

120
2ej.



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

"TRATAMIENTOS DE PRESIEMBRA Y REGIMENES
TERMICOS PARA ESTIMULAR LA GERMINACION DEL
EBANO (Pithecellobium ebano (Berl.) Muller)"

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

B I O L O G A

P R E S E N T A

PALACIOS TORRES MARIA ANTONIETA ESMERALDA



DIRECTOR: ING. FRANCISCO CAMACHO MORFIN

MEXICO, D. F.



1995

FALLA DE ORIGEN

FACULTAD DE CIENCIAS
SECRETARÍA ESCOLAR

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

M. EN C. VIRGINIA ABRIN BATULE

Jefe de la División de Estudios Profesionales
Facultad de Ciencias
Presente

Los abajo firmantes, comunicamos a Usted, que habiendo revisado el trabajo de Tesis que realiz(ó)ron LA pasante(s) DE BIOLOGIA PALACIOS TORRES MARIA ANTONIETA

ESMERALDA

con número de cuenta 8759444-7 con el Título: _____

" TRATAMIENTOS DE PRESTEMBRA Y REGIMENES TERMICOS PARA ESTIMULAR

LA GERMINACION DEL EBANO (Pithecellobium ebano (Berl.) Muller) "

Otorgamos nuestro **Voto Aprobatorio** y consideramos que a la brevedad deberá presentar su Examen Profesional para obtener el título de BIOLOGA

GRADO	NOMBRE(S)	APELLIDOS COMPLETOS	FIRMA
Inq. Agr.	Francisco	Camacho Morán.	
Director de Tesis	Biol.	Maria Cristina Julia Pérez Reyes.	
	Biol.	Francisco Valadez Cruz.	
	M. en C.	Rebeca Martínez Flores.	
Suplente	M. en C.	Rocio de Guadalupe Bernal Ramírez.	
Suplente			

AGRADECIMIENTOS

Agradezco de manera muy especial al Ingeniero Agrónomo Francisco Camacho Morfín por su constante estímulo y apoyo como director de este trabajo.

A los sinodales Cristina Reyes Pérez, Rebeca Martínez Flores, Rocio Bernal Ramírez y Francisco Valadez Cruz por su tiempo dedicado en la revisión del presente trabajo.

A los amigos que de alguna manera me brindaron su apoyo.

DEDICATORIA

Con cariño y respeto a mis padres María Antonieta y Rafael quienes me apoyaron a lo largo de mi formación personal.

Con amor y dedicación a mi compañero y esposo Héctor por su cariño, estímulo y comprensión para la realización de este trabajo.

A mis hermanos, especialmente a mi hermana Patricia por su amor y comprensión en los momentos difíciles.

INDICE

	Pag.
1. RESUMEN.....	1
2. INTRODUCCION.....	2
3. OBJETIVOS.....	3
3.1. GENERAL.....	3
3.2. PARTICULARES.....	3
4. ANTECEDENTES.....	4
4.1. CLASIFICACION TAXONOMICA	4
4.1.1 sinonimias.....	4
4.1.2. Nombres comunes.....	5
4.2. DESCRIPCION DE LA ESPECIE	5
4.2.1. Forma.....	5
4.2.2. Corteza	5
4.2.3. Madera.....	5
4.2.4. Ramas.....	6
4.2.5. Hojas.....	6
4.2.6. Flores.....	7
4.2.7. Fruto.....	8
4.2.8. Semillas.....	8
4.2.9. Fenología.....	8
4.3. HABITAT.....	11
4.3.1. Ecología.....	11
4.3.2. Distribución.....	12
4.4. IMPORTANCIA ECONOMICA.....	14
4.5. PROPAGACION ARTIFICIAL DEL EBANO.....	15
4.5.1. Manejo de las semillas.....	15
4.5.2. Plantaciones.....	16
4.6. CONCEPTOS SOBRE LATENCIA.....	17
4.6.1. Manifestación de la latencia de semillas.....	18
4.6.2. Causas de latencia.....	18
4.6.3. Aspectos sobre semillas con testa impermeable al agua.....	19
4.6.4. Mecanismos de eliminación del efecto de la testa impermeable al agua.....	22
4.6.5. Efecto de la temperatura de incubación sobre la impermeabilidad.....	22

4.7.	TRATAMIENTOS PARA ELIMINAR LA IMPERMEABILIDAD DE LA TESTA.....	23
4.7.1.	Agua caliente.....	23
4.7.2.	Productos cáusticos.....	24
4.7.3.	Escarificación mecánica.....	25
4.7.4.	Elección de tratamientos para eliminar la impermeabilidad.....	26
5.	MATERIAL Y METODO.....	28
5.1.	MATERIAL BIOLÓGICO.....	28
5.2.	TRATAMIENTOS.....	28
5.2.1.	Regímenes térmicos.....	28
5.2.2.	Preparación de presiembra.....	29
5.3.	CONDICIONES DE INCUBACION.....	34
5.3.1.	Realización de las siembras.....	34
5.3.2.	Aplicación de los regímenes térmicos de incubación.....	36
5.3.3.	Cuidados durante la incubación.....	36
5.4.	DISEÑO EXPERIMENTAL.....	39
5.5.	EVALUACION Y VARIABLES DE RESPUESTA.....	39
5.6.	ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	40
6.	RESULTADOS.....	41
6.1.	SIGNIFICANCIA DE LOS FACTORES E INTERACCIONES.....	41
6.2.	EFECTO DE LA TEMPERATURA SOBRE LA GERMINACION.....	42
6.3.	EFECTO DE LA PREPARACION DE PRESIEMBRA SOBRE LA GERMINACION.....	43
6.4.	INTERACCION DE FACTORES EN LAS SEMILLAS FIRMES.....	45
6.5.	CALIDAD DE GERMINACION.....	46
7.	DISCUSION.....	49
8.	CONCLUSION.....	52
9.	BIBLIOGRAFIA.....	53

INDICE DE CUADROS

Pag.

Cuadro 1. Régimenes térmicos probados para estudiar la germinación de <u>Pithecellobium ebano</u>	28
Cuadro 2. Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la germinación de <u>Pithecellobium ebano</u> (Incubación con temperaturas constantes de 30 °C y oscilantes de 20 a 30 °C y de 25 a 30 °C).....	41
Cuadro 3. Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la germinación de <u>Pithecellobium ebano</u> (Incubación con temperaturas constantes de 35 °C y oscilantes de 20 a 35 °C y de 25 a 35 °C).....	41
Cuadro 4. Germinación y estado de las semillas de <u>Pithecellobium ebano</u> , relacionado con la temperatura de incubación (promedios de testigos y de preparaciones de presiembra; en los régimenes oscilantes la máxima se mantuvo por siete horas y la mínima por 17 horas).....	42
Cuadro 5. Germinación y estado de las semillas de <u>Pithecellobium ebano</u> en relación con el tratamiento después de un mes de incubación (promedios de obtenidos con temperaturas constantes de 30 °C y oscilantes de 20 a 30 °C y de 25 a 30 °C).....	43
Cuadro 6. Germinación y estado de las semillas de <u>Pithecellobium ebano</u> en relación con el tratamiento después de un mes de incubación (promedios obtenidos con temperaturas constantes de 35 °C y oscilantes de 20 a 35 °C y de 25 a 35 °C).....	44
Cuadro 7. Cantidad de semillas firmes en <u>Pithecellobium ebano</u> en relación con la preparación de presiembra y la temperatura de incubación.....	45

Cuadro 8. Calidad germinativa de semillas de Pithecellobium ebano relacionada con la temperatura de incubación, (promedios de testigos y de preparaciones de presiembra; en los regímenes oscilantes la máxima se mantuvo por siete horas y la mínima por 17 horas)..... 46

Cuadro 9. Calidad germinativa de semillas de Pithecellobium ebano relacionada con el tratamiento después de un mes de incubación, promedios de obtenidos con temperaturas constantes de 30 °C y oscilantes de 20 a 30°C y de 25 a 30 °C..... 47

Cuadro 10. Calidad de germinación de semillas de Pithecellobium ebano en relación con el tratamiento y la temperatura de incubación con una máxima de 35 °C..... 48

INDICE DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1. Algunos aspectos de la morfología de <u>Pitecellobium ebano</u>	9
Figura 2. Morfología de la semilla de <u>Pitecellobium ebano</u>	10
Figura 3. Distribución geográfica de <u>Pithecellobium ebano</u>	13
Figura 4. Corte transversal de la testa de trébol dulce.....	21
Figura 5. Escarificación manual realizada en las semillas <u>Pitecellobium ebano</u> con tijeras de podar y bolsa de malla para tratamientos de inmersión.....	31
Figura 6. Dispositivos empleados en la aplicación del tratamiento con agua caliente a las semillas de <u>Pitecellobium ebano</u>	32
Figura 7. Dispositivos empleados en la aplicación del tratamiento con ácido sulfúrico concentrado a las semillas de <u>Pitecellobium ebano</u>	33
Figura 8. Caja utilizada para la siembra de las semillas de <u>Pithecellobium ebano</u>	34
Figura 9. Dispositivos empleados en la siembra de semillas de <u>Pitecellobium ebano</u>	35
Figura 10. Secuencia de aplicación de los regímenes térmicos probados con temperatura máxima de 30 °C en la incubación de semillas de <u>Pitecellobium ebano</u>	37
Figura 11. Secuencia de aplicación de los regímenes térmicos probados con temperatura máxima de 35 °C en la incubación de semillas de <u>Pitecellobium ebano</u>	38

1 RESUMEN.

El ébano Pithecellobium ebano (Berl.) Muller es la planta forestal nativa más importante del norte de la planicie del Golfo de México, es una especie amenazada de extinción. Su propagación es necesaria por la diversidad de sus usos: madera dura, forraje, alimento humano y ornamental. Un problema que tiene su producción en vivero, es que las semillas son impermeables por lo que sin tratamiento, tienen baja germinación.

Para tratar de eliminar este problema, se ensayaron cinco preparaciones pregerminativas que fueron comparadas con un testigo. Las preparaciones pregerminativas fueron: escarificación manual, inmersión en ácido sulfúrico concentrado por 30 y 60 min, así como inmersión en agua a 75 y 92 °C por 6 min. Esto se combinó con la incubación en 6 regímenes térmicos, los cuales consistieron tanto en condiciones constantes de 30 y 35 °C, como oscilantes que tuvieron como máximas de 30 y 35 °C y mínimas de 20 y 25 °C.

El testigo tuvo menos del 10 % de germinación y cerca del 90% de semillas impermeables; la escarificación manual eliminó éstas e incremento la germinación a valores cercanos al 70%, a pesar de que aumentó el porcentaje de semillas podridas, a una proporción aproximada al 30%.

La inmersión en agua caliente, así como la efectuada en ácido sulfúrico, produjo una importante reducción del porcentaje de semillas duras, por lo general a valores menores del 10%; solo con el tratamiento en agua a 75 °C, los porcentajes superaron el 20%.

Esta eliminación de la impermeabilidad produjo en la mayoría de los casos, una germinación superior al 65 %; únicamente con el agua a 92 °C, la eliminación de semillas duras, ocasiono que la mayoría de ellas murieran en vez de germinar.

Mientras que el testigo tuvo una germinación prácticamente nula, con la escarificación se alcanzo alrededor de un 70 % en aproximadamente 6 días; con el tratamiento con ácido por 60 min, la germinación fue cercana al 100%, pero se realizó en un promedio de 9 días, dentro de un lapso de 8 días, de acuerdo con la desviación típica. La inmersión en agua a 75 °C por 3 min, tuvo más del 50% de germinación, pero fue definitivamente inferior a la obtenida escarificando las semillas, básicamente por el prolongado lapso que requirió para realizarse, de 12 a 19 días.

La temperatura de incubación, tuvo poco efecto sobre la germinación, pues sin tratamiento la germinación no pudo superar el 15%, no obstante que los regímenes que tuvieron una máxima de 35 °C, tendieron a producir germinaciones más altas, que los que tuvieron una máxima de 30 °C.

2 INTRODUCCION.

México cuenta con una gran biodiversidad, la cual está sumamente amenazada por la destrucción de la vegetación.

En el norte del país, el cual en su mayor parte tiene climas áridos, cuenta con pocos recursos forestales maderables, sobre todo las áreas cubiertas con matorrales. Entre las especies que tienen valor maderable en estas zonas, se encuentra el ébano (*Pithecellobium ebano* (Berl.) Muller); árbol que habita en la parte norte de la planicie costera del Golfo, tanto en México como en Texas. (Foroughbakhck *et al.*, 1987; Pennington y Sarukhán, 1968 y Vines, 1960).

El ébano se considera como el árbol más útil del Valle del Río Grande o Bravo, pues su madera es dura, pesada, de color oscuro con muy buena resistencia natural y dimensiones, es útil en la ebanistería, como postera y en construcciones rurales, además de ser un buen combustible y producir buen carbón; por otra parte, las hojas y ramas tiernas sirven de forraje y las semillas se emplean en la alimentación humana (Foroughbakhck *et al.*, 1987; Pennington y Sarukhán, 1968; Peñaloza y Reid, 1989; Reid *et al.*, 1990 y Stienen, 1990).

Como especie forestal tiene el primer lugar en explotación en el noreste de México, en Nuevo León se corta en forma desproporcionada con relación a su abundancia (Reid *et al.*, 1990 y Stienen, 1990), ésto aunado con el ataque de gorgojos a las semillas, es probable que solo permita que la especie se regenere mediante rebrotes de los tocones (Grim y Führer, 1993)

Para evitar la pérdida de esta especie y la erosión de sus recursos genéticos, es necesario desarrollar programas de manejo, así como el establecimiento de plantaciones.

Esto último requiere la producción de plantas en vivero, lo cual se topa con la dificultad, de que como muchas otras especies del país, se desconoce como cultivarla. El primer obstáculo que se presenta es que la semilla es impermeable y se requiere de un tratamiento para hacerla germinar.

Se han realizado algunos trabajos a este respecto, pero en ninguno se ha evaluado simultáneamente la preparación de presiembra conjuntamente con la temperatura de incubación, la cual en ocasiones puede eliminar la impermeabilidad y determina también el nivel de germinación que se alcance.

En el presente trabajo se evaluó esto último considerado tanto el estado de las semillas al final de la incubación, como el tiempo de germinación.

3 OBJETIVOS.

3.1. GENERAL.

- Incrementar la germinación del ébano Pithecellobium ebano (Berl.) Muller. mediante un tratamiento que elimine la impermeabilidad de la testa de las semillas al agua.

3.2. PARTICULARES.

- Evaluar el efecto de la inmersión en agua caliente sobre la germinación de semillas de ébano.

- Evaluar el efecto de la inmersión en ácido sulfúrico sobre la germinación de semillas de ébano.

- Evaluar el efecto de la escarificación manual en semillas de ébano.

- Establecer el efecto de la temperatura de incubación sobre la germinación de semillas de ébano.

4. ANTECEDENTES.

4.1. CLASIFICACION TAXONOMICA.

Tomada de Cronquist (1987).

Reino: Vegetal.
Subreino: Embryobionta.
División: Spermatophyta.
Subdivisión: Angiospermae.
Clase: Dicotyledonae.
Orden: Rosales.
Familia: Leguminosae.
Género: Pithecellobium
Especie: ebano

4.1.1. Sinonimias.

A la planta que es el objeto de interés en el presente trabajo, se le han asignado las siguientes sinonimias (Estrada y Marroquín, 1992; Muller, 1979; Standley, 1926):

- Mimosa ebano Berlandier, Mosaico mexicano 4: 418. 1840.
- Acacia flexicaulis Benth., London Journal Bot. 1:505 . 1842.
- Pithecollobium texense Coult., Contr. U. S. Nat. Herb. 1:37. 1890
- Pithecollobium flexicaule (Benth) Coult. Bot. Gaz 15:270. 1890.
Contr. U. S. Nat. Herb.2:101. 1891.
- Siderocarpus flexicaulis Small.Bull. N.Y. Bot. Gard. 2:91. 1901
- Samanea flexicaulis Macbride. Contr. Gray Herb. n.ser. 59:2. 1919
- Pithecellobium ebano (Berl.) Muller, Phytologia 41(6):384-386. 1978.

Muller (1978) considera que la denominación correcta corresponde a Pithecellobium ebano aunque hasta la fecha también se le llama Pithecellobium flexicaule. En el resto de este trabajo se empleará la primera mencionada.

4.1.2. Nombres comunes.

El nombre más usado en toda su área de distribución es el de "ébano"; otros nombres que recibe son: "acte" y "ajcte" en la Huasteca, "ya'ax-k'iik" en el área maya de Yucatán, "guaypinole" en Sinaloa (Pennington y Sarukhán, 1968) y "mahuacata" en Nuevo León (Resendez *et al.*, 1990.).

En los Estados Unidos de Norteamérica, se le denomina a la planta como "ebony", "apes-earring", "Texas ebony" y "ebony blackhead" (Vines; 1960, Walters *et al.*, 1974).

4.2. DESCRIPCION DE LA ESPECIE (Figura 1).

4.2.1. Forma.

Arbusto o árbol espinoso, desde 3 a 8 m, en su forma arbórea a veces hasta 15 m de altura, con un tronco de unos 30 cm hasta 120 cm de diámetro; generalmente tiene un solo fuste recto, pero puede presentar más de un tronco; la copa con forma redondeada, puede ser abierta o densa y oscura (Estrada y Marroquín, 1992; Foroughbakhck *et al.*, 1987; Peñaloza y Reid, 1989; Pennington y Sarukhán, 1968; Resendez *et al.*, 1990; Standley, 1926; Stienen, 1990 y Vines, 1960).

4.2.2. Corteza.

Corteza externa, fisurada y escamosa en piezas largas y gruesas morena oscura. Corteza interna de color verde amarillento, fibrosa y amarga; grosor total de la corteza de 11 - 15 mm (Pennington y Sarukhan, 1968).

4.2.3. Madera.

Albura delgada, de color crema-amarillento, con parénquima vasicéntrico conspicuo y a veces con muchas bandas finas de parénquima apotraqueal. Duramen moreno-oscuro o negro o bien de rojo oscuro a púrpura violáceo, pesada con una densidad de 1.04 a 1.4 (Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926 y Vines, 1960).

4.2.4. Ramas.

Ramas jóvenes flexibles, zigzagueantes, de color verde a café-rojizo, pubescentes al principio, después se hacen de color gris claro y glabras. Ramas jóvenes con pares de espinas en la inserción de las hojas y con abundantes lenticelas transversales muy conspicuas. Con pocas ramas gruesas y ascendentes, dispuestas a lo largo de la copa, irregulares y dispersas (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974).

Las espinas usualmente en pares originándose en los nudos de las ramas, persistentes, rectas, de 3 a 13 mm de largo, cafés, negras o grises (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974).

Yemas de 1 - 2 mm de largo, obtusas, rodeadas por numerosas estipulas espinosas, verdes y pubescentes (Pennington y Sarukhán, 1968).

4.2.5. Hojas.

Hojas compuestas, bipinadas y paripinadas, alternas o agrupadas en los nudos, pueden estar dispuestas en espiral, aglomeradas encima de cada par de espinas. Hojas de 2.5 - 6 cm de largo, incluyendo el peciolo y de 5 a 7.5 cm de ancho (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974).

Peciolos de las hojas de 1 a 2.5 cm de largo dependiendo de el tamaño de la hoja, pubescentes y frecuentemente glandulados en la mitad o en el ápice; glándulas pediceladas presentes una en cada inserción de los pares de pinas; presenta 2 estipulas de 1.5 - 2 mm de largo, muy agudas y pubescentes (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974).

De 2 a 3 pares de pinas o folíolos primarios por hoja, de 1-2.5 cm de largo, ubicados en posiciones opuesta, con 3 - 6 pares de folíolos por pina, 6 - 10 mm de largo, 4.5 mm de ancho (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974).

Folículos secundarios opuestos y sésiles de 3 - 5 pares, cada folículo de 3 - 1.5 mm de ancho por 12 a 6 mm de largo, oblongos a oblongo-obovado o anchamente obovados o cuneiformes, asimétricos, gruesos y lustrosos, ápice truncado y emarginado, base asimétrica, glabros y/o esparcidos y diminutamente ciliados en los bordes, margen entero, haz verde muy oscuro, envés verde pálido o amarillento (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974).

4.2.6. Flores.

En la literatura consultada se encontró la siguiente descripción (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974).

Inflorescencias axilares, pubescentes, dispuestas en racimos espigados, de 1.5 - 6 cm de largo, fasciculadas cilíndricas, densas o discontinuas; pedúnculos de 1 a 1.5 mm de largo persistentes y pubescentes.

Flores perfectas, dulcemente perfumadas, actinomorfas, de color amarillo o amarillo crema; cáliz verdoso, diminutamente campanulado, de 0.5 - 1.3 mm de largo, con 5 - 6 denticillos, pubescentes en la superficie externa.

Corola verde amarillenta o crema-verdosa, infundibuliforme, más larga que el cáliz, de 3 - 8 mm de longitud, externamente puberulenta, con 5 lóbulos lanceolados, más largos que la garganta o tubo, de 2 mm de largo, valvados, volviéndose reflejos, pubescentes en la superficie externa; estambres numerosos, salientes, más largos que la corola, de 10 - 12 mm de longitud, unidos en su parte inferior en un tubo, filamentos de color crema-amarillento, glabros, anteras color crema.

Ovario glabro, sésil, súpero, unilocular, óvulos numerosos, estipitado, alargado; estilo filamentosos, a veces igualando el largo a los estambres, estigma pequeño, simple

4.2.7. Fruto.

Vaina recta o ligeramente oblicua en la base, ápice redondeado o cortamente puntualizado, cercanamente oblongo; el fruto es un poco aplanado, de 10 - 17 cm de largo y 2.5 - 3.5 cm de ancho, muy leñoso, finamente pubescente, de color café o negro. Las valvas de la vaina son coriáceas, internamente septada, contiene de 6 - 12 semillas, colocadas transversalmente y separadas por un tabique delgado (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Standley, 1926; Vines, 1960).

El fruto permanece mucho tiempo en la planta sin abrirse o caerse, es decir tardíamente dehiscentes y persistentes por un año o más (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Walters *et al.*, 1974; Vines, 1960)

4.2.8. Semillas. (Figura 2).

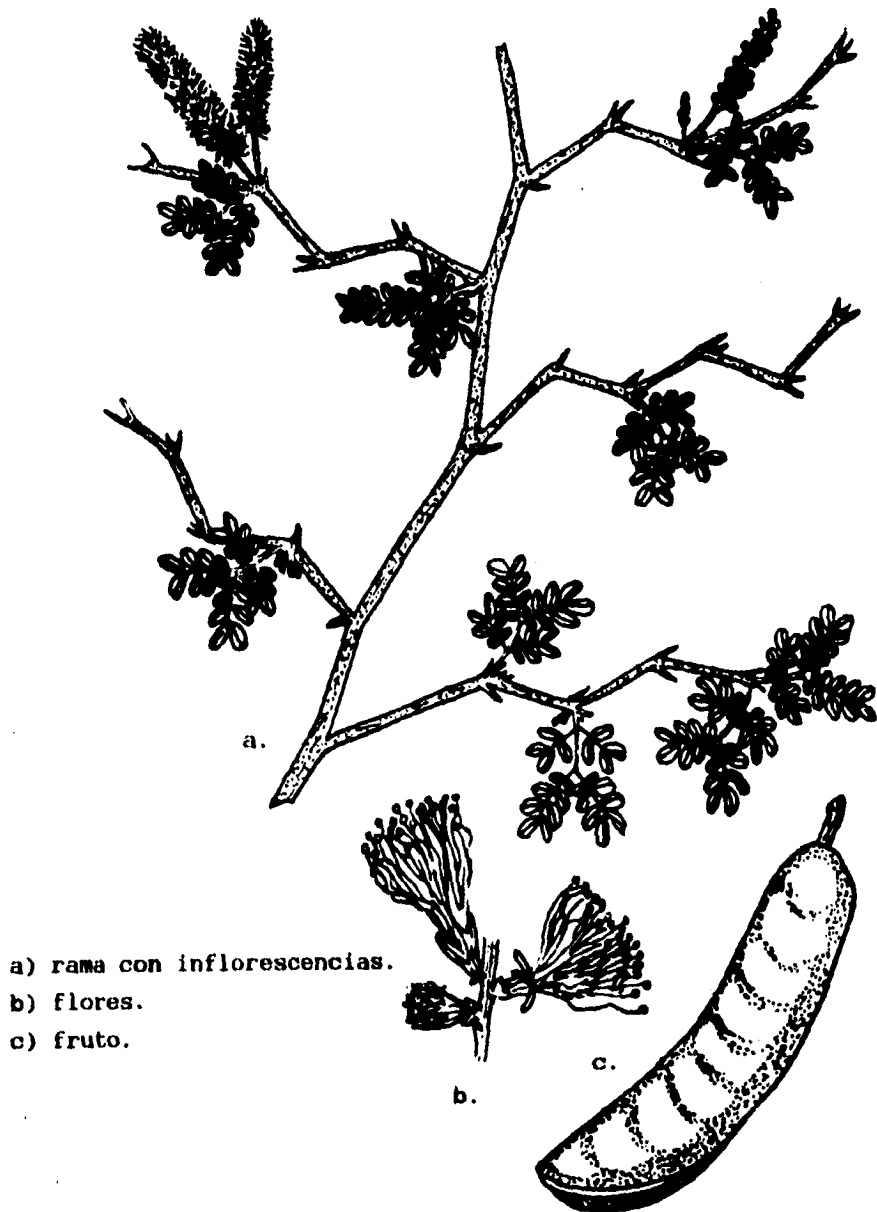
Semillas ovoides, de 1.5 - 2 cm de largo y 1 cm de ancho, con cubierta gruesa y crustácea, de color café a café-rojizo, brillantes, con una marca linear en forma de herradura (Estrada y Marroquín, 1992; Pennington y Sarukhán, 1968; Vines, 1960); la cual corresponde a un pleurograma que limita la areola, en la superficie central de la semilla (Camacho, 1994).

Las semillas carecen de endospermo y tienen una testa impermeable (Walters *et al.*, 1974); se tienen unas 850 semillas por Kg (Foroughbakhck, 1989).

4.2.9. Fenología.

Se informa tanto que la especie puede ser caducifolia (Pennington y Sarukhán, 1968), como que se comporta como perennifolia (Vines, 1968); es posible que su comportamiento varíe con la zona en que crece y que en realidad su comportamiento sea subperennifolio, en la literatura consultada no se encontraron datos acerca de la época del año en que se pierden las hojas.

En cuanto a la floración Pennington y Sarukhán (1968), mencionan que se realiza de septiembre a febrero; mientras que Standley (1926) y Vines (1960) afirman que lo hace de junio a agosto. Es posible que la especie tenga una amplio período de floración, que esta varíe en distintas localidades o que pueda presentar más de una época de floración, como otras leguminosas.



- a) rama con inflorescencias.
- b) flores.
- c) fruto.

Figura 1. Algunos aspectos de la morfología de Pithecellobium ebano (Tomado de Pennington y Sarukhán, 1968).

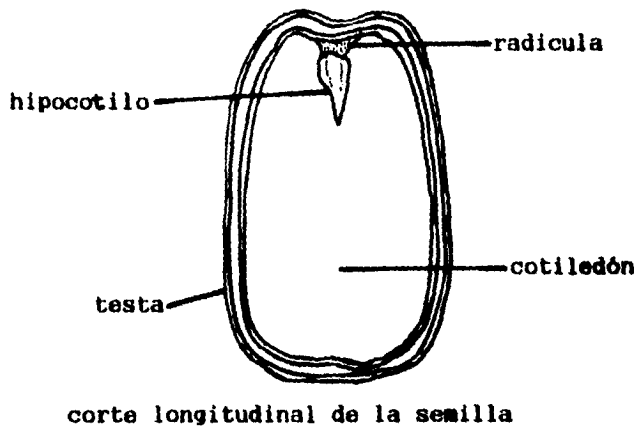
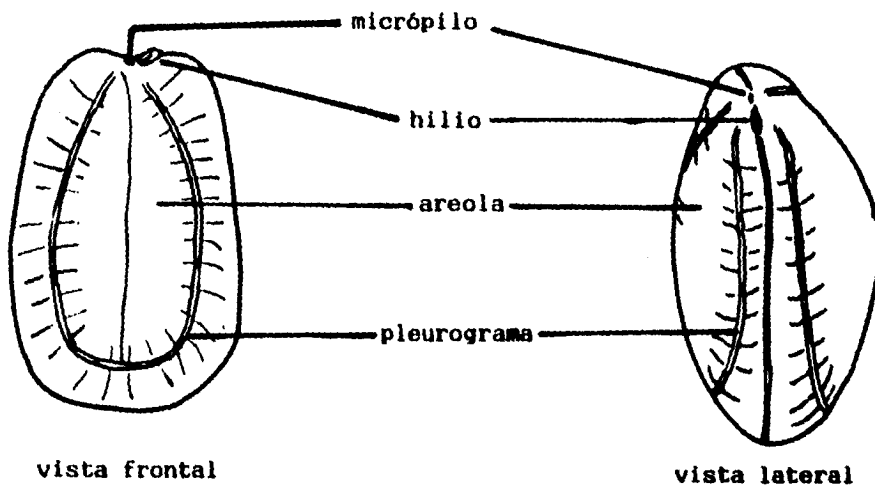


Figura 2. Morfología de la semilla de Pithecellobium ebano.

4.3. HABITAT

4.3.1. Ecología.

En México, el ébano es una especie dominante de la selva baja caducifolia espinosa, del norte la de Planicie Costera del Golfo de México (Pennington y Sarukhán, 1968), principalmente en climas subáridos, con temperatura media anual superior a 18 °C y precipitación anual inferior a los 700 mm. (Resendez et al., 1990).

Rzedowski (1978) menciona que el ébano forma parte tanto del bosque tropical caducifolio, como del bosque espinoso, en la parte norte de la planicie costera del Golfo de México, donde forma parte de un tipo de vegetación que se ha denominado matorral tamaulipeco (Peñaloza y Reid, 1989; Reid et al., 1990).

El ébano es característico de suelos profundos derivados de materiales calcáreos, muy arcillosos, frecuentemente con una capa de arcilla impermeable a poca profundidad y con problemas de drenaje (Pennington y Sarukhán, 1968); en la zona de Linares, Nuevo León, México, se le encuentra en suelos profundos secos o húmedos, (Peñaloza y Reid, 1989; Reid et al., 1987 y Reid et al., 1990); en estos últimos forma parte del bosque de galería en los arroyos o cuencas extensas con un alto nivel freático (Peñaloza y Reid, 1989). Se encuentra asociado con Acacia uniuga, Acacia farneciana, Prosopis laevigata y Phyllostylon brasiliense (Pennington y Sarukhán, 1968).

Como especie forestal tiene el primer lugar en explotación en el noreste de México, en Nuevo León se corta en forma desproporcionada con relación a su abundancia (Reid et al., 1990 y Stienen, 1990).

La regeneración de Pithecellobium ebano se efectúa principalmente por brotes de raíz, bajo un sistema de manejo silvopastoril (Grimm y Führer, 1993); el establecimiento de plántulas provenientes de semilla, es favorecido por el nodrizaje de Prosopis laevigata.

Las semillas del ébano, así como las de otras leguminosas, son atacadas por gorgojos, en este caso del género Stator spp (Bruchidae), aunque los daños causados por estos, facilitan la imbibición de las semillas al perforar la testa impermeable, es desfavorable tanto a la germinación como a la supervivencia de las plántulas ya que algunas veces dañan al embrión de la semilla (Grimm y Führer, 1993).

En cuanto a la participación del ébano en la sucesión vegetal, Vora y Messerly (1990), encontraron que en campos de cultivo y pastizales abandonados en 1981 en el Refugio de Vida Silvestre del Valle del Río Grande de Texas, hubo el establecimiento de vegetación de Baccharis neglecta, Acacia smallii, A. farnesiana, Parkinsonia aculeata y Prosopis glandulosa, en una cobertura del 30 al 50 %; en cinco años esta última especie creció 2.5 m y bajo su copa se secaron y desaparecieron las herbáceas, mientras que bajo su protección ocurrió el establecimiento de plántulas de Pithecellobium ébano, así como Bumelia celestrina, Celtis pallida y Condalia hookeri.

No todas las plantas son nodrizas adecuadas para las plántulas de ébano, los extractos de hojas secas y verdes de Helietta pervifolia tuvieron efectos alelopáticos negativos sobre las semillas de Pithecellobium ébano (Grimm y Führer, 1993).

4.3.2. Distribución. (Figura 3).

El ébano habita en los Estados Unidos de Norteamérica, en el Suroeste de Texas, desde las cercanías de la bahía de Matagorda a la parte baja del Río Grande (Vines, 1960 y Standley, 1926).

En México se considera restringido al norte de la vertiente del Golfo desde Tamaulipas y el este de Nuevo León (Foroughbakhck et al., 1987), hasta el sureste de San Luis Potosí (Rzedowski, 1978) y al norte de la sierra de Naolinco en Veracruz (Pennington y Sarukhán, 1968).

Es desconocido en las regiones de la Sierra Madre Oriental y el altiplano en Nuevo León, México, (Estrada y Marroquín, 1992).

Puig (1970) y Rzedowski (1978) mencionan que el ébano se presenta en la Sierra de Tamaulipas, así mismo Pennington y Sarukhán (1968) lo ubican en el norte de la península de Yucatán y Vines (1960) menciona que se presenta también en Baja California.

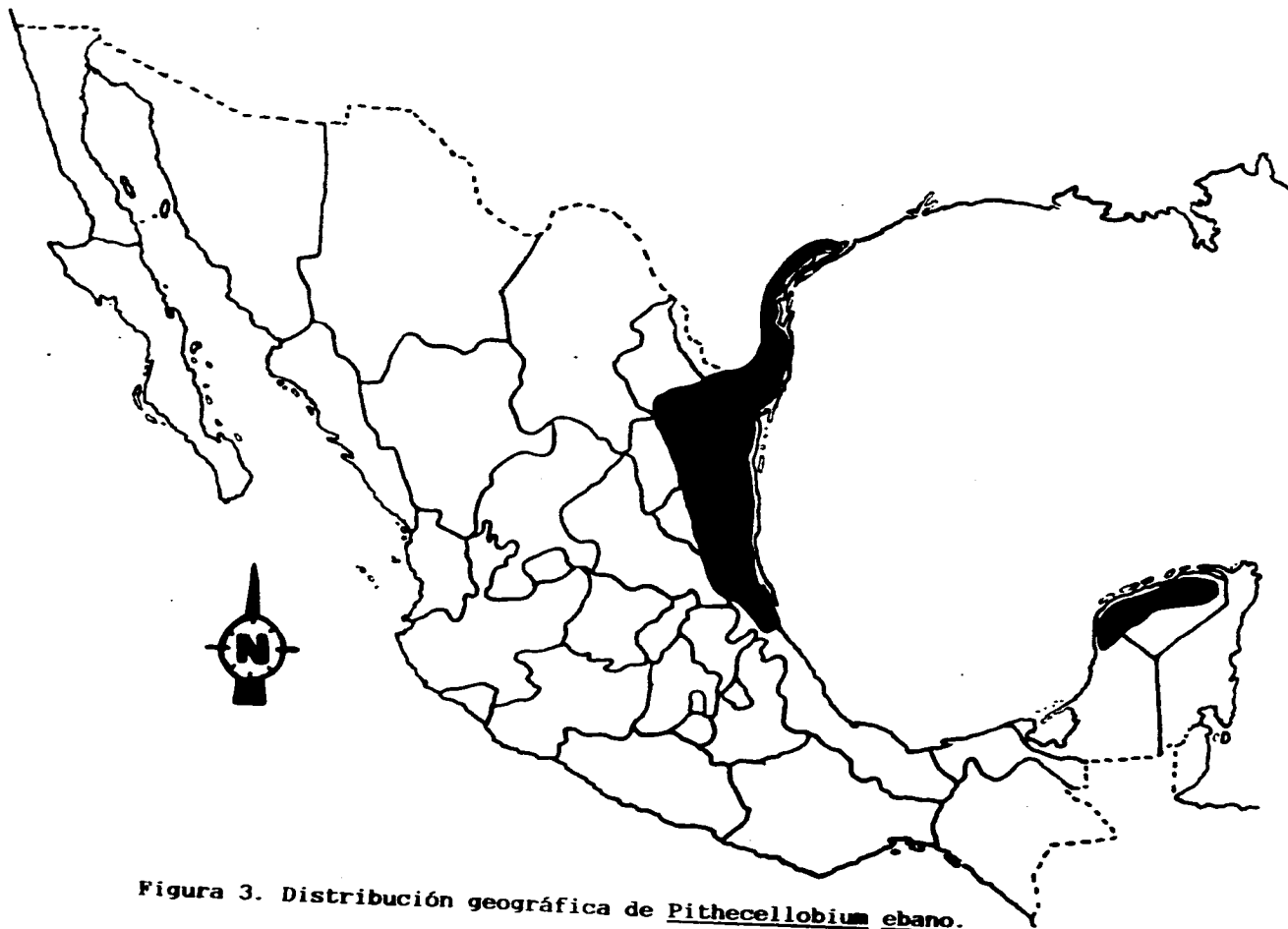


Figura 3. Distribución geográfica de Pithecellobium ebano.

4.4. IMPORTANCIA ECONOMICA

El ébano es considerado como el árbol más útil del Valle del Río Grande o Bravo (Vines, 1960 y Walters *et al.*, 1974), por orden de importancia sus usos son: combustible, postes de cercas, construcciones rurales, ebanistería, forraje y alimento humano (Estrada y Marroquín, 1992; Peñaloza y Reid, 1989; Standley, 1926; Stienen, 1990; Vines, 1960).

Como especie forestal tiene el primer lugar en explotación en el noreste de México, en Nuevo León se corta en forma desproporcionada con relación a su abundancia (Reid *et al.*, 1990 y Stienen, 1990); en el noreste mexicano las especies forestales más explotadas en orden de importancia son Pithecellobium ébano, Prosopis glandulosa, Condavia hookeri, Helietta parviflora y Diospiros texana (Stienen, 1990). El ébano junto con Prosopis laevigata son las más explotadas en suelos secos y profundos (Peñaloza y Reid, 1989 y Reid *et al.*, 1990).

La madera del ébano es dura, pesada, de color oscuro con muy buena resistencia natural y dimensiones, produce carbón de muy alta calidad, por lo que es explotado en enormes cantidades (Foroughbakhck *et al.*, 1987; Pennington y Sarukhán, 1968; Peñaloza y Reid, 1989; Reid *et al.*, 1990 y Stienen, 1990). En cuanto al rendimiento de madera de la especie, Villalón (1989) menciona qué el volumen en el ébano puede medirse por los métodos xilométrico, cubicación y densidad aparente, los cuales producen resultados similares.

Por la gran resistencia de la madera a la putrefacción y a la intemperie, los postes de cerca de ébano son excelentes; en la región de Linares, Nuevo León, en cercas se usa con una frecuencia del 3.4 %, en secciones de una altura de 1.52 m con un diámetro de 9.3 cm (Alanis, 1981; Foroughbakhck *et al.*, 1987; Pennington y Sarukhán, 1968; Reid *et al.*, 1990; Reid *et al.*, 1989; Stienen, 1990). Domínguez y Sánchez (1989) mencionan que también se ha usado en la construcción de cercas vivas.

Los troncos del ébano se han empleado como horcones y puntales para construcciones rurales; armazones de casas y puentes en caminos (Foroughbakhck *et al.*, 1987; Peñaloza y Reid, 1989; Estrada y Marroquín, 1992; Reid *et al.*, 1990).

La madera es útil en la construcción de carretas, así como en la ebanistería y fabricación de muebles (Foroughbakhck *et al.*, 1987; Estrada y Marroquín, 1992). Por sus características estéticas y resistencia, la madera se recomienda para su empleo en mangos de cuchillería fina, construcciones marinas y poleas (Estrada y Marroquín, 1992)

El árbol de ébano se usa como sombra tanto para animales como para los humanos, en el noroeste de México es una de las especies que mas se emplea como sombra para el ganado en los pastizales (Foroughbakhck *et al.*, 1987; Stienen, 1990; Vines, 1960)

Vines (1960) menciona que el ébano, se planta comúnmente en las calles de Brownsville, Texas, donde se considera como ornamental por su follaje y floración.

Como forraje, en la zona de Linares, Nuevo León México, los arbustos de ébano son ramoneados por el ganado, principalmente cabras, en forma ligera y mediana (Estrada y Marroquín, 1992; Peñaloza y Reid, 1989 y Reid *et al.*, 1990).

Las semillas, ricas en proteínas y grasas, son apreciadas como complemento alimenticio, en México se consumen verdes hervidas, o se les tuesta cuando están maduras para usarlas como sustituto del café (Estrada y Marroquín, 1992; Foroughbakhck *et al.*, 1987; Resendez *et al.*, 1990; Standley, 1926; Stienen, 1990).

4.5. PROPAGACION ARTIFICIAL DEL "EBANO".

4.5.1. Manejo de las semillas.

Las vainas se colectan de preferencia en la temporada seca, cortándolas de los árboles. Los frutos obtenidos deben asclearse, de ser posible rejillas para que el secado facilite la dehiscencia. Para extraer las semillas hay que trillar las vainas golpeándolas o abriéndolas manualmente. La testa de la semilla de *P. ébano* es dura y pocas semillas germinan espontáneamente sin perforar dicha cubierta (Walters *et al.*, 1974)

Foroughbakhck (1989) evaluó la aplicación de tratamientos a semillas de *Pithecellobium ébano*, las cuales incubó posteriormente a 30 °C, sobre papel en cajas de Petri. Encontró que sin tratamiento, las semillas tuvieron una germinación del 3%; mientras que al escarificarlas con lija, lima y navaja se logró una germinación del 82 al 92 %. Por otra parte con la aplicación de ácido sulfúrico concentrado por 5 min tuvo el 35 % de germinación, mientras que al prolongar el tratamiento de 10 a 20 min se logró una germinación del 91 al 94 %. Finalmente, con la inmersión en agua a 93 °C de 2 a 10 min se alcanzó un 53 % de germinación.

El manejo en vivero de las plántulas se hace mediante envases tipo bolsa de plástico negro (De la Garza e Ibarra, 1991; Foroughbakhck *et al.*, (1987), Resendez *et al.*, 1990). En cuanto al sustrato a emplear, Foroughbakhck *et al.*, (1987) sembraron semillas remojadas por 24 hrs. en bolsas de 25 por 25 cm llenas con una mezcla (1:1) de vertisol con litosol.

Resendez *et al.*, (1990) mencionan que las plántulas de ébano en vivero tienen un crecimiento lento de 4 a 5 cm anuales, tanto este autor como De la Garza e Ibarra (1991), encontraron que la aplicación de fertilizantes nitrogenados tanto químicos como orgánicos no ha producido resultados positivos consistentes, incluso la aplicación de abono orgánico ha dañado el crecimiento.

Debido al gran tamaño de sus semillas, el ébano se puede establecer por siembra directa en campo, Vora *et al.*, (1988) estudiaron el establecimiento de plantas de Pithecellobium ebano, en tres localidades del refugio de vida silvestre del Valle del Río Grande en Texas; una parte de las siembras se cubrieron con un acolchonado de paja y otra parte con una capa delgada de suelo; el acolchonado mejoró la emergencia de las plántulas de ébano, lo cual se debe quizá a una mayor retención de humedad.

4.5.2. Plantaciones.

No se ha realizado mejoramiento genético ni una caracterización profunda de las procedencias del ébano, solo se han tocado aspectos de germinación y establecimiento, tanto en México como en los Estados Unidos de Norteamérica.

Vora y Labus (1988), realizaron un estudio de procedencias de Pithecellobium ebano con semillas colectadas en Texas; Brownsville, San Benito, Refugio de vida silvestre de Santa Ana, no encontraron una ventaja significativa de las fuentes locales en cuanto a la emergencia.

De la Garza e Ibarra (1991) colectaron semillas de ébano en los municipios de General Zuazua, General Terán y Marín, Nuevo León, México; encontraron que las colecciones tuvieron una germinación similar.

Las plantaciones experimentales de ébano realizadas hasta la fecha, en la región de Linares, Nuevo León han demostrado, que el establecimiento de plantas de vivero en campo, puede tener un éxito cercano al 100 %, y que la especie tiene un crecimiento relativamente lento, el cual es típico de plantas que producen maderas duras y pesadas. A continuación se presenta un resumen de los trabajos encontrados.

Foroughbakhck *et al.*, (1987) establecieron un experimento con varias especies, entre las que se incluyó al ébano, se plantó en suelo preparado con Buldozer, a los tres años la supervivencia fue de 100% y tuvo un crecimiento en altura cercano a 1 m, con un diámetro basal de 1 cm, la cobertura de copa de unos 40 cm, no hubo daño por heladas.

Foroughbakhch y Heiseke (1990) evaluaron la plantación de Pithecellobium ebano, durante el primer año tuvieron una fuerte mortandad de las plántulas establecidas en parcelas preparadas cortando a mata-raza el matorral y en parcelas aclareadas de matorral tamaulipeco. Después de la replantación la supervivencia fue de 95% dentro de los tres años siguientes, las plantas alcanzaron una altura entre 1.3 y 1.6 m, establecidas en parcelas cortadas a matarraza.

Foroughbakhch (1992) uso un espaciamiento de 2 por 2 m en el ébano, a los 5 años Pithecellobium ebano tuvo una supervivencia relativamente alta del 90 % no hubo daños por heladas, alcanzando una altura de 2.21 m con un diámetro a la altura del suelo de 3.85 cm.

4.6. CONCEPTOS SOBRE LATENCIA.

Según Becerril y Rodríguez (1991) y Camacho (1994) en el idioma español se han usado las palabras: dormancia, dormición, latencia, letargo, reposo y vida latente, en un sentido amplio para referirse a la ausencia o inhibición del crecimiento vegetal, debida tanto a condiciones ambientales desfavorables, como a mecanismos fisiológicos adaptativos que impiden el crecimiento en un medio que de otra manera sería adecuado al desarrollo de las plantas. En un sentido estricto el concepto se ha referido a la presencia de estos últimos, y se emplea la palabra quiescencia para indicar la inhibición debida al ambiente.

En el presente trabajo se empleó la palabra latencia para referirse a la inhibición del crecimiento en general y de la germinación en particular.

En cuanto a la amplitud del término, se le restringió al estado en que se encuentra una semilla que no germina a pesar de que disponga de suficiente humedad para embeberse, una ventilación similar a la de las primeras capas de un suelo bien aireado y una temperatura entre 10 y 30 °C que permita el crecimiento vegetal (Besnier, 1989; Camacho, 1994).

Por lo tanto, el termino "quiescencia" se usó para referirse a la falta de germinación debida a un medio ambiente desfavorable para ella (Camacho, 1994).

Es interesante mencionar que Becerril y Rodríguez (1991) con base a los trabajos de Lang (1987) y Lang et al., (1987) han propuesto usar:

a) Endoletargo: para la latencia que resulta de una condición fisiológica residente en el embrión.

b) Paraletargo: para una latencia que reside en las cubiertas y que impide el crecimiento del embrión.

c) Ecoletargo: para referirse a la quiescencia, donde los factores ambientales de temperatura, agua y luz, son necesarios para obtener el crecimiento.

4.6.1. Manifestación de la latencia de semillas.

Se puede afirmar que en las poblaciones de semillas hay latencia cuando su germinación tiene una o más de las siguientes características:

a) Es incompleta pues una parte de las semillas que las componen permanecen mucho tiempo firmes, o sea que se embeben pero no germinan ni se pudren; o bien permanecen duras, ésto es que ni siquiera se embeben (Camacho, 1994). Con base en esta característica, se define como una latencia total al caso en que ninguna semilla germine, y una parcial al caso en que una fracción de la población estudiada pueda hacerlo y otra permanezca en latencia (Besnier, 1989).

b) Es lenta debido a que las semillas individualmente o en conjunto tardan en completar su germinación (Camacho, 1994). El primer caso da origen a una latencia intermitente, en que la germinación puede ocurrir en un lapso prolongado ya sea en forma continua, o bien esporádica (Besnier, 1989). También se tiene el caso en que la mayoría de la población germina después de un prolongado lapso de espera.

c) Es extremadamente sensible al medio ambiente, ya que para realizarse requiere de condiciones determinadas de iluminación, temperatura o composición de la atmosfera entre otros factores (Camacho, 1994).

4.6.2. Causas de latencia.

De acuerdo con Nikolaeva (1977), Werker (1981), Estrada et al., (1992) y Camacho (1994), los mecanismos causantes de la latencia pueden estar tanto en las cubiertas más externas al ambiente como en los tejidos internos, en resumen se tiene que los mecanismos causantes de la latencia son :

a) Impermeabilidad de las cubiertas al agua, lo cual impide que se realice el primer paso requerido para que se efectúe la germinación, es decir la imbibición de las semillas (Besnier, 1989; Camacho, 1994; Rolston, 1978; Werker, 1981).

b) Baja permeabilidad de las cubiertas a los gases, lo cual inhibe la germinación generalmente por una baja disponibilidad de oxígeno, y también es posible que se dificulte la expulsión del bióxido de carbono, lo cual puede actuar como inhibidor (Besnier, 1989; Camacho, 1994; Nikolaeva, 1977; Werker, 1981).

c) Resistencia mecánica de las cubiertas al crecimiento del embrión, lo cual puede ser ejercido por toda una cubierta, o por la parte de esta que está en contacto con la radícula (Camacho, 1994; Nikolaeva, 1977; Werker, 1981).

d) Presencia de inhibidores en las cubiertas de la semilla mas expuestas al ambiente: la falta de germinación en este caso resulta de sustancias que por su potencial osmótico o por su efecto fisiológico, impiden el crecimiento del embrión; en este caso su pérdida por lixiviación ocurre sin dificultades cuando se exponen al remojo (Camacho, 1994; Nikolaeva, 1977).

e) Permeabilidad selectiva de las cubiertas a los reguladores del crecimiento, lo cual impide la salida de inhibidores presentes en el embrión o su cercanía (Camacho, 1994; Werker, 1981).

f) Bloqueos metabólicos, los cuales se manifiestan en una incapacidad de los embriones para iniciar un crecimiento activo, en algunos casos es tan fuerte que ni siquiera pueden hacerlo después de ser liberados de sus cubiertas. Todo esto se liga con balances hormonales desfavorables al crecimiento, en los cuales es frecuente un alto contenido de inhibidores de tipo hormonal (Besnier, 1989; Camacho, 1994; Nikolaeva, 1977; Werker, 1981).

g) Embriones rudimentarios: hay dos casos, algunos embriones tienen cierta diferenciación y solo requieren de crecer un poco más para que ocurra la germinación; otros carecen de diferenciación, por lo que además del crecimiento del embrión, se requiere que desarrollen cotiledones, plúmula y radícula (Besnier, 1989; Camacho, 1994; Nikolaeva, 1977).

4.6.3. Aspectos sobre semillas con testa impermeable al agua.

Considerando que el problema que presenta la germinación del ébano es que tiene una testa impermeable al agua, se decidió hacer énfasis en este mecanismo inhibitorio.

Muchas leguminosas y algunas plantas de las familias Anacardiaceae, Cannaceae, Chenopodiaceae, Convallariaceae, Geraneaceae, Liliaceae, Malvaceae, Rhamnaceae y Solanaceae, entre otras, producen semillas que tienen una testa impermeable al agua (Besnier, 1989; Camacho, 1994; Rolston, 1978; Werker, 1981).

Este tipo de semillas se conocen como semillas duras, pues la presencia del mecanismo inhibitorio se manifiesta en que al final de las pruebas de germinación, queda una cantidad de semillas cuyo volumen y dureza no se modifican, por lo cual son difíciles de partir (Hartmann y Kester, 1987; Moreno, 1984; Rolston, 1978).

Las semillas duras son resultado de la presencia de una testa impermeable, y no de la existencia de un pericarpio leñoso, el cual por lo general se embebe con facilidad (Besnier, 1989; Camacho, 1994; Nikolaeva, 1977; Werker, 1981).

Externamente las cubiertas impermeables, se manifiestan como testas de aspecto brillante, relativamente delgadas; a diferencia de las cubiertas leñosas y gruesas, provenientes del pericarpio, que son permeables al agua (Camacho, 1994).

En algunas leguminosas de la subfamilia Mimosoideae, se presenta una porción oblonga en cada superficie lateral, que se denomina areola, la cual es rodeada por una línea que tiene el aspecto de una fisura oscura, el pleurograma (Camacho, 1994).

Las testas impermeables poseen una o más capas que consisten en células de paredes gruesas altamente compactadas, sin estomas entre ellas, como el agua puede pasar libremente a través de la red de microfibrillas de celulosa de las paredes celulares, hay depositados en ellas algunos compuestos hidrofóbicos (Werker, 1981).

Aunque la anatomía de la testa impermeable es variable en las especies, una característica común es la presencia de una capa de células de macroesclerenquima en empalizada (Figura 4), con las paredes engrosadas especialmente en la parte orientada al exterior, donde se observa la llamada línea de luz, originada por los cambios de composición química de la pared celular y en la orientación de las microfibrillas (Werker, 1981).

Otra característica que se comparte es que todas las perforaciones naturales de la cubierta, como pueden ser el micrópilo, hilo y fisuras chalazales, se encuentran obturadas por tapones de parénquima e incluso por masas de macroesclerenquima (Rolston, 1978 y Werker, 1981).

En cuanto al origen de la impermeabilidad se ha atribuido a la gran compactación de las células de macroesclerenquima que ocurre durante el secado (Werker, 1981).

Lo anterior es reforzado por la presencia de ceras en las cutículas externas, la suberización y cuticularización de las puntas de las macroesclereidas, así como la depositación en sus paredes de sustancias impermeabilizantes (como son: taninos, ligninas y quinonas) y la formación de capas compuestas por pectinas insolubles (Rolston, 1978 y Werker, 1981).

Las pectinas presentes en la testa al secarse se hacen impermeables al agua debido a que se compactan y les ocurren cambios químicos que las hacen insolubles (Werker, 1981).

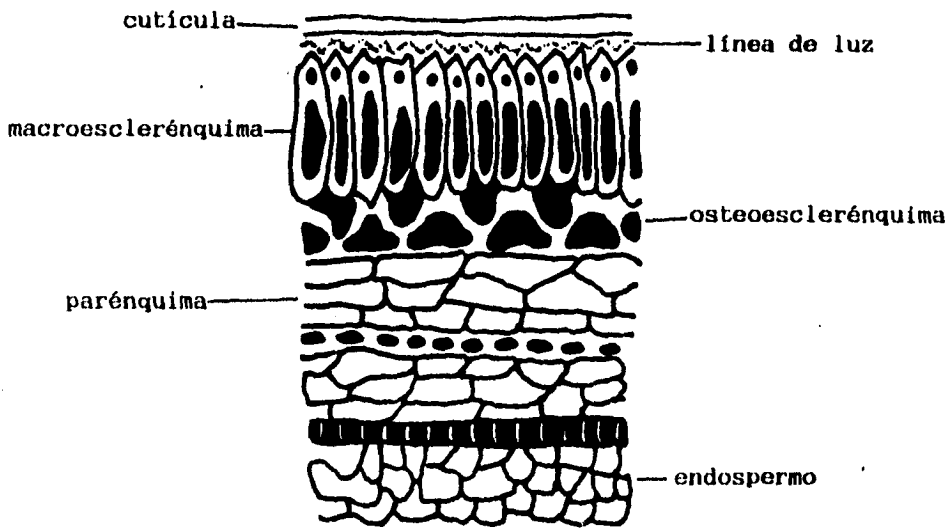


Figura 4. Corte transversal de la testa de trébol dulce (Tomado de Camacho, 1994).

4.6.4. Mecanismos de eliminación del efecto de la testa impermeable.

Las semillas dejan de ser duras cuando se pierde la impermeabilidad en algún sitio de la testa, o bien en los taponamientos del micrópilo, hilio o la brecha chalazal (Camacho, 1994).

La impermeabilidad de la testa, puede perderse en la naturaleza debido a fluctuaciones de temperatura y humedad en el suelo, así como por abrasión contra las partículas de este, ataque de microbios, congelamiento, paso a través del tubo digestivo de algunos animales y calentamiento sufrido por las semillas durante un incendio; artificialmente la imbibición de las semillas se puede lograr principalmente con tratamientos, que impliquen abrasión, aplicación de cáusticos, calentamiento y golpeteo (Camacho, 1994; Hartmann y Kester, 1987; Rolston, 1978; Werker, 1981)

El efecto de los choques térmicos en la testa de semillas con dormición física consiste en que se forman fisuras por separación de grupos de células de macroesclerenquima, lo que puede deberse a diferencias en la expansión de las partes de la testa (Camacho, 1994; Hartmann y Kester, 1987).

En muchos casos, la impermeabilidad de esta cubierta se pierde debido a la destrucción parcial de las células de macroesclerenquima: los ácidos disuelven sus puntas y la abrasión las perfora, lo que deja a los lúmenes expuestos, convirtiéndolos en vías para la entrada de agua. También se ha observado que las hifas de los hongos penetran a través de estas células y ocasionan el mismo efecto (Camacho, 1994; Rolston, 1978; Werker, 1981).

4.6.5. Efecto de la temperatura de incubación sobre la impermeabilidad.

La temperatura de incubación tiene un importante efecto en la germinación de semillas duras; en varias especies de leguminosas se ha encontrado que la germinación se incrementa conforme lo hace la temperatura en el intervalo de 6 a 30 °C, y que la oscilación de la temperatura entre 20 y 30 o 40 °C también mejora notoriamente la germinación. La exposición a temperaturas de 40 °C o más antes de la siembra, incrementa el número de semillas germinables y amplía el intervalo de temperatura en que pueden germinar. También, una aplicación de temperaturas menores a 10 °C, previas a la siembra pueden ayudar a la germinación (Camacho, 1994)

Flores (1984) observó que en las semillas de Enterolobium cyclocarpum, sometidas a 40 °C por 7 días mostraron al embeberse numerosas grietas, las que se iniciaron en el pleurograma y se extendieron hacia los lados de la testa, con lo que se perdió la impermeabilidad y las semillas pudieron germinar en un lapso de dos a tres días.

El autor menciona que durante la estación seca en el bosque tropical seco de Costa Rica, ocurre en forma natural la pérdida de impermeabilidad, con lo que las semillas quedan listas para germinar en la próxima estación de lluvias.

En Enterolobium cyclocarpum se ha demostrado que el tratamiento es indispensable para obtener la germinación en laboratorio al incubar a 25 °C (Ramírez y Camacho, 1987), mientras que su aplicación no se requirió en siembras realizadas a temperaturas de 30 °C (Ramírez, 1994).

Sosa (1987), obtuvo un comportamiento parecido al anterior, en semillas de Tamarindus indica cuando se incuban a temperaturas oscilantes de 45 a 26 °C, pues la impermeabilidad se pierde en 15 días. Wong et al., (1993) observó que las temperaturas altas inducen la pérdida de impermeabilidad de la testa en semillas de Ipomea purpurea desde un 40 a un 94%.

No obstante debe recordarse que en muchas especies el tratamiento para eliminar la latencia, especialmente debida a la impermeabilidad de la testa, es un requisito indispensable para obtener germinación en vivero, a pesar de que se realicen siembras en invernadero, como lo encontraron González et al., (1992) en: Acacia farnesiana, A. schaffneri y Dodonaea viscosa. Así mismo Ramírez (1994) observó que la incubación a temperaturas de 30 °C, no eliminan la impermeabilidad en Delonix regia.

Vázquez (1975) en el intervalo de 16 a 36 °C encontró que la germinación de Ocroma lagopus, sin perforar la testa, se mantuvo por debajo del 10%, en una colección en que las semillas con la testa dañada podían alcanzar el 90% de germinación.

También temperaturas bajas pueden eliminar la impermeabilidad. Jordan y Jordan (1982) encontraron que las semillas de Convolvulus arvensis expuestas a 5 °C por 21 y 42 días, germinaron en un 55 y 85% respectivamente, mientras que las semillas sin tratar sólo alcanzaron el 10%.

4.7. TRATAMIENTOS PARA ELIMINAR LA IMPERMEABILIDAD DE LA TESTA (Camacho, 1994).

4.7.1. Agua caliente.

Este tratamiento desinfecta la superficie de las semillas. La temperatura y duración del tratamiento son los factores que determinan su efecto sobre la impermeabilidad y viabilidad de las semillas. Se puede realizar en tres formas.

a) Vertimiento directo a las siembras: Las semillas sembradas en almácigos se cubren con costales de yute o un material similar, y sobre ellos se vierte una gran cantidad de agua hirviendo. Este método, tiene como ventaja que se desinfecta el suelo, sus

limitantes son los peligros inherentes al manejo de grandes volúmenes de agua hirviendo, así como a la falta de control de la temperatura y duración del tratamiento.

b) Inmersión larga: El agua se calienta en un recipiente hasta que hierve, se retira del fuego y se sumerge un volumen de semillas que represente entre de una décima a una cuarta parte del volumen del agua empleada; las semillas deben permanecer en el agua el tiempo que esta tarde en enfriarse, e incluso 24 hrs o mas.

Como en este procedimiento las semillas se embeben y se hinchan, tiene la ventaja de permitir la separación por cribado de las que aún son impermeables, para volver a tratarlas. Sin embargo como las semillas húmedas tienden a pegarse se dificulta su distribución y deben sembrarse inmediatamente.

Por otra parte los resultados obtenidos no son consistentes de una aplicación a otra, porque dependen de la velocidad de enfriamiento del agua, que es función del material del recipiente, y de la cantidad de agua y de las condiciones atmosféricas.

c) Inmersión corta: Las semillas se sumergen en agua dentro de una canastilla o un saco de malla a temperatura constante, lo que permite un buen control de la temperatura y de la duración del tratamiento, por lo que los resultados son más constantes respecto a los obtenidos con los métodos antes descritos.

La temperatura es fundamental en la aplicación de este tratamiento, no se recomienda usar agua en ebullición porque frecuentemente es letal y puede inducir anomalías. Es mejor emplear agua entre 70 °C y su punto de ebullición (Camacho, 1994).

4.7.2. Productos cáusticos.

La inmersión de las semillas en estas sustancias implica grandes riesgos para los operarios, quienes deben ser cuidadosamente entrenados y en el momento de contacto protegerse con anteojos, guantes y delantales resistentes a los ácidos y álcalis. Se debe contar también con una abundante provisión de agua corriente.

Generalmente se usa ácido sulfúrico concentrado del tipo industrial; también se ha llegado a utilizar lejía y otros ácidos. Es importante que la preparación de soluciones con este tipo de sustancias se gotee lentamente el cáustico en el agua, ya que verterlo directamente en ésta provoca una reacción violenta.

Al poner las semillas en el producto cáustico la temperatura se eleva, por lo que hay que cuidar que se encuentre entre los 15 y 26 °C, y no dejar que rebase los 30 °C, ya que en el calentamiento puede matar a las semillas. Si las semillas estuvieron en

refrigeración, hay que dejarlas en el envase cerrado hasta que su temperatura se equilibre con la del ambiente para evitar que se humedezcan.

La duración del tratamiento depende de la especie y varía de diez minutos a seis horas. Existen dos formas de usar los productos cáusticos, las cuales son:

a) Métodos de pila: las semillas se apilan en forma de cono sobre una superficie resistente a los productos cáusticos, el ácido se vierte en ellas a razón de un litro por cada 40 kg.

Posteriormente la pila se voltea y con una pala se revuelve uniformemente, cuando termina el tratamiento, las semillas se ponen en una criba y se les lava con agua corriente, cuando menos durante diez minutos. Este método se recomienda en semillas con cubiertas delgadas, ya que se reduce el calentamiento, y es difícil excederse en el tratamiento.

b) Método de la inmersión: las semillas se sumergen en una canastilla resistente, cumplido el tiempo de tratamiento, se levanta unos segundos para drenar el ácido, se aleja la canastilla del recipiente que contiene el ácido y se procede a lavar las semillas con agua corriente. Si se pretende usar este procedimiento a gran escala, conviene hacer la inmersión de la canastilla ayudándose con un soporte que tenga polea y un cable largo; también puede usarse un gancho con mango largo para manejar la canastilla.

Este método permite conservar parte del ácido usado, para volverlo a utilizar, comprobando con un hidrómetro que no haya cambios significativos en su gravedad específica.

Después del tratamiento con ácido, conviene secar las semillas para almacenarlas, las ventajas de este tratamiento son que se requiere poco equipo, que es fácil de conseguir, y que el costo del ácido es bajo.

4.7.3 Escarificación mecánica.

Consiste en raspar, quebrar o perforar las cubiertas de las semillas, ya sea manualmente o con aparatos, con lo que se tienen cuatro variantes:

a) Escarificación manual: el tratamiento de lotes pequeños de semillas se hace pinchándolas con agujas, frotándolas con papel lija, apretándolas con tenazas o tornillos de banco, golpeándolas con un martillo así como cortándolas con cuchillos o tijeras. La escarificación manual está considerada como el método que da los mejores resultados en semillas de muchas especies.

b) Abrasión de material suelto: Las semillas se revuelven con piedras o arena y se hacen girar dentro de un tambor, que puede ser una mezcladora de concreto, terminado el tratamiento y ayudándose con una criba, la semilla se separa del material suelto.

c) Abrasión contra superficies ásperas: Se aplica en tambores forrados con papel lija o que poseen discos abrasivos giratorios, la experiencia demuestra que estos últimos dan los mejores resultados. La rotación necesaria para efectuar el tratamiento puede obtenerse con motores cuya velocidad de giro debe estar entre las 500 y 900 r.p.m.

d) Percusión: Las semillas se sacuden violentamente dentro de un recipiente, con lo que se golpean entre ellas y contra las paredes de este.

La duración del tratamiento, cualquiera que sea su modalidad, es el punto más importante a cuidar. Las semillas se pueden dañar fácilmente, es necesario que durante el proceso sean examinadas con una lupa periódicamente para evitar que se partan o piquen. Conviene tomar muestras regularmente y ponerlas a remojar para determinar el número de semillas que se embeben, y establecer así la duración óptima del tratamiento.

La escarificación mecánica no requiere de control de temperatura, implica pocos riesgos para los operarios y las semillas quedan secas; sus desventajas son que los aparatos no siempre están disponibles, ni se tiene el material para construirlos.

Las semillas escarificadas son más susceptibles al ataque de patógenos que aquellas no tratadas, además de que el golpeteo puede producir la pérdida de la viabilidad.

4.7.4. Elección de tratamientos para eliminar la impermeabilidad.

Camacho (1990) menciona que la impermeabilidad que caracteriza a las semillas de la mayoría de las leguminosas impide obtener porcentajes de germinación mayores al 50%, si no se emplea un tratamiento. Los métodos más empleados son: perforación manual de las semillas, calentamiento con agua y la inmersión en ácido sulfúrico. Con el fin de encontrar directrices prácticas para el uso de éstos últimos, se realizó una serie de experimentos de laboratorio en los que se empleó el diseño completamente al azar.

Este autor encontró que el tratamiento de 72 a 75 °C durante 6 min fue suficiente para obtener germinaciones mayores al 80 % en: Cassia tomentosa, Enterolobium cyclocarpum, Leucaena leucocephala, Mimosa biuncifera, Prosopis juliflora, P. glandulosa y Cercidium spp. Mientras que la temperatura anterior no fue efectiva aún con inmersiones de 12 min en : Acacia farnesiana, A. schaffneri y Delonix regia. En Acacia saligna aunque el tratamiento sí eliminó la impermeabilidad de las semillas no hubo germinación, para que esta ocurriera fue necesaria la inmersión por 36 hrs en tiourea al 2 %.

En Delonix regia se obtuvieron germinaciones cercanas al 100% cuando las semillas se trataron con agua a 92 °C de 6 a 12 min, este tratamiento fue mortal para las semillas de todas las demás especies.

El tratamiento con ácido sulfúrico concentrado durante una hora produjo una germinación mayor al 80 % en Acacia farnesiana y A. shaffneri.

Camacho (1990) concluyó que si se desconoce el tratamiento que debe usarse para estimular la germinación de las semillas de una leguminosa forestal, se debe probar primero la inmersión en agua a 75 °C por 6 min; si el tratamiento no funciona por que las semillas no se embeben, se probará hervirlas durante dicho período; si tampoco se tiene una mejora significativa de la germinación, se empleará la inmersión en ácido por una hora a temperatura ambiente. En caso que las semillas se embeban con el tratamiento a 75 °C y no germinen, hay que probar el efecto de reguladores del crecimiento.

5. MATERIAL Y METODO.

5.1. MATERIAL BIOLÓGICO.

Para obtener las semillas de Pithecellobium ebano requeridas en el presente trabajo, el 8 de Julio de 1994, se colectaron vainas maduras de 7 árboles que se pudieron localizar en un recorrido de 15 Km, que abarcó los municipios de Ebano y Tamuín en San Luis Potosí y Pánuco en Veracruz.

Para extraer las semillas, una vez asoleadas las vainas, se procedió a abrirlas manualmente; el material obtenido, se trasladó dentro de una bolsa de papel al Laboratorio de Semillas Forestales del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, Coyoacán, D.F., donde se guardaron en frascos de vidrio en refrigeración a 3 °C, para reducir los daños debidos al ataque de los gorgojos que contenían algunas semillas.

5.2. TRATAMIENTOS.

Se evaluaron 36 tratamientos, los cuales fueron el resultado de combinar seis regímenes térmicos para la incubación de las semillas con seis preparaciones de presembrado para eliminar la impermeabilidad de la testa.

5.2.1. Regímenes térmicos

Las temperaturas de incubación probadas integraron 6 regímenes térmicos (Cuadro 1), los cuales consistieron tanto en condiciones constantes de 30 y 35 °C, como oscilantes, que tuvieron como máximas 30 y 35 °C y mínimas de 20 y 25 °C; la oscilación térmica consistió en mantener las siembras durante 7 hrs en la temperatura máxima y 17 hrs en la temperatura mínima.

Cuadro 1. Regímenes térmicos probados para estudiar la germinación de Pithecellobium ebano.

Régimen	Máxima °C	Mínima °C	Media °C
1 Constante	30	30	30.0
2 Oscilante	30	20	22.9
3 Oscilante	30	25	26.5
4 Constante	35	35	35.0
5 Oscilante	35	20	24.4
6 Oscilante	35	25	27.9

* La media se obtuvo de acuerdo con Springfield (1972), dividiendo entre 24, la suma de los productos de obtenidos de multiplicar la máxima por las 7 hrs que se le mantuvo, más el producto de multiplicar la mínima por las 17 hrs que le correspondieron.

5.2.2. Preparaciones de presiembra.

El otro factor cuyo efecto sobre la germinación se evaluó, fue la preparación de presiembra, los niveles probados se establecieron de acuerdo con las sugerencias de Camacho (1990):

- a) Testigo: no se efectuó ninguna preparación previa a la siembra (Figura 5).
- b) Escarificación: con unas tijeras de podar ramas se cortó la testa, en el extremo opuesto a la ubicación del micrópilo; la cantidad de tejido eliminado permitió que los cotiledones fueran visibles (Figura 5).
- c) Inmersión en ácido sulfúrico por 30 minutos: se empleó ácido sulfúrico concentrado tipo reactivo, para realizar la inmersión, las semillas se metieron en bolsas de malla de mosquitero de plástico de 6.5 por 10 cm; después de la inmersión las semillas en su bolsa se lavaron con agua corriente durante 10 minutos (Figura 6).
- d) Inmersión en ácido sulfúrico por 60 minutos: como el anterior, pero las semillas se dejaron en el cáustico por el doble del tiempo (Figura 6).
- e) Inmersión en agua a 75 °C por 6 min: el agua se calentó dentro de un recipiente metálico con un mechero Bunsen y mediante un termómetro se registro la temperatura, con el fin de mantenerla constante a 75 °C; el bulbo de éste se instaló de manera que no tocara las paredes ni el fondo del recipiente utilizado. Como en los casos anteriores la inmersión de las semillas se realizó empleando bolsas de malla de mosquitero de plástico (Figura 7).
- f) Inmersión en agua a 92 °C por 6 min: como el anterior, pero el agua se dejó hervir (Figura 7).

En total se evaluaron 36 tratamientos, obtenidos de combinar 6 regímenes térmicos con 1 testigo y 5 preparaciones de presiembra. Como unidad experimental se empleó un grupo de 25 semillas y se contó con 4 repeticiones de esta para cada uno de los tratamientos.

Para cada temperatura, la inmersión en agua caliente se efectuó repitiendo el proceso cuatro veces, utilizando 6 bolsas de malla con 25 semillas cada una en cada ocasión. Lo cual permitió tener repeticiones verdaderas, preparando simultáneamente el material requerido, para cada uno de los regímenes térmicos de incubación que se evaluaron.

Para cumplir con todo esto último, en la inmersión en ácido sulfúrico, se emplearon 4 cajas de cartón de 7 cm de ancho por 18 cm de largo y 10 cm de altura, con el interior forrado con plástico de invernadero.

En cada caja se colocaron 12 bolsas de malla cada una de cuales contenía 25 semillas, la mitad de las bolsas se mantuvo durante 30 min en el cáustico, mientras que las restantes permanecieron durante 60 min. Terminada la inmersión las bolsas se mantuvieron en agua corriente durante 10 min, para eliminar los residuos del ácido.

Después de aplicar estos tratamientos de presiembra, las semillas dentro de sus bolsas de malla, se dejaron secar en invernadero por un día.

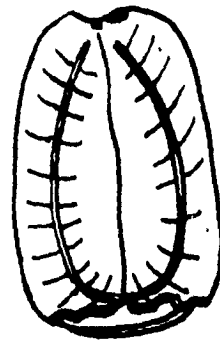
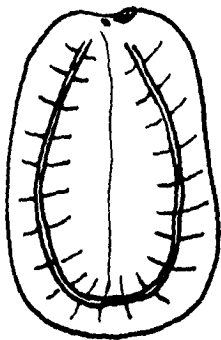
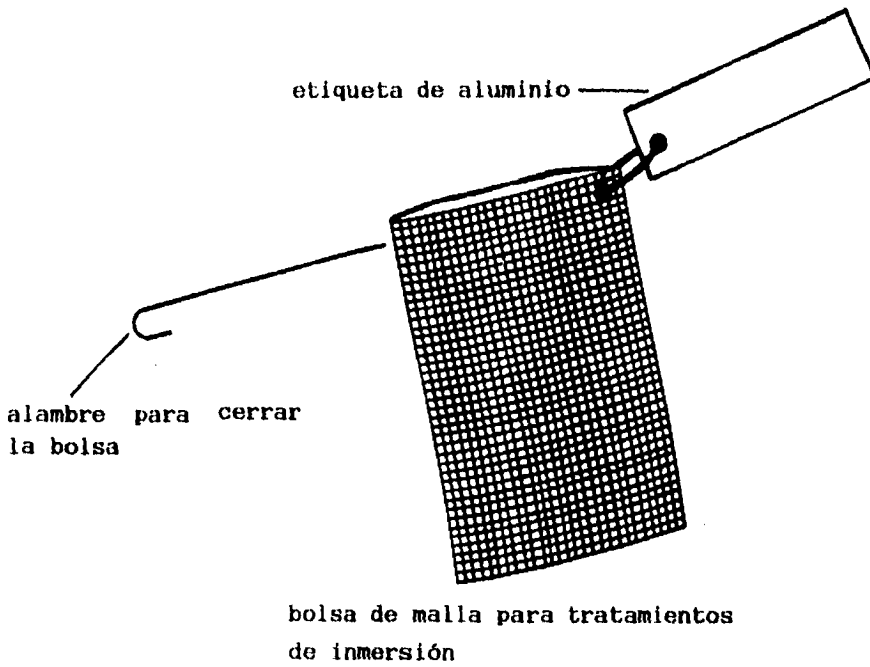


Figura 5. Escarificación manual realizada en las semillas de Pithecellobium ebano con tijeras de podar y bolsa de malla para tratamientos de inmersión.

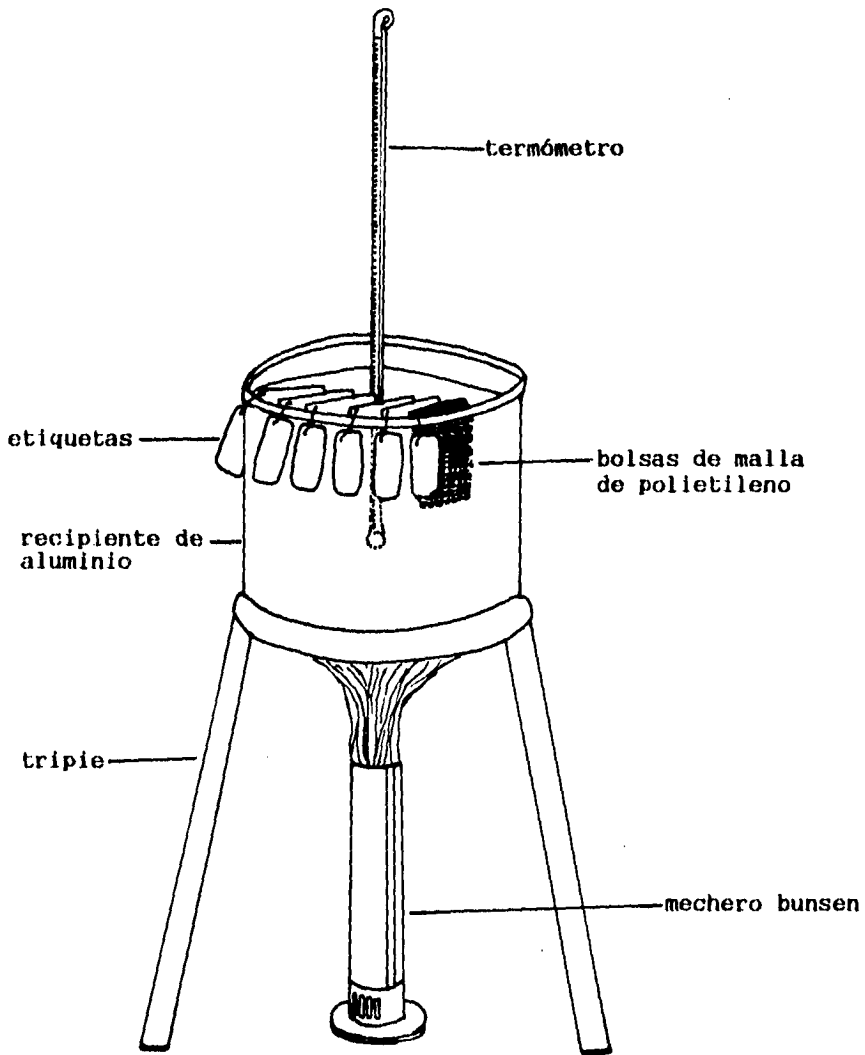


Figura 6. Dispositivos empleados en la aplicación del tratamiento con agua caliente a las semillas de Pithecellobium ebano.

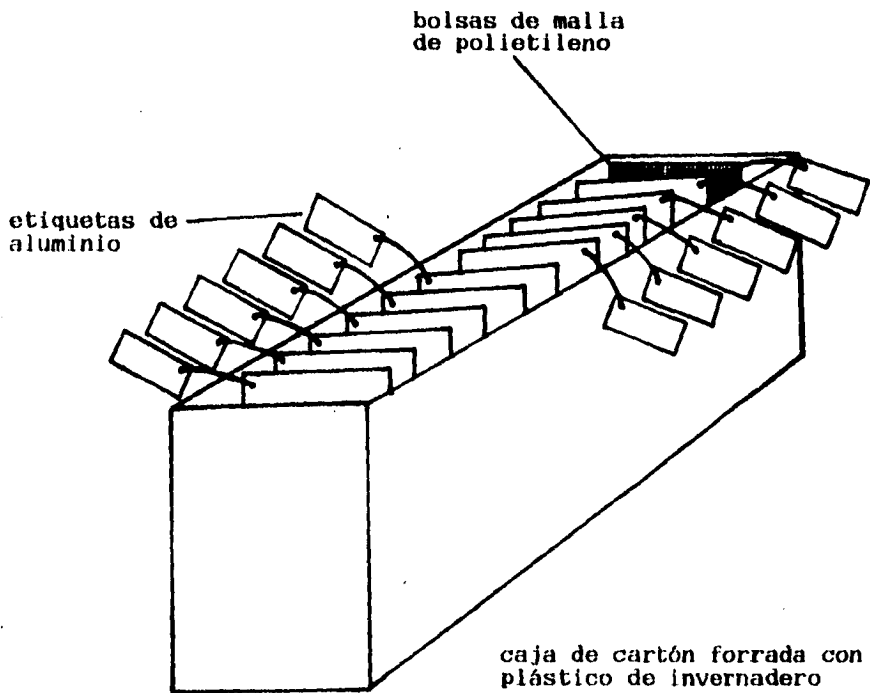


Figura 7. Dispositivos empleados en la aplicación del tratamiento con ácido sulfúrico concentrado a las semillas de Pithecellobium ebano.

5.3 CONDICIONES DE INCUBACION.

5.3.1. Realizacion de las siembras.

Las siembras de las semillas se hicieron en 24 cajas cuadradas de plástico rígido transparente, que tenían 24 cm de lado y 9 cm de altura (Figura 8); como sustrato, se dispuso de una capa de 2 cm de vermiculita, tipo aislante acústico con un peso seco de 112 g.

A fin de tener parcelas separadas, para sembrar cada una de las preparaciones de presiembra a evaluar, cada caja se dividió en 6 áreas de 8 por 12 cm (Figura 9), usando tres tiras de lámina delgada de aluminio, que se colocaron entrecruzadas verticalmente. La distribución de las preparaciones pregerminativas, fue aleatorizada para cada una de las cajas.

Con el fin de visualizar la salida de la radícula a través de la testa, la siembra consistió en colocar las semillas, semienterradas en la vermiculita, con el extremo en que se localiza el micrópilo, orientado ligeramente hacia arriba.

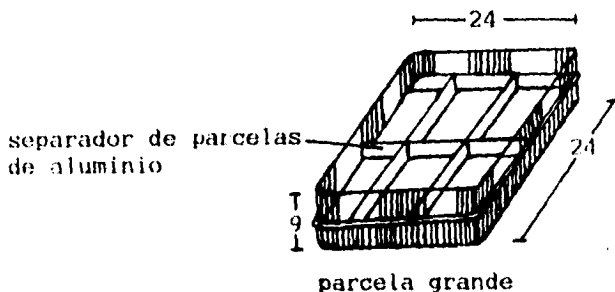


Figura 8. Caja de plástico utilizada para la siembra de semillas de Pithecellobium ebano.

parcela grande

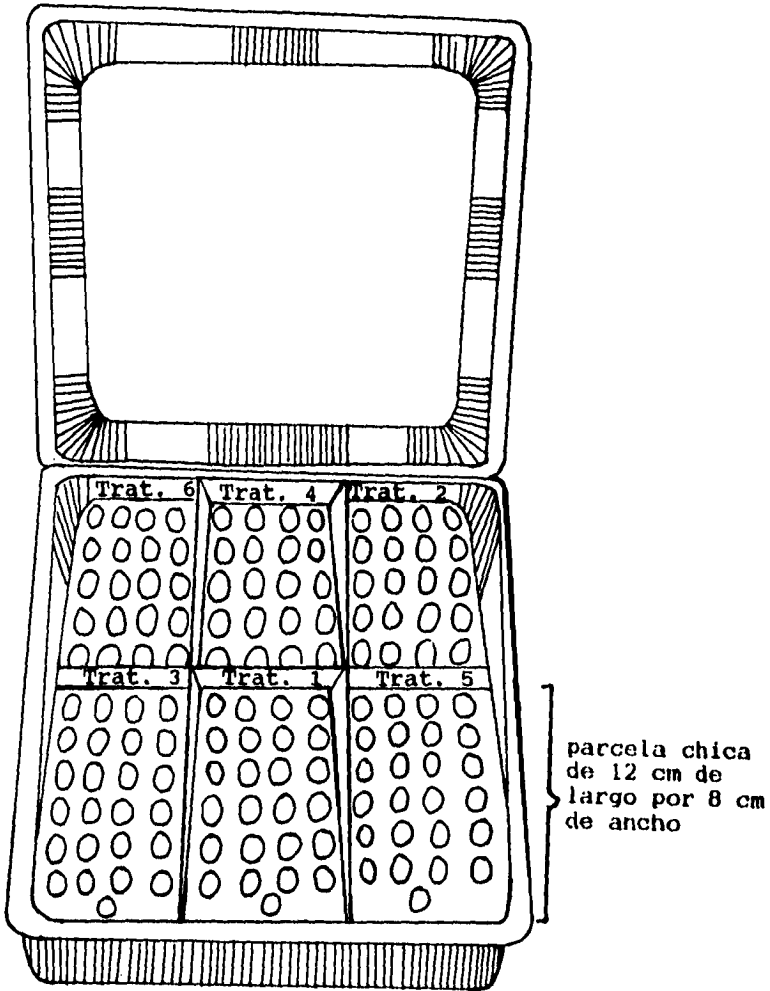


Figura 9. Dispositivos empleados en la siembra de las semillas de Pithecellobium ebano.

5.3.2. Aplicación de los regímenes térmicos de incubación.

Para efectuar la aplicación de los regímenes térmicos se contó con 4 incubadoras ajustadas a 20, 25, 30 y 35 °C respectivamente (Figura 10 y 11).

La aplicación de los regímenes térmicos de incubación que tuvieron como máxima 30 °C, consistió en colocar 12 cajas sembradas dentro de la incubadora ajustada a esta temperatura, hubo 4 cajas que permanecieron todo el tiempo en dicha incubadora, mientras que las restantes 8 solo se dejaron durante 7 hrs, el resto del día 4 de ellas se pasaban a la incubadora ajustada a 20 °C, y la otra fracción a la ajustada a 25 °C.

De la misma manera se aplicaron los regímenes térmicos de incubación que tuvieron como máxima 35 °C. Dentro de las incubadoras, el acomodo de las cajas fue aleatorio

5.3.3. Cuidados durante la incubación.

Durante 30 días se cuidó que no les faltara agua a las semillas, asimismo, diariamente se les aplicó con un pincel, una solución fungicida de captan a 2.5 g por litro, en las que se inició el desarrollo de micelio de hongos en forma visible; cuando fue evidente que una semilla se había descompuesto por completo, se procedió a retirarla de la caja.

Estas últimas precauciones, se tomaron porque en pruebas preliminares se encontró que era necesario controlar el crecimiento de los hongos, pues fácilmente podían invadir por completo las cajas, a partir de unas cuantas semillas infectadas.

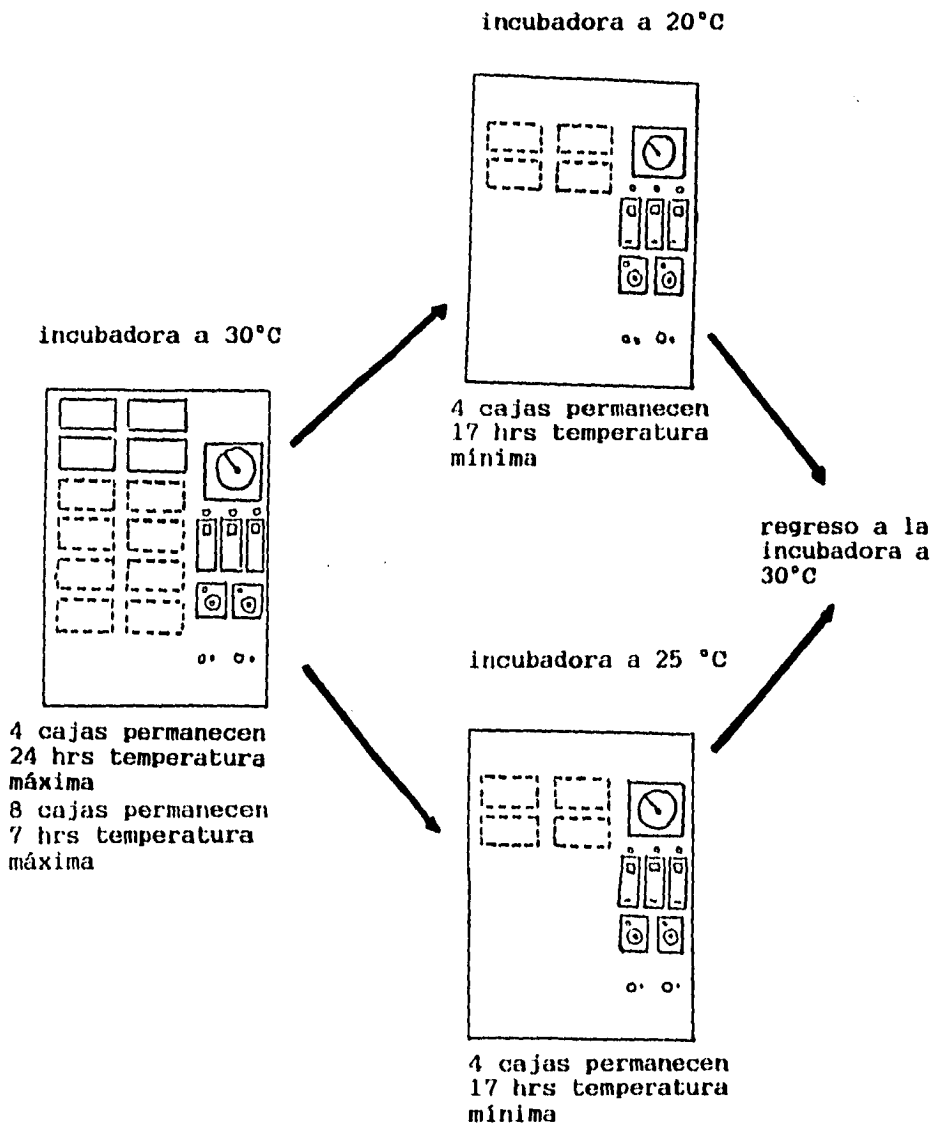


Figura 10. Secuencia de aplicación de los regímenes térmicos probados con temperatura máxima de 30°C en la incubación de semillas de Pithecellobium ebano.

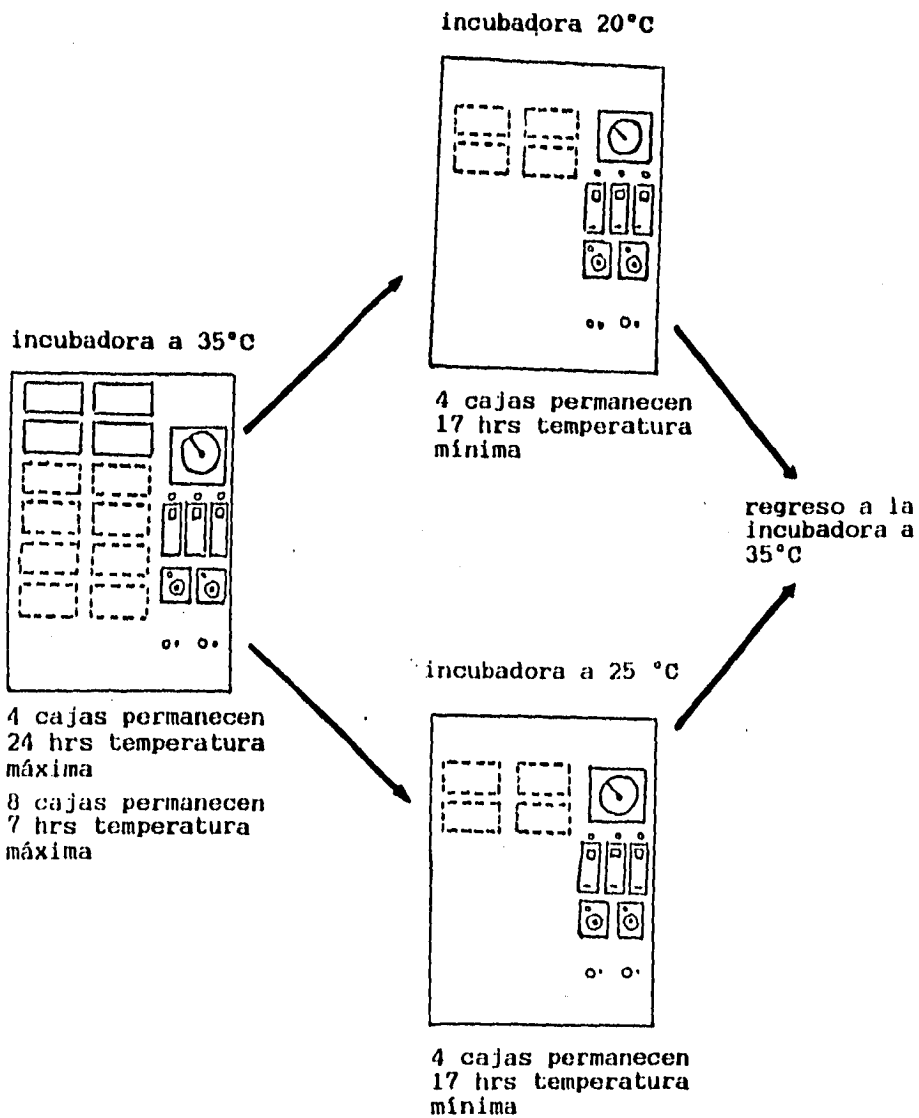


Figura 11. Secuencia de aplicación de los regímenes termicos probados con temperatura máxima de 35°C en la incubación de semillas de Pithecellobium ebano.

5.4. DISEÑO EXPERIMENTAL.

De acuerdo con lo que se describió en la sección anterior, se tienen dos experimentos independientes, uno realizado en la incubadora a 30 °C con temperaturas constantes y oscilantes, el otro experimento se tenía en las mismas condiciones en la incubadora a 35 °C.

Dentro de estos experimentos, se tenían como parcelas grandes a las cajas, cada una de las cuales se sometió a un determinado régimen térmico; las parcelas chicas correspondieron a la preparaciones de presiembra, que se encontraban en el interior de cada caja (Figura 9). Como se dijo, se realizó una distribución aleatoria irrestricta de las cajas dentro de las incubadoras, así como una para las preparaciones pregerminativas dentro de las cajas.

Por lo tanto los experimentos realizados fueron factoriales con arreglo en parcelas divididas, bajo un diseño experimental completamente al azar con cuatro repeticiones.

5.5 EVALUACION Y VARIABLES DE RESPUESTA.

Diariamente durante 30 días, se contó el número de semillas germinadas en cada tratamiento; se considero que una semilla había germinado cuando su radícula tenía 1.0 cm de longitud (Camacho y Morales 1992).

Al finalizar el periodo de incubación, las semillas que no germinaron se examinaron partiéndolas, para determinar si se habían embebido o podrido. Esto tuvo el fin de clasificar el material empleado, de acuerdo con Camacho y Morales (1992) y Moreno (1984), en las siguientes cuatro categorías:

- a) Germinadas: aquellas en las que emergió la radícula.
- b) Duras o impermeables: las que no se embebieron, es decir que no incrementaron su volumen y no pudieron ser partidas.
- c) Firmes: las que se embebieron, pero no germinaron ni se pudrieron, es decir, que no germinaron y permanecieron vivas.
- d) Podridas o muertas: las que tenían signos evidentes de descomposición.

Según Camacho y Morales (1992) las semillas que permanecen duras después de aplicado un tratamiento indican que no tiene efecto sobre la impermeabilidad de una fracción de la muestra; las semillas que permanecen firmes permiten establecer que existe un segundo mecanismo inhibitorio de la germinación; mientras que las semillas que se pudren evidencian que tan nocivo fue el tratamiento para la viabilidad.

5.6. ANALISIS ESTADISTICO.

Con los datos obtenidos durante las evaluaciones del experimento se determinó la calidad de germinación mediante la fórmula de Maguire (1962), para el valor germinativo:

$$\text{Indice de Maguire} = G1/D1 + G2/D2 \dots\dots\dots Gn/Dn$$

Donde:

G = semillas germinadas en la evaluación que indica el subíndice.

D = días transcurridos desde la siembra hasta la evaluación que indica el subíndice.

n = número de evaluaciones realizadas.

A los resultados obtenidos con esta fórmula se les aplicó análisis de varianza, para cada uno de los dos experimentos completamente al azar con arreglo factorial de parcelas divididas; la subsecuente prueba de medias, se aplicó de acuerdo con la significancia de la interacción, empleando el método de Tukey con alfa = 0.05 (Reyes, 1978). Todo esto también se efectuó con los porcentajes de semillas duras, firmes y podridas.

A pesar de la objetividad en la interpretación de resultados, el uso de los valores germinativos tiene la limitante de lo abstracto de las cantidades obtenidas; para eliminarla, se presentan también los porcentajes de germinación, días medios y desviación típica del tiempo de germinación (Morales y Camacho, 1985; Camacho y Morales, 1992).

No se consideró conveniente analizar estadísticamente estas últimas dos variables, pues por una parte se influyen en el valor germinativo, mientras que por otra, hubo repeticiones de varios tratamientos en que no era imposible calcularlas, por no presentarse la germinación.

6. RESULTADOS.

6.1. SIGNIFICANCIA DE LOS FACTORES E INTERACCIONES.

De acuerdo con los análisis de varianza, en las variables porcentuales, únicamente las semillas firmes se tuvo una interacción significativa, lo que ocurrió en los dos experimentos (Cuadro 2 y 3). En el resto de los porcentajes, las diferencias únicamente se debieron a la preparación de presiembra, sin cambios debidos al régimen térmico de incubación.

Cuadro 2. Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la germinación de Pithecellobium ebano (Incubación con temperaturas constantes de 30 °C y oscilantes de 20 a 30 °C y de 25 a 30 °C).

Fuentes de Variación	Porcentajes de semillas			Indice de Maguire
	Germ.	Impermeables	Firmes Podridas	
Régimen Térmico	0.3567	0.6870	0.0344 *	0.6870 0.0098 *
Tratamiento pregerminativo	0.0000 *	0.0000 *	0.0000 *	0.0000 * 0.0000 *
Interacción	0.6203	0.1128	0.0043 *	0.9918 0.0613

* Indica que la significancia observada es estadísticamente importante cuando menos al nivel de 0.05.

Cuadro 3. Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la germinación de Pithecellobium ebano (Incubación con temperaturas constantes de 35 °C y oscilantes de 20 a 35 °C y de 25 a 35 °C).

Fuentes de Variación	Porcentajes de semillas			Indice de Maguire
	Germ.	Impermeables	Firmes Podridas	
Régimen Térmico	0.1650	0.4414	0.1020	0.1753 0.0061 *
Tratamiento pregerminativo	0.0000 *	0.0000 *	0.0000 *	0.0000 * 0.0000 *
Interacción	0.0753	0.2296	0.0049 *	0.2758 0.0424 *

* Indica que la significancia observada es estadísticamente importante cuando menos al nivel de 0.05

En cambio en la calidad de germinación, evaluada con el índice de Maguire, en el experimento realizado en la incubadora a 30 °C, careció de interacción, pero fueron significativos ambos factores; en este caso, las diferencias en la calidad de germinación, debidas a la preparación de presiembra, no fueron afectadas por los regímenes térmicos, entre cuyas medias hubo diferencias (Cuadro 2).

En el experimento realizado en la incubadora a 35 °C, la interacción fue significativa; lo que indica que, las diferencias debidas a la preparación de presiembra, fueron afectadas por el régimen térmico (Cuadro 3).

6.2. EFECTO DE LA TEMPERATURA SOBRE LA GERMINACION

Al examinar las medias obtenidas con cada uno de los regímenes de siembra, lo cual no revela el efecto de la preparación de presiembra, se tienen medias muy cercanas en todas las variables porcentuales; alrededor de un 55 % de germinación, un 20 % de semillas impermeables, otro tanto de semillas podridas, y menos del 10 % de semillas firmes (Cuadro 4).

Lo anterior, evidencia la falta de significancia de la temperatura, que se encontró al realizar los análisis de varianza.

Cuadro 4. Germinación y estado de las semillas de *Pithecellobium ebano*, relacionado con la temperatura de incubación (promedios de testigos y de preparaciones de presiembra; en los regímenes oscilantes la máxima se mantuvo por siete horas y la mínima por 17 horas).

Régimen térmico	Porcentajes de semillas :			
	Germinadas	Duras	Firmes	Podridas

Primer grupo: con temperatura máxima de 30°C				
Constante	58.83 a	21.50 a	0.50 (b)	19.17 a
30-25 °C	54.00 a	22.83 a	2.67 (ab)	20.50 a
30-20 °C	56.83 a	19.50 a	4.17 (a)	19.50 a

Segundo grupo: con temperatura máxima de 35°C				
Constante	57.50 a	16.83 a	0.17 (a)	25.50 a
35-25 °C	54.17 a	19.00 a	2.50 (a)	24.17 a
35-20 °C	56.33 a	19.33 a	3.50 (a)	20.83 a

Dentro de cada grupo y en cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre si, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza. (Entre paréntesis agrupaciones afectadas por una interacción significativa).

6.3. EFECTO DE LA PREPARACION DE PRESIEMBRA SOBRE LA GERMINACION.

El efecto de la preparación de presiembra sobre la impermeabilidad y la germinación fue más importante que el de la temperatura. En ambos experimentos el testigo tuvo menos de 10 % de germinación y cerca del 90% de semillas impermeables (Cuadro 5 y 6); la escarificación produjo diferencias significativas en las dos variables, por una parte eliminó las semillas impermeables, por otra, incremento la germinación a valores cercanos al 70%; a pesar de que aumento el porcentaje de semillas podridas, a una proporción aproximada al 30%.

Cuadro 5. Germinación y estado de las semillas de Pithecellobium ebanu en relación con el tratamiento después de un mes de incubación (promedios de obtenidos con temperaturas constantes de 30 °C y oscilantes de 20 a 30 °C y de 25 a 30 °C).

Tratamiento pregerminativo	Porcentajes de semillas:			
	Germinadas	Impermeables	Firmes	Podridas
Testigo	5.67 d	89.67 a	0.33 (bc)	4.33 c
Escarificado	72.00 c	0.00 c	0.00 (c)	28.00 b
Inmersión en Acido Sulfúrico:				
30 minutos	83.33 b	7.33 c	3.00 (bc)	6.33 c
60 minutos	95.33 a	1.00 c	0.00 (c)	3.67 c
Inmersión en agua por seis min. a:				
75 °C	68.33 c	22.00 b	3.67 (b)	6.00 c
92 °C	14.67 d	7.67 c	7.67 (a)	70.00 a

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre si, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza. Entre paréntesis agrupaciones afectadas por una interacción significativa.

La inmersión en agua caliente, así como la efectuada en ácido, produjeron una importante reducción del porcentaje de semillas duras, por lo general a valores menores del 10%; solo el tratamiento en agua a 75 °C, los porcentaje superaron el 20%.

Esto en la mayoría de los casos, produjo una germinación superior al 65 %; Únicamente con el agua a 92 °C, la eliminación de semillas duras, produjo que la mayoría de ellas murieran en vez de germinar. La cantidad de semillas muertas, tanto con la inmersión en agua a 75 °C, como la realizada en ácido, fue inferior al 10% (Cuadros 5 y 6).

Cuadro 6. Germinación y estado de las semillas de *Pithecello bium sbano* en relación con el tratamiento después de un mes de incubación (promedios obtenidos con temperaturas constantes de 35 °C y oscilantes de 20 a 35 °C y de 25 a 35 °C).

Tratamiento pregerminativo	Porcentajes de semillas:			
	Germinadas	Impermeables	Firmes	Podridas
Testigo	6.33 d	88.33 a	0.67 (bc)	4.67 c
Escarificado	67.33 c	0.00 c	0.00 (c)	32.67 b
Inmersión en Acido Sulfúrico:				
30 minutos	79.33 b	7.67 b	2.33 (bc)	10.33 c
60 minutos	92.00 a	0.67 c	0.00 (c)	7.33 c
Inmersión en agua por seis min. a:				
75 °C	75.00 bc	13.33 b	5.67 (a)	6.00 c
92 °C	16.00 d	0.33 c	3.67 (ab)	80.00 a

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza. Entre paréntesis agrupaciones afectadas por una interacción significativa.

6.4. INTERACCION DE FACTORES EN LAS SEMILLAS FIRMES

La cantidad de semillas firmes, fue insignificante, pues se mantuvo inferior al 15%; en muchas combinaciones los promedios fueron nulos o cercanos al cero porciento, únicamente con la aplicación de agua caliente y con temperaturas mínimas de 20 °C, se aproximaron al 10% (Cuadro 7).

Cuadro 7. Cantidad de semillas firmes en Pithecellobium ebano en relación con la preparación de presiembra y la temperatura de incubación.

Tratamiento y temperatura	Porcentaje de semillas embebidas no germinadas	
	Máxima 30 °C	Máxima 35 °C
Testigo		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	0.00 c	2.00 bc
mínima de 20 °C	1.00 c	0.00 c
Escarificado		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	0.00 c	0.00 c
mínima de 20 °C	0.00 c	0.00 c
Inmersión en ácido Sulfúrico 30 minutos		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	5.00 bc	4.00 bc
mínima de 20 °C	4.00 bc	3.00 bc
Inmersión en ácido Sulfúrico 60 minutos		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	0.00 c	0.00 c
mínima de 20 °C	0.00 c	0.00 c
Inmersión en agua a 75 °C por seis min.		
Constante	2.00 bc	1.00 bc
mínima de 25 °C	2.00 bc	5.00 abc
mínima de 20 °C	7.00 abc	11.00 a
Inmersión en agua a 92 °C por seis min.		
Constante	1.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	9.00 ab	4.00 bc
mínima de 20 °C	13.00 a	7.00 ab

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

6.4. INTERACCION DE FACTORES EN LAS SEMILLAS FIRMES

La cantidad de semillas firmes, fue insignificante, pues se mantuvo inferior al 15%; en muchas combinaciones los promedios fueron nulos o cercanos al cero por ciento, Únicamente con la aplicación de agua caliente y con temperaturas mínimas de 20 °C, se aproximaron al 10% (Cuadro 7).

Cuadro 7. Cantidad de semillas firmes en *Pithecellobium ebano* en relación con la preparación de presiembra y la temperatura de incubación.

Tratamiento y temperatura	Porcentaje de semillas embebidas no germinadas	
	Máxima 30 °C	Máxima 35 °C
Testigo		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	0.00 c	2.00 bc
mínima de 20 °C	1.00 c	0.00 c
Escarificado		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	0.00 c	0.00 c
mínima de 20 °C	0.00 c	0.00 c
Inmersión en ácido Sulfúrico 30 minutos		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	5.00 bc	4.00 bc
mínima de 20 °C	4.00 bc	3.00 bc
Inmersión en ácido Sulfúrico 60 minutos		
Constante	0.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	0.00 c	0.00 c
mínima de 20 °C	0.00 c	0.00 c
Inmersión en agua a 75 °C por seis min.		
Constante	2.00 bc	1.00 bc
mínima de 25 °C	2.00 bc	5.00 abc
mínima de 20 °C	7.00 abc	11.00 a
Inmersión en agua a 92 °C por seis min.		
Constante	1.00 c	0.00 c
mínima de 25 °C	9.00 ab	4.00 bc
mínima de 20 °C	13.00 a	7.00 ab

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

6.5. CALIDAD DE GERMINACION.

En el experimento realizado en la incubadora a 30 °C, la calidad de germinación, de acuerdo con el índice de Maguire, fue significativamente superior a la temperatura constante respecto a lo obtenido con oscilación térmica (Cuadro 8), lo cual estuvo relacionado con una reducción del tiempo de germinación de más de 12 días a unos 10 días.

Cuadro 8. Calidad germinativa de semillas de Pithecellobium ebanu relacionada con la temperatura de incubación, (promedios de testigos y de preparaciones de presiembra; en los regímenes oscilantes la máxima se mantuvo por siete horas y la mínima por 17 horas).

Régimen térmico	Índice de Maguire	Porcentaje de germ.	Días medios	Desviación típica
30 °C	7.12 a	58.83 a	10.16	4.22
30-25 °C	5.19 b	54.00 a	13.22	4.82
30-20 °C	5.14 b	56.83 a	14.95	4.77

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre si, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

En este experimento, las preparaciones de presiembra que produjeron las mayores calidades germinativas, fueron la inmersión en ácido sulfúrico por 60 min y la esscarificación manual; una germinación significativamente mayor obtenida con la primera compenso su menor velocidad de germinación (Cuadro 9).

Mientras que el testigo tuvo una germinación prácticamente nula, con la esscarificación se alcanzo alrededor de un 70 % en aproximadamente 6 días; con el tratamiento con ácido por 60 min, la germinación fue cercana al 100%, pero se realizó en un promedio de 9 días, dentro de un lapso de 8 días, de acuerdo con la desviación típica.

El resto de las preparaciones pregerminativas, tuvieron una calidad de germinación, significativamente menor a las mencionadas anteriormente, aunque superaron al testigo en forma estadísticamente importante; con la excepción de las semillas tratadas con agua a 92 °C.

La menor calidad germinativa de la inmersión en ácido por 30 min y en agua a 75 °C, se debió a que requirieron de más de 10 días para germinar, así como a un menor porcentaje de germinación; lo cual fue más acentuado con el tratamiento en agua caliente, el cual tuvo una geminación poco uniforme, de acuerdo con la desviación típica obtenida.

Cuadro 9. Calidad germinativa de semillas de *Pithecellobium ebanum* relacionada con el tratamiento después de un mes de incubación, promedios de obtenidos con temperaturas constantes de 30 °C y oscilantes de 20 a 30°C y de 25 a 30 °C.

Tratamiento pregerminativo	Indice de Maguire	Porcentaje de germ.	Días medios	Desviación típica
Testigo	0.52 d	5.67 d	13.91	3.97
Escarificado	10.73 a	72.00 c	6.47	1.08
Inmersión en Acido Sulfúrico				
30 minutos	6.94 b	83.33 b	13.36	7.09
60 minutos	11.47 a	95.33 a	9.19	4.09
Inmersión en agua por seis min. a:				
75 °C	4.19 c	68.33 c	17.54	7.06
92 °C	1.04 d	14.67 d	16.19	4.34

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre si, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

Los resultados obtenidos en el experimento realizado en la incubadora a 35 °C, son similares los obtenidos en la que se ajusto a 30 °C. Las diferencias se deben a la interacción, producida por la depresión de la calidad germinativa, que se obtuvo con la inmersión en ácido por 30 min al incubar de 25 a 35 °C, y la observada con el tratamiento por 60 min incubado de 20 a 35 °C (Cuadro 10).

En resumen, prácticamente todas las preparaciones de presembrar incrementaron la calidad de germinación, la excepción fue la inmersión en agua a 92 °C. Los mejores resultados se lograron con escarificación manual y la aplicación de ácido sulfúrico por 60 min, cabe mencionar que este último tratamiento produjo casi el 100% de germinación. En segundo lugar se tiene el tratamiento en ácido por 30 min, que produce germinaciones inferiores pero que superan al 70 %; finalmente se tiene al agua a 75 °C, que tuvo una germinación relativamente lenta.

Los promedios tienden a ser cercanos en ambos experimentos, con la diferencia de que en el que incluyó temperaturas de 35 °C, el testigo alcanzó germinaciones cercanas al 10% en lapsos que superaron los 20 días. Otro punto interesante es que con temperatura constante, el tiempo de germinación de las semillas sumergidas en ácido por 60 min, es similar al de las escarificadas, unos 6 días.

En el experimento realizado en la incubadora ajustada a 35°C, el incremento de la temperatura de incubación, tendió a producir germinaciones más uniformes, ya que en general se redujeron los promedios de las desviaciones típicas.

Cuadro 10. Calidad de germinación de semillas de Pithecellobium sebano en relación con el tratamiento y la temperatura de incubación con una máxima de 35 °C.

Tratamiento y temperatura	Indice de Maguire	Porcentaje de germ.	Días medios	Desviación típica
Testigo				
35 °C	0.95 g	10.00	12.94	7.81
35-25 °C	0.36 g	8.00	21.42	3.51
35-20 °C	0.04 g	1.00	27.50	0.00
Escarificado				
35 °C	11.15 ab	62.00	5.17	0.80
35-25 °C	10.22 bc	66.00	6.07	0.91
35-20 °C	10.53 b	74.00	6.74	1.27
Inmersión en ácido Sulfúrico 30 minutos				
35 °C	9.22 bcd	80.00	9.65	3.95
35-25 °C	5.90 e	74.00	12.68	7.64
35-20 °C	7.10 cde	84.00	13.05	5.79
Inmersión en ácido Sulfúrico 60 minutos				
35 °C	14.12 a	94.00	6.78	2.69
35-25 °C	11.43 ab	91.00	9.05	4.52
35-20 °C	10.39 b	91.00	9.19	4.52
Inmersión en agua a 75 C por seis min.				
35 °C	6.67 de	86.00	14.13	6.72
35-25 °C	4.90 e	67.00	16.02	6.90
35-20 °C	4.21 ef	72.00	18.09	7.91
Inmersión en agua a 92 C por seis min.				
35 °C	1.12 fg	13.00	10.38	4.07
35-25 °C	1.63 fg	19.00	15.27	5.94
35-20 °C	1.25 fg	16.00	13.10	4.43

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

7. DISCUSION.

En concordancia con Foroughbakhck (1989), se encontró que las semillas de Pithecellobium ebano sin tratamiento, tienen porcentajes de germinación muy bajos, menores al 15 %; los cuales estuvieron relacionados con un porcentaje de semillas impermeables cercano al 90%. Esto es una característica de muchas otras leguminosas, especialmente en plantas silvestres (Besnier, 1989; Rolston, 1978; Werker, 1981).

Las semillas de Enterolobium cyclocarpum, las de Tamarindus indica y las de Pithecellobium ebano, tienen en común la presencia de una areóla limitada por un notorio pleurograma, además de ser semillas de un tamaño relativamente grande, pues superan los 10 mm de longitud.

En las dos primeras especies se ha encontrado, que temperaturas de incubación "altas", de 30 °C o mayores, tienden a eliminar la impermeabilidad, tan efectivamente que para obtener la germinación, hacen innecesario dañar la testa mediante algún otro tratamiento (Ramírez, 1994; y Sosa, 1987). Esto no ocurrió en las semillas del ébano, pues sin tratamiento la germinación no pudo superar el 15%, no obstante que en el experimento realizado en la incubadora a 35 °C, el testigo tendió a tener germinaciones más altas, que el realizado en la incubadora a 30 °C.

Como López (1994) y Rodríguez y Alvarez (1992), el efecto de las preparaciones pregerminativas se tanto con los resultados obtenidos con semillas a las que no se les aplicó tratamiento, como con los obtenidos con semillas escarificadas manualmente, con el que se estimó el potencial de germinación eliminado el mecanismo inhibitorio.

Frecuentemente el severo daño causado al escarificar manualmente a las semillas, estimula la germinación sin aumentar la cantidad de semillas podridas, como ejemplos se tienen los trabajos realizados en: Acacia farnesiana y A. Schaffneri (López, 1994), Cassia didymobotrya (Camacho et al., 1992), Mimosa biuncifera (Hernández y Camacho, 1992) y Acacia saligna; en esta última especie, la germinación se incrementa con la cantidad de tejido cotiledonar retirado (Rosales, 1986).

En el presente trabajo se encontró que la máxima germinación no se obtuvo con la escarificación manual, debido a que se incrementó la cantidad de semillas podridas, lo cual coincide con lo encontrado por Oliviera y Camacho (1992) en las semillas impermeables de Dodonaea viscosa, por Camacho et al., (1992) en Cassia tomentosa, así como por Manning y Van Staden (1987) en Sesbania punicea, quienes encontraron que la escarificación manual produjo plántulas anormales, con bajas expectativas de establecimiento.

Estos últimos autores, atribuyen dicho efecto detrimental, a que la irrestricta entrada de agua en semillas escarificadas, produce inicialmente fuertes diferencias, en el contenido de humedad de distintas partes del embrión, lo cual produce agrietamientos en éste.

La escarificación manual se comportó en estas especies, como un tratamiento estimulante detrimental o perjudicial, como lo denominaron Ramírez (1985); Rodríguez y Alvarez (1992); pues un aumento significativo de la germinación, fue acompañado por un incremento, también significativo, en el porcentaje de semillas podridas.

No obstante, se puede considerar que las semillas escarificadas, cumplieron con su función de indicar cual es la calidad germinativa potencial, la cual se integra no solo por el porcentaje de germinación, sino que también considera el tiempo de germinación (Maguire, 1962; Camacho y Morales, 1992).

Es difícil establecer la concordancia con los resultados de Foroughbakhck (1989), quien encontró que al escarificar las semillas de ébano, con lija, lima y navaja, logró una germinación del 82 al 92 %; pues este autor, no evaluó el estado de las semillas que no germinaron, ni midió mediante índices, el tiempo de germinación.

Por otra parte, el haber encontrado que con la inmersión en ácido sulfúrico por 60 min, se logra una calidad germinativa similar a la de las semillas escarificadas manualmente, con un mayor porcentaje germinativo, es una situación ideal; ya que con un tratamiento aplicable a grandes cantidades de semillas, se puede sustituir uno efectivo pero laborioso (Camacho, 1994).

Foroughbakhck (1989) con la aplicación de ácido sulfúrico concentrado por 5 min obtuvo el 35 % de germinación, mientras que al prolongar el tratamiento de 10 a 20 min se logró una germinación del 91 al 94 %. A diferencia del presente trabajo en que las inmersiones por 30 min, produjeron un poco menos del 90%.

Otra ventaja de prolongar el tratamiento por 60 min, fue que se requirieron menos días para obtener la germinación, que con 30 min. Alvarez (1984) también encontró que al prolongar la inmersión de ácido sulfúrico de 15 a 60 min, se incremento la velocidad de germinación en Parkinsonia aculeata.

El tratamiento con agua hirviendo (a 92 °C o más) no es recomendable para estimular la germinación del ébano. Foroughbakhck (1989) con la inmersión en agua a 93 °C de 2 a 10 min se alcanzó un 53 % de germinación, mientras que en el presente trabajo una temperatura cercana a 92 °C por 6 min, produjo menos del 50%, con un fuerte incremento en los porcentajes de semillas podridas, variable que no evaluó el autor mencionado.

En apoyo a lo anterior, Ramírez y Camacho (1987) y Camacho (1990) mencionan que inmersiones en agua a 92 °C por 3 min o más, son mortales también para las semillas de Acacia galigna, A. schaffneri, Cassia tomentosa, Enterolobium cyclocarpum, Delonix regia, Leucaena leucocephala, Mimosa biuncifera, Prosopis juliflora, P. glandulosa y Cercidium spp.

La inmersión en agua a 75 °C por 3 min, produjo mejor germinación que el testigo, pero fue definitivamente inferior a la obtenida escarificando las semillas, especialmente por el prolongado lapso que requirió para realizarse, de 12 a 19 días. La efectividad de la inmersión en agua a 75 °C por 3 min, aumentó con el incremento de la temperatura de incubación, los mejores resultados se obtuvieron con una constante de 35 °C.

Considerando lo lento y poco uniforme de la germinación, las semillas de ébano tratadas a 75 °C por 6 min, tuvieron una germinación del tipo que caracteriza la latencia intermitente (Bessnier, 1989). De acuerdo con Rodríguez y Alvarez (1992), el tratamiento corresponde a un positivo incompleto, pues aunque estimula la germinación, no logra la máxima velocidad de germinación.

8. CONCLUSIONES.

Se encontró que las semillas de ébano tienen una cubierta impermeable al agua, puesto que todas las semillas escarificadas manualmente se embebieron y la mayoría germinó en un tiempo relativamente corto.

La inmersión en agua a 75 °C por 6 minutos estimula la imbibición de las semillas las cuales tuvieron un buen porcentaje de germinación.

La inmersión en agua a 92 °C por 6 minutos también estimula la imbibición de las semillas, pero éstas en su mayoría no germinaron debido a que esta temperatura reduce la viabilidad provocando la pudrición de las mismas.

La inmersión en ácido sulfúrico a 30 y 60 minutos resultó ser el mejor tratamiento para romper la impermeabilidad de las semillas de ébano, originando los mayores porcentajes de germinación; de los cuales el de 60 minutos obtuvo el menor tiempo de germinación.

La incubación a temperaturas oscilantes con una máxima de 30 °C y mínimas de 20 y 25 °C no estimularon significativamente la germinación de las semillas al igual que la que tuvo como máxima 35 °C y mínimas de 20 y 25 °C.

Las temperaturas constantes de 30 y 35 °C incrementaron el porcentaje de la germinación en todos los tratamientos, incluso el de las semillas testigo aunque no fue estadísticamente significativo.

9. LITERATURA CITADA.

Alanís, F., G.J. 1981. Aprovechamiento de la flora nativa en el estado de Nuevo León. En: Primera Reunión Nacional sobre Ecología, Manejo y Domesticación de las plantas útiles del Desierto. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. SARH. Public. Esp. No. 31. México. pp 220-227.

Alvarez, R. R. 1984. Caracterización de los mecanismos de control de la latencia y germinación de las semillas de Parkinsonia aculeata. I: Respuesta de las semillas a los tratamientos para romper la latencia y sus implicaciones ecológicas. Revista de la Facultad de Agronomía. 13(1-4): 5-30.

Becerril, R. A. E. y Rodríguez, A. J. 1991. Uniformización de la terminología para los diferentes tipos de letargo en especies frutales. Memorias del IV Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. México. pp 226.

Benth. 1842. Acacia flexicaulis. Journal of Botany. The London. 1:505.

Berlandier, L. 1840. Mosaico mexicano 4:418. in Berlandier y Chovel, Diario Viaje Comisión de Límites, p. 293. 1850. Boletín de la Sociedad Mexicana de Geografía y Estadística. 5:126. 1857.

Besnier, R. F. 1989. Semillas; Biología y Tecnología. Mundi-Prensa. España. 637 p.

Brant, R. E.; McKee, G. W. and Cleveland, R. W. 1971 Effect of Chemical and Physical Treatment on Hard Seed of Pennicift Crown-vetch. Crop Science. 11: 1-6.

Camacho, M. F. 1990. Ruptura de la dormición de semillas de leguminosas mediante agua caliente, ácido sulfúrico y tiourea. X Coloquio de Investigación de la Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala. UNAM. México. Resumen 216.

Camacho, M. F. 1994. Dormición de Semillas; Causas y Tratamientos. Ed. Trillas. México. 125 p.

Camacho, M. F. y Morales, V. G. 1992. Métodos para el análisis del efecto de tratamientos sobre la germinación. Memoria de la Reunión Científica Forestal y Agropecuaria del Campo Experimental Coyoacán. Publicación Especial Número I. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, Campo Experimental Coyoacán. México. pp 282-290.

Camacho, M. F.; Rodríguez, L. A. y Alvarez, A. L. I. 1992. Inmersión en agua caliente para mejorar la germinación de semillas de retamas. Mem. de Resúmenes del III Congreso Nacional de Horticultura Ornamental. Univ. Aut. del Edo. de Morelos y Soc. Mex. de Hort. Ornamental. México. pp 19-20.

Coulter. 1890. Pithecolobium texense, Contributions From the United States National Herbarium. 1:37.

Coulter. (Benth). 1891. Pithecolobium flexicaule Contributions From the United States National Herbarium. 2:101.

Cronquist, A. 1987. Introducción a la Botánica. 2da Edición. Ed. Continental. México. pp. 848.

De la Garza D., M. y Ibarra T., M. 1991. Evaluación de la germinación y plántula en semilla de ébano (Pithecellobium flexicaule) en Marín N. L. Memorias del IV Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. México. pp 255.

Domínguez, A. F. A. y Sánchez V., A. 1989. Los sistemas agroforestales en México; un ensayo de integración de cuatro técnicas empleadas. En: Simposio Agroforestal en México: Sistemas y Métodos de Uso Múltiple del Suelo. Facultad de Ciencias Forestales Universidad Autónoma de Nuevo León. México. Tomo. I. pp 22-51.

Estrada, C. A. E. y Marroquín de la F, J. S. 1992. Leguminosas en Nuevo León. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad Autónoma de Nuevo León. Reporte Científico Número Especial 10. México. 258 p.

Estrada L, E.; Marín A, C.; Quintana R, V. y Paz, A. 1992. Germinación y Fenología: revisión bibliográfica. En: Estrada, L. E. (Comp.). Plantas Medicinales de México; Introducción a su Estudio. Universidad Autónoma Chapingo. México. pp. 397 - 410.

Flores, E. M. 1984. Estructura de la semilla y germinación de guanacastle (Enterolobium cyclocarpum). Resúmenes del IX Congreso Mexicano de Botánica. Sociedad Botánica de México. México. pp. 182-183.

Foroughbakhck, R., Peñaloza, W. R. and Stiene, H. 1987. Increasing productivity in the matorral of northeastern Mexico: strategies for classification and management of native vegetation for food production in arid zones (coordinated by Aldon, E.F.; Gonzalez Vicente, C.E.; Moir, W.H.) General Technical Report-Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station, USDA Forest Service No. RM-150, 90-98, 247.

Foroughbakhck, R. 1989. Tratamiento a la semilla de 14 especies forestales de uso múltiple de zonas de matorral y su influencia en la germinación. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Forestales. México. Reporte Científico Núm. 11. 19 p.

Foroughbakhck, R. 1992. Establishment and growth potential of fuel wood species in northeastern México. Agroforestry Systems. 19:95-108.

Foroughbakhck, R. y Heiseke, D. 1990. Manejo silvícola del matorral: raleo, enriquecimiento y regeneración controlada. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Forestales, Reporte Científico Núm. 19. México. 28 p.

González, K. V.; Camacho, M. F. y Carrillo S, J. 1992. Propagación y crecimiento en vivero de arbustos útiles para control de erosión. Memoria de la Reunión Científica Forestal y Agropecuaria del Campo Experimental Coyoacán. Publicación Especial Número I. SARH. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, CECOY. México. pp 247-256.

Grimm, C. and Führer, E. 1993. Biotic influences on the germination of Pithecellobium pallens and Pithecellobium ebano in northeast Mexico. International Tree Crops Journal. 7 (4) 209-222.

Hartmann, H. T. y Kester, D. E. 1987. Propagación de Plantas: Principios y Prácticas. Trad. Marino A, A. Continental. México. 760 pp.

Hernández, R. C. y Camacho, M. F. 1992. Inmersión en agua caliente para mejorar la germinación de semillas de huixcolote (Mimosa biuncifera Bentham). Memorias del XIV Congreso Nacional de Fitogenética. SOMEFI y Universidad Autónoma de Chiapas. México. pp 449.

Jordan, L. S. and Jordan, L. J. 1982. Effects of prechilling on Convolvulus arvensis L. seed coat an germination. Annals of Botany. 49(3): 421-423.

Lang, G. A. 1987. Dormancy: a new universal terminology. Hort Science 22(5): 817.

Lang, G. A.; Early, J. D.; Darnel, R. L. and Martin, G. C. 1987. Endo, Para y ecodormancy: physiological terminology and classification for dormancy research. HortScience 22(2): 371-377.

López, V. M. E. 1994. Ruptura de la latencia de semillas de Acacia farnesiana y Acacia shaffneri mediante agua caliente y ácido sulfúrico. Tesis Profesional. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM, México., 42 p.

Macbride. 1919. Samanea flexicaulis Contribution from the Gray Herbarium.n. ser. 59:2.

Maquire, J. D. 1962. Speed of germination aid selection and evaluation for seedling emergence and vigor. Crop Science. 2:176-177.

Manning, J. C. and Van Staden, J. 1987. The role of lents in seed imbibition and seedling vigour of Sesbania punicea (Cav) Benth. (Leguminosae: Papilionoideae). Annals of Botany. 59: 705-713.

Morales, V. G. y Camacho M. F. 1985. Formato y recomendaciones para evaluar germinación. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Publicación Especial No. 48. pp 23-138.

Moreno, M. E. 1984. Análisis Físico y Biológico de Semillas Agrícolas. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. México pp 105.

Muller. 1979. A new combination in Pithecellobium. Phytologia 41(6): 385 -386.

Nikolaeva, M. G. 1977. Factors controlling the seed dormancy pattern. En: Khan, A. A. (Ed.) Physiology and Biochemistry the Seed Dormancy and Germination . Elsevier/North Holland Biomedical Press. Holanda 50-73 pp.

Oliviera Toro, M. M. A., y Camacho M, F. 1992. Tratamientos para estimular la germinación de chapulixtle (Dodonaea viscosa (L.) Jacq). Memorias del XIV Congreso Nacional de Fitogenética. SOMEFI y Universidad Autónoma de Chiapas. México. pp 448.

Pennington, D. T. y Sarukhán, K. J. 1968. Arboles Tropicales de México, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Secretaría de Agricultura y Ganadería, México. FAO. pp 184.

Peñaloza, W. R. y Reid, N. 1989. Pasado, presente y futuro del uso de la tierra en el matorral tamaulipeco del noreste de México. En: Simposio Agroforestal en México: Sistemas y Métodos de Uso Múltiple del Suelo. Facultad de Ciencias Forestales Universidad Autónoma de Nuevo León. México. Tomo. II. pp 663-692.

Puig, H. 1970. Notas acerca de flora y vegetación de la Sierra de Tamaulipas. Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. México. 17: 37-49.

Ramírez, O. G. 1985. Ruptura de la latencia de diferentes semillas de leguminosas mediante tratamientos con agua caliente. Tesis Profesional de Biólogo. Fac. de Ciencias. UNAM. México. 103 p.

Ramírez, O. G. y Camacho, M. F. 1987. Tratamiento de semillas durmientes de plantas de importancia económica. Biología y otras ciencias 16 (1-4): 36-42.

Ramírez, G. M. 1994. Tratamientos para estimular la germinación de algunas especies forestales. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad Autónoma del Estado de México. México. 124 p.

Reid, M, Smith, M. S., Beyer, M, P. and Marroquin, J. 1987. A research strategy for ecological survey floristic and land use in the Tamaulipan thorn scrub North-eastern Mexico. En: Strategies for Classification and Management of Native Vegetation for Food Production in Arid Zones. USDA Fores Serv. Mountain Forest and Range Experimental Station RM-150. USA pp 32-38.

Reid, N.; Stienen, H. y Hempel, H. 1989. Uso de especies maderables del matorral para postes (estantes) en el Nor-Oeste de México. En: Simposio Agroforestal en México: sistemas y métodos de uso múltiple del suelo. Facultad de Ciencias Forestales Universidad Autónoma de Nuevo León. México. Tomo. II. pp 521-528.

Reid, N.; Marroquín, J. and Beyer-Munzel, P. 1990. Utilization of shrubs and trees of browse, fuelwood and timber in the Tamaulipan thornscrub, northeastern México. *Forest Ecology and Management* 36 (1) 61-79.

Resendez, T. S.; Velázquez, C. S.; Córdoba, S. De la Garza. D. M. 1990. Efecto de la fertilización nitrogenada (urea, gallinaza y su mezcla) a diferentes dosis en ebano (*Pithecellobium flexicaule*) en Marín, N. L. Memorias del XIII Congreso Nacional de Fitogenética. Sociedad Mexicana de Fitogenética y Escuela Superior de Agricultura "Hermanos Escobar". México. pp 536.

Reyes, P. 1978. Diseño de Experimentos Agrícolas. Trillas, México 344 pp.

Rodríguez, L. A. y Alvarez, A. L. I. 1992. Tratamientos para estimular la germinación en semillas con problemas de latencia. Tesis Profesional. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM, México., 301 p.

Rolston, M.P. 1978. Water impermeable seed dormancy. *The Botany Review*. 44 (33): 356-436.

Rosales, M. P. 1986. Efecto de tratamientos térmicos en presiembra de semilla dura e impermeable del género Acacia (*Acacia saligna* Labill. H. Wendl.). Tesis Profesional de Ingeniero Agrícola. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.. UNAM. México. 82 p.

Small. Bull. 1901. *Siderocarpus flexicaulis* *New York Botany Gard.* 2:91.

Sosa, C.A. 1987. Efecto del Tratamiento con agua caliente a temperaturas constantes y oscilantes sobre la germinación de semillas de Tamarindo (*Tamarindus indica*) Tesis Profesional UNAM Fac. Ciencias 53 pp.

Springfield, H. W. 1972. Optimum temperatures for germination of winter fat. *Journal of Range Management*. 25 (1): 69-70.

Rzedowski, J. 1978. Vegetación de México. Limusa. México. 432 p.

Standley, P. C. 1926. Trees and Shrubs of México. *Contribution from the United States National Herbarium* 23(1-5):396.

Stienen, H. 1990. The agroforestry Potential of Combined Production Systems in north-eastern México. *Agroforestry Systems* 11(1):45-69.

Vázquez, Y. C. 1975. The use of thermogradient bar in study of seed germination in Ocroma lagopus SW. *Turrialba* 25(3): 328-330.

Villalón, M. H. 1989. Comparación de tres métodos para la medición de volumen en verde de madera en 13 especies del matorral de la región de Linares N. L. En: Simposio Agroforestal en México: Sistemas y Métodos de Uso Múltiple del Suelo. Facultad de Ciencias Forestales Universidad Autónoma de Nuevo León. México. Tomo. II. pp 481-497.

Vines, R. A. 1960. The Shrubs and Woody Vines of the Southwest. University of Texas. Austin, USA. pp 514.

Vora, R.S. and Labus, Z. 1988. An investigation of Texas ebony seed provenances in the lower Rio Grande Valley, Texas. *Texas Journal of Science*. 40 (4) 452-454.

Vora, R.S.; Schumacher, R.W. and Labus, Z. 1988. Planting seeds of four south Texas native species under mulch cover. *Texas Journal of Science*. 40 (4) 456-458.

Vora, R.S. and Messerly, J.F. 1990. Changes in native vegetation following different disturbances in the lower Rio Grande Valley, Texas. *Texas Journal of Science* 42 (2) 151-158.

Walters, G. A.; Bonner, F. T. and Petteys, E. Q. P. 1974. Pithecellobium Mart. Blackbead. En: Schopmeyer, C. S. (Ed). Seeds of woody Plants in the United States USDA Forest Service. Agriculture Handbook. Núm. 450. pp. 639-640.

Werker, E. 1981. Seed dormancy as explained by anatomy envelopes. *Journal of Botany* 29: 22-44.

Wong, G. A.; Brechú, A. y Laguna, G. 1993. Influencia de la temperatura sobre la ruptura de la latencia de semillas de Iponea purpurea y Sicyos deppei. Libro de Resúmenes del XII Congreso Mexicano de Botánica. Sociedad Mexicana de Botánica. México. pp 273.