del conocimiento científico.

A la Dra. Ana Laura López Escamilla, por que nunca deja de recordarnos que las mejores cosas de la vida se construyen a base de disciplina y un gran esfuerzo.

A mis compañeros de la 9ª Generación y muy especialmente a mis amigos: Pablo, Don Hugo, Delia, Adriana, Ivón, Karen y Miguel Bustos “Chapis”, por ser mis hermanitos desde hace más de 5 años, por todos esos buenos momentos que bien valieron las faltas en clase y que sin duda fueron lo mejor de esta etapa.

A mis compañeros y amigos de Morfofisiología Vegetal: Miriam, Su-lin, Claudia, Nely, Irma, Angeles y mi Gran Compadre Beto, por su apoyo, por hacerme sentir bien a mi llegada al laboratorio, por sus consejos y por todos los buenos momentos que pasamos juntos. (Perrote Power.....Ahuuuuu!!)

A mis tíos. Víctor, Lorena, José Luís e Hislam. Por estar ahí cuando más los necesito.

A mis primos: Luís, Paola, Aldo y Karol. Por que su inocencia y alegría siempre me recuerdan que vale la pena luchar por un mundo mejor.

A la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo y al Centro de Investigaciones Biológicas, por ayudarme a construir un mejor futuro.

ÍNDICE

	Pag.
Resumen	1
I. Introducción	2
2. Antecedentes	4
2.1 - El género <i>Prosopis</i>	4
2.2 - <i>Prosopis laevigata</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnston	7
2.2.1 Clasificación Taxonómica	7
2.2.2 Distribución	8
2.2.3 Características morfológicas	10
2.2.4 Importancia ecológica de la especie	13
2.2.5 Importancia antropogénica de la especie	15
2.3 - La latencia en las semillas	17
2.3.1 - Definición de latencia	17
2.3.2 - Rol ecológico de la latencia	18
2.3.3 - Tipos de latencia	19
a. Latencia fisiológica	19
b. Latencia morfológica	20
c. Latencia física	21
d. Latencia química	21
e. Latencia mecánica	22
2.3.4 Tratamientos de escarificación	23
a. Métodos mecánicos	23
b. Métodos químicos	24
c. Métodos físicos	26
d. Trabajos previos relacionados con la escarificación de semillas de <i>Prosopis spp</i>	27
2.3.5 Tratamientos osmóticos	29
a. Trabajos previos relacionados con el osmoacondicionamiento de las semillas de <i>Prosopis</i>	32
3 Justificación	33
4 Objetivos	34
5 Hipótesis	34
6 Material y método	35
6.1 Obtención de la semilla	35
6.2 Escarificación de las semillas	36
6.3 Tratamientos osmóticos	41
7 Resultados y discusión.	44
7.1 Tratamientos de escarificación	44
7.2 Tratamientos osmóticos	56
8 Conclusiones	61
9 Bibliografía	63
Apéndice 1 – Líneas de tendencia de las curvas de germinación de cada tratamiento y valores dependientes a la recta para cada una de las líneas de tendencia.	73
Apéndice 2 – Glosario	74

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1.- Distribución del género <i>Prosopis</i> en la República Mexicana.	6
Figura 2.- Distribución de <i>Prosopis laevigata</i> en la región del Valle del Mezquital, en el estado de Hidalgo.	9
Figura 3.- Vista Interna (A) y Externa (B) de una semilla de mezquite (<i>Prosopis sp.</i>); indicando las diferentes partes; tomada y modificada de Natural Resource Conservation Service, (2007). Semillas de <i>Prosopis laevigata</i> (C) con y sin testa.	11
Figura 4.- Corte transversal de la testa de <i>Prosopis sp.</i> ; indicado cada capa de células que la constituyen. Tomado de Hoffmann (1970).	12
Figura 5.- Ubicación de la comunidad de San José Tepenene (Tomada de Google Earth 2007)(A). Delimitación del área de colecta, dentro de la comunidad de San José Tepenene (B).	35
Figura 6.- Porcentaje de germinación para cada uno de los tratamientos de escarificación.	44
Figura 7. Cinética de germinación de semillas de <i>Prosopis laevigata</i> sometidas a diferentes métodos de escarificación: (A) métodos mecánicos; (B) métodos químicos;(C) métodos físicos.	48
Figura 8.- Gráfica del promedio de semillas germinadas, en combinación con cuatro métodos de escarificación y cuatro potenciales osmóticos.	57
Figura 9.- Líneas de tendencia de las curvas de germinación de cada tratamiento de escarificación.	73

ÍNDICE DE CUADROS

	Pag.
Cuadro 1.- Clasificación taxonómica de <i>Prosopis laevigata</i> ; propuesta por Burkart (1976).	7
Cuadro 2.- Estudios previos de escarificación de semillas de <i>Prosopis</i> , indicando la especie, tipo de escarificación, los tres resultados con mayor porcentaje de germinación y referencia.	27
Cuadro 3.- Estudios previos enfocados al osmoacondicionamiento de semillas de <i>Prosopis</i> , indicando la especie, las soluciones osmótica y potenciales empleados, así como los resultados obtenidos y referencia.	32
Cuadro 4.- Proporción de agua destilada y cloruro de sodio (NaCl), para obtener los distintos potenciales osmóticos durante el osmoacondicionamiento.	41
Cuadro 5.- Tratamientos de escarificación empleados en esta investigación con distintos índices de germinación. (SEM G) Número total de semillas germinadas; (G%) Porcentaje de germinación; (IVG) Índice de Velocidad de Germinación; (TPG) Tiempo promedio para alcanzar la germinación, en días; (TMAX) Tiempo para alcanzar la máxima germinación en días y (CUG) Coeficiente de Uniformidad de la Germinación.	50

Cuadro 6- Comparación de resultados con métodos físicos de escarificación entre la investigación (A) (Torres <i>et al.</i> , 2000) y los resultados obtenidos en esta investigación (B).	53
Cuadro 7.- Suma, promedio, desviación estándar y coeficiente de variación obtenidos a través el peso, largo, ancho y espesor de una muestra de 50 semillas de mezquite.	55
Cuadro 8.- Combinaciones de los tratamientos de escarificación con los potenciales osmóticos, donde se muestran los resultados en número de semillas germinadas y su porcentaje de germinación (%) correspondiente.	57
Cuadro 9.- Valores de Y y R ² dependientes a la recta para cada una de las líneas de tendencia.	73

RESUMEN

El mezquite, es un elemento importante en la vegetación de ambientes semiáridos ya que tiene un gran valor ambiental. Biológicamente, las semillas de mezquite presentan problemas de germinación debido a la presencia de una testa impermeable causando una latencia física. El objetivo de esta investigación fue evaluar diez diferentes tratamientos de escarificación y combinar posteriormente, los que obtuvieron los mayores porcentajes de germinación con cuatro soluciones osmóticas para aumentar la germinación del mezquite. Los índices de germinación demuestran que los tratamientos de escarificación de índole mecánico son los de mayor efectividad ya que estos dañan de forma directa a la testa de la semilla, rompiendo así la latencia. En lo que respecta a tratamientos osmóticos, el análisis estadístico indica que no existen diferencias significativas en los potenciales, pero si en los tratamientos de escarificación. Aspectos como la edad de la semilla, tiempo de maduración e interacciones ambientales, pudieron causar importantes variaciones en la respuesta germinativa.

I INTRODUCCIÓN

En la actualidad las semillas cumplen una doble función en el mundo, por un lado forman parte de la dieta diaria de millones de personas dándole un significativo valor económico (The Seed Biology Place, 2007); sin embargo, su principal importancia es ser el medio de dispersión, propagación y perpetuación de un gran número de especies, ocupando un papel trascendental en la historia evolutiva de las plantas superiores (Raven *et al.*, 1999; Willis y Mc Elwain, 2002).

A pesar de ello, las semillas son la parte menos estudiada de un gran número de plantas. Las investigaciones enfocadas a aspectos fisiológicos y ecofisiológicos de estas estructuras son indispensables para desarrollar proyectos encaminados a la propagación en masa de especies con fines de reforestación y restauración ecológica (Besnier, 1989; Martinez, 1994).

El mezquite es una especie de vital importancia en los ambientes semiáridos; y a la vez ha sido uno de los principales recursos naturales para los habitantes de las regiones semidesérticas (Signoret, 1970; Burkart, 1976; CONAZA, 1994; Pennington y Sarukhán, 2005).

Sin embargo, las poblaciones naturales de mezquites en nuestro país y el estado de Hidalgo se han visto disminuidas considerablemente debido a actividades desmedidas de explotación de los recursos; este hecho aunado a la latencia física que presentan las semillas, ha ocasionado la casi nula regeneración natural de los mezquiales (Signoret, 1970).

Para enfrentar los problemas de latencia que presentan este tipo de semillas, se han desarrollado diversas técnicas de pregerminación en un gran número de especies vegetales, principalmente las de valor agrícola. Dichas técnicas han permitido obtener

una germinación rápida, completa y uniforme que ayudan a las labores de manipuleo y el establecimiento de los cultivos (Niembro, 1994).

Las evidencias prácticas que emplean este tipo de tratamientos pregerminativos en las semillas de mezquite revelan perspectivas exitosas a partir de la germinación en viveros, garantizando la posibilidad de su propagación (Ffolliot y Thames, 1983b; Gold *et al.*, 2004) ya sea como el uso de cultivo comercial de áreas marginales, en sistemas agroforestales o para fines de reforestación para incrementar la densidad de los mezquiales silvestres (CONAZA, 1994).

2 ANTECEDENTES

2.1 El género *Prosopis*

El género *Prosopis* pertenece a la subfamilia Mimosoideae; clasificada dentro de la familia Fabaceae (Judd *et al.*, 1999). Esta subfamilia puede diferenciarse por dos aspectos principales; el primero es que la vaina es más o menos carnosa e indehisciente, es decir no se abre al llegar a la madurez para liberar las semillas; y la segunda es que el polen es liberado en granos individuales en lugar de grupos (como sucede con la mayoría de los miembros de esta familia) (Ffolliot y Thames, 1983a).

El género *Prosopis* fue propuesto por Linneo. Éste es considerado primitivo, debido a sus granos de polen simple y sus pétalos libres. Posiblemente, se originó en las regiones tropicales del continente Africano donde ahora sólo persiste la especie *Prosopis africana*, considerada la menos especializada de todas las especies actuales (Burkart, 1976).

Otra evidencia que apoya la antigüedad del género son los muchos grupos diferenciados de especies que se han desarrollado, derivados de la frecuente hibridación, aportando como consecuencia, la ramificación en varios linajes de los cuales han surgido una gran diversidad de formas y un elevado grado de especialización (Ffolliot y Thames, 1983a).

Prosopis es un género presente en las zonas tropicales y subtropicales en ambos hemisferios (Borja, 1963 en Signoret, 1970; Rzedowski, 1988). A nivel mundial, el género *Prosopis* tiene 43 especies. De ellas, *P. cineraria*, *P. farcta*, *P. koelziana* y *P. africana* se distribuyen en el Suroeste asiático y África. En América, se encuentran un total de 40 especies, distribuidas desde Norteamérica hasta la Patagonia. Las evidencias indican que en América el principal centro de origen es Argentina y que México es un centro secundario (Burkart, 1976).

La especies americanas de *Prosopis* siguen cuatro líneas evolutivas (Rzedowski, 1988), y se concentran en dos grandes complejos geográficos: El Sudamericano (Argentina-Paraguay-Chile) y el Norteamericano (México-Texas) donde se localizan nueve especies: *P. reptans* var. *cinerascens*, *P. pubescens*, *P. velutina*, *P. laevigata*, *P. juliflora*, *P. glandulosa* var. *glandulosa*, *P. glandulosa* var. *torreyana*, *P. palmeri*, *P. articulata*, *P. tamaulipana* (Rzedowski, 1988; CONAZA, 1994); siendo éstas tres últimas especies endémicas de México y localizadas en Baja California Sur, Sonora y Baja California Norte, y la parte seca de la Huasteca, respectivamente (Rzedowski, 1988).

En tanto, 31 especies de *Prosopis* son endémicas de América Central y del Sur; ya que dos de las especies Norteamericanas se presentan también en Sudamérica, siendo 33 el número total de especies de *Prosopis* que se encuentran en forma natural en el resto del continente (Ffolliot y Thames, 1983a).

En México el género *Prosopis* se distribuye en aproximada 3'555,500 ha, que representa aproximadamente el 1.7% del territorio y su distribución se amplía en las partes bajas del sureste del país. En la parte del altiplano se distinguen tres regiones fisiográficas de distribución las cuales son: Altiplano Septentrional, Altiplano Central y Altiplano Meridional (CONAZA, 1994; Juárez *et al.*, 2001) (figura 1).

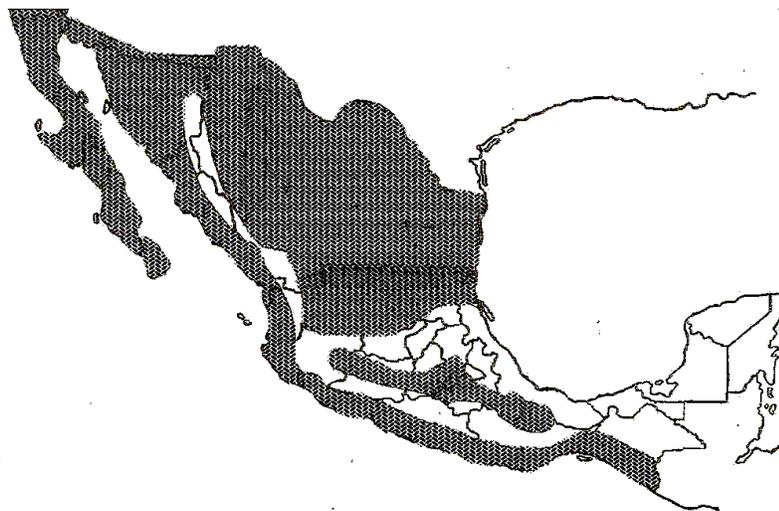


Figura 1.- Distribución del género *Prosopis* en la Republica Mexicana. Tomado de Signoret (1970).

2.2 *Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnston

2.2.1 Clasificación Taxonómica

Probablemente el último esquema clasificatorio de *Prosopis laevigata* fue propuesto por Burkart (1976) (cuadro 1); y aunque se considera que aún requiere de ajustes y cambios, sus conclusiones principales parecen estar bien fundadas y su propuesta clasificatoria es la que se adopta en la mayoría de los trabajos de investigación (Rzedowski, 1988).

Cuadro 1.- Clasificación taxonómica de *Prosopis laevigata*; propuesta por Burkart (1976).

Reino:	Plantae
Phylum:	Spermatophyta
Subphylum:	Angiosperma
Clase:	Dicotyledoneae
Familia:	Fabaceae
Subfamilia:	Mimosoideae
Genero:	<i>Prosopis</i>
Especie:	<i>laevigata</i>

Gran parte de las especies son morfológicamente variables, a menudo se asemejan unas a otras, derivado en gran parte de la introgresión genética que suele ser un fenómeno muy común en este género (Rzedowski, 1988). Por ello, han surgido un gran número de sinónimos para la especie *Prosopis laevigata*, dentro de las cuales podemos encontrar: *Acacia laevigata* Willd.; *Algarobia dulcis* Benth; *Mimosa laevigata* (Willd.) Poir; *Mimosa rotundata* Sessé & Moc; *Neltuma attenuata* Britton & Rose; *Neltuma laevigata* (Willd.) Britton & Rose; *Neltuma michoacana* Britton & Rose; *Prosopis dulcis* Kunth (Johnston, 1962; NRCS, 2005).

2.2.1 Distribución

La especie *Prosopis laevigata* es el mezquite típico del centro y sur de México (Rzedowski, 1988), localizado principalmente en los estados de Guerrero, Querétaro, Estado de México, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, San Luís Potosí, Veracruz, Nuevo León, Aguascalientes, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, y Zacatecas (CONAZA, 1994); encontrando individuos creciendo en climas semi-húmedos, mientras que existen otras poblaciones que prosperan en altitudes próximas a 2500 m y hacia el norte, esta especie forma parte de matorrales xerófilos, donde las precipitaciones llegan a ser de 300 mm anuales en promedio (Rzedowski, 1988; Rzedowski y Rzedowski 2001).

El área de distribución de *Prosopis laevigata* se compone de al menos tres segmentos territoriales (altiplanicie, depresión del Balsas y planicie costera nororiental), separados entre sí por cadenas montañosas más húmedas, que representan barreras físicas. Este hecho unido a las diferencias morfológicas entre las tres poblaciones, indica también la antigüedad de la especie, que debe remontarse a épocas en que las montañas no obstaculizaban su dispersión, aunque es factible asimismo que la población de la planicie costera se comunicara anteriormente con la altiplanicie por Nuevo León y Coahuila, pero más tarde *P. laevigata* fue desplazada de ahí por *P. glandulosa* (Rzedowski, 1988)

En Hidalgo, la especie *Prosopis laevigata*, se distribuye hacia el centro y norte del Valle del Mezquital, en gran parte del Valle de Ixmiquilpan, parte sureste del Valle de Actopan y parte noroeste y suroeste del Valle de Mixquiahuala (figura 2); hacia el sur se encuentra delimitado por comunidades como: Santa María Amajac, San Juan Tepa, Tetepango, San Juan Tepenene y el Arenal (Signoret, 1970).

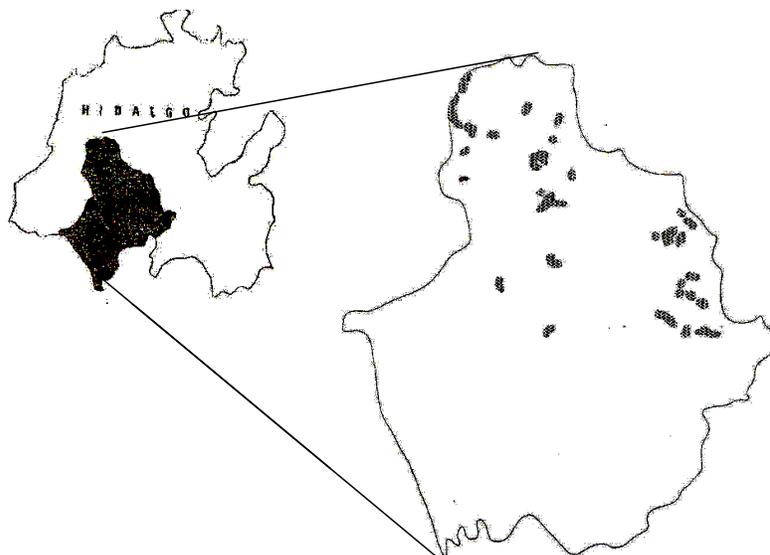


Figura 2.- Distribución de *Prosopis laevigata* en la región del Valle del Mezquital, en el estado de Hidalgo. Tomado de Signoret, (1970).

Se le encuentra en forma natural como parte del matorral espinoso, o selva baja espinosa subcaducifolia. Generalmente se le encuentra creciendo en todos estos lugares a excepción de las partes altas de los cerros debido a la escasez del suelo, ya que se desarrolla en los fondos de los valles y planicies donde puede aprovechar las aguas del subsuelo (Signoret, 1970; Rzedowski y Rzedowski 2001).

También se reporta la presencia de *Prosopis laevigata* dentro de la Reserva de la Biosfera Barranca de Metztitlán, formando parte del estrato arbóreo y arbustivo dentro del Bosque Tropical Caducifolio, Matorral crasicaule de *Stenocereus dumortieri*, Matorral crasicaule de *Opuntia imbricata* y Matorral submontano (CONANP, 2003).

Como el mezquite es una planta característica de zonas áridas y semiáridas por ser esclerófilo, con hojas pequeñas, polinización zoógama, ramificación abundante, formación de espinas, caducifolio, baja tasa transpiratoria y enormes raíces, su factor limitante no será el agua, sino las condiciones del suelo (Signoret, 1970), como escasez del mismo y la alta salinidad en algunos sitios (Salas, 2003).

2.2.3 Características morfológicas

Según Rzedowski y Rzedowski (2001), *Prosopis laevigata* es un árbol o arbusto a veces hasta de 12 m de altura, aunque generalmente menor, tronco de hasta 1 m de diámetro, por lo general de 30 a 60 cm; corteza gruesa, de color café-negruzco algo fisurada; copa más alta que ancha; ramas glabras o pilosas, armadas de espinas estipulares de 1 a 4 cm de largo; hojas pecioladas, con 1 a 3 pares de pinnas, cada una con 10 a 20 pares de foliolos sésiles, oblongos o linear-oblongos, de 5 a 15 mm de largo por 1 a 2 mm de ancho; ápice obtuso, margen entero, base obtusa, glabras o ligeramente pubescentes; flores dispuestas en espigas densas de 5 a 10 cm de largo, flores blanco-amarillentas, sésiles o casi sésiles; caliz de 1 mm de largo, glabro o puberulento; corola de 2.5 a 3 mm de largo; pétalos agudos, tometulosos en el margen y en el interior; estambres de 4 a 5 mm de largo.

Legumbre linear, algo falcada, de 7 a 20 cm de largo por 8 a 15 mm de ancho, comprimida, glabra de un color paja al rojizo-violáceo, conteniendo de 12 a 20 semillas (Ffolliot, 1983a).

El mesocarpo presenta una pulpa gruesa y esponjosa de sabor dulce, este cubre al endocarpo donde se alojan las semillas, las cuales se disponen en una hilera ventral (CONAZA, 1994); cada semilla está separada una de la otra en un espacio encerrado denominado septum (Ffolliot y Thames, 1983a).

Las semillas son de forma romboide, casi cuadradas con 4 vértices (Rivas, 2005), y en algunas casos con bordes irregulares (Ffolliot y Thames, 1983a). La coloración varía desde el café claro al oscuro (figura 3) (CONAZA, 1994; Rzedowski y Rzedowski 2001). En general, las semillas son de alrededor de 6.3 a 11 mm de largo; 3 a 4 mm de ancho y 2 a 3 mm de espesor promedio (Ffolliot, 1983a); teniendo un promedio de una superficie aproximada de 47 mm² (Delorit y Gunn, 1986; Rivas, 2005).

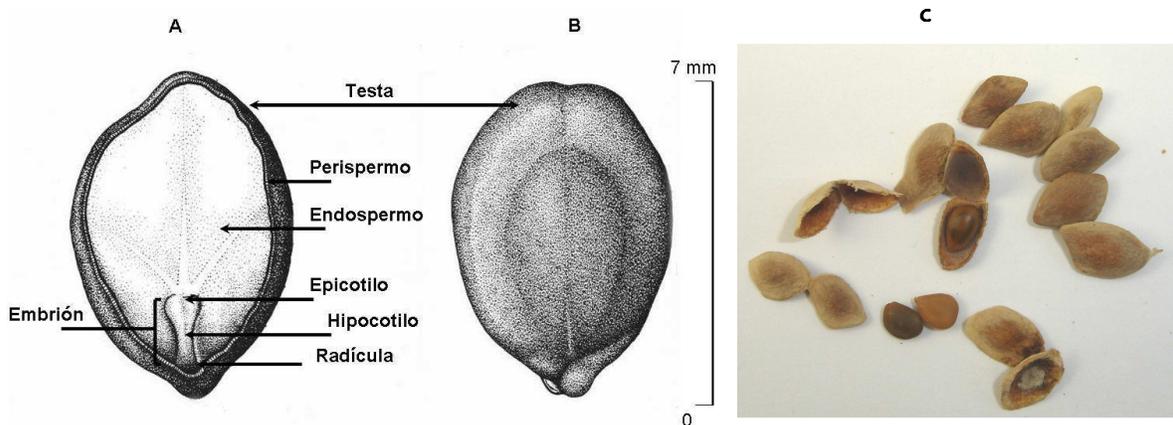


Figura 3.- Vista Interna (A) y Externa (B) de una semilla de mezquite (*Prosopis sp.*); indicando las diferentes partes; tomada y modificada de Natural Resource Conservation Service, (2007). Semillas de *Prosopis laevigata* (C) con y sin testa.

Las semillas presentan una testa dura e impermeable (figura 4), generando que a la semilla del mezquite se le califique como una “semilla dura” (Besnier, 1989; Willian, 1991; Garcia-Aguilera *et al.*, 2000; Dübbern de Souza y Marcos-Filho. 2001; Juárez *et al.*, 2001; D’ Aubeterre *et al.*, 2002; Rivas *et al.*, 2005).

El proceso de desarrollo de la testa desde que se produce el cierre del micrópilo hasta que la semilla esté madura, demora alrededor de tres meses. la testa tiene un grosor inicial de 40μ , llegando al final del desarrollo a unas 125μ (Hoffmann, 1970).

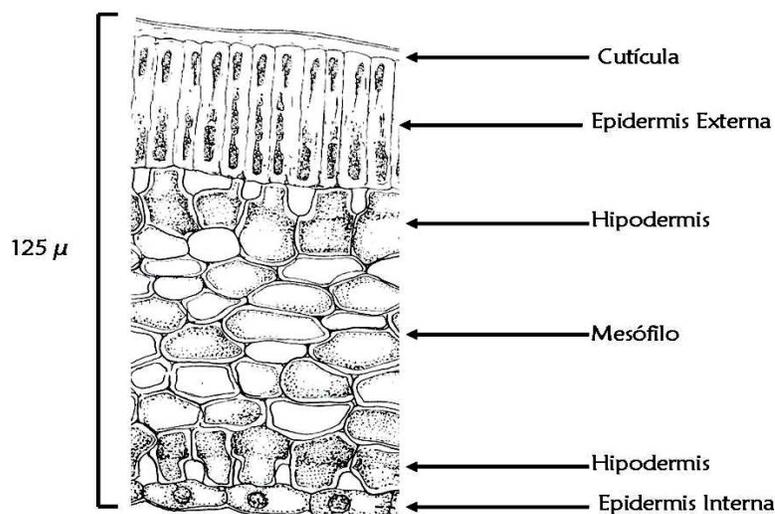


Figura 4.- Corte transversal de la testa de *Prosopis*; indicado cada capa de células que la constituyen. Tomado de Hoffmann (1970).

- Cutícula: Esta se conserva delgada y de superficie lisa hasta la madurez de la semilla, generalmente es cerosa siendo la primera barrera que impide la imbibición (Dübbern de Souza y Marcos-Filho, 2001). La cutícula y la epidermis externa se separan por un estrato mucilaginoso (Hoffmann, 1970; Gunn 1981).
- Epidermis Externa: Llega a tener una altura promedio de 45 μ , estas células se forman del esclerenquima en empalizada, con las paredes engrosadas especialmente en la parte orientada al exterior (Gunn, 1981; Camacho, 1994).
- Hipodermis: Es una capa de células isodiamétricas en la base que se adelgazan hacia el exterior dejando espacios intercelulares. El grosor de las paredes celulares aumenta paulatinamente, llegando a un promedio máximo de 3.1 μ (Hoffmann, 1970).
- Mesófilo: Es un tejido parenquimático situado entre ambas hipodermis, está constituido por células inicialmente isodiamétricas con un diámetro de 12 μ . Estas aumentan de tamaño hasta alcanzar 37 μ , al tiempo que sus paredes aumentan de espesor (Hoffmann, 1970).
- Epidermis interna: Está formada por células planas, de poco desarrollo, que permanecen vivas y bien diferenciadas, hasta el periodo de madurez cuando estas se desintegran (Hoffmann, 1970; Dübbern de Souza y Marcos-Filho, 2001)

2.2.4. Importancia ecológica de la especie

El mezquite tiene un gran valor ecológico dentro de las regiones donde abunda (Pennington y Sarukhán, 2005), debido a que es un excelente controlador de la erosión gracias a su capacidad de desarrollarse en lugares donde los suelos son pobres, con escasos horizontes y son fácilmente deslavados por las lluvias torrenciales (Signoret, 1970).

Además, como otras leguminosas, tiene la cualidad de fijar el nitrógeno atmosférico al suelo, a través de las micorrizas asociadas a sus raíces, mejorando así su fertilidad (Pennington y Sarukhán, 2005), por ello esta especie puede ser considerada

para su uso en programas de reforestación de áreas semiáridas (Felker, 1981). Tiene cierta importancia como indicador (Rzedowski, 1964. en Signoret, 1970), pues se piensa que la presencia del mezquite está asociada a la presencia de mantos freáticos para indicar los sitios de perforación de pozos comunales (Signoret, 1970).

Dentro del entorno, las comunidades de mezquite son importantes en la estructura y funcionamiento de los ecosistemas ya que son el hábitat de una cantidad considerable de fauna silvestre, además de mejorar la estética del paisaje (CONAZA, 1994).

Esta leguminosa, presenta una fuerte relación con el ambiente debido a la propagación endozoica de sus semillas; ya que éstas germinan de forma natural después de ser escarificadas a través del tracto digestivo de animales domésticos como vacas, asnos, cabras y animales silvestres como aves y pequeños mamíferos. Pero no sólo las semillas son beneficiadas al ser dispersadas de ésta manera; ya que al pasar por el tracto digestivo de los animales, son eliminados escarabajos especializados en la depredación de semillas de mezquite (Burkart, 1976).

Sus nutritivas vainas, con las semillas resistentes a los jugos digestivos de los herbívoros, demuestran una adaptación superior de las especies de *Prosopis* a su ambiente, con lo cual aseguran su dispersión y supervivencia (Burkart, 1976).

2.2.5 Importancia antropogénica de la especie

El mezquite ha sido desde tiempos remotos, uno de los principales recursos naturales para los habitantes de las regiones áridas y semiáridas, llegando a ser un denominador cultural para los pueblos nómadas de hábitos cazadores-recolectores del norte de México, que lo utilizaban principalmente como planta medicinal, así como alimento, combustible, para la elaboración de utensilios, juguetes y como sombra (Burkart, 1976; CONAZA, 1994).

En los años de 1800-1900, se le encontraron algunos usos adicionales tales como alimentación del ganado domestico, elaboración de carbón, extracción de gomas y material de vivienda (CONAZA, 1994).

Dentro de los usos maderables del mezquite, la obtención de leña y carbón es uno de los principales rubros de explotación ya que este árbol es considerado el recurso leñoso por excelencia en las zonas áridas y semiáridas en América (Felker, 1981; CONAZA, 1994).

Otro producto maderable derivado del mezquite de gran importancia económica es el carbón vegetal, que a partir de la década de los 70`s y hasta la fecha ha sido el principal uso que se le ha dado a nivel comercial (Molina-Maldonado *et al.*, 2006).

El ser considerado un biocombustible en zonas áridas y semiáridas, donde la vegetación de tipo arbórea es escasa, implica también la susceptibilidad a la deforestación que representa lamentablemente la destrucción de gran parte de las poblaciones naturales (CONAZA, 1994; Molina-Maldonado *et al.*, 2006).

En cuanto a la madera, se utiliza en forma de tablas, tablones, postes para cercas y durmientes; además se utiliza en la elaboración de muebles artesanales, destacando los elaborados en el estado de Zacatecas. Dentro de las características físicas de la madera destacan su color amarillo claro que forma un anillo amarillo de media pulgada alrededor del duramen de color café rojizo, y que se torna brillante al ser pulido; la madera es dura, durable y de grano cerrado (Durso *et al.*, en CONAZA, 1994; Juárez *et al.*, 2001), sin embargo, la madera es quebradiza y con poca resistencia a la flexión, además de que los troncos suelen ser de forma irregular; características que limitan su uso comercial (Hernández, 2006)

En cuanto al uso medicinal del mezquite, la infusión de algunas partes de la planta se usa para combatir la disentería (Galera, 2000); el cocimiento de las hojas (bálsamo de mezquite) se emplea para combatir enfermedades oculares; la corteza se emplea como vomitivo-purgante, y se sabe que los extractos en alcohol de las hojas muestran una acción antibacterial contra *Staphylococcus aureus* y *Escherichia coli* (CONAZA, 1994).

Fuera de la explotación maderable, el aprovechamiento de la vaina del mezquite es un elemento importante, ya que su buena calidad la hace un constituyente de la alimentación del ganado, que contribuye a la disminución del costo de las raciones alimenticias del ganado bovino lechero y en especial de engorda, así como al ganado porcino, caprino, caballar, asnal y mular (CONAZA, 1994).

La explotación forrajera de la vaina, tanto en fruto como en harina representa un ingreso adicional para los campesinos de las regiones donde es aprovechado; ya que según la investigación de Molina-Maldonado *et al.* (2006) en una plantación de mezquite de 11 años de edad, sus resultados muestran un rendimiento para el 2004, de 16.14 kg/árbol de fruto y para harina de 7.05 kg/árbol; mientras que el rendimiento estimado para fruto por hectárea fue de 2453.40 kg y para harina de 1077.82 kg.

De forma tradicional pequeños productores de sitios marginales de la comarca lagunera combinan al mezquite con maíz y frijol. Sin embargo, en diversos países se están estableciendo sistemas agroforestales con mezquite, y en México varias investigaciones demuestran que el manejo y aprovechamiento del mezquite combinado con diversos cultivos alternativos como frijol, chiltepin, pitahaya, nopal, amaranto, papita y verdolaga es una alternativa cuyo potencial debería ser considerado como prioritario en planes de desarrollo para comunidades marginadas en regiones áridas (Gómez y Rodríguez, 2006).

2.3 La latencia en las semillas

2.3.1 Definición de latencia

La latencia puede ser definida como una fase inactiva de la semilla durante la cual el crecimiento y desarrollo se ven retrasados y los procesos metabólicos se ven reducidos a niveles mínimos (Khan, 1977; Rees, 1997; Juárez *et al.*, 2001; Koornneef *et al.*, 2002).

La verdadera función de la latencia es prevenir la germinación cuando las condiciones ambientales no son favorables, y las probabilidades de crecimiento y establecimiento de las plántulas son bajas (Fenner y Thompson, 2005).

Las principales causas de latencia son distintos factores ambientales, tales como la luz, temperatura, humedad. Sin embargo, también existen características intrínsecas que pueden inducir a una latencia, las cuales pueden actuar solas o en combinación con los factores ambientales antes mencionados (Bewley y Black, 1985; Debeaujon *et al.*, 2000; Baskin y Baskin, 2001; Koornneef *et al.*, 2002).

Según Nikolaeva (1977), existen dos causas generales que inducen a la latencia: las endógenas y exógenas. Las causas endógenas pueden promover tres diferentes tipos de latencia: fisiológica, morfológica y morfofisiológica. Mientras que las causas exógenas promueven la latencia física, química y mecánica.

Por su parte Harper (1957; en Rees, 1997), considera que existen por lo menos tres tipos principales de latencia: la innata, la inducida y la forzada.

2.3.2 Rol ecológico de la latencia.

Las semillas son dispersadas de la planta madre teniendo diferentes grados de latencia; este fenómeno es conocido como polimorfismo, heteromorfismo o heteroblastismo; y frecuentemente esta variación se ve reflejada en la apariencia

morfológica (color, tamaño, espesor de la testa) o en sus unidades de dispersión (Bewley y Black, 1985; Sánchez, 1997).

Por ejemplo, si una semilla es dispersada y por sus características físicas, fisiológicas y/o genéticas no germina en un lapso corto, se dice que entra en latencia primaria; cuando esta primera latencia es superada debido a la maduración es posible que germine. Cuando en una semilla ya no existe una latencia primaria, pero las condiciones ambientales no son favorables para la germinación, como por ejemplo temperaturas altas o muy bajas, se dice que la semilla se ve obligada a entrar en una latencia llamada secundaria (Bewley y Black, 1985).

Estas características le confieren a las semillas grandes ventajas adaptativas y de supervivencia, ya que la latencia les permite germinar en épocas donde las condiciones ambientales son favorables y les da la oportunidad de establecerse en los meses siguientes; evitando así morir cuando las condiciones del medio son adversas (Bewley y Black, 1985; Debeaujon *et al.*, 2000; Castillo y Guenni, 2001).

2.3.3 Tipos de latencia

A pesar de que ya existen algunas clasificaciones para los tipos de latencia, estos resultan ser muy genéricos para ser aplicados a diversas investigaciones; por ello y para efectos más convenientes en esta investigación, los tipos de latencia se clasificarán según Baskin y Baskin (2001):

a. Latencia fisiológica

Este tipo de latencia es causada por un mecanismo de inhibición fisiológico del embrión que impide la germinación. Éste mecanismo de inhibición es el resultado de bloqueos metabólicos sostenidos, dichos bloqueos se manifiestan en la incapacidad del embrión para crecer y atravesar las cubiertas de la semilla (Camacho, 1994; Baskin y Baskin, 2001).

Los mecanismos exactos de este tipo de latencia, así como los procesos que ponen fin a ésta se han investigado ampliamente, pero aún no se conocen bien las causas subyacentes (Willian, 1991; Juárez *et al.*, 2001).

En los embriones de las semillas con latencia fisiológica, la actividad y producción enzimática es baja, así como de coenzimas y ácidos nucleicos; lo que ha llevado a pensar que este tipo de latencia se origina por un bloqueo en la transcripción del DNA (Camacho, 1994).

Por otra parte se cree que este tipo de latencia, es el resultado del nulo intercambio de productos metabólicos entre organelos celulares debido a un balance hormonal que restringe la permeabilidad de las membranas, por lo que se impiden los procesos bioquímicos necesarios para el inicio de la germinación (Camacho, 1994).

b. Latencia morfológica

La causa principal de este tipo de latencia consiste en que el crecimiento del embrión cesa aún antes de haber madurado; dando como resultado un embrión rudimentario, anormal o poco desarrollado (Camacho, 1994; Baskin y Baskin, 2001).

En algunas especies durante la dispersión, el embrión sólo consiste en una masa de células, sin embargo requiere de un tiempo de maduración y las condiciones ambientales favorables para que se complete su desarrollo y se pierda este tipo de latencia (Besnier, 1989; Niembro, 1998; Baskin y Baskin, 2001).

Algunas semillas presentan latencia morfológica debido a que no llenan completamente la cavidad embrionaria, a pesar de que el embrión generalmente ocupa el 1% o menos del volumen total de la semilla (Camacho, 1994; Baskin y Baskin, 2001).

El tiempo que un embrión requiere para terminar su desarrollo en condiciones óptimas, no depende de su tamaño ni de su diferenciación, si no de la especie, ya que en algunas basta con un par de días mientras que en otras el proceso podría tardar algunos meses; por lo tanto el factor que define la profundidad de esta latencia es la capacidad del embrión para alcanzar su desarrollo (Camacho, 1994).

c. Latencia física

Este tipo de latencia se da sobre todo en especies adaptadas a la alternancia de estaciones secas y húmedas, comprendidos varios géneros de leguminosas como *Acacia*, *Prosopis*, *Ceratonia*, *Robinia*, *Albizzia* y *Cassia* (Willian, 1991; Dübbern de Souza y Marcos-Filho. 2001).

La principal causa de la latencia física es la impermeabilidad de la testa que cubre a la semilla, esta propiedad usualmente se asocia a la presencia de capas de células en empalizadas. Dicha característica se encuentra frecuentemente relacionada a la presencia de una latencia fisiológica (Cony y Trione, 1996; Baskin y Baskin, 2001; Juárez *et al.*, 2001).

Se considera que el contenido de humedad de las semillas es el principal factor que determina la profundidad de la latencia; posiblemente esto se vea influenciado por el grado de compactación de las células de microesclerénquima que define en mayor o menor grado la impermeabilidad de la testa (Camacho, 1994).

d. Latencia química

La latencia química que exhiben algunas semillas es causada por la presencia de inhibidores que bloquean el crecimiento del embrión (Khan, 1977; Cervantes *et al.*, 1996; Baskin y Baskin, 2001), dichos compuestos se encuentran en el pericarpo o en las estructuras que se encuentran en contacto directo con el medio como lo son las testas o partes florales adheridas a la semilla. Sin embargo, esta latencia puede ser

eliminada totalmente al retirar dichas estructuras (Debeaujon *et al.*, 2000; Juárez *et al.*, 2001).

Numerosos estudios de laboratorio han demostrado que la germinación puede ser inhibida por una gran variedad de compuestos presentes en muchas familias de plantas (Baskin y Baskin, 2001), las principales sustancias que intervienen en la latencia química son compuestos fenólicos, cumarina, cafeína, lactosas no saturadas; ácidos como el abscísico, cinámico, cianhídrico, oxobenzoico, salicílico y algunos terpenos. Las semillas que logran germinar en presencia de los compuestos antes mencionados podrían llegar a producir radículas cortas, deformes y necrosadas (Khan, 1977; Camacho, 1994).

e. Latencia mecánica

Generalmente la latencia mecánica se presenta en semillas con testa o endospermos gruesos, duros y leñosos, aunque necesariamente no exista impermeabilidad al agua; estos oponen resistencia al crecimiento del embrión; afectando enormemente la fuerza que puede desarrollar este (Khan, 1977; Garwood, 1986; Cervantes *et al.*, 1996; Camacho, 1994; De Villalobos *et al.*, 2002).

Dicho tipo de latencia no puede atribuirse completamente a la falta de agua u oxígeno por parte de las cubiertas, ya que muchas de ellas tienen una perforación micropilar y existen estudios que demuestran que los procesos metabólicos se realizan a la misma velocidad con o sin la cubierta (Khan, 1977; Camacho, 1994; Cervantes *et al.*, 1996).

La latencia mecánica se puede presentar en algunas especies de familias como Anacardiaceae, Apocynaceae, Burseraceae, Cannaceae, Cornaceae, Convolvulaceae, Elaeagnaceae, Elaeocarpeceae, Fabaceae, Juglandaceae, Lecythidaceae, Malvaceae, Meliaceae, Nyssaceae, Oleaceae, Pandaceae, Rhamnaceae, Rosaceae, Sapotaceae, Tiliaceae y Zygophyllaceae (Baskin y Baskin, 2001; De Villalobos *et al.*, 2002)

2.4 Tratamientos de escarificación

Los tratamientos de escarificación son un grupo de actividades previas a la germinación encaminadas a facilitar y aumentar la germinación (Kolotelo *et al.*, 2001); este tipo de actividades se centra en semillas que generalmente presentan una latencia exógena (Willian, 1991), por ejemplo la latencia física que presentan las semillas de mezquite.

La escarificación tiene la finalidad de ablandar, perforar, rasgar o abrir las cubiertas de la semillas para hacerla permeable, sin dañar el embrión ni el endospermo que se encuentran en su interior; logrando así la imbibición y el intercambio gaseoso (Willian, 1991; Paretti, 1994).

Existen principalmente tres grupos generales de métodos de escarificación, los cuales engloban un número variado de técnicas:

a. Métodos mecánicos

Estos métodos consisten en raspar, quebrar o perforar las cubiertas de las semillas, ya sea manualmente o con aparatos. La escarificación mecánica es considerada como el método con los mejores resultados para un gran número de especies que presentan latencia física (Paretti, 1994).

La forma de aplicar este tipo de métodos varía conforme al número de semillas a tratar; así para escarificar un lote relativamente pequeño, las semillas pueden ser frotadas con papel lija, presionadas con algún tipo de tenaza o pinza, golpeadas con algún objeto pesado como un martillo o perforadas con agujas (Camacho, 1994; Baskin y Baskin, 2001; Juárez *et al.*, 2001).

Muchos estudios demuestran que estas técnicas son las mejores en cuestiones de escarificación; sin embargo suelen consumir mucho tiempo al ser de forma manual (Ortega *et al.*, 2002).

Mientras que para escarificar lotes con un gran número de semillas Camacho (1994), propone las siguientes técnicas:

- a) Abrasión con material suelto; donde las semillas se revuelven con piedras o arena y se hacen girar dentro de un tambor, al final se debe realizar la separación del material suelto (Paretti, 1994).
- b) Abrasión contra superficies; aquí se emplean tambores forrados con papel lija o que poseen discos abrasivos giratorios.
- c) Percusión; las semillas se sacuden violentamente dentro de un recipiente, con lo que se golpean entre ellas y contra las paredes de este.

Considerando que estos métodos son los más fáciles de llevar a cabo y que realmente implican pocos riesgos; la duración de los tratamientos en sus diversos modos es el factor más importante y el que necesita toda la atención. También hay que considerar que las semillas escarificadas están más propensas a los ataques de hongos y bacterias (Camacho, 1994).

b. Métodos químicos

La inmersión de semillas en sustancias cáusticas a diferentes concentraciones es otro de los métodos recomendados para romper la latencia y probablemente constituye el más apropiado para un buen número de especies (Maya, 1999).

Una de las técnicas mayormente utilizadas es la utilización de ácidos, principalmente el ácido sulfúrico (H_2SO_4), el cual ha sido probado en un gran número de especies tropicales incrementando sustancialmente los porcentajes de germinación (Garwood, 1986; Paretti, 1994).

El tiempo de exposición de las semillas dependerá principalmente de la especie o mejor dicho del grosor de las testas; así como a la concentración a la que se haya preparado el ácido. El tiempo de exposición puede variar desde 30 segundos hasta un par de horas (Garwood, 1986; Camacho, 1994; Baskin y Baskin, 2001).

El empleo de ácidos implica ciertos riesgos a quienes lo practican, ya que el uso de ácido y agua para realizar las disoluciones puede provocar reacciones químicas violentas (Paretti, 1994): así como también se requiere de una buena cantidad de agua, ya que las semillas se deben lavar varias veces para retirar el ácido de la testa (Baskin y Baskin, 2001).

Otra técnica empleada como método químico son disoluciones con disolventes orgánicos como acetona, etanol, xileno, metanol, etc., estos métodos han probado tener resultados variables y no se recomienda su aplicación a todo tipo de semillas (Camacho, 1994); sin embargo, Baskin y Baskin (2001) reportan que el éter ha demostrado tener efectos favorables en la germinación de *Prosopis juliflora*.

c. Métodos físicos

El agua a diferentes temperaturas es la técnica más utilizada dentro de estos métodos, ya que permite escarificar un gran número de semillas requiriendo de poco equipo (Camacho, 1994; Willian, 1991).

Estas técnicas permiten que la testa sea calentada a tal grado que se logre que las capas de células en empalizada se debiliten (Baskin y Bassin, 2001); al mismo tiempo, el agua caliente logra diluir la presencia de inhibidores químicos y ablandar las testas (Maya, 1999).

Datos presentados por Camacho (1994), muestran que el INIFAP intentó establecer una recomendación general para el uso de agua caliente en semillas con latencia física para varias especies; encontrando que la mayoría de las especies tolera un intervalo de temperatura de entre 75°C y 85°C. Sin embargo una vez que se rebasan estos límites, la viabilidad de los embriones decrece.

En general, se considera que el remojo de semillas en agua caliente es un método rápido y fácil para inducir una alta y uniforme germinación en semillas de leguminosas (Tekera, 1996; en Torres *et al.*, 2000).

d. Trabajos previos relacionados con diferentes procesos de escarificación en *Prosopis sp.*

Cuadro 2.- Estudios previos de escarificación de semillas de *Prosopis*, indicando la especie, tipo de escarificación, los tres resultados con mayor porcentaje de germinación y autor.

Especie	Tipo de Escarificación *	Resultados Relevantes (% de Germinación)	Referencia
<i>Prosopis flexuosa</i>	Mecánico/ Temperatura	(8) 25°C x 7 días= 100%	
		20°C x 7 días= 97%	
		35°C x 7 días= 66%	
<i>Prosopis chilensis</i>	Mecánico/ Temperatura	(8) 35°C x 7 días= 72%	Cony y Trione, 1996.
		25°C x 7 días= 57%	
		30°C x 7 días= 54%	
<i>Prosopis velutina</i>	Mecánico	(9) H ₂ SO ₄ (100%) x 10min= 100%	Maya, 1999.
	Químico	(8) Licuadora x 10 seg= 97.5%	
	Físico	(7) Licuadora c/ giberelinas	
	Testigo	(1) (1000ppm)= 96.2%	
<i>Prosopis laevigata</i>	Biológico	(4) Vacas: 45.83%	García-Aguilera <i>et al.</i> , 2000.
	Testigo	(1) Cabras: 44 % Caballos: 20%	
<i>Prosopis laevigata</i>	Físico Testigos	(13) H ₂ O (55°C) x 6 min= 55%	Torres <i>et al.</i> , 2000.
		(1) H ₂ O (70°C) x 6 min= 52%	
		(1) H ₂ O (65°C) x 4 min= 52%	
<i>Prosopis laevigata</i>	Físico	(7) H ₂ O (75°C) x 8 min= 82.5%	Juárez <i>et al.</i> , 2001.
	Químico	(1) H ₂ O (65°C) x 8 min= 42.5%	
	Testigo	(1) H ₂ O (70°C) x 8 min= 55%	
<i>Prosopis alba</i>	Mecánico	(2) H ₂ O (20°C) x 24 hrs = 80.7%	Prokopiuk y Chifa, 2000.
	Químico	(6) Clan x 30 min= 79.5%	
	Físico	(2) H ₂ O (100°C) x 24 hrs= 74.7%	
<i>Prosopis laevigata</i>	Químico	(6) H ₂ SO ₄ (98%) x 5min= 20%	D' Aubeterre <i>et al.</i> , 2001.
	Físico	(4) H ₂ SO ₄ (98%) x 10min= 14%	
	Testigo	(1) HCl (98%) x 4 min= 9%	
<i>Prosopis alba</i>	Mecánico	(1) Corte en la Testa= 65%	
	Químico	(1) H ₂ SO ₄ (1 N) x 15min=55%	
	Físico	(1) Inmersión en Agua=51%	
<i>Prosopis chilensis</i>	Mecánico	(1) Corte en la Testa= 30%	Vilela y Ravetta, 2001
	Químico	(1) H ₂ SO ₄ (1 N) x 15min=32%	
	Físico	(1) Inmersión en Agua=19%	

Especie	Tipo de Escarificación	Resultados Relevantes (% de germinación)	Referencia
<i>Prosopis flexuosa</i>	Mecánico	(1) Corte en la Testa= 30%	
	Químico	(1) H ₂ SO ₄ (1 N) x 15min=29%	
	Físico	(1) Inmersión en Agua=40%	
<i>Prosopis velutina</i>	Mecánico	(1) Corte en la Testa= 65%	Vilela y Ravetta, 2001
	Químico	(1) H ₂ SO ₄ (1 N) x 15min=0%	
	Físico	(1) Inmersión en Agua=83%	
<i>Prosopis pubescens</i>	Mecánico	(1) Corte en la Testa= 56%	
	Químico	(1) H ₂ SO ₄ (1 N) x 15min=0%	
	Físico	(1) Inmersión en Agua=68%	
<i>Prosopis ferox</i>	Químico	(2)	Baes <i>et al.</i> , 2002.
	Mecánico	(1) Lijado manual= 93%	
	Biológico	(2) H ₂ SO ₄ (98%) x 3min= 91%	
	Testigo	(1) HCl (38%) x 4 min= 14%	
<i>Prosopis caldenia</i>	Físicos Testigo	(15) 200 °C x 5 min= 26%	Villalobos <i>et al.</i> , 2002
		(1) 100 °C x 5 min=23.7%	
		(1) 50 °C x 5 min=22.5%	
Mezquite (no se especifica la especie)	Mecánico	(6) Licuadora x 30 seg= 53%	Rivas <i>et al.</i> , 2005.
	Físico	(3) Licuadora x 10 seg= 50%	
	Químico	(3) H ₂ O(80° -100°C)x 4 min= 33%	
	Testigo	(1)	

*El número que aparece entre paréntesis delante de cada tipo de escarificación, corresponde al número de técnicas escarificantes que se evaluaron en cada investigación.

2.3.5 Tratamientos osmóticos.

En las semillas, muchos factores pueden influenciar el proceso de imbibición y por ende la germinación; entre ellos podemos mencionar: la composición de la testa y la permeabilidad que le confiere, la temperatura, las condiciones fisiológicas de la semillas y la disposición de agua en el ambiente (Jeller *et al.*, 2003).

El agua es uno de los agentes de mayor influencia en el proceso de germinación, por lo que las semillas viables no pueden germinar normalmente por condiciones ambientales adversas, como las que ocurren durante los periodos secos (Villela, 1998; Torres, 2004).

Un gran número de factores determinan el movimiento del agua desde el suelo hasta la semilla, pero particularmente importante es la relación que existe entre el agua, la semilla y el suelo (Bewley y Black, 1985). El potencial de agua (Ψ) es una expresión del estado de la energía libre por mol del agua, y es la medida de energía disponible para su reacción y difusión (Bidwell, 1990); la cual ocurre disminuyendo en un gradiente energía; desde un alto a un bajo potencial (Bewley y Black, 1985; Villela, 1998).

Por lo tanto, el potencial del agua pura es cero; y la presencia de cualquier sustancia disuelta en el agua disminuye su potencial logrando que este sea inferior a cero (Bidwell, 1990).

El potencial del agua presente en las células de las semillas puede ser expresado de la siguiente manera:

$$\Psi \text{ en la célula} = \Psi_m + \Psi_p + \Psi_o$$

Este potencial contenido en las células de las semillas es afectado por tres componentes (Bewley y Black, 1985; Bidwell, 1990.):

- Potencial mátrico (Ψ_m); este está dado por la capacidad de las membranas, como paredes celulares, almidón, cuerpos proteicos etc.; de ser hidratadas y retener el agua. Siendo este potencial siempre negativo.
- Potencial de presión (Ψ_p); el cual ocurre por que al mismo tiempo que el agua entra en la célula, la célula se hincha ejerciendo una fuerza sobre las paredes externas. Dicha fuerza es expresada con cantidades positivas.
- Potencial osmótico (Ψ_o); es potencial con el cual el agua pura se desplaza en función a la cantidad de solutos disueltos. Tomando en cuenta que el agua tiende a desplazarse de un alto potencial a uno más bajo, entonces el potencial osmótico de una solución siempre será negativo.

El estrés osmótico interactuando con las lluvias esporádicas durante el inicio de la estación lluviosa, actúa como un proceso de pretratamiento favoreciendo la emergencia de la semilla hasta el momento en que el suelo logre alcanzar un estado hídrico óptimo (Cordero y Di Stefano, 1991; Torres, 2004).

Eventualmente, las semillas de cada especie poseen un nivel crítico de humedad, dando como resultado que debajo de dicho nivel no se realiza la germinación; en este contexto, el potencial osmótico de las soluciones empleadas durante el osmoacondicionamiento logra regular la cantidad de agua absorbida por la semilla induciendo la activación de las primeras fases de la germinación, sin llegar al estado de la emergencia de la raíz (Torres, 2004); una vez que la semilla se encuentre en presencia de abundante humedad, se experimente una rápida y uniforme germinación (Besnier, 1989).

Este proceso dado normalmente en la naturaleza, puede ser reproducido en condiciones controladas dentro de un laboratorio, dándole el nombre de osmoacondicionamiento o "*priming*". El osmoacondicionamiento consiste en un pretratamiento, en el cual las semillas son inmersas en una solución osmótica, bajo

condiciones determinadas de tiempo y temperatura, con o sin deshidratación (Sánchez *et al.*, 2001.)

El estudio del osmoacondicionamiento es muy importante; especialmente para el desarrollo de técnicas pregerminativas encaminadas a mejorar la calidad fisiológica de la semilla, mediante la reversión de un paso durante el proceso de imbibición sin dañar al embrión. Este es el principio básico de las técnicas de osmoacondicionamiento, el cual consiste en permitir la activación de las actividades metabólicas previas a la germinación, pero sin llegar a la emergencia de la radícula (Jeller *et al.*, 2003).

Procesos como la movilización de reservas, activación y represión de la síntesis de algunas enzimas, síntesis de DNA y RNA, producción de ATP y la reparación de daños en la membrana son iniciados durante el osmoacondicionamiento (Jeller *et al.*, 2003).

El efecto del osmoacondicionamiento ha sido producido mediante la ayuda de soluciones con agentes osmóticos como cloruro de sodio (NaCl), manitol, glicerol o sacarosa; sin embargo, el polietilenglicol es el más empleado, ya que a diferencia de los demás es fisiológicamente inerte (Sánchez y Azuara, 1980 en Torres, 2004).

Estos tratamientos de osmoacondicionamiento han demostrado ser eficientes y hasta hoy se investigan con diferentes fines (Sánchez *et al.*, 1997):

- a) Acondicionamiento de las semillas para recuperar viabilidad e incrementar la longevidad durante el almacenamiento.
- b) Acondicionamiento para incrementar, acelerar y uniformizar la germinación.
- c) Acondicionamiento para eliminar la latencia.
- d) Acondicionamiento o robustecimiento de las semillas para incrementar los rendimientos, la germinación y establecimiento de las plántulas o plantas bajo condiciones ambientales adversas.

a. Trabajos previos relacionados con osmoacondicionamiento en *Prosopis spp.*

A pesar de los muchos trabajos existentes sobre el osmoacondicionamiento de semillas con interés agrícola; son muy escasos los que emplean semillas del género *Prosopis* (cuadro 3), y aparentemente nulos los que los combinan de diferentes tratamientos de escarificación.

Cuadro 3.- Estudios previos enfocados al osmoacondicionamiento de semillas de *Prosopis*, indicando la especie, las soluciones osmótica y potenciales empleados, así como los resultados obtenidos.

Especie	Soluciones osmóticas	Potenciales	Resultados Relevantes	Referencia
<i>Prosopis argentina</i>	Polietilenglicol 6000 (PEG)	-6, -8, -10, -12, -14 bars	PEG (-6) x 24 hrs = 86%	Peluc <i>et al.</i> , 2000.
<i>Prosopis strombulifera</i>	KCl, NaCl, Na ₂ SO ₄ , Na ₂ SO ₄ , K ₂ SO ₄ , NaCl + Na ₂ SO ₄ , KCl + K ₂ SO ₄ , Polietilenglicol 6000 (PEG) y manitol.	0, -0.4, -0.8, -1.2, -1.5, -1.9, -2.2	Manitol(-1.2) = 85% PEG (-1.2) = 76% NaCl (-1.2) = 63% NaCl + Na ₂ SO ₄ (1.2) = 50% Na ₂ SO ₄ (-1.2) = 40% KCl (-1.2) = 30% K ₂ SO ₄ (-1.2) = 37%	Sosa <i>et al.</i> , 2005.

3 JUSTIFICACIÓN

La gran problemática que presentan las semillas de mezquite, al igual que muchas otras leguminosas, es la latencia. El principal factor que la genera es la impermeabilidad que muestran las semillas al agua, debido a la presencia de una testa dura (Willian, 1991; Cony y Trione, 1996; Garcia-Aguilera *et al.*, 2000; Dübbern de Souza y Marcos-Filho, 2001; Juárez *et al.*, 2001; Vilela y Ravetta, 2001; Baes *et al.*, 2002; De Villalobos *et al.*, 2002; D'Aubeterre *et al.*, 2002; Rivas, 2005).

Aunque existen un gran número de investigaciones dedicadas a evaluar distintos tratamientos de escarificación con semillas de *Prosopis laevigata*; no es así para los tratamientos de osmocondicionamiento y mucho menos los enfocados a evaluar distintos tratamientos de escarificación con osmocondicionamiento a distintos potenciales con esta especie.

En este contexto, surge el interés de conocer y evaluar diferentes tratamientos de escarificación y osmóticos a los que deberían someterse las semillas de mezquite con el fin de romper su latencia, permitiendo generar un buen porcentaje de germinación.

4 OBJETIVOS

Objetivo General:

- Evaluar diferentes tratamientos pregerminativos y osmóticos en la germinación de semillas de mezquite (*Prosopis laevigata*).

Objetivos Particulares:

- a. Evaluar diferentes tratamientos de escarificación (mecánica, química y física) que promuevan un alto índice de germinación.
- b. Combinar los mejores tratamientos de escarificación con tratamientos osmóticos de presembrado para obtener una emergencia homogénea y aumentar la velocidad de germinación de la semilla.

5 HIPÓTESIS

“La aplicación de métodos de escarificación sobre semillas que presentan latencia física, permitirá aumentar los porcentajes de germinación; y si estos métodos son combinados con tratamientos de osmocondicionamiento, se pueden obtener porcentajes de germinación aun mayores”

6 MATERIAL Y MÉTODO

6.1 Obtención de la semilla

Se realizó una colecta de frutos en una población natural de mezquite (*Prosopis laevigata*) durante el mes de agosto del 2006; en la comunidad de San José Tepenene, perteneciente al municipio de El Arenal, Hidalgo, (Latitud 20° 12' 13" y Longitud 98° 53' 28") (fig. 5).

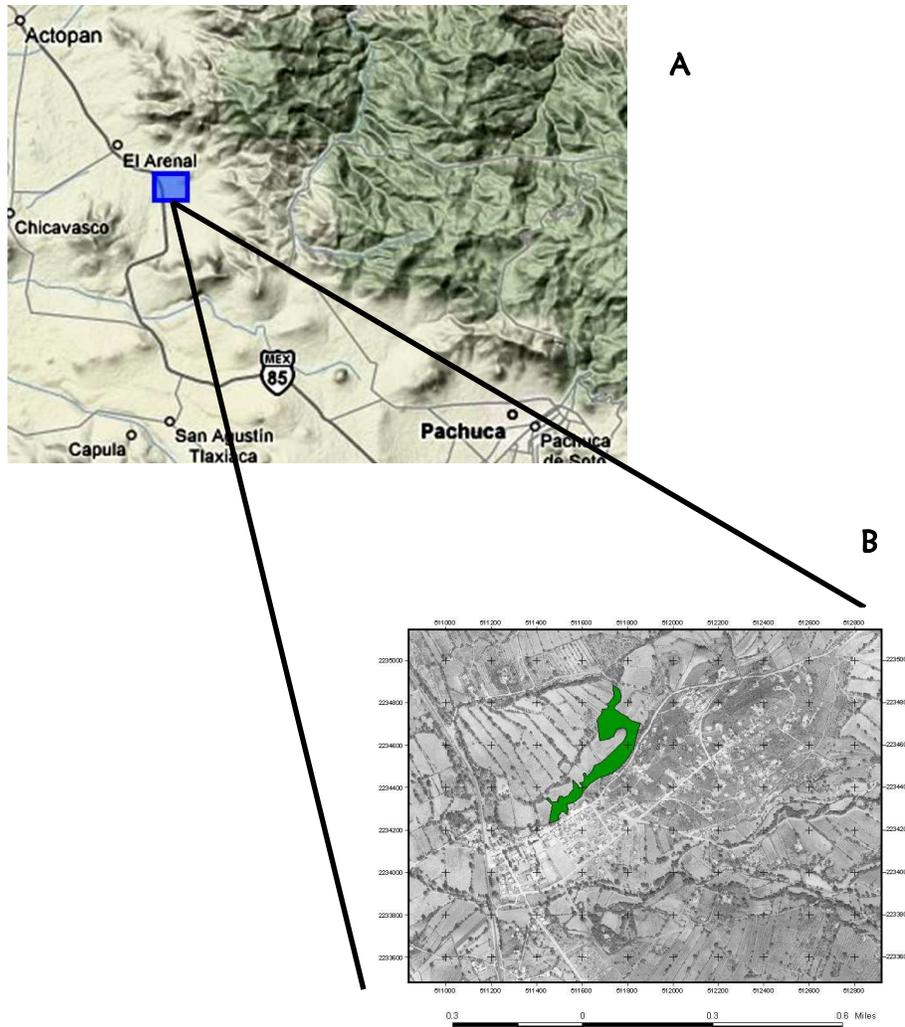


Figura 5.- Ubicación de la comunidad de San José Tepenene (Tomada de Google Earth 2007)(A). Delimitación del área de colecta, dentro de la comunidad de San José Tepenene (B).

Esta área de colecta fue elegida debido a que presenta una población de mezquites relativamente grande y visiblemente conservada, con presencia de individuos altos y aparentemente sanos. Además, dicha área también presentaba

ventajas debido a que se encuentra a un costado de la carretera, con fácil acceso y cerca de la ciudad de Pachuca.

Los frutos se colectaron directamente de los árboles y debían tener un color entre violeta y amarillo; los frutos se pusieron a remojar en agua durante 72 horas con el fin a ablandar las vainas para que terminado este proceso se extrajera la semilla de forma manual.

Una vez obtenida la semilla, se le dio un último enjuague en agua corriente, para retirar la mayor cantidad de pulpa, de esta forma se puede evitar la proliferación de hongos y bacterias durante su almacenamiento y posterior uso durante la germinación. Después la semilla lavada se dejó secar al sol durante 48 horas.

La semilla limpia y seca fue seleccionada tomando en cuenta que debía estar en buenas condiciones. La semilla que se encontraba quebrada o con rastros aparentes de depredación por algún insecto fue desechada; mientras que el resto de las semillas que aparentemente estaba en buenas condiciones y se consideraba viable fue etiquetada y almacenada en bolsas Ziploc® a temperaturas que oscilaban entre 4 y 10°C.

6.2 Escarificación de la semilla

Para esta investigación se eligieron diez métodos de escarificación (M), los cuales fueron:

- M 1 Lijado manual con lija de agua N° 100.
- M 2 Escarificación en licuadora domestica durante 10 segundos.
- M 3 Inmersión en ácido sulfúrico al 98% durante 15 minutos.
- M 4 Inmersión en vinagre al 5% de acidez durante 15 minutos.
- M 5 Choque térmico.
- M 6 Inmersión en agua a 65° C durante 4 minutos.
- M 7 Inmersión en agua a 65°C durante 8 minutos.

- M 8 Inmersión en agua a 75°C durante 4 minutos.
- M 9 Inmersión en agua a 75° C durante 8 minutos.
- M 10 Control con testa

De los métodos seleccionados, dos fueron de naturaleza mecánica (M1 y M2), otros dos métodos de escarificación fueron químicos (M3 y M4) y finalmente, cinco fueron métodos físicos (M5, M6, M7, M8 y M9). Sumándoles un tratamiento control (M10).

El método de lijado (M1) consistió en raspar manualmente con una lija del N° 100 ambas caras de la testa, hasta el punto en que fuera posible observar la semilla que se encuentra cubierta por la testa.

El método de escarificación en licuadora (M2) consistió en colocar las semillas en una licuadora doméstica con 500 ml de agua durante diez segundos a una velocidad media.

Para realizar los métodos de inmersión en ácido sulfúrico al 98% (M3) y vinagre al 5% de acidez (M4); se colocaron las semillas en vasos de precipitados y se expusieron a ambas soluciones durante 15 minutos, al término de este tiempo se realizó un enjuague utilizando agua corriente, con la finalidad de neutralizar tanto el ácido como el vinagre.

El método de escarificación de choque térmico (M5), se realizó colocando las semillas en una pequeña bolsa de tela y sumergiéndolas en agua a 80° C durante 5 minutos, para que inmediatamente fueran expuestas en agua con hielo durante el mismo tiempo. Este procedimiento se realizó dos veces.

Finalmente para los métodos de inmersión en agua a 65° C por 4 y 8 minutos (M6 y M7 respectivamente) y a 75°C por 4 y 8 minutos (M8 y M9); las semillas fueron

colocadas directamente en agua a las temperaturas y tiempos estipulados. El control con testa (M10) no recibió ningún tratamiento.

Para evaluar los métodos antes mencionados, se obtuvo una muestra de 400 semillas de mezquite tomadas al azar, las cuales se dividieron en 10 grupos de 40 semillas, para someterlos a los métodos de escarificación, utilizando 10 semillas por método y realizando 4 repeticiones para cada uno.

Las semillas antes de ser sembradas, e inmediatamente después de ser sometidas a los métodos de escarificación, estuvieron inmersas durante un minuto en una solución de CAPTAN® a 1.5 gr por litro; con la finalidad de evitar la proliferación de hongos durante la germinación.

Las semillas escarificadas fueron sembradas en almácigos de unicel con capacidad para 200 semillas cada uno; las semillas eran sembradas a una profundidad de 1.5 cm. El sustrato empleado consistía en Peat Moss esterilizado previamente, adicionado de fertilizante Multicote 8 (16-6-12+2MgO)® en una proporción de 340 grs por kilogramo de sustrato.

Ambos almácigos fueron colocados dentro del invernadero de Centro de Investigaciones Biológicas de la UAEH; bajo las siguientes condiciones: temperatura promedio: 36°C; temperatura mínima promedio: 6.7°C; temperatura máxima promedio: 44.4° C. Humedad relativa promedio: 17.2%; humedad relativa mínima promedio: 13.5%; humedad relativa máxima promedio: 85.4 %.

Se realizaron riegos diarios durante todo el proceso de germinación, para evitar la pérdida de humedad. Las semillas escarificadas fueron evaluadas cada 24 horas; el criterio para determinar cuando habían germinado las semillas fue cuando los cotiledones habían emergido completamente del sustrato, y la variable a evaluar fue el porcentaje de semillas germinadas.

Debido a que los resultados obtenidos no fueron normales estadísticamente, y resulta difícil evaluar este tipo de datos con pruebas estándar; se emplearon índices de germinación para poder evaluar los resultados de los métodos de escarificación.

Los índices de germinación empleados fueron (Bewley y Black, 1985):

- **Potencial germinativo (G%)**: Es el valor total de germinación expresado en porcentaje.
- **Índice de velocidad de germinación (IVG)**: El cuál se obtiene dividiendo el número de semillas germinadas entre el número de días evaluados (desde el día de la siembra hasta el último día de evaluación).

$$IVG = n_i / t_i$$

Donde:

n_i = número de semillas germinadas desde el primer al último día.

t_i = tiempo en días (desde el día de siembra hasta el final de la evaluación).

- **Tiempo promedio para alcanzar la germinación (TPG)**: Se obtiene

$$TPG = \frac{\sum (t * n)}{\sum n}$$

Donde:

t = tiempo en días. (iniciando desde el día de la siembra)

n = numero de semillas que completaron la germinación.

- **Tiempo para alcanzar la máxima germinación (TMax)**: el cual contempla el día en que el número de semillas germinadas no aumentó más.

- **Coefficiente de Uniformidad de la Germinación (CGU):** La uniformidad puede ser expresada como la varianza de los tiempos individuales de las semillas, respecto al promedio del tiempo de la muestra evaluada. A la par que asumimos que el tiempo para completar la germinación se comporta como una distribución normal; y mientras mayor resulte ser dicho valor, mayor será la uniformidad.

$$CUG = \frac{\sum n}{\sum [(t^+ - t)^2 * n]}$$

Donde:

t^+ = Tiempo promedio para alcanzar la germinación.

t = Tiempo en días, desde el día cero hasta el último día de evaluación.

n = Número de semillas totales germinadas.

6.3 Tratamientos osmóticos (osmocondicionamiento)

La velocidad de emergencia es un factor clave para la instalación en el campo o en vivero en todas las especies. La escarificación mecánica, física o química de semillas es una práctica recomendada para incrementar la germinación en *Prosopis*, pero no la modifica. Los tratamientos osmóticos de presembrado pueden ser una herramienta para incrementar la velocidad de emergencia (Besnier, 1989).

Se evaluaron cuatro potenciales osmóticos empleando una solución de agua destilada y NaCl, para determinar la concentración de este último se realizó una serie de cálculos para saber que cantidad de NaCl sería necesario para poder obtener los siguiente potenciales: 0.0, -0.4, -0.8, -1.2.

Los resultados obtenidos a partir de los cálculos para cada potencial fueron (cuadro 4):

Cuadro 4.- Proporción de agua destilada y cloruro de sodio (NaCl), para obtener los distintos potenciales osmóticos durante el osmoacondicionamiento

Potencial (Ψ_o)	Agua Destilada	NaCl
0.0	200 ml	0
-0.4	200 ml	0.191 grs
-0.8	200 ml	0.382 grs
-1.2	200 ml	0.573 grs

Las soluciones se prepararon en vasos de precipitados de 250 ml, agregando la cantidad suficiente de NaCl para cada uno de los potenciales y aforando la cantidad de agua destilada en probetas de 250ml para obtener los volúmenes exactos.

Cada vaso de precipitados fue cubierto con PARAFILM® para evitar su contaminación y colocado en refrigeración para su mejor conservación. Antes ser utilizadas, cada solución era sacada del refrigerador para que al momento de ser empleadas estuvieran a temperatura ambiente.

La evaluación de los cuatro potenciales osmóticos (0.0, -0.4, -0.8 y -1.2) fue combinada con dos métodos de escarificación: lijado manual e inmersión en vinagre al 5% de acidez por 15 minutos; y dos tratamientos control: control con testa y control sin testa; para así obtener 16 combinaciones diferentes de tratamientos de escarificación con soluciones osmóticas a evaluar.

Para este experimento se obtuvo una muestra al azar de 960 semillas, de las cuales se utilizaron 15 semillas con 4 repeticiones; 60 semillas en total para cada combinación.

Para evaluar la germinación, se utilizaron cajas petri de cristal de 10 cm de diámetro, previamente esterilizadas y en su interior se colocaban dos círculos de papel filtro previamente esterilizado del mismo diámetro de la caja.

Dentro de cada una de las cajas fueron colocadas 15 semillas, que correspondía a una repetición de las 16 combinaciones a evaluar; en total fueron empleadas 64 cajas de petri.

Las semillas después ser escarificadas por los métodos antes mencionados, era sumergidas en CAPTAN® a 1.5 gr por litro; con la finalidad de evitar la proliferación de hongos durante la germinación. Al terminar este proceso, las semillas eran colocadas en las cajas petri y se agregaban 2 ml de la solución osmótica; al termino de este proceso era colocado un tercer círculo de papel filtro.

Después de ser añadida la solución osmótica, las cajas petri eran cubiertas por el borde con plástico transparente, con la intención de evitar la perdida de humedad.

Las cajas fueron rotuladas y colocadas para su incubación en una estufa a una temperatura de $32 \pm 2^{\circ}$ C. En caso de existir alguna contaminación por hongos o bacterias, tanto las cajas petri como el papel filtro eran reemplazos por otros previamente esterilizados.

La evaluación de las semillas se realizó diariamente; mientras que la aplicación de las soluciones osmóticas fue cada tercer día. El criterio para determinar que las semillas habían germinado fue cuando se hacia evidente la aparición de la radícula, y la variable a evaluar fue el porcentaje de semillas germinadas por cada repetición.

7 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Tratamientos de escarificación.

Bajo las condiciones de invernadero empleadas (35°C y H.R. 17.2% en promedio), la respuesta germinativa empezó a registrarse al segundo día después de la siembra, llegando a su punto máximo en el día 23 con el tratamiento de lijado manual, comprobando que tanto la humedad como la temperatura son factores que inciden fundamentalmente en la regulación de la cantidad y ritmo de absorción del agua en la semilla durante el proceso de germinación (Prokopiuk y Chifa, 2000) y por lo tanto de su emergencia del sustrato.

Los resultados de los tratamientos de escarificación pueden incluirse en 4 grupos en función a la barra de error estándar graficada para su respuesta germinativa (figura 6).

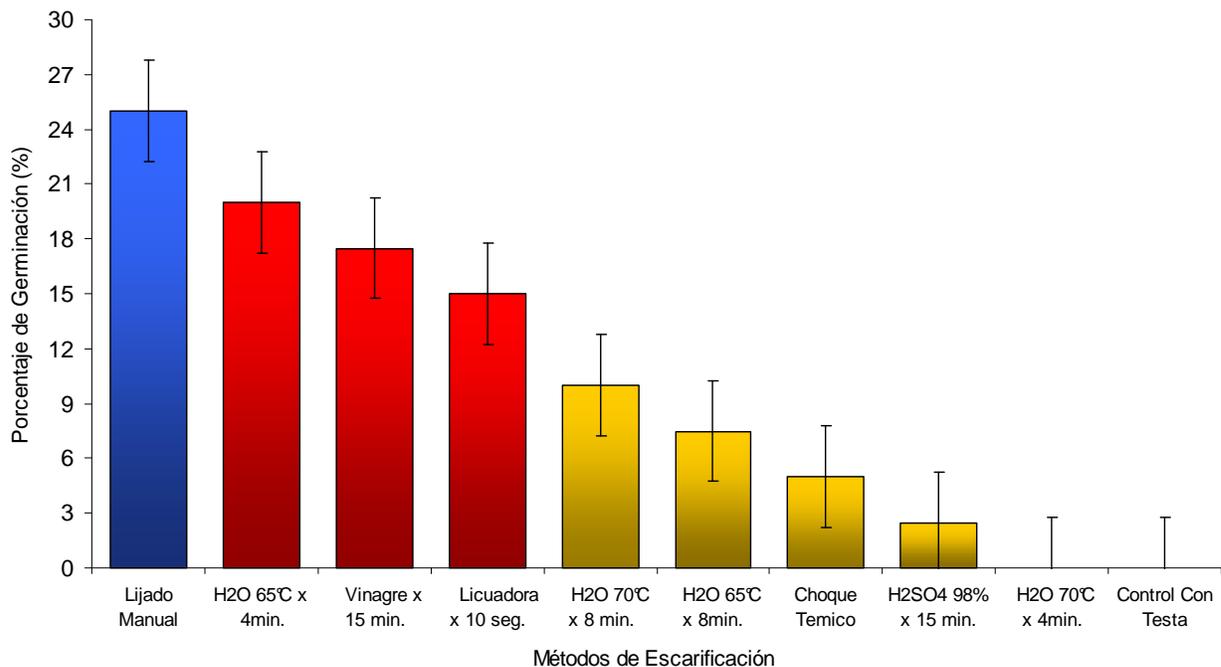


Figura 6.- Porcentaje de germinación para cada uno de los tratamientos de escarificación.

El primer grupo, lo formó el método de lijado manual que presentó el valor más alto de germinación, 25%. Dentro del segundo grupo se encontraron los métodos de inmersión en agua a 65°C por 4 min con el 20%; inmersión en vinagre por 15 min con 17.5% y escarificación en licuadora doméstica por 10 seg con 15% de germinación. El tercer grupo lo formaron el método de inmersión en agua a 70°C por 8 min con el 10%; inmersión en agua a 65°C por 8 min con 7.5%; choque térmico con 5% e inmersión en ácido sulfúrico (H₂SO₄) al 98% con el 2.5% de germinación. En el cuarto se engloban a los métodos de inmersión en agua a 70°C por 4 min y el control con testa, en los cuales no hubo germinación.

El lijado manual y el someter a las semillas durante 4 min en agua a 65°C de temperatura, fueron los métodos que mostraron los mejores resultados (25 % y 20 % de germinación) ambos métodos muestran dos periodos en donde el proceso de germinación fue más activo (figura 7 A y C); en el caso del segundo método los resultados muestran que temperaturas más elevadas del agua y mayor tiempo de permanencia de las semillas en ésta, dañan permanentemente al embrión generando con esto una inhibición de la germinación.

Al comparar la cinética de germinación de los dos métodos mecánicos (lijado manual y licuadora por 10 seg) se observa un comportamiento inicial muy semejante pero una vez llegado al onceavo día de evaluación, la germinación se detuvo en el segundo método, es posible que esto se deba a que con el método de la licuadora se puede generar daño importante en el embrión, Rivas *et al.*, (2005) en su trabajo con semillas de mezquite, aún cuando no especifica la especie con la cual se trabajó, probaron seis métodos mecánicos de escarificación y en general tuvieron un porcentaje bajo de germinación, siendo el método de licuadora por 30 seg el que mostró mejores resultados (53% de germinación), sin embargo en el trabajo mencionado anteriormente, no se describe las revoluciones por minuto (r.p.m) a las cuales fueron sometidas las semillas, por lo que es posible que en el trabajo que se presenta las r.p.m. hayan dañado el embrión generando los resultados observados (figura 7A).

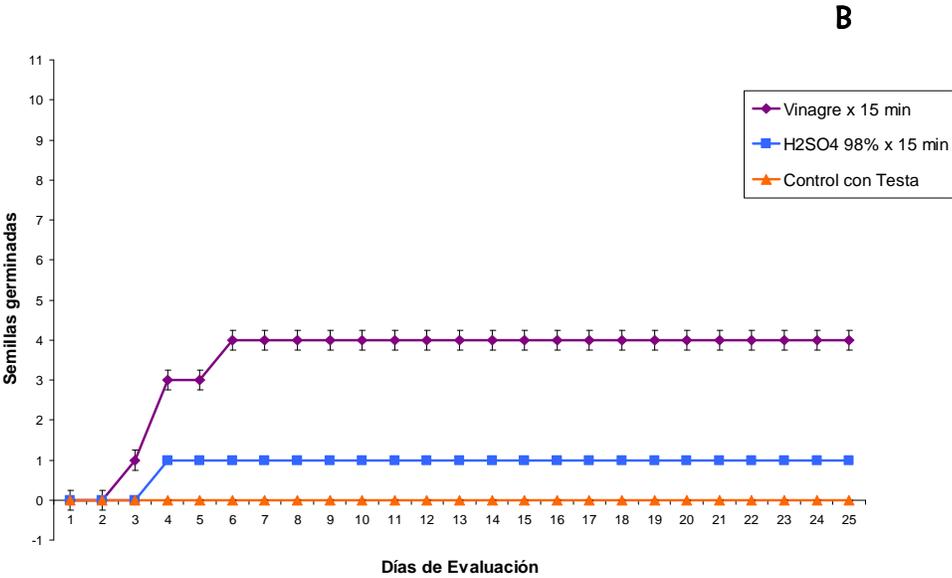
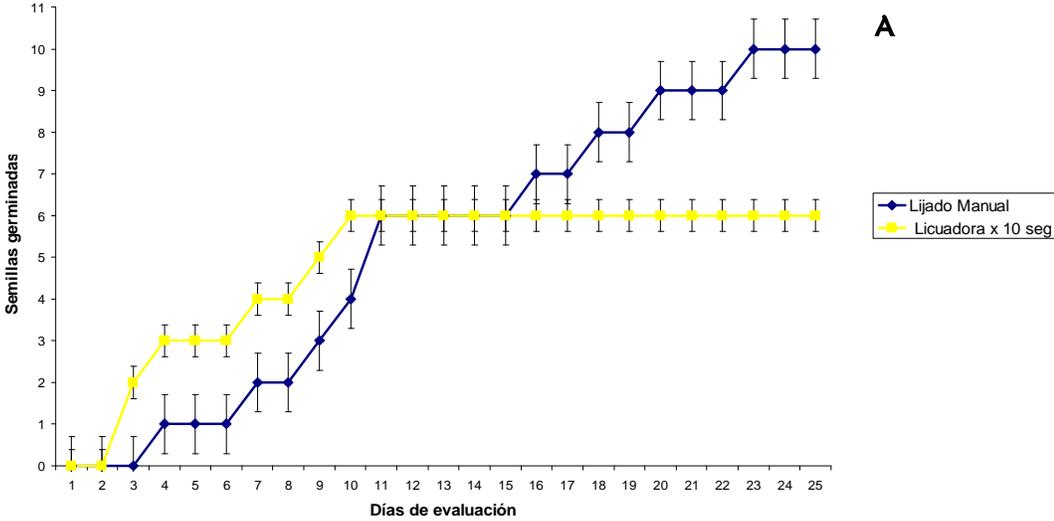
En el caso de los métodos químicos, los resultados muestran que el número de semillas germinadas fue realmente bajo, los dos métodos que presentan germinación fue el de vinagre por 15 min y el ácido sulfúrico al 98% por 15 min (figura 7 B), estos métodos fueron utilizados por Baes *et al.*, (2002) en semillas de *Prosopis ferox* obteniendo resultados de hasta un 91% de germinación, sin embargo, a pesar de que en varios trabajos científicos (Baes *et al.*, 2002; D'Aubeterre *et al.*, 2002) los presentan como una buena alternativa para promover la germinación en esta especie, en este estudio no fue así.

Un punto a notar es que en el trabajo de Baes *et al.* (2002) no se menciona la concentración del H₂SO₄ utilizada, en este trabajo se uso dicho ácido al 98%, lo cual pudo dañar las cubiertas de la semilla generando un daño al embrión, sin embargo, el hecho de que se presentara un evento de germinación aun cuando este fue incipiente, plantea la posibilidad de que este método puede ser útil modificando el tiempo de exposición de las semillas a estos agentes químicos y la concentración del ácido utilizado.

Algunas características intrínsecas de las semillas pueden influir en su respuesta germinativa; por ejemplo, el tamaño afecta la germinación (South *et al.*, 1985; Venable y Pake, 1999; Rivas *et al.*, 2005). El tamaño de las semillas en una especie puede variar entre poblaciones o entre individuos, ya sea por diferencia genéticas o por diferencias en la historia de vida de cada planta (Barbour *et al.*, 1999).

Es importante observar que tanto el método de lijado manual como el de agua a 65° de temperatura por 4 min presentan un porcentaje de germinación muy similar, lo que significa que cualquiera de los dos métodos pueden ser utilizados para promover la germinación en el mezquite, ya que además la cinética de germinación que se muestra en las gráficas es muy similar, en ambos métodos la germinación inicia al cuarto día y concluye al día 23 con un porcentaje de germinación aceptable, entre el 20 y 25%. Catalan y Balzarini (1992 en Baes *et al.*, 2002), indican que los mejores

métodos de escarificación son los de naturaleza mecánica; sin embargo, este tipo de métodos presentan como desventaja un mayor tiempo de ejecución cuando se realizan en forma manual (Paretti, 1994) (figura 7).



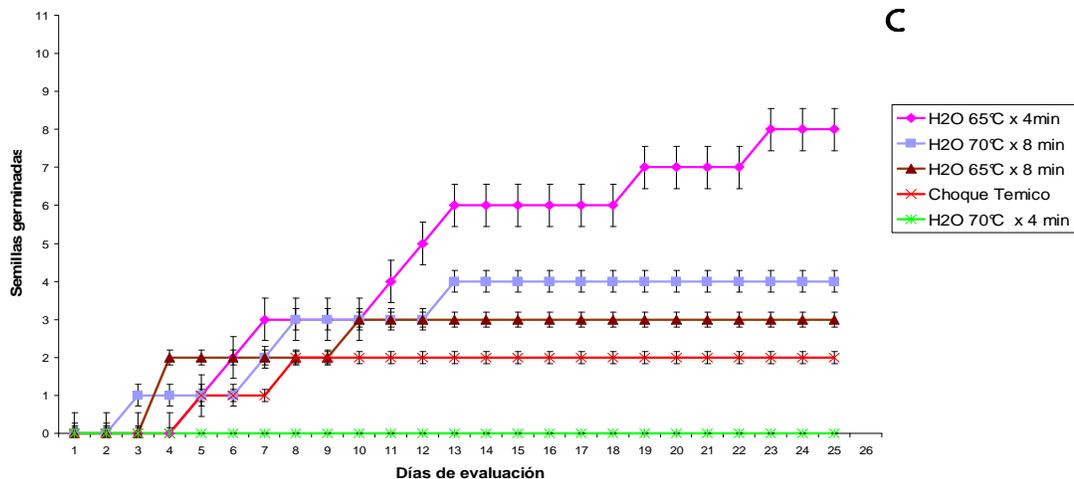


Figura 7. Cinética de germinación de semillas de *Prosopis laevigata* sometidas a diferentes métodos de escarificación: (A) métodos mecánicos; (B) métodos químicos; (C) métodos físicos.

Existen diversos indicadores que nos permiten conocer con mayor detalle diferentes características del proceso de germinación en las semillas, entre estos tenemos a: índice de velocidad de germinación (IVG), tiempo máximo para alcanzar la germinación (TMAX), tiempo promedio para alcanzar la germinación (TPG) y el coeficiente de uniformidad de la germinación (CUG) (Bewley y Black, 1985).

En el presente trabajo el IVG (cuadro 5) del método de lijado manual presenta el valor más alto, 0.37 semillas germinadas por día, seguidos de la inmersión en H₂O a 65°C por 4 min y escarificación en licuadora doméstica por 10 seg con un 0.30 y 0.22 semillas germinadas por día, respectivamente.

En lo que respecta al Tiempo Promedio para alcanzar la Germinación (TPG), los valores del lijado manual e inmersión en H₂O a 65°C por 4 min fueron similares (12.9 y 12 días, respectivamente), seguidos por la inmersión en H₂O a 70°C por 8 min que presentó un valor de 7.75 días; choque térmico con 6.5 días, y por último escarificación en licuadora e inmersión en H₂O a 65°C por 8 min, ambos con 6 días. Los valores más bajos los presentó la inmersión en ácido sulfúrico al 98% por 15 min e

inmersión en vinagre por 15 min, los dos con 4 días en promedio para alcanzar la germinación.

A pesar de los valores presentados anteriormente, el tiempo promedio para alcanzar la germinación sólo fue trascendente para el caso de los tratamientos de lijado manual e inmersión en H₂O a 65°C por 4 min por que si bien tienen un promedio alto en los días para alcanzar la germinación, también fueron los tratamientos con mayor número de semillas germinadas y emergidas del sustrato.

Respecto al índice TMax (Tiempo para alcanzar la máxima germinación), es posible decir que el método de escarificación que presentó una mayor eficiencia germinativa es la inmersión H₂O a 65°C por 4 min con 13 días como mínimo para alcanzar un 20% de germinación; y al parecer la escarificación mecánica hecha en licuadora por 10 seg sólo requirió 10 días para llegar a un porcentaje de germinación del 15%. Por otra parte, el método de lijado manual presenta un incremento, ya que en 23 días se alcanza un porcentaje de 25%.

Al hacer una comparación similar en términos de número de semillas, y no en porcentaje de germinación; se pudo observar que entre el lijado manual y la inmersión en H₂O a 65°C por 4 min hay sólo 2 semillas y 10 días de diferencia para alcanzar la germinación máxima.

El tratamiento de escarificación que presentó un mayor coeficiente de uniformidad de la germinación es el de lijado manual con un 5.029; seguido de la inmersión en H₂O a 65°C por 4 min con 4.440 que son los más altos. También el tratamiento de inmersión en H₂O a 70 °C por 8 min presentó un coeficiente de uniformidad de 2.684, siendo el tercer mejor; el choque térmico tiene 2.397 y por último los tratamientos de escarificación en licuadora por 10 seg e inmersión en H₂O a 65°C por 8 min, los dos con 2.267.

El coeficiente de uniformidad más bajo registrado fue de 1.890, perteneciente a los tratamientos de inmersión en ácido sulfúrico (H₂SO₄) al 98% por 15 min y a la inmersión en vinagre por 15 min.

Cuadro 5.- Tratamientos de escarificación empleados en esta investigación con distintos índices de germinación. (SEM G) Número total de semillas germinadas; (G%) Porcentaje de germinación; (IVG) Índice de Velocidad de Germinación; (TPG) Tiempo promedio para alcanzar la germinación, en días; (TMAX) Tiempo para alcanzar la máxima germinación en días y (CUG) Coeficiente de Uniformidad de la Germinación.

T. Escarificación	SEM G	G%	IVG	TPG	TMAX	CUG
Lijado Manual	10	25	0.37	12.9	23	5.029
Licadora x 10 seg.	6	15	0.22	6	10	2.267
H ₂ SO ₄ 98% x 15 min.	1	2.5	0.04	4	4	1.890
Vinagre x 15 min.	4	17.5	0.15	4	6	1.890
Choque Térmico	2	5	0.07	6.5	8	2.379
H ₂ O 65° C x 4 min.	8	20	0.30	12	13	4.440
H ₂ O 65° C x 8 min.	3	7.5	0.11	6	10	2.267
H ₂ O 70° C x 4 min.	0	0	0.00	---	---	---
H ₂ O 70° C x 8 min.	4	10	0.15	7.75	13	2.684
Control Con Testa	0	0	0.00	---	---	---

En términos generales, los índices muestran que el mejor tratamiento de escarificación para semillas de *Prosopis laevigata* es un método mecánico, en este caso, el de lijado manual. Los resultados de esta investigación, coinciden con los Rivas *et al.* (2005), que obtuvieron bajos porcentajes de germinación; siendo el tratamiento mecánico de escarificación en licadora doméstica por 30 segundos el más alto con el 53%. Por el contrario, los porcentajes de germinación más bajos se presentaron con el método de escarificación química especialmente con la inmersión en ácido sulfúrico por 5 y 10 min. Sin embargo, los autores no hacen referencia a la especie de mezquite evaluada, número de semillas por repetición y el sustrato utilizado. En dicha investigación los porcentajes bajos son atribuidos a las características de las semillas, así como a las variaciones en la temperatura inferior de la cámara de germinación empleada.

Baes *et al.* (2002) encontró que para *P. caldenia* el mejor tratamiento de escarificación es el de inmersión en ácido sulfúrico (H_2SO_4) durante 45 min. De igual forma, la investigación hecha por D' Aubeterre *et al.* (2002), considera que los tratamientos de inmersión en ácido sulfúrico (H_2SO_4) por 5 y 10 min (20% y 14%, respectivamente) son los más efectivos para *Prosopis laevigata*; siendo estos resultados mayores a los encontrados en este trabajo empleando H_2SO_4 al 98% por 15 min con un 2.5 %. En este mismo sentido Garwood (1986), encontró que el H_2SO_4 actúa efectivamente en semillas jóvenes, principalmente las que tienen menos de 3 meses después de la cosecha.

En una investigación donde se evaluó el efecto de las altas temperaturas en la germinación de *Prosopis caldenia*, se reportó que en todos los tratamientos, los mayores porcentajes de germinación se obtuvieron al exponer a las semillas durante 5 min a temperaturas elevadas; pero cuando los tiempos de exposición al calor se prolongaban por 10 y/o 15 min, el porcentaje de germinación decrecía; también se reportó que en todos los casos, los porcentajes de germinación fueron menores al 30% (De Villalobos *et al.*, 2002).

Fue por ello que para evaluar los tratamientos físicos se optó por exponer a las semillas en los distintos tratamientos durante 4 y 8 minutos como máximo, contemplando que deben de existir algunas diferencias en función a la respuesta al calor entre *Prosopis laevigata* y *P. caldenia*.

En la investigación hecha por Torres *et al.* (2000), con semillas cosechadas en agosto de 1990 y evaluadas en mayo de 1991, que es el mismo tiempo transcurrido en que se mantuvieron en almacenamiento nuestra semilla (9 meses); se evaluaron diferentes tratamientos de escarificación hídrica, obteniendo el mayor porcentaje de 55% en la inmersión en agua a 55°C durante 6 minutos.

Si se comparan sólo los métodos que fueron empleados en ambas investigaciones (cuadro 6), encontramos que los resultados son menores a los encontrados por Torres *et al.* (2000); esto puede atribuirse a que los autores emplearon un mayor número de semillas en sus ensayos de germinación (100 semillas por tratamiento con 3 repeticiones); además, el sustrato empleado consistió en suelo agrícola arcilloso, mientras que en el presente trabajo se utilizó Peat Moss más Fertilizante Multicote 8® (en una proporción de 340 grs por kilogramo de sustrato) lo cual permitió tener un mayor control sobre esta variable ya que es manipulado el número y porcentaje de nutrimentos lo que no es posible utilizando suelo agrícola.

Cuadro 6- Comparación de resultados con métodos físicos de escarificación entre la investigación (A) (Torres *et al.*, 2000) y los resultados obtenidos en esta investigación (B).

Método de Escarificación	Porcentaje de Germinación Obtenida	
	Investigación A	Investigación B
H ₂ O 65°C x 4 min	52 %	20%
H ₂ O 65°C x 8 min	39.6 %	7.5 %
H ₂ O 70°C x 4 min	48 %	0
H ₂ O 70°C x 8 min	41.3 %	10%

La investigación hecha por Juárez *et al.* (2002), donde empleo semillas cosechadas en dos años diferentes (1999 y 2000); demuestra que las semillas cosechadas en el año 2000 presentan menores resultados a diferencia del año anterior. Los mayores porcentajes de germinación los obtuvo al someter a las semillas a 75°C y 80°C por 8 min. Posiblemente las temperaturas dadas en esta investigación fueron insuficientes para obtener mayores porcentajes de germinación mediante métodos físicos.

Los bajos porcentajes de germinación fueron atribuibles, en cierto grado a compuesto fenólicos presentes en la testa de las semillas; si bien estos compuestos

juegan un papel importante manteniendo su viabilidad, al funcionar como defensa química frente algunos microorganismos, en condiciones de alta humedad relativa pueden desempeñar el papel de inhibidores de la germinación, (Mohamed-Yasseen *et al.*, 1994)

Al mismo tiempo, durante este experimento se tuvo la necesidad de cubrir la semilla con 1 a 2 cm de sustrato; lo cual se relaciona con el arraigamiento, debido al rápido y gran alargamiento del hipocótilo y radícula durante la germinación epigea en el mezquite, donde la raíz primaria es marcadamente pivotante y su crecimiento supera ampliamente al de la plántula (Prokopiuk y Chifa, 2000). Así mismo, este autor no hace referencia a las condiciones de germinación en las cuales se llevó a cabo su investigación.

En el trabajo realizado por D' Aubeterre *et al.* (2002) se empleó como sustrato arena cernida facilitando así la emergencia de las plántulas, a diferencia del Peat Moss® que observo una mayor resistencia; pues al termino de la investigación, durante la limpieza de los almácigos de siembra, se encontraron semillas germinadas que no pudieron emerger.

En esta investigación no se contemplo la evaluación de métodos de escarificación biológica a través de animales domésticos como vacas, asnos, caballos o cabras; pues se tiene documentado que las semillas de mezquite pueden ser escarificadas de forma natural al pasar por el tracto digestivo de algunos animales (Burkart, 1976); como es el caso de Garcia-Aguilera (2000), quien obtuvo un porcentaje de germinación de 45.8% con el ganado caprino, y un 44% con el ganado bovino.

Pero investigaciones enfocadas a evaluar tratamientos de escarificación en semillas de *Prosopis ferox*, señalan que los tratamientos biológicos no representan el principal mecanismo de escarificación. Además, que los altos índices de germinación

son obtenidos con métodos de escarificación mecánica; corroborando el hecho de que semillas presentes en el estiércol de los animales presentan viabilidad pero estando aún en latencia (Baes *et al.*, 2002).

Evidenciando que para las semillas de algunas especies de la familia Fabaceae, el paso por el tracto digestivo no representa una vía por la cual las semillas pierdan la latencia impuesta por la testa.

Dentro de lote de semillas colectadas, fue posible observar que existen diferencias en sus tamaños, fenómeno que se conoce como heteromorfismo somático o polimorfismo de las semillas. El considerar que los resultados fueron afectados en parte por un polimorfismo germinativo, se sustenta en el hecho de que según Willian (1991), la International Seed Testing Association (ISTA) considera que un lote de semillas es heterogéneo cuando el coeficiente de variación, resultado de evaluar una muestra al azar, es mayor a 4.0.

Al principio de esta investigación, y una vez obtenido el lote de semillas, se realizó un muestreo de 50 semillas a las cuales se midió el peso, altura, ancho y grosor de las mismas. A dichos datos se le calculó la sumatoria, promedio, desviación estándar y coeficiente de variación; siguiendo la metodología de Willian (1991) (cuadro 7).

Cuadro 7.- Suma, promedio, desviación estándar y coeficiente de variación obtenidos a través el peso, largo, ancho y espesor de una muestra de 50 semillas de mezquite.

	Peso (grs)	Largo (mm)	Ancho (mm)	Grosor (mm)
Suma	5.99	595.10	390.00	195.20
Promedio	0.12	11.90	7.80	3.90
Desviación estándar	0.03	0.95	0.74	0.48
Coef. de variación	21.05	7.99	9.42	12.28

Los resultados obtenidos muestran que todas las variables medidas (peso, ancho, largo y grosor), sobrepasan el nivel máximo que prescribe la ISTA; con lo que

podemos asegurar que en el lote colectado existe un marcado polimorfismo de las semillas con diferentes maneras de responder ante un ambiente cambiante. Este fenómeno está condicionado genéticamente y se caracteriza por la producción en una misma planta de dos o más tipos de semillas que pueden diferir totalmente en forma, tamaño y comportamiento ecofisiológico, en los que respecta a dispersión, latencia y germinación (Venable, 1985; en Sánchez *et al.*, 1997; Thomas, 2000).

Podemos decir que los bajos porcentajes de germinación, dados por polimorfismo germinativo; también pueden ser atribuibles a las condiciones ambientales dadas durante el experimento,

7.2 Tratamientos Osmóticos

Los resultados más altos fueron obtenidos en el control sin testa con el potencial osmótico (Ψ_0) de 0 (agua destilada) que obtuvo 35% de germinación, seguido del Ψ_0 -0.8 con un 23.3%; el Ψ_0 -1.2 con 20% y Ψ_0 -0.4 con sólo 15% (cuadro 8).

Para los tratamientos de lijado manual y control con testa, en general se puede considerar que el Ψ_0 0 presenta también el mayores porcentajes de germinación, después el Ψ_0 -0.4; en el tercer sitio el Ψ_0 -1.2 y por último el Ψ_0 -0.8.

Estos resultados son totalmente diferentes al tratamiento de inmersión en vinagre por 15 min ya que los potenciales Ψ_0 -0.8 y -1.2 obtuvieron los porcentajes de germinación más bajos o en su defecto, no los presentaron.

El análisis de varianza demostró que existen diferencias significativas entre los tratamientos de escarificación ($P < 0.05$) mientras que los potenciales osmóticos son estadísticamente similares, y no existe interacción alguna entre estos dos.

Cuadro 8.- Combinaciones de los tratamientos de escarificación con los potenciales osmóticos, donde se muestran los resultados en número de semillas germinadas y su porcentaje de germinación (%) correspondiente.

Tratamiento de escarificación	VINAGRE				LIJADO MANUAL				C. CON TESTA				C. SIN TESTA			
Potencial Osmótico (Ψ_0)	0	-0.4	-0.8	-1.2	0	-0.4	-0.8	-1.2	0	-0.4	-0.8	-1.2	0	-0.4	-0.8	-1.2
Semillas germinadas	0	2	0	0	14	13	0	3	10	6	1	6	21	9	14	12
Porcentaje de germinación	0	3.3	0	0	23.3	21.7	0	5	16.7	10	1.7	10	35	15	23.3	20

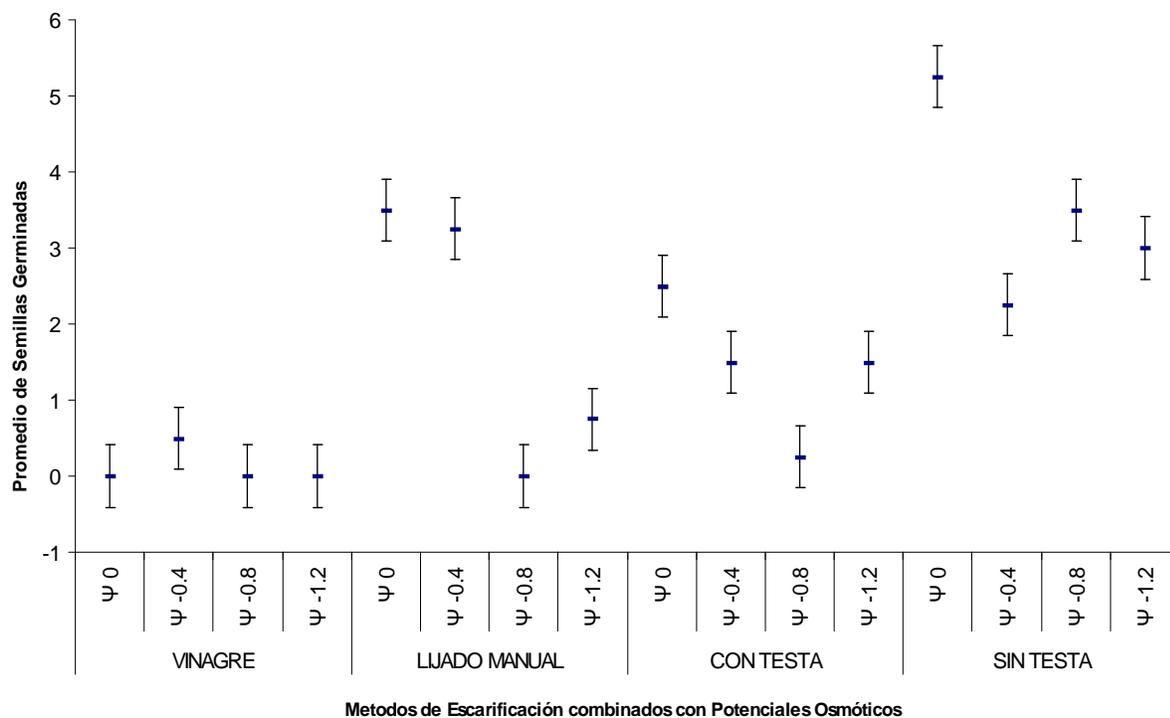


Figura 8.- Gráfica del promedio de semillas germinadas, en combinación con cuatro métodos de escarificación y cuatro potenciales osmóticos; también se muestran barras de error estándar para cada uno de los promedios.

Se encontró que el mayor número de semillas germinadas se obtienen al retirar completamente la testa y exponerlas al agua con un potencial osmótico de 0. Sin

embargo, semillas en esta situación tienden a presentar un imbibición rápida, trayendo como resultado la muerte del embrión debido a su envenenamiento (Mohamed-Yasseen *et al.*, 1994), situación que pudo observarse durante las pruebas ya que se tenían semillas evidentemente imbibidas pero que no respondían a la germinación. Si por un lado, la testa genera la latencia física y presencia de inhibidores químicos, también ayuda a la semilla a regular la proporción de agua imbibida en suelos con bajo potencial osmótico (Dübbern de Souza y Marcos-Filho, 2001).

Respecto a los resultados del lijado manual como tratamiento de osmoacondicionamiento, se puede considerar que esta técnica ayudar a promover la germinación en cierta medida, pues se obtuvieron porcentajes de 23.33 % con Ψ_0 0 y 21.67 % con Ψ_0 -0.4, lo que representan 14 y 13 semillas germinadas, respectivamente. Y con el lijado manual, sólo como técnica de escarificación, se lograron obtener 10 semillas emergidas.

Aunque no necesariamente el número de semillas emergidas en los tratamientos de escarificación, representan el número de semillas germinadas; ya que la evaluación de la escarificación se realizó por siembra directa en sustrato y los tratamientos de osmoacondicionamiento se realizaron en cajas petri, pues en estos últimos el diseño contemplaba el contacto permanente entre las soluciones osmóticas y las semillas.

Los resultados muestran también que el potencial osmótico de 0 (agua destilada) produjo el mayor numero de semillas en los tratamientos de lijado manual, control con testa y control sin testa; lo que señala que el exponer semillas mezquite al agua destilada genera una respuesta germinativa, incluso si la semillas no recibió ningún tratamiento des escarificación; como ejemplo, el control con testa que obtuvo un 16.7% con 10 semillas germinadas, hecho contrario a lo que sucedió con los tratamientos de escarificación donde las semillas control no presentaron respuesta alguna.

El hecho anterior también demuestra que la testa de *Prosopis laevigata* no es impermeable totalmente; algunos autores consideran que la principal forma en que el agua llega al embrión es cuando éste tiene la capacidad de romper la testa, algunas veces ya debilitada por el ambiente; sin embargo otras vías alternativas es la llegada agua a través del hilio, el micrópilo y/o el rafe actuando como válvulas higroscópicas (Gunn, 1981; Dübbern de Souza y Marcos-Filho, 2001).

A pesar de que las especies del género *Prosopis* se consideran tolerantes al estrés osmótico, se ha demostrado que su germinación se reduce con forme aumenta la salinidad, siendo este estado de desarrollo el mas sensible (Salas, 2003), pues soluciones de NaCl con Ψ_o entre -1.4 a -2.2 reducen en un 50% el porcentaje de germinación en *Prosopis fratta* (Baskin y Baskin 2001).

Sosa *et al.* (2005) encontraron que el osmoacondicionamiento con NaCl a Ψ_o -1.2 promueven hasta en un 63% la germinación de *Prosopis strombulifera*, mientras que los mayores porcentajes de germinación se presentaron con soluciones de manitol a Ψ_o -1.2 con el 85% de germinación; mientras que para *Prosopis argentina* el osmoacondicionamiento con Polietilenglicol 6000 a Ψ_o -6 bars durante 24 hrs, resulta ser el mejor tratamiento con un 86% de germinación (Peluc *et al.*, 2000).

La reducción del porcentaje de germinación frente al aumento de la salinidad no pudo ser comprobado para *Prosopis laevigata* ya que los resultados de la presente investigación muestran que los potenciales osmóticos son iguales estadísticamente. Aunque se ha demostrado que aspectos genéticos pueden también influenciar la respuesta de las semillas al osmoacondicionamiento, por ejemplo, se sabe que las semillas producidas por árboles que crecen en lugares secos tienen a tolerar potenciales osmóticos mas bajos para germinar (Cordero y Di Stéfano, 1991).

Durante la realización de estas evaluaciones, se observó insistentemente la presencia de hongos que atacaban las semillas, hecho que se atribuía principalmente al

manejo de las cajas petri que se empleaban; sin embargo, Bewley y Black (1985), consideran que cuando las semillas inician el proceso de imbibición, éstas liberan al medio solutos tales como azúcares, ácidos orgánicos, iones, aminoácidos y proteínas. En el medio natural, estos solutos pueden estimular el crecimiento de hongos y bacterias en el suelo, los cuales invaden la semilla y contribuyen a su deterioro.

Al ser incubadas las semillas en cajas petri y cubiertas con plástico para conservar la humedad, fue posible observar que algunas radículas crecían rápidamente y que morían o se desintegraban de forma vertiginosa, también se observó oscurecimiento de la testa y la adquisición de un aspecto acuoso en las semillas. Estos fenómenos pudieron ser observados también durante la germinación de otras especies del género *Prosopis*, como consecuencia de la combinación de la humedad y la temperatura ocasionando un exceso solutos que eran transportados a través de las membranas (Cony y Trione, 1996).

8 CONCLUSIONES

- Los tratamientos de escarificación permitieron eliminar la latencia física en las semillas de *Prosopis laevigata*, sin embargo, no se pudieron obtener porcentajes de germinación mayores a 30%; por lo que cabe la posibilidad de que las semillas estén experimentando una combinación de latencia física y fisiológica.
- Los porcentajes e índices de germinación indicaron que el mejor tratamiento de escarificación fue el lijado manual debido a que la testa impermeable fue dañada y debilitada directamente por medio de la abrasión hecha con la lija.
- Tratamientos como inmersión a agua a 65°C x 4 min, inmersión en vinagre x 15 min y escarificación en licuadora doméstica indicaron tener buenos resultados, sin embargo, se requieren hacer más ensayos con estos tratamientos para poder mejorar los resultados.
- Mediante el osmocondicionamiento, se lograron obtener porcentajes de hasta 35% en el control sin testa, pero los tratamientos de escarificación presentaron porcentajes aun más bajos. Aunque estadísticamente los potenciales osmóticos no mostraron diferencias significativas, el agua destilada con un $\Psi_0 0$ permitió obtener los mayores porcentajes de germinación en la mayoría de las combinaciones con los tratamientos de escarificación. Por ello sería necesario emplear soluciones con mayores potenciales osmóticos para determinar un rango óptimo para tratamientos de osmocondicionamiento.
- El coeficiente de variación obtenido para las semillas, demostró que estas presentaban un heteromorfismo, capaz de provocar un polimorfismo germinativo; el cual cumple la función de desplazar el tiempo de germinación logrando el establecimiento asincrónico de plántulas; y con ello reducir la competencia y aumentar la posibilidad de supervivencia de cada una de ellas.

9 BIBLIOGRAFÍA

- Baes, O. P., M. L. de Viana y S. Suhring. 2002. Germination in *Prosopis ferox* seeds: effects of mechanical, chemical and biological scarificators. *Journal of Arid Environments*, 50: 185-189.
- Barbour, M. G., J. H. Burk, W. D. Pitts, F. S. Gillian y M. W. Schwarts. 1999. Allocation and life history patters. *In: Terrestrial Plant Ecology*. Third Edition. B. Cummings. An Important of Adison Wesley Longman, Inc.
- Baskin, C. C. y J. M. Baksin. 2001. *Seed's: ecology, biogeography and evolution of dormancy and germination*. Academic Press. USA.
- Bewley D. J. y M. Black. 1985. *Seeds, pysiology of development and germination*. Plenum Press. N.Y. USA.
- Besnier, R. F. 1989. *SEMILLAS: biología y tecnología*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Bidwell, R. G. S. 1990. *Fisiología vegetal*. Primera edición en español. AGT editorial. México DF.
- Burkart, A. 1976. A monograph of the genus *Prosopis* (Leguminosae Subfam. Mimosoideae). *Journal of the Arnold Arboretum*. Vol. 57.
- Camacho, M. F. 1994. *Dormición de semilla, causas y tratamientos*. Ed. Trillas. México D.F.
- Castillo, R. y O. Guenni. 2001. Latencia en semillas de *Stylosanthes hamata* (Leguminosae) y su relación con la morfología de la cubierta seminal. *Rev. Biol. Trop.* [online]. Vol.49, (1).
- Cervantes, V., J. Carabias y C. Vázquez-Yanes. 1996. Seed germination of woody legumes from deciduous tropical forest of southern México. *Forest Ecology and Management* 82: 171-184.
- Comisión Nacional de las Zonas Áridas (CONAZA). Instituto Nacional de Ecología. 1994. *MEZQUITE, Cultivo Alternativo para las Zonas Áridas y Semiáridas de México*. México, DF.

- Comisión de Áreas Naturales Protegidas (CONANP). 2003. Programa de manejo reserva de la biosfera Barranca de Metztitlán. México (versión electrónica)
- Cony, M. A. y S. O. Trione. 1996. Germination with respect to temperatures of two Argentinian *Prosopis* species. *Journal of Arid Environments* 33: 225 – 236.
- Cordero, S. R. y J. F. Di Stefano. 1991. Efecto de estrés osmótico sobre la germinación de semilla de *Tecota stans* (Bignoniaceae). *Rev. Biol. Trop.* 39 (1): 107-110.
- D' Aubeterre, R., J. Principal y J. Garcia. 2002. Efecto de diferentes métodos de escarificación sobre la germinación de tres especies del genero *Prosopis*. *Revista Científica.* 12 (2): 575-577.
- Debeaujon, I., K. M. León-Kloosterziel y M. Koornneef. 2000. Influence of the testa on seed dormancy, germination and longevity in *Arabidopsis*. *Plant Physiol.* Vol. 122: 403-413.
- Delorit, J. R. y C. R. Gunn. 1986. Seed of continental United States Legumes (Fabaceae). *Agronomy Publications.* USA.
- De Villalobos, A. E., D. V. Peláez, R. M. Bóo, M. D. Mayor y O. R. Elias. 2002. Effect of high temperaturas on seed germination of *Prosopis caldenia* Burk. *Journal or Arid Environments,* 52: 371-378.
- Dübbern de Souza, F. H. y J. Marcos-Filho. 2001. The seed coat as a modulator of seed-environment relationships in Fabaceae. *Bot. Brasil.* 24 (4): 365-375.
- Felker, P. 1981. Uses of Tree Legumes in Semiarid Regions. *Economic Botany* (35) 2: 174-186.
- Fenner, M. y K. Thompson. 2005. *The Ecology of seeds.* Cambridge University Press. USA.
- Ffolliot, P. F. y J. L. Thames. 1983a. Manual sobre taxonomía de *Prosopis* en México, Perú y Chile. FAO, Roma, Italia.
- Ffolliot, P. F. y J. L. Thames. 1983b. Recolección, manipuleo, almacenaje y pre-tratamiento de las semillas de *Prosopis* en América Latina. FAO, Roma, Italia.
- Galera, F. M. 2000. Los Algarrobos: Las especies del genero *Prosopis* en América Latina con especial énfasis en aquellas de interés económico. FAO. Córdoba, Argentina.

- Garwood, N. C. 1986. Effects of acid and hot water pretreatments and seeds burial on the germination of tropical moist forest seeds. *Turrialba* 36 (4): 479-484.
- García-Aguilera, E., O. A. Martínez-Jaime, S. N. Torres y J. T. Fariás-Hernández. 2000. Escarificación Biológica de Mezquite [*Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. ex Wild.) M C Johns.] con diferentes especies de ganado doméstico. *In: El mezquite: árbol de usos múltiples, estado actual del conocimiento en México.* Fariás-Hernández, J. T., V. O. Portugal y J. V. Carter. UNAM- Universidad de Guanajuato. México.
- Gómez, L. F. y S. I. Rodríguez. 2006. Mezquite *Prosopis ssp* y su potencial bajo sistemas de manejo agroforestal en México. *In: V Simposio Internacional sobre la Flora Silvestre en Zonas Áridas.* Hermosillo Sonora, México. Castillo, G. R., N. M. Ortega, B. R. Corella, G. G. Solís, S. S. Cántua y B. M. Espiricueta (Editores). Marzo 2006.
- Gold, K., P. León-Lobos y M. Way. 2004. Manual de recolección de semillas de plantas silvestres para conservación a largo plazo y restauración ecológica. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro Regional de Investigación Intihuasi, La Serena, Chile. Boletín INIA N° 110.
- Gunn, C. R. 1981. Seeds of Leguminosae. *In: Advances in Legume Systematics* (Part. 2). Polhill, R. M. y P. H. Raven. Royal Botanic Gardens Kew.
- Hernández, M. J. 2006. El Mezquite más allá del Carbono. *In: V Simposio Internacional sobre la Flora Silvestre en Zonas Áridas.* Castillo, G. R., N. M. Ortega, B. R. Corella, G. G. Solís, S. S. Cántua y B. M. Espiricueta (Eds.) Hermosillo Sonora, México. Marzo 2006.
- Hoffmann, A. 1970. Desarrollo del microsporangio, saco embrional y anatomía de la testa del algarrobo. *Turrialba* Vol. 20 (1): 9-14.
- International Legume Database & Information Service (ILDIS). 2005. <http://legumeweb.ildis.org>
- Jeller H., S. C. Pérez y J. Raizer. 2003. Water Uptake, Priming, Drying and Storage Effects in *Cassia excelsa* Schard Seeds. *Braz. J. Biol.* 63 (1): 61-68.

- Johnston, M. C. 1962. The North American Mesquites *Prosopis* sect. *algarobia* (Leguminosae). *Brittonia* 14: 72-90.
- Juárez, A. R., R. M. Alvarado, y C. Valdez. 2001. Escarificación de Semillas de Mezquite (*Prosopis laevigata*) para aumentar la eficiencia en la germinación. 5º Jornada de Investigación. Universidad Autónoma de Zacatecas.
- Judd, S. W., C. S Campbell, E. A. Kellogg y P. F. Stevens. 1999. *Plant Systematics: A phylogenetic Approach*. Sinauer Associates Inc. USA.
- Khan, A. A. 1977. Seed dormancy: changing concepts and theories. *In: The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*. Khan, A. A (ed). Noth-Holland Publishing Company. NY, USA.
- Kolotelo, D., E. V. Steenis, M. Peterson, R. Bemett, D. Trotter, J. Dennis. 2001. *Seed Handling Guidebook*. Brithish Columbia Ed. Canada.
- Koornneef, M., L. Bentsink y H. Hilhorst. 2002. Seed dormancy and Germinati3n. *Plant Biology*, 5: 33-36.
- Martínez, L. M. 1994. El Mezquite (*Prosopis laevigata*): Evaluaci3n experimental de m3todo de producci3n de pl3ntula en vivero. Universidad Aut3noma Chapingo. M3xico. (Tesis profesional)
- Maya, R. J. 1999. Evaluaci3n de 25 tratamientos pregerminativos en semillas de mezquite (*Prosopis velutina* Wooton) en el 3rea de influencia de URUZA. Universidad Aut3noma Chapingo, Unidad Regional Universitaria de Zonas 3ridas. Bermejillo Durango, M3xico. (Tesis profesional)
- Mohamed-Yasseen, Y., S. A. Barringer, W. E. Splittstoesser, S. Costanza. 1994. The Role of Seed Coats in Seed Viability. *The Botanical Review* 60 (4): 227-245.
- Molina-Maldonado, C., M. Villa-Ibarra, I. Ruíz-Hernández, L. Felix-Armend3riz. 2006. Producci3n de harina de Mezquite (*Prosopis juliflora*) en una plantaci3n en el sur de Sonora. *In: V Simposio Internacional sobre la Flora Silvestre en Zonas 3ridas*. Castillo, G. R., N. M Ortega, B. R. Corella, G. G. Solís, S. S. C3ntua, y B. M. Espiricueta (Eds.). Hermosillo Sonora, M3xico. Marzo 2006

- Natural Resource Conservation Service (NRCS). 2007. Plants Profile: *Prosopis* L. (mesquite). United States Department of Agriculture (USDA). www.nrcs.usd.gov/
- Niembro, R. A. 1998. Semillas de Árboles y Arbustos; ontogenia y estructura. Ed. Limusa. México DF.
- Nikolaeva, M. G. 1977. Factors controlling the seed dormancy pattern. *In:* Khan, A. A (ed). 1977. The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination. North-Holland Publishing Company. NY, USA.
- Ortega B. P., M. L de Viana y S. Sühling. 2002. Germination in *Prosopis ferox*: effects of mechanical, chemical and biological scarifiers. *Journal of Arid Environments*. 50: 185-189.
- Parretti, A. 1994. Manual para el análisis de semillas. Instituto de Tecnología Agropecuaria. Hemisferio Sur. Buenos Aires. Argentina.
- Peluc, S., M. Ruiz y C. Parera. 2000. Efecto de tratamientos osmóticos de presembrado en *Prosopis argentea* Burkart. III Reunión Nacional de la Asociación Argentina de *Prosopis*. Noviembre 2000. Mendoza. Argentina.
- Pennington, T. D. y S. Sarukhán 2005. Árboles Tropicales de México. UNAM-Fondo de Cultura Económica. México, DF.
- Prokopiuk, D. B. y C. Chifa. 2000. Comparación de tratamientos pregerminativos en semillas de algarrobo blanco (*Prosopis alba* Griseb). *Comunicaciones Científicas y Tecnológicas*. Universidad Nacional del Noreste. Argentina.
- Raven, P. H., R. F. Evert y S. E. Eichhorn. 1999. *Biology of Plants*. W. H. Freeman and company Worth Publishers. NY. USA.
- Rees, M. 1997. Seed dormancy. *In:* Crawley, M. J. *Plant ecology*. 1997. Blackwell publishing. Australia.
- Rivas, M. G., C. G. Gonzales, C. C. Valencia, C. I. Sánchez y D. J Villanueva. 2005. Morfología y Escarificación de la semilla de mezquite, huizache y ahuehuate. *Tec. Pecu. Méx.* 43 (3) 441 - 448.

- Rzedowski, J. 1988. Análisis de la distribución geográfica del complejo *Prosopis* (Leguminosae, Mimosoideae) en Norteamérica. *Acta Botánica Mexicana*. 3: 7-19.
- Rzedowski, G. C. y J. Rzedowski. 2001. Flora fanerogámica del valle de México. Instituto de Ecología, A. C.-CONABIO. México.
- Salas, G. C. E. 2003. Emergencia y desarrollo de plántulas de mezquite [*Prosopis laevigata* (Humb. & Bompl. ex Will) M. C. Johnst.] bajo gradientes de mezclas salinas. Facultad de Ciencias. UNAM. México. (Tesis de Licenciatura)
- Sánchez, J. A., B. Muñoz, R. Orta, E. Calvo y R. Herrera. 1997. Correlación entre el heteromorfismo somático y la respuesta germinativa de semillas de *Mastichodendron foetidissimum* (Jacq.) Cronq. *Acta Botánica Mexicana*. 38: 1-7.
- Sánchez, J. A., R. Orta y C. B. Muñoz. 2001. Tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación de semillas y sus efectos en plantas de interés agrícola. *Agronomía Costarricense* 25(1): 67-92.
- Signoret, J. P. 1970. Datos sobre algunas características del mezquite (*Prosopis laevigata*) y su aprovechamiento en el valle del Mezquital. *En: Gómez, L. F., J. P. Signoret, M. M. Abuin*. 1970. Mezquites y huizaches, algunos aspectos de la economía, ecología y taxonomía de los géneros *Prosopis* y *Acacia* en México. Instituto Mexicano de los Recursos Naturales Renovables, A. C. México.
- Sosa, L., A. Llanes, H. Reinoso, M. Reginato y V. Luna. 2005. Osmotic and specific ion effects on the germination of *Prosopis strombulifera*. *Annals of Botany* 96: 261-267.
- South, D. B., J. N. Boyer y L. Bosh. 1985. Survival and growth of loblolly pine as influenced by seedlings grade: 13 years results. *Appl. For.* 9: 76-81.
- The Seed Biology Place. 2007. Website Gerhard Leubner Lab; University Freiburg, Germany. www.seedbiology.de
- Thomas, P. 2000. *Trees: Their natural history*. Cambridge University Press. United Kingdom.
- Torres, C. G., 2004. Respuestas de la germinación de semillas de *Esenbeckia leiocarpa* Engl. al osmoacondicionamiento. *Kurú: Revista Forestal*. 1 (13): 35-42.

- Torres, N. S., O. A. J. Martínez, E. García-Aguilera y Farias-Hernández. 2000. Escarificación hídrica de semillas de mezquite (*Prosopis laevigata*). *In: El mezquite: árbol de usos múltiples, estado actual del conocimiento en México.* Farias-Hernández J. T., V. O. Portugal y J. V. Carter (Eds). Universidad de Guanajuato-UNAM Unidad Iztapalapa. México DF.
- Venable, D. L. y C. E. Pake. 1999. Population ecology of desert plants. *In: Ecology of desert plants.* Robichaux R. H. The University of Arizona Press.
- Vilela, A. E. y D. A. Ravetta. 2001. The effect of seeds scarification and soil-media on germination, growth, storage, and survival of seedlings of five species of *Prosopis* L. (Mimosaceae). *Journal of Arid Environments* 48: 171-184.
- Villela, F. A. 1998. Water relations in seed biology. *Sci. agric., Piracicaba* 55(numero especial): 98-101.
- Willian, R. L. 1991. Guía para la Manipulación de Semillas Forestales. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia.
- Willis, K. J. y J. C. Mc Elwain. 2002. *The Evolution of Plants.* Oxford University Press. N. Y. USA.

APÉNDICE 1

Líneas de tendencia de las curvas de germinación de cada tratamiento de y valores dependientes a la recta para cada una de las líneas de tendencia.

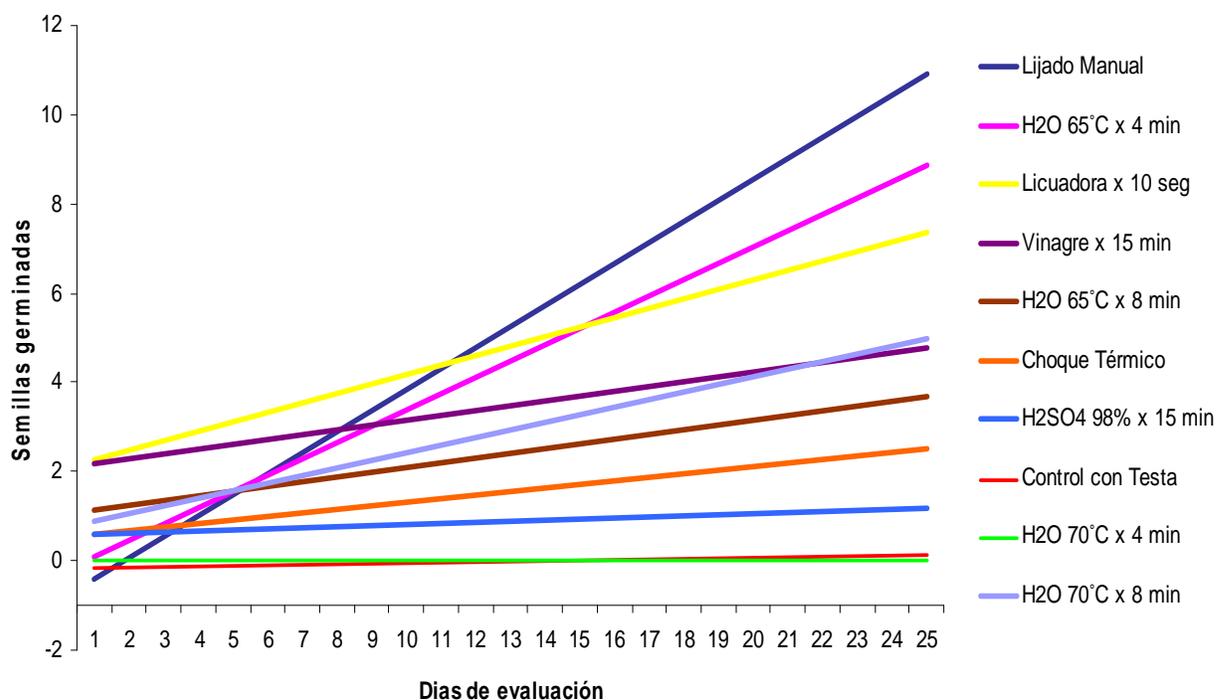


Figura 9.- Líneas de tendencia de las curvas de germinación de cada tratamiento de escarificación.

Cuadro 9.- Valores de Y y R² dependientes a la recta para cada una de las líneas de tendencia.

Tratamiento de escarificación	Y=	R ² =
Lijado Manual	$0.4715x - 0.89$	0.9682
H2O 65°C x 4min	$0.3654x - 0.27$	0.9420
Licuadora x 10 seg	$0.2123x + 2.04$	0.6659
H2O 70°C x 8 min	$0.1700x + 0.71$	0.7853
Vinagre x 15 min	$0.1069x + 2.09$	0.4101
H2O 65°C x 8 min	$0.1062x + 1.02$	0.6104
Choque Temico	$0.0808x + 0.51$	0.5989
H2SO4 98% x 15 min	$0.0254x + 0.55$	0.3173
H2O 70°C x 4 min	$0.0131x - 0.19$	0.1154
Control con Testa	$0.0131x - 0.19$	0.1154

APÉNDICE 2 GLOSARIO

Endozoico.- Que vive o que pasa a través de un animal.

Estipulado.- Provistos de estipulas.

Estipulas.- Cada uno de los ápices comúnmente laminares, que por lo general se presentan en números de dos, uno a cada lado de la base del pecíolo.

Foliolo.- Cada uno de los segmentos individuales de una hoja compuesta.

Glabro.- Lampiño, desprovisto de pelo o vello.

Oblongo.- Referente a estructuras laminares mucho más largas que anchas, con los márgenes paralelos.

Pecíolo.- Porción basal muy estrecha (por lo general sub-cilíndrica) de la hoja, que une la lámina con el tallo; en ocasiones falta y entonces la hoja es sésil.

Puberulento.- Provisto de pelos cortos y finos.

Tomentuloso.- Fina o ligeramente tomentoso.

Tomentosos.- Provisto de tomento.

Tomento.- Conjunto de pelos más bien cortos y entrecruzados que cubren totalmente la superficie.

Nombre de archivo: ULTIMA VERSION PARTE 2.doc
Directorio: C:\Documents and Settings\user x\Mis
documentos\SOBREVILLA\TESIS PROSOPIS\TESIS\Borradores de Tesis\4º
Borrador para sinodales\VERSION ULTIMA TESIS
Plantilla: C:\Documents and Settings\user x\Datos de
programa\Microsoft\Plantillas\Normal.dot
Título:
Asunto:
Autor: ALEX SOBREVILLA
Palabras clave:
Comentarios:
Fecha de creación: 10/07/2008 18:12:00
Cambio número: 19
Guardado el: 13/07/2008 21:32:00
Guardado por: ALEX SOBREVILLA
Tiempo de edición: 249 minutos
Impreso el: 15/07/2008 12:36:00
Última impresión completa
Número de páginas: 64
Número de palabras: 15,035 (aprox.)
Número de caracteres: 82,698 (aprox.)