

124
2ej.



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**EVALUACION DE TRATAMIENTOS
PREGERMINATIVOS, SUBSTRATOS Y
FUNGICIDA SOBRE LA EMERGENCIA
DE DOS ESPECIES FORRAJERAS PARA
ZONAS ARIDAS (Mimosa biuncifera y
Atriplex nummularia)**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

B I O L O G O

P R E S E N T A :



**FACULTAD DE CIENCIAS
UNAM**

JUSTIN MARTIN PEREA PAZ
DIRECTOR
ING. EGRO. FRANCISCO CAMACHO MORFIN

México, D.F.

FACULTAD DE CIENCIAS
SECCION ESCOLAR

1995

FALLA DE ORIGEN

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis: EVALUACION DE TRATAMIENTOS
PREGERMINATIVOS, SUSTRATOS Y FUNGICIDA, SOBRE LA EMERGENCIA DE DOS
ESPECIES FORRAJERAS PARA ZONAS ARIDAS (Mimosa biuncifera y Atriplex
nummularia). JUAN MARTIN PEREA PAZ
realizado por

con número de cuenta 8225605-8 , pasante de la carrera de BIÓLOGO

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis
Propietario ING. AGR. FRANCISCO CANACHO MORFIN

Propietario M. EN C. JAIME JIMENEZ RAMIREZ.

Propietario BIOL. MARTHA JUANA MARTINEZ GORDILLO.

Suplente M. EN C. SUSANA VALENCIA AVALOS.

Suplente BIOL. CLAUDIA GALLARDO HERNANDEZ.

FACULTAD DE CIENCIAS



COORDINACION GENERAL
DE BIOLOGIA

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO
FACULTAD DE CIENCIAS

EVALUACION DE TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS, SUBSTRATOS Y FUNGICIDA SOBRE LA EMERGENCIA DE DOS ESPECIES FORRAJERAS PARA ZONAS ARIDAS (Mimosa biuncifera y Atriplex nummularia).

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O
PRESENTA:
JUAN MARTIN PEREA PAZ.
No. de Cuenta: 8225605-8

DIRECTOR:
ING. AGRON. FRANCISCO CAMACHO MORFIN

MEXICO, D. F. 1995

DEDICATORIA

A mis padres Jose Concepción y Micaela, por darme
lo mas valioso que todo ser debe apreciar,
la vida.
Asi como su ejemplo, amor, cariño y comprensión.

A mi esposa Claudia, por su gran paciencia y
ayuda moral que me brindo a lo largo
de la carrera.

A mis hermanos:
Yolanda, Tomás, Gloria
Martha, Emilia y Natalia.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México por sus enseñanzas recibidas.

Al Ing. Agron. Francisco Camacho Morfín por su acertada dirección y por las atenciones que desinteresadamente dedicó al trabajo y a mi persona durante la realización del mismo.

A la Biol. Martha Juana Martínez Gordillo, por sus enseñanzas y valiosas observaciones durante la revisión de esta tesis.

A la M. en C. Susana Valencia Avalos, quien realizó importantes sugerencias y observaciones a la tesis.

A la Biol. Claudia Gallardo Hernández, revisó críticamente el manuscrito y aportó valiosas sugerencias para mejorarlo.

Al M. en C. Jaime Jiménez Ramírez, por sus observaciones en la revisión de esta tesis.

A todos mis Maestros de la carrera, agradeciéndoles muy respetuosamente los beneficios recibidos mediante sus conocimientos.

Finalmente quiero expresar mi agradecimiento a todas y cada una de las personas que de una u otra manera ayudaron a la realización y término de esta tesis y no han sido mencionadas.

INDICE GENERAL

| | |
|--|----|
| 1.- RESUMEN..... | 1 |
| 2.- INTRODUCCION..... | 2 |
| 3.- OBJETIVOS..... | 4 |
| 3.1.- Objetivo general..... | 4 |
| 3.2.- Objetivos particulares..... | 4 |
| 4.- ANTECEDENTES..... | 5 |
| 4.1.- El huixcolote (<i>Mimosa biuncifera</i>)..... | 5 |
| 4.1.1.- Clasificación..... | 5 |
| 4.1.2.- Descripción..... | 5 |
| 4.1.3.- Distribución y hábitat..... | 7 |
| 4.1.4.- Tipos de vegetación..... | 8 |
| 4.1.5.- Fenología..... | 8 |
| 4.1.6.- Dispersión..... | 9 |
| 4.1.7.- Importancia..... | 9 |
| 4.1.8.- Propagación..... | 10 |
| 4.2.- La numularia (<i>Atriplex nummularia</i>)..... | 11 |
| 4.2.1.- Clasificación..... | 11 |
| 4.2.2.- Descripción..... | 11 |
| 4.2.3.- Distribución y hábitat..... | 13 |
| 4.2.4.- Tipos de vegetación..... | 13 |
| 4.2.5.- Fenología..... | 14 |
| 4.2.6.- Dispersión..... | 15 |
| 4.2.7.- Importancia..... | 15 |
| 4.2.8.- Propagación..... | 16 |
| 4.2.9.- Manejo..... | 17 |
| 4.3.- El Estrangulamiento..... | 18 |

| | |
|--|----|
| 4.3.1.- Sintomatología del estrangulamiento..... | 19 |
| 4.3.2.- Condiciones que favorecen el estrangulamiento..... | 20 |
| 4.3.3.- Control del estrangulamiento..... | 21 |
| 4.4.- Tratamientos sanitarios a las semillas..... | 21 |
| 4.4.1.- Desinfestación de las semillas..... | 22 |
| 4.4.2.- Tratamientos desinfectantes..... | 23 |
| 4.4.3.- Tratamientos protectores de semillas..... | 23 |
| 4.4.4.- Efecto de los fungicidas sobre la viabilidad de las semillas..... | 24 |
| 4.5.- Tratamiento sanitario del substrato de siembra..... | 25 |
| 4.5.1.- Tratamiento por Calentamiento..... | 25 |
| 4.5.2.- Tratamiento con Formol..... | 25 |
| 4.5.3.- Tratamiento con Biocidas..... | 26 |
| 4.5.4.- Fungicidas con gran efecto residual..... | 26 |
| 4.5.5.- Tratamiento por Solarización..... | 26 |
| 4.5.6.- Tratamiento con herbicidas..... | 26 |
| 4.6.- Limpieza de herramientas y recipientes de siembra..... | 26 |
| 4.7.- Prácticas de cultivo para restringir el estrangulamiento..... | 27 |
| 4.8.- Control del estrangulamiento cuando ya se ha ma- nifestado..... | 28 |
| 5.- MATERIALES Y METODOS..... | 29 |
| 5.1.- Material biológico..... | 29 |
| 5.2.- Tratamientos Evaluados..... | 29 |
| 5.3.- Tratamientos para eliminar la latencia..... | 29 |
| 5.4.- Substratos de siembra..... | 30 |
| 5.5.- Aplicación de fungicida..... | 32 |
| 5.6.- Unidad experimental..... | 32 |
| 5.7.- Diseño experimental..... | 32 |

| | |
|--|----|
| 5.8.- Registro de datos..... | 33 |
| 5.9.- Cálculo de índices para evaluar la emergencia..... | 33 |
| 5.10.- Índices para evaluar el estrangulamiento..... | 36 |
| 5.11.- Análisis Estadístico..... | 36 |
| 6.- RESULTADOS..... | 38 |
| 6.1.- Emergencia del huixcolote..... | 38 |
| 6.2.- Establecimiento del huixcolote..... | 41 |
| 6.3.- Emergencia de numularia..... | 43 |
| 6.4.- Establecimiento de numularia..... | 46 |
| 7.- DISCUSION..... | 49 |
| 8.- CONCLUSIONES..... | 53 |
| 9.- BIBLIOGRAFIA..... | 54 |

INDICE DE CUADROS

| | |
|---|----|
| Cuadro 1.- Colecciones de semillas empleadas en los experimentos realizados..... | 29 |
| Cuadro 2.- Tratamientos evaluados en el estudio de la emergencia de <u>Atriplex nummularia</u> y <u>Mimosa biuncifera</u> | 31 |
| Cuadro 3.- Substratos evaluados en el estudio de la emergencia de <u>Atriplex nummularia</u> y <u>Mimosa biuncifera</u> | 31 |
| Cuadro 4.- Variables de respuesta empleadas para estudiar la emergencia en <u>Atriplex nummularia</u> y <u>Mimosa biuncifera</u> | 37 |
| Cuadro 5.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de <u>Mimosa biuncifera</u> en relación con el sustrato, la inmersión en ácido y la aplicación de fungicida..... | 38 |
| Cuadro 6.- Emergencia de <u>Mimosa biuncifera</u> en relación con el sustrato y la inmersión en ácido sulfúrico previa a la siembra..... | 39 |
| Cuadro 7.- Porcentaje de emergencia en <u>Mimosa biuncifera</u> en relación con la inmersión en ácido sulfúrico previa a la siembra y la aplicación de fungicida..... | 40 |
| Cuadro 8.- Intervalo de emergencia (días) en <u>Mimosa biuncifera</u> en relación con la inmersión en ácido sulfúrico previa a la siembra y la aplicación de fungicida..... | 40 |
| Cuadro 9.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de <u>Mimosa biuncifera</u> en relación con el sustrato, la inmersión en ácido y la aplicación de fungicida..... | 41 |
| Cuadro 10.- Supervivencia de plántulas de <u>Mimosa biuncifera</u> en relación con el sustrato, la inmersión en ácido y la aplicación de fungicida..... | 42 |
| Cuadro 11.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con el sustrato, el remojo previo a la siembra y la aplicación de fungicida..... | 43 |

| | |
|---|----|
| Cuadro 12.- Calidad de emergencia en <u>Atriplex nummularia</u> en relación con el sustrato y la aplicación de fungicida..... | 44 |
| Cuadro 13.- Emergencia en <u>Atriplex nummularia</u> en relación con el tratamiento pregerminativo..... | 44 |
| Cuadro 14.- Emergencia de diásporas de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con el sustrato..... | 45 |
| Cuadro 15.- Emergencia en diásporas de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con la aplicación de fungicida..... | 45 |
| Cuadro 16.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con el sustrato, el remojo previo a la siembra y la aplicación de fungicida..... | 46 |
| Cuadro 17.- Supervivencia de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con el sustrato, la aplicación de remojo y de fungicida..... | 47 |
| Cuadro 18.- Establecimiento de plántulas de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con las diásporas sembradas y la aplicación de remojo..... | 47 |
| Cuadro 19.- Establecimiento de plántulas de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con la aplicación de fungicida Captán..... | 48 |
| Cuadro 20.- Establecimiento de plántulas de <u>Atriplex nummularia</u> en relación con el sustrato..... | 48 |

INDICE DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. Morfología de <u>Mimosa biuncifera</u> Bentham..... | 6 |
| Figura 2. Morfología de <u>Atriplex nummularia</u> Lindl..... | 12 |

1.- RESUMEN

El huixcolote (Mimosa biuncifera Benth.) y la numularia (Atriplex nummularia Lindl.) son arbustos capaces de crecer en suelos degradados, por erosión en el primer caso y por la salinidad en el segundo. Ambas especies están adaptadas a climas secos y tienen potencial forrajero, por lo que pueden emplearse en la búsqueda de opciones para el rescate de áreas dañadas, en las que se incluya la explotación pecuaria. Estas plantas presentan dos problemas en cuanto a su propagación tanto en vivero como en campo, uno es la necesidad de aplicar un tratamiento para eliminar la latencia de las semillas, el otro es el control de la mortandad de las plántulas debido al ataque de hongos del suelo; para solucionar estos problemas se realizó un experimento factorial en cada especie, en el que se evaluó el tratamiento pregerminativo, el sustrato de siembra y la aplicación de fungicida.

Se encontró que en Mimosa biuncifera, es necesario eliminar la impermeabilidad de la cubierta, con la inmersión en ácido sulfúrico concentrado por una hora; mientras que en Atriplex nummularia, el tratamiento de remojo por 48 hrs. seguido por secado, favoreció la emergencia significativamente, pero su efecto fue pequeño.

En las dos especies trabajadas el recubrimiento de las diásporas con el fungicida Captán previo a la siembra, tuvo efecto tóxico que se manifestó en una disminución del tiempo y el intervalo de emergencia, lo cual fue más acentuado en Atriplex nummularia. No obstante lo anterior, en Mimosa biuncifera, la aplicación de fungicida incrementó el porcentaje de emergencia, en un 10%.

En las dos especies, los menores porcentajes de emergencia se lograron, cuando las diásporas se sembraron en un lecho de tierra de monte y se les cubrió con este mismo material. El cubrimiento con gravilla de las siembras realizadas en tierra, incrementó tanto el porcentaje como el tiempo de emergencia de las plántulas; el efecto de esta práctica no se incrementó con la colocación de las semillas entre dos capas de gravilla sobre la tierra de monte. Ambas especies trabajadas, fueron capaces de germinar bien en un sustrato compuesto exclusivamente por gravilla.

Los porcentajes de plántulas emergidas que manifestaron estrangulamiento después de la emergencia fueron bajos, al parecer las mayores pérdidas ocurrieron antes de que ocurriera la emergencia e incluso antes de la germinación.

2.- INTRODUCCION

Debido a que México atraviesa por una serie de problemas que reducen la fertilidad de la tierra, básicamente por la erosión y el ensalitramiento de los suelos, es indispensable crear alternativas para recuperar la productividad, las cuales en corto plazo brinden beneficios económicos para el campesinado. Una de estas opciones, es la producción forrajera con plantas resistentes a la sequía.

Se sabe que los pastos protegen eficientemente al suelo de la erosión, pero tienen un bajo contenido de proteína, para ofrecer una mejor dieta a los herbívoros domésticos y silvestres se requiere incluir abustos forrajeros.

Dentro de la diversidad de plantas forrajeras que existen, y que se pueden considerar para su establecimiento en estas zonas erosionadas, que por lo general están en la parte norte del país, se tiene al gatuño o huixcolote (*Mimosa biuncifera* Benth.), una Leguminosae que coloniza sitios alterados y que además de fijar nitrógeno, tiene un alto valor nutricional para el ganado, especialmente caprino, el cual la ramonea.

En cuanto a la salinidad, entre las plantas forrajeras que pueden tolerarla se tiene a la numularia (*Atriplex nummularia* Lindl.), que es una Chenopodiaceae, que permanece verde todo el año y soporta las sequías.

Estas plantas presentan dos problemas en cuanto a su propagación en vivero y en campo: uno es la necesidad de aplicar un tratamiento para eliminar la latencia de las semillas, el otro es el control de la mortandad de las plántulas debido al ataque de hongos del suelo, el cual se conoce como estrangulamiento.

El presente trabajo se realizó con la finalidad de superar estos problemas, mediante la evaluación de algunas prácticas de manejo de siembra. Se decidió trabajar en condiciones similares a las que se tienen en almácigos que producen plantas para su trasplante a envases, considerando que las siembras densas en almácigo, son una práctica muy común en el país, y que en ellas el estrangulamiento se manifiesta con mayor gravedad.

Para eliminar la latencia se les aplicó un tratamiento elegido de acuerdo con la fisiología del mecanismo inhibitorio presente. En cuanto al control del estrangulamiento se optó por evaluar la aplicación de un fungicida protector. Estos pesticidas aunque han demostrado controlar los hongos, en ocasiones son tóxicos para las plantas, pues producen retrasos en el crecimiento. En el presente trabajo se pretendió determinar si el balance entre el control de los hongos y la fitotoxicidad, era favorable al establecimiento de las plántulas.

Otra alternativa para el control del estrangulamiento, es el uso de un substrato con buen drenaje y aireación. En la parte central de México se considera la tierra negra de monte, el

horizonte húmico del suelo de los bosques de coníferas, como el mejor sustrato para el cultivo de plantas en viveros forestales. El presente trabajo afrontó como alternativa, la sustitución de este material por otro con mejor drenaje y aireación y menor costo, por lo que se evaluó el uso de gravilla, un desperdicio del empleo de arenas de origen volcánico en la construcción.

En resumen, en el presente trabajo se abordaron tres problemas: a) evaluar una preparación de presiembra para eliminar la latencia, b) determinar la necesidad de aplicar un fungicida para el control del estrangulamiento y c) valorar el uso de gravilla como sustrato de siembra.

Para cubrir simultáneamente estos aspectos, en cada una de las especies de interés, se realizaron los experimento trifactoriales que se describen en el presente trabajo. El cual se desarrolló en el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, dentro de un proyecto de investigación sobre arbustos para la recuperación de áreas degradadas.

3.- OBJETIVOS

3.1.- Objetivo General.

Encontrar las prácticas de cultivo que permitan lograr un establecimiento exitoso de plántulas de Mimosa biuncifera y Atriplex nummularia en vivero.

3.2.- Objetivos Particulares.

- Evaluar el efecto del tratamiento con ácido sulfúrico en semillas de Mimosa biuncifera sembradas en suelo.

- Determinar el efecto del tratamiento de remojo con secado en semillas de Atriplex nummularia sembradas en suelo.

- Evaluar la respuesta de las dos especies a la aplicación de fungicida espolvoreado sobre su cubierta, previamente a la siembra.

- Determinar la efectividad de usar como substrato de siembra tierra negra y gravilla en la producción de estas especies.

4.- ANTECEDENTES

4.1.- El huixcolote (Mimosa biuncifera Bentham.).

4.1.1.- Clasificación.

De acuerdo con lo presentado por Cronquist (1981), la especie puede ubicarse taxonómicamente así:

| | |
|------------|------------------------------|
| División | Magnoliophyta |
| Clase | Magnoliopsida |
| Subclase | Rosidae |
| Orden | Fabales |
| Familia | Leguminosae |
| Subfamilia | Mimosoideae |
| Género | <u>Mimosa</u> |
| Especie | <u>Mimosa biuncifera</u> |
| | Bentham. Pl. Hartw. 12. 1839 |

En la literatura consultada se encontraron las siguientes sinonimias:

- Mimosopsis biuncifera Bentham. Brit and Rose, N. Am. Fl. 23: 176. 1928 (Scott, 1957)
- Mimosa prolifica S. Wats. Proc. Amer. Acad. 21:452 1886 (Matuda, 1981)

Por otra parte, Estrada y Marroquín (1992), mencionan que esta especie se considera muy afín con Mimosa aculeaticarpa Ort. Mart. Dec. 134. 1800., con la que es confundida frecuentemente, pues comparten su amplia área de distribución.

Estas especies se diferencian en que M. aculeaticarpa, tiene el cáliz y la corola glabros o casi glabros y las semillas de color café casi negro; mientras que Mimosa biuncifera tiene el cáliz y la corola pubescentes y las semillas son de color café (Espinosa, 1979).

A Mimosa biuncifera se conoce vulgarmente como "uña de gato" o "huixcolote" (Espinosa, 1979).

4.1.2.- Descripción.

Forma: arbusto de 0.6 a 3 m. de altura, con tallos erectos, ramificado desde su base (Estrada y Marroquín, 1992; Espinosa, 1979; Sánchez, 1976).

Ramas: anguladas en zig-zag, pubescentes, en cada nudo armadas de 1 a 2 espinas curvadas y de base ancha con un largo de 7-8 mm. (Estrada y Marroquín, 1992; Espinosa, 1979; Sánchez, 1976).

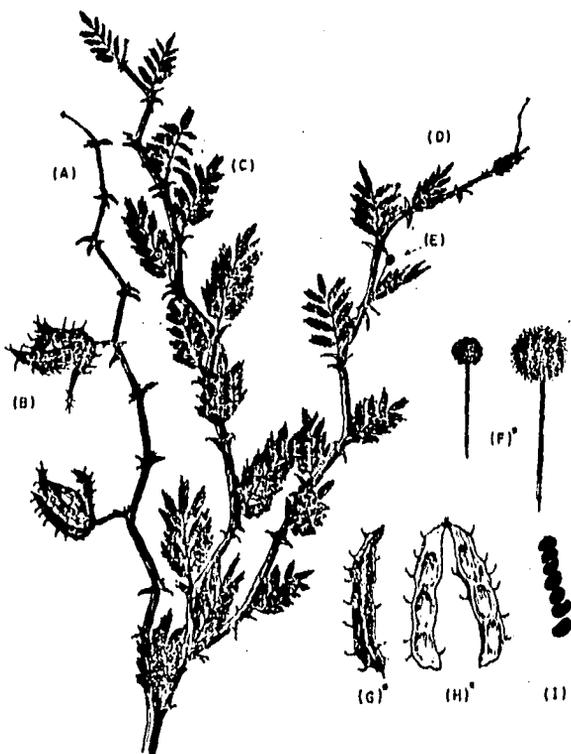


Figura 1. Morfología de *Mimosa biuncifera* Bentham.: A) Esquema de una rama seca que muestra fructificaciones y la disposición de las espinas en forma de uña de gato; B) Fructificación mostrando su disposición en el tallo; C) Rama en etapa vegetativa; D) Rama en floración; E) Disposición de las flores; F) Aspecto de la inflorescencia cerrada y abierta; G) Legumbre cerrada; H) Legumbre abierta mostrando su interior e I) Semillas (Tomado de Hernández, 1991).

* 2 X de aumento.

Hojas: alternas bipinnado compuestas, de 2 a 9 cm. de largo, de contorno generalmente oblongo; peciolo de 5 a 19 mm. de largo con estipulas subuladas, setáceas pubescentes, arriba de las espinas; raquis de la hoja armado con espinas curvadas; pinnas de 3 a 14 pares por hoja, 1.2 a 2 cm. de largo y de 1 a 1.4 mm. de ancho, cada una provista de cinco a doce pares de folíolos; éstos de 2 a 12 mm. de largo por un milímetro de ancho, ovales o linear-oblongos, asimétricos en la base, obtusos, redondeados o abruptamente agudos al ápice, glabros o diminutamente pubescentes, ciliados en los bordes, margen entero.

Flores: agrupadas en inflorescencias dispuestas en cabezuelas globosas, que semejan esferas blanquecinas o amarillentas, en ocasiones con tonalidades rosa, de 7 a 11 mm. de diámetro, en grupos de 3 a 6 en las axilas de las hojas, pedúnculos de 9 a 22 mm. de largo; cáliz campanulado, 0.9 a 1.1 mm. de largo, los lóbulos diminutos, diminuta y esparcidamente pubescentes; corola regular de 2.7 a 3 mm. de largo, con 5 pétalos, puberulenta o glabra; se tienen 10 estambres, libres, salientes; óvulos de 5 a 7.

Fruto: una legumbre linear u oblonga, que puede ser curvada ó recta, glabra ó pubescente y con extremos angostos; aplanada lateralmente, mide de 2 a 5 cm. de largo por 3 a 4 mm. de ancho, en cuyo margen engrosado, se pueden presentar espinas. El fruto se desprende en la madurez, la vaina contiene de seis a ocho semillas comprimidas.

Semillas: obovadas de 4 mm. de largo por 2 mm. de ancho, de color café.

4.1.3.- Distribución y hábitat.

Mimosa biuncifera presenta una amplia distribución encontrándose desde el sureste de Arizona y en Nuevo México hasta el oeste de Texas en los EUA, y de ahí a través de México, hasta el sur del Estado de Puebla, Méx. (Scott, 1957; Estrada y Marroquín, 1992). También se ha reportado más al sur, hasta el Estado de Oaxaca, México (Matuda, 1981 y Espinosa, 1979).

Esta amplia distribución se explica por la gran adaptabilidad a diversas condiciones ecológicas de zonas templadas, áridas y semiáridas. Altitudinalmente se le localiza desde los 600 hasta los 2650 m.s.n.m.

Los climas en que se desarrolla Mimosa biuncifera abarcan desde semiárido "BS" a templado "Cw" (según la clasificación de Köepen); el intervalo de temperatura media anual en los sitios en que habita, se encuentra entre los 12 y 22 °C, y la precipitación media anual entre 300 y 900 mm. (Grether, 1982).

Esta especie crece en suelos con texturas que van de ligeras a arcillosas, y cuya reacción varía de ácidos a ligeramente alcalinos, con un contenido de materia orgánica del 2% en las laderas y de un 4% en las planicies. En suelos profundos de

origen aluvial no es abundante, pero en lomerios pedregosos poco profundos, se observa un incremento en su abundancia lo mismo que en áreas sumamente erosionadas con grandes cárcavas y afloramientos de roca madre (Grether, 1982).

4.1.4.- Tipos de vegetación.

De acuerdo con la literatura consultada, las principales comunidades vegetales en las que M. biuncifera se encuentra como el componente más abundante o como un elemento secundario son las siguientes:

a) Matorral: en quebradas o partes erosionadas que delimitan planicies (Scott, 1957).

b) Matorral crassicaule: de dos a tres metros de altura en los Estados de Guanajuato, Hidalgo, Querétaro y México (Rzedowski, 1978).

c) Matorral alto subinerme: en altitudes de 2150 a 2300 m.s.n.m. (Rzedowski, 1978).

d) Matorral mediano: inerme en laderas donde se desarrollan encinares (Estrada y Marroquín 1992).

e) Pastizal con encino y enebro: sobre declives pedregosos y suelos con grava ó denudados en altitudes de 1500 a 2000 m.s.n.m. (Scott, 1957).

f) Pastizal con matorral: en que M. biuncifera tiene como máximo un metro de altura y forma manchones espesos asociados con otros arbustos (Scott, 1957). en el Valle de México en altitudes de 2300 a 2500 m.s.n.m. (Espinosa, 1979).

g) Pastizal: en el norte de México, en altitudes de 1800 a 2000 m.s.n.m. (Rzedowski y McVaugh, 1966).

h) Pastizales alterados: por pastoreo y actividades agrícolas abandonados por periodos prolongados (Scott, 1957; Humphrey, 1958; Johnston, 1963; Rzedowski y McVaugh, 1966).

4.1.5.- Fenología.

Mimosa biuncifera es un arbusto caducifolio, que pierde su follaje en invierno. Los primeros brotes del proceso de foliación se presentan a fines del mes de marzo y se prolongan durante todo el verano y parte del otoño. Las hojas maduran después de diez a quince días. Durante el invierno persisten únicamente los ramales (Grether, 1982).

La floración empieza a realizarse a principios de abril y dura hasta el mes de julio. La fructificación comienza en el mes de mayo y las legumbres persisten durante todo el invierno, lo

cual es importante porque puede coadyuvar a una mejor dispersión de la especie (Grether, 1982).

El comportamiento fenológico puede variar, según las condiciones ambientales que se presenten de una localidad a otra y de un año a otro (Grether, 1982).

4.1.6.- Dispersión.

Debido a que los frutos y las semillas no son muy ligeros, la dispersión por el viento es menor a 1.5 m., con lo que caen en el suelo cerca de la planta madre, lo que origina la formación de matorrales cerrados. En época de lluvias, los frutos y las semillas pueden ser arrastrados desde las partes altas hacia las planicies, con un radio de dispersión un poco mayor. La dispersión por medio de animales, tanto epizooica como endozooica es escasa ó nula, aunque la presencia de espinas en los bordes de los frutos, puede contribuir en la dispersión de las semillas por medio del pelo de los animales (Grether, 1982).

El análisis de excremento del ganado caprino, que frecuentemente "ramonea" los arbustos de Mimosa biuncifera, muestra la existencia de muy pocas semillas, que en su mayoría se encontraron deterioradas debido a su paso a través del tracto digestivo.

La actividad humana relacionada con las labores de limpieza en los terrenos destinados a labores agrícolas, favorece la diseminación de frutos y semillas en el propio terreno y en los alrededores donde se deposita o utilizan los arbustos cortados (Grether, 1982).

4.1.7.- Importancia.

Camargo, et al. (1994), citan que varias especies del género Mimosa (M. biuncifera, M. monacistra, M. bahamensis y M. tenuiflora), proporcionan forraje para caprinos, leña, cercas vivas, flores melíferas, así como principios medicinales y cosméticos, también son plantas útiles para el control de la erosión. Estas especies son oportunistas en sitios perturbados, donde llegan a ser dominantes.

El huixcolote (Mimosa biuncifera) comparte estas características, por lo que se le ha propuesto como un arbusto útil para reforestar áreas tepetatosas (Rosales y Camacho, 1986). Básicamente para aprovechar su potencial como planta forrajera para áreas severamente erosionadas; Grether (1982), menciona que el ganado caprino la ramonea con avidez.

Además, se utiliza como "alambre de púas" en la protección de jardines y huertos rurales (Hernández, 1991).

El huixcolote es capaz de rebrotar del tocón cuando se pierde la parte aérea (Grether, 1982); ésto, aunado con el abun-

dante aporte de hojarasca que efectúa, son características que lo hacen un recurso vegetal útil en la recuperación de suelos, por lo que se sugiere estudiar su capacidad para fijar nitrógeno.

Monroy, et al. (1990) encontraron que Mimosa biuncifera es una de las principales especies que funcionan como nodrizas para gramíneas, en zonas áridas del Valle de Actopan, incluso proponen el uso de este fenómeno en combinación con microdunas, para acelerar la regeneración ecológica en ambientes similares. Otras nodrizas de gramíneas que se detectaron son: Prosopis laevigata, Condalia mexicana y Myrtillocactus geometrizans, así como varias especies del género Opuntia.

4.1.8.- Propagación.

Parra (1984) encontró que las semillas de Mimosa albida, M. arenosa, M. camporum y M. tenuiflora son impermeables, para obtener germinación escarificó mediante un corte con navaja en la testa del lado opuesto al micrópilo.

Rosales y Camacho (1986) mencionan que las semillas de M. biuncifera tienen dificultades para germinar, debido a que son impermeables; es decir que de acuerdo con la clasificación de tipos de latencia en semillas propuesta por Nikolaeva (1969), presentan latencia física.

Hernández y Camacho (1992) evaluaron tratamientos con agua caliente en semillas de M. biuncifera, colectadas en el municipio de Naucalpan, las cuales sin tratamiento tenían un 15% de germinación, un 54% de semillas impermeables y un 31% de semillas muertas.

Estos autores encontraron que con inmersiones en agua a 62 y a 72 °C por períodos de 3 a 9 min., se obtenían germinaciones superiores a la del testigo; la inmersión a 72 °C de 3 a 6 min., produjo una germinación tan alta como la de las semillas que se les cortó la testa, entre un 75 y un 50%. El tratamiento a dicha temperatura durante 12 min., redujo la germinación, debido a que se incrementó el número de semillas muertas; lo mismo ocurrió con las inmersiones a 82 y 92 °C donde la germinación fue prácticamente nula.

En cuanto al tiempo de germinación, Hernández (1991) menciona que las semillas perforadas manualmente tardaron 4 días en germinar, mientras que las tratadas con agua a 75 °C por 3 y por 6 min., germinaron en 10 días aproximadamente.

González y Camacho (1994) encontraron que aparte de la impermeabilidad de las semillas, la baja emergencia que tiene el huixcolote, se debe a un alto porcentaje de semillas que se pudren en el suelo.

4.2.- La numularia (Atriplex nummularia Lindl.).

4.2.1.- Clasificación.

De acuerdo con lo presentado por Cronquist (1981), la especie puede ubicarse taxonómicamente así:

| | |
|----------|--|
| División | Magnoliophyta |
| Clase | Magnoliopsida |
| Subclase | Caryophyllidae |
| Orden | Caryophyllales |
| Familia | Chenopodiaceae |
| Género | <u>Atriplex</u> |
| Especie | <u>Atriplex nummularia</u> Lindl. in Mitch. Fourn. Trop. Austr. (1948) 64.- Austral. |

Esta planta es originaria de Australia donde se le llama Old man saltbush (Beadle, 1952). Por otra parte, Namur (1989) menciona que en América del Sur, Atriplex nummularia es comúnmente llamada sampa australiana; en México se le conoce como "numularia".

4.2.2.- Descripción.

Forma: Arbusto erecto, en general dioico, con muy bajo porcentaje de individuos hermafroditas; esta planta puede alcanzar de 2 a 3 m. de altura, las raíces alcanzan profundidades de 2 a 5 m. (Beadle, 1981; Harvard-Duclos, 1969; Munz y Keck, 1970).

Ramas: estriadas, pulverulentas o casposas (Munz y Keck, 1970).

Hojas: numerosas de color azul-verde, de 3 a 6.5 cm. de largo y con un ancho similar, escasamente crispadas, enteras o poco aserradas, redondeadas u obtusas; pecíolo corto, su textura es pulverulenta o casposa, pues acumula sales en las hojas (Munz y Keck, 1970; Black, 1954).

Las hojas en Atriplex nummularia tienen los cloroplastos concentrados en la vaina de los haces vasculares, con pocos y pequeños cloroplastos en las células del mesófilo; es decir que se presenta una disposición anatómica Kranz (Beadle, 1952 y 1981).

Flores: las masculinas agrupadas en espigas cortas, formando panículas a lo largo. Flores femeninas en densas panículas compuestas (Munz y Keck, 1970). Las flores no tienen perianto, sino que están protegidas por dos bractéolas, el ovario contiene un solo óvulo (Beadle, 1952).

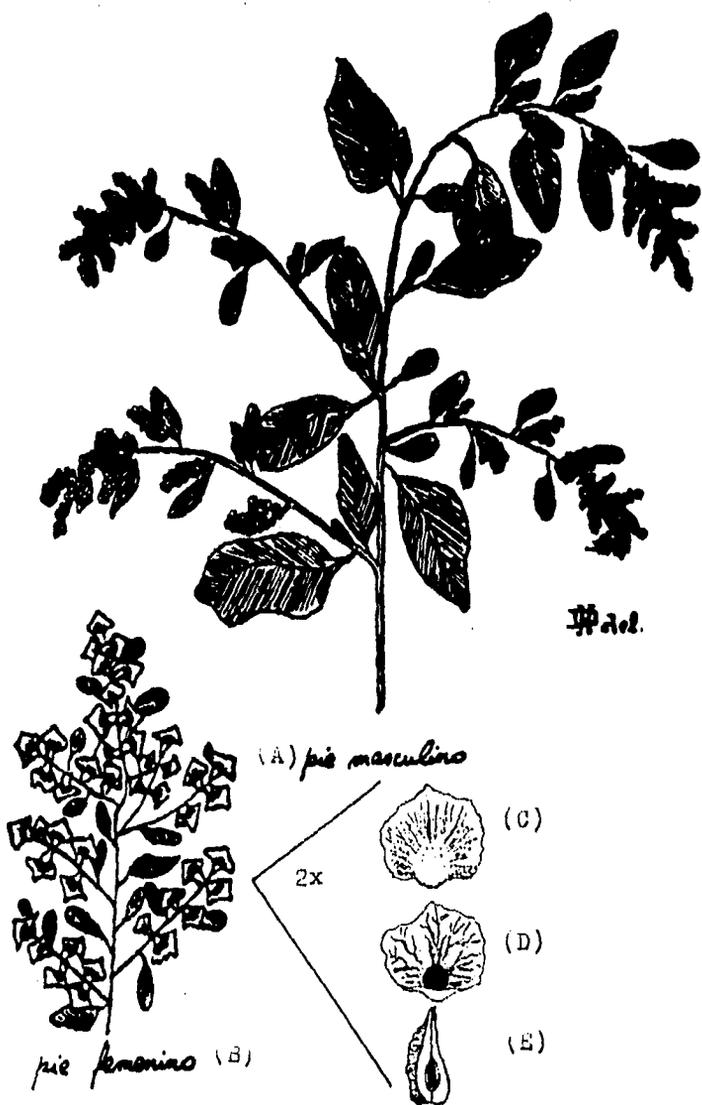


Figura 2. Morfología de *Atriplex nummularia* Lindl.: A) Pie masculino, B) Pie femenino, C) Diáspora formada por dos bracteolas lateralmente apretadas y cerradamente comprimidas sobre el fruto, D) Diáspora con una bractéola removida, E) Corte longitudinal de la diáspora (A y B tomados Harvard-Duclos, 1969; C, D y E tomados de Beadle, 1952).

Fruto: un utrículo con brácteas sésiles gruesas y cortas unidas en la mitad o en medio, como cajas redondeadas, de 5 a 12 mm. de largo (Beadle, 1952). Subenteras o toscamente poco dentadas, con una fuerte acumulación de sales (Munz y Keck, 1970). Después de la fertilización, las dos bractéolas se alargan y encierran al fruto, quedando así constituida la diáspora, en la cual las bractéolas están lateralmente apretadas y cerradamente comprimidas contra el fruto, únicamente están unidas cerca de su base, generalmente contienen una sola semilla, la cual frecuentemente se aborta. El pericarpio membranoso, no está unido a la semilla, es un tejido sumamente delicado (Beadle, 1952).

Semillas: con forma lenticular, de color gris-café o café, de 1.5 a 2 mm. de diámetro (Beadle, 1952; Munz y Keck, 1970). A diferencia de otras especies del género *A. nummularia* no presenta semillas oscuras impermeables al agua, como ocurre por ejemplo en *A. semibaccata* y *A. inflata* (Beadle, 1952).

4.2.3.- Distribución y hábitat.

Se trata de una especie introducida a México desde Australia aproximadamente en 1978, principalmente en los terrenos salitrosos del ex-Lago de Tezcoco, Estado de México, y en las zonas áridas del norte, en Baja California, Coahuila, Chihuahua, Durango, Sonora, San Luis Potosí y Baja California (Garzón, 1986).

En los altamente salitrosos suelos del ex-Lago de Tezcoco, *Atriplex nummularia* presentó buena adaptación y se desarrolló en sitios pastizados con zacate salado (*Distichlis spicata*), en suelos cuya conductividad eléctrica alcanza 27 mh/cm., donde hay humedad se observaron individuos que rebasan los 2 m. de altura y de diámetro de cobertura, incluso han encontrado individuos fugados de cultivo (Garzón, 1986).

En el Continente Americano, también se le encuentra cerca de los Angeles, California, EUA (Munz y Keck, 1970), así mismo se ha introducido a América del Sur, donde se ha plantado en áreas que tienen desde 150 mm. hasta 1500 mm. anuales de precipitación (Namur, 1989).

A. nummularia se distribuye naturalmente en Australia, dentro del área de la isoyeta de los 400 mm. de precipitación, extendiéndose hasta sitios más áridos con alrededor de 125 mm. (Beadle, 1952).

4.2.4.- Tipos de vegetación.

En México se ha introducido en zonas áridas del norte del país, sobre todo en sitios con problemas de salinidad, hasta la fecha no se han encontrado evidencias de que la especie tienda a naturalizarse, ni a establecerse masivamente a partir de individuos fugados de cultivo (Camacho, 1994, Comunicación Personal).

Dentro de su distribución natural en Australia, la especie se distribuye ampliamente en las zonas áridas y semiáridas, desde la franja del desierto de Simpson, con una media anual de 160 mm. pero recibiendo humedad adicional de los riachuelos, hasta el área de Deniliquin con una precipitación media anual de 410 mm., en el este y en el oeste a través de la planicie de Nullarbor (Beadle, 1981).

a) Matorrales: los arbustos silvestres de Atriplex nummularia en Australia, comúnmente alcanzan una altura de 2 m. y forman matorrales altos en áreas relativamente pequeñas, usualmente en suelos arcillosos aluviales profundos. En la planicie de Nullarbor, se desarrolla en los aparentemente delgados suelos de arcillas café rojizas de 25 a 40 cm., en los que aparentemente las raíces se extienden a través de las grietas de la piedra caliza subyacente.

b) Bosques abiertos: en Australia es frecuente encontrar Atriplex nummularia como estrato bajo en bosques de eucaliptos, tanto en el este (Eucalyptus largiflorens y E. microtheca) y en el oeste (E. salmonopholia y E. salubris), así como en el noroeste donde a veces se asocia con Acacia cambagei y en el sureste con A. pendula. Es probable que el área de distribución de la especie fuera originalmente mucho más grande; se sabe que el pastoreo continuo tiende a eliminar a Atriplex nummularia (Beadle, 1981).

c) Vegetación secundaria: su uso como seto en las granjas de Australia, ha producido que Atriplex nummularia haya colonizado áreas en las que no se presentaba, como ha ocurrido en Broken Hill (Beadle, 1981). En estos casos Atriplex nummularia domina la vegetación y forma masas puras, se puede presentar un estrato más bajo de A. vesicaria en el que se puede encontrar también Rhago-dia spinescens y en la planicie de Nullarbor se asocia con Maireana sedifolia; las plantas anuales y subarbustos que se presentan son algunas especies anuales de Atriplex y de Bassia (Beadle, 1981).

Se ha encontrado que pueden crecer en pH ligeramente ácido, con valores menores a los que ocurren en su hábitat natural (Beadle, 1952).

En Australia, bajo sobrepastoreo, Atriplex nummularia tiende a ser eliminado de la vegetación y es substituido por especies anuales del género como pueden ser A. semibaccata y A. inflata (Beadle, 1952 y 1981).

4.2.5.- Fenología.

Es un arbusto de crecimiento relativamente rápido, algunas plantas superan el 1.5 m. a los 2.5 años de edad, incluso pueden alcanzar hasta los 3 m.; florece por primera vez, a los 1.5 años de establecida y su mayor crecimiento se produce a fines de verano y otoño (Harvard-Duclos, 1969; Namur, 1989).

Las plantas femeninas son perennifolias y las masculinas semidecíduas, ambas con gran resistencia a bajas temperaturas, por lo que no se defolían completamente en el invierno (Harvard-Duclos, 1969; Munz y Keck, 1970; Namur, 1989).

4.2.6.- Dispersión.

Gran parte de la producción de semillas permanece mucho tiempo sobre la planta, posteriormente es depositada en el suelo cerca de la base de la planta madre (Beadle, 1952).

4.2.7.- Importancia.

Esta planta produce forraje todo el año, lo cual es valioso especialmente en el periodo de sequía. Se desarrolla en toda clase de suelos pero prefiere los arenosos y arcillosos (Harvard-Duclos, 1969), se puede establecer en sitios con bajas precipitaciones (desde 150 mm.) y con heladas invernales, así como en suelos salitrosos (Namur, 1989).

Namur (1989) menciona que en América del Sur, de todos los arbustos de su género, *Atriplex nummularia* es el más preferido por los animales y es el de mayor resistencia a la sequía; además, que el follaje de esta planta tiene un alto valor nutritivo, con un promedio de un 12% de proteína digerible a través del año.

Otra cualidad de la especie es que la fijación del bióxido de carbono se puede dar por la vía C4 del ácido dicarboxílico, el cual provee a las plantas con una alta tasa de fotosíntesis (Beadle, 1952 y 1981).

Como ornamental, se considera vistoso el color azulado de sus hojas, en Australia *Atriplex nummularia* se emplea frecuentemente como seto alrededor de las granjas (Beadle, 1981); en México, se encontró que la especie no toleró el maltrato debido al vandalismo en una plantación urbana que tuvo fines ornamentales (Ortega, 1992).

Una posible limitante en su empleo, es que se presenta una gran acumulación de sales en el suelo bajo los arbustos de *Atriplex nummularia*, el cual puede llegar a alcanzar concentraciones similares a las presentes en las hojas, resultado de una caída constante de hojarasca sobre el suelo (Beadle, 1981). Este problema puede ser controlado mediante el pastoreo o podas de follaje, que reduzcan la acumulación de materia muerta sobre el suelo, y que pudiera emplearse como una estrategia de desalinización biológica de los suelos.

4.2.8.- Propagación.

El primer aspecto ligado a los bajos porcentajes de germinación que se tienen en Atriplex nummularia, es que debido a fallas en la fertilización de las flores y al ataque de los insectos, muchas diásporas son vanas, es decir que carecen de semillas (Beadle, 1952). La proporción de diásporas llenas, o sea con semilla desarrollada, que tiene en una cosecha, varía de un 10 a un 84% (Jones, 1968).

Por otra parte, las bracteólas dificultan la germinación, se considera que ésto se debe a la presencia de sales, básicamente cloruros, especialmente de sodio, cuyo contenido supera la cantidad a la que es posible que se realice la germinación de las semillas extraídas de las diásporas (Beadle, 1952).

En relación con lo anterior, se encontró que en diásporas completas sembradas sobre papel filtro e incubadas a 20 °C, se obtuvo un 70% de germinación hasta los 21 días, mientras que en las semillas extraídas se logró un porcentaje mayor en tan solo 7 días; la germinación de estas últimas no es afectada por la disponibilidad de luz, el contenido de bióxido de carbono y el pH (Beadle, 1952).

El estímulo germinativo obtenido con la extracción manual de las semillas de las bracteólas, puede estar también relacionado con la ruptura del pericarpio, pues generalmente esta cubierta se fragmenta e incluso se pierde durante la manipulación (Beadle, 1952).

No obstante lo anterior, el establecimiento en campo de Atriplex nummularia no se mejora cuando se eliminan las bracteólas por frotamiento o molido, con el propósito de extraer la semilla (Malcom, 1989).

Las semillas extraídas, pueden geminar a temperaturas de 0 a 35 °C en algún porcentaje, las óptimas se encuentran en el intervalo de 20 a 25 °C. A una temperatura constante de 35 °C, se encontró una baja germinación, y la muerte de muchas de las plántulas en poco tiempo. Exposiciones breves a 35 °C por 3 y 6 hrs., con el resto del día a 20 °C, no dañaron la germinación, ni en velocidad ni en porcentaje (Beadle, 1952).

Para reducir el contenido de sales de las diásporas e incrementar la germinación, se ha recomendado remojar las diásporas en agua corriente de 24 a 72 hrs. (Namur, 1989), la información encontrada respecto del efecto de este tratamiento fue contradictoria.

Beadle (1952) y Jones (1968) encontraron que remojar las diásporas por un día y sembrarlas saturadas, inhibió la germinación. Mientras que cuando las diásporas remojadas se secaron superficialmente con toallas de papel, tuvieron un buen porcentaje de germinación (70%), aunque el proceso se realizó más lentamente que en el testigo.

En cambio, González, *et al.* (1992) en siembras realizadas en tierra de monte en invernadero, encontraron que la aplicación de 48 hrs. de remojo seguido por secado, produjo una germinación superior a la de las semillas sin tratamiento, aunque la ventaja fue de apenas un 5%.

Respecto a la aplicación de otros tratamientos, Avilés (1991) encontró que en diásporas de Atriplex nummularia sembradas en el período de primavera-verano, una inmersión en ácido gibérelico a 10,000 ppm por 24 hrs., produjo un 62.5% de germinación, la cual superó a la del testigo que fue de 1.5%. En el período de otoño-invierno, el tratamiento que produjo los mejores resultados fue la inmersión en una solución de giberelina a la misma concentración por 12 hrs., con lo que se consiguió un 66.5%, mientras que el testigo obtuvo un 54%.

En cualquier planta, la germinación y sobre todo la emergencia, es influenciada por la profundidad de siembra y por el material que cubra a las diásporas; es preferible una siembra superficial cubierta con un material suelto de partículas grandes, pues la formación de una costra dificulta mucho la emergencia (Besnier, 1988; Malcom, 1989).

Un ejemplo de esto es que González, *et al.* (1992) obtuvieron emergencias menores al 30%, en A. nummularia en siembras realizadas en tierra de monte y cubiertas con esta misma, cuando las siembras se cubrieron con gravilla, el número de plantas se incrementó en cerca de un 10%.

Las semillas almacenadas de cuatro a cinco años, mantuvieron el 70% de su viabilidad, no obstante, después de 8 años de almacenamiento ésta disminuyó hasta el 10% (Beadle, 1952).

En la naturaleza, la regeneración por semillas no se ha estudiado en México, pero se sabe que en la planicie de Nullarbor, Australia, se realiza en espacios abiertos, sin una densa vegetación y que no están sometidos al pastoreo, donde Atriplex nummularia puede estar asociado con Maireana sedifolia (Beadle, 1981). Atriplex nummularia perdura poco en los bancos de semilla acumulados en el suelo, debido a que carece de semillas impermeables, como ocurre por ejemplo en A. semibaccata y A. inflata (Beadle, 1952).

4.2.9.- Manejo.

De acuerdo con Harvard-Duclos (1969), la siembra de A. nummularia se efectúa depositando las diásporas al voleo sobre la tierra labrada a 0.08 m., en bandas distantes 3 m., con lo que se requieren de 16 kg. de semilla por Hectárea.

Malcom (1989) presenta un método de siembra directa de diásporas de algunas especies de Atriplex en sitios salinos, en el que éstas se depositan superficialmente en el suelo, se les cubre

con una capa delgada de vermiculita y el conjunto se fija con una ligera aspersión de pintura de látex; de color negro si se requiere incrementar la temperatura del suelo, o blanco si la temperatura del aire es relativamente alta. La preparación requerida del suelo, consiste en un barbecho seguido por el trazo de surcos en forma de "V", cuyo fondo puede estar elevado sobre el nivel general del terreno, en caso de riesgo de inundación. La siembra se hace en el fondo de los surcos estableciendo matas cada 1.5 m.

Namur (1989), considera que el principal inconveniente para el manejo de A. nummularia en los agostaderos, es el poco éxito que tienen las siembras directas en campo, por lo que recomienda realizar siembras en macetas de polietileno de 10 a 12 X 20 cm. perforadas en su base, colocando de 5 a 7 semillas por recipiente de preferencia en invernadero; la germinación se inicia entre los 7 y 10 días de la siembra, en este período debe tenerse cuidado con el ataque de los hongos a las plántulas, por lo que sugiere aplicar un fungicida. También se pueden sembrar en semilleros y transplantar a envases (Harvard-Duclos, 1969).

Namur (1989) sugiere que las plantas permanezcan en invernadero de 4 a 5 meses, y que la plantación se efectúe cuando tengan una altura de 18 a 20 cm., Harvard-Duclos (1969) considera que deben alcanzar los 30 cm., lo cual puede requerir de un año de cultivo.

La plantación en lugares áridos debe de realizarse, de preferencia después de una lluvia, se aconseja dejar una distancia de 2 m. entre plantas y de 3 m. entre hileras, o bien 3 x 3 m. (Namur, 1989). También se puede hacer una plantación combinada, con nopales (Opuntia), a razón de una hilera de cactus por dos de Atriplex nummularia (Harvard-Duclos, 1969).

Por permanecer verde durante todo el año es atacada por conejos y liebres, sobre todo en las temporadas secas, por lo que conviene proteger las plantas durante los primeros meses con chapas de 70 X 50 cm., provenientes de las láminas de las que se sacan las corcholatas (Namur, 1989).

Para complementar la nutrición de las cabras, en pastoreo extensivo, se sugiere dar una hora de pastoreo en plantaciones cercadas de Atriplex nummularia. El pastoreo se debe iniciar cuando las plantas tienen una altura de 1.5 m. (Namur, 1989).

4.3.- Estrangulamiento.

El estrangulamiento es una afección que consiste en la pudrición de semillas y plántulas en el suelo debidas al ataque de microorganismos, a la cual se le denomina también: ahogamiento, caída de las plántulas, chupadera, damping off, mal de los semilleros, secadera y tristeza.

Los microorganismos causantes del estrangulamiento son hongos, principalmente de los géneros Alternaria, Botrytis, Fusarium, Coloscypha, Phytophthora, Pythium, Rhizostonia y Tricothelium (Campbell y Landis, 1990; Hartmann y Kester, 1987; Gómez y Yañez, 1963).

Estos hongos son omnipresentes, pues en la mayoría de los casos, se trata de habitantes del suelo con hábitos saprófitos, por lo que se les considera como parásitos facultativos primitivos y no especializados en el hospedero. El estrangulamiento es una afección oportunista, la cual requiere que los tejidos vegetales no estén lignificados (Flinta, 1960; Hartmann y Kester, 1987; Gómez y Yañez, 1963)

De acuerdo con el origen del material causante del estrangulamiento, se tiene (Hartmann y Kester, 1987 y Landis, 1989):

a) Infección primaria: la que se origina a partir de esporas presentes en el agua de riego, en las semillas, o en el sustrato de siembra.

b) Infección secundaria: la que es transmitida de plantas atacadas a plantas sanas, el contagio puede efectuarse mediante el desarrollo de las hifas del micelio y a partir de esporas producidas en las plantas enfermas.

4.3.1.- Sintomatología del estrangulamiento.

Dependiendo de la etapa del desarrollo de las plántulas en que se presente el ataque de los hongos, el estrangulamiento se puede manifestar de las siguientes formas según Hartmann y Kester (1987):

a) Estrangulamiento preemergente: consiste tanto en que las semillas se pudren en el suelo sin germinar, como en que las plántulas mueran infectadas por los hongos antes que sus tallos logren salir del suelo.

b) Estrangulamiento postemergente temprano: las plántulas recién emergidas pueden desarrollar una pudrición del tallo cerca de la superficie del medio, la cual se manifiesta como un estrechamiento y debilitamiento del tallo, que hace que la plántula deje de estar erguida y caiga, poco tiempo después toda la plántula termina por pudrirse. En algunas especies, como por ejemplo los pinos, la infección por hongos se manifiesta también en la pudrición y ruptura de los cotiledones.

c) Estrangulamiento postemergente tardío ó tallo de alambre: se manifiesta algún tiempo después de la emergencia, con un daño consistente en que el tallo de las plantas queda anillado por un estrechamiento, el cual puede ser alargado. Las plántulas permanecen vivas algún tiempo después de manifestar el daño, e incluso en ocasiones se mantienen erguidas, pero el desarrollo de estos individuos es lento y mueren semanas después de la infección.

d) Estrangulamiento radicular, Pudrición de la raíz o Tristeza: en individuos que han pasado la etapa de plántulas, las raicillas son atacadas por la descomposición, lo que produce que en un principio las plantas dejen de crecer, posteriormente se marchitan y finalmente mueren.

4.3.2.- Condiciones que favorecen el estrangulamiento.

El ataque a las plántulas por parte de los hongos presentes en el suelo, requiere que se cumplan una serie de circunstancias, tanto propias de la planta como del medio ambiente, entre las que se tienen las siguientes:

a) Inherentes a las plantas: como los hongos del suelo atacan principalmente a los tejidos sin lignificar, el estrangulamiento es un problema propio de las semillas y las plántulas. Por otra parte se tienen especies que son más susceptibles que otras a esta afección (Gómez y Yañez, 1963).

El estado sanitario de las semillas es importante, pues pueden ser portadoras de esporas de los hongos. Los riesgos se incrementan cuando transcurre un largo período entre la cosecha y la siembra, debido a que el envejecimiento de las semillas, disminuye su resistencia al ataque de los hongos y hace lenta la germinación (Hartmann y Kester, 1987).

b) Inherentes a la atmosfera: humedades relativas superiores al 50%, incrementan la incidencia del estrangulamiento, pues favorecen el desarrollo de los hongos sobre materiales presentes en la superficie del suelo. Es por esto que los riesgos se incrementan durante la estación lluviosa del año (Flinta, 1960; Gómez y Yañez, 1963; Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989).

Las temperaturas "altas", entre los 20 y 30 °C, favorecen la incidencia del estrangulamiento, lo mismo que una escasa ventilación e iluminación de las siembras (Hartmann y Kester, 1987).

c) Inherentes al sustrato de siembra: la textura es muy importante, lo mismo que su estructura, debido a que determinan el drenaje y la ventilación, un sustrato de partículas finas y compactado favorece más el ataque del estrangulamiento, que uno compuesto por partículas grandes y sueltas. El contenido de agua también es determinante, ya que conforme se incrementa, mejora las condiciones para el crecimiento de los hongos. El desarrollo de éstos es favorecido por la presencia de materia orgánica poco descompuesta, lo mismo que por un contenido de nitrógeno relativamente alto (Beristain, 1981; Flinta, 1960; Gómez y Yañez, 1963; Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989; Treviño, 1981).

Una reacción del suelo alcalina, es decir, con pH superior a siete, y la presencia de sales, son aspectos favorables para la manifestación del estrangulamiento (Beristain, 1981; Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989; Treviño, 1981).

Finalmente, se tiene a la flora del suelo, debido al manejo al que ha estado sometido, se tienen lugares que presentan altas concentraciones de esporas y micelio.

d) Inherentes a las prácticas de cultivo: las siembras densas en almácigo, son las más susceptibles de presentar estrangulamiento, ya que las infecciones primarias en algunas plantas producen el inóculo que causa infecciones secundarias en las plantas que las rodean (Gómez y Yañez, 1963). En las siembras directas en envases, el problema básico son las infecciones primarias, ya que los envases actúan como barreras físicas a la extensión del problema. Se ha encontrado que los riesgos del estrangulamiento se incrementan conforme aumenta el número de semillas colocadas por envase (Liegel y Venator, 1987).

4.3.3.- Control del estrangulamiento.

Debido a la agresividad del problema y a que por lo general no es posible curar a las plantas afectadas, es necesario tomar medidas profilácticas, es decir evitar que el estrangulamiento se presente.

Se requiere de programas en que se integre la reducción o eliminación del material contaminante (hifas y esporas) en los propágulos de las plantas trabajadas, así como en las herramientas utilizadas y los substratos de siembra, también es necesario evitar condiciones ambientales que favorezcan la aparición del ahogamiento (Campbell y Landis, 1990; Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989).

Es necesaria también la integración de estos aspectos, ya que es inútil desinfectar el medio de crecimiento y sembrar semillas sin desinfectar, por la contaminación que puede hacerse; lo mismo sucede cuando se eliminan los contaminantes presentes en la superficie externa de las semillas, y se siembra en un medio sin esterilizar (Hartmann y Kester, 1989 y Landis, 1989).

La aplicación de compuestos fungicidas comerciales, ha tenido gran aceptación, pues pueden reducir las pérdidas de plantas en substratos sin desinfectar, mediante la siembra de semillas tratadas con estas sustancias, sin embargo se ha observado que los compuestos usados pueden afectar la viabilidad de las semillas, retardar el crecimiento, ser tóxicos para el ser humano y contaminantes del medio ambiente, por lo que se tiende a evitar su empleo excesivo (Dumroese, Wenny y Quick, 1990; Landis, 1989, Hartmann y Kester, 1989, Pawuk, 1979).

4.4.- Tratamientos sanitarios a las semillas.

Consisten en evitar que las semillas actúen como portadores y fuentes de inóculo de los microorganismos productores del estrangulamiento (Campbell y Landis, 1990; Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989). El mayor impacto de los tratamientos aplica-

dos, se obtiene en especies sensibles al estrangulamiento y en colecciones de semillas con un bajo vigor (Campbell, 1982). Los tratamientos consisten desde la limpieza superficial de las semillas o desinfestación, el control del inóculo presente en el interior de las semillas o desinfección, hasta la aplicación de sustancias que actúan impidiendo el desarrollo de los hongos, también llamadas protectores (Campbell y Landis, 1990; Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989).

4.4.1.- Desinfestación de las semillas.

Consiste en eliminar el material contaminante presente en la superficie externa de las semillas, la utilidad de esta alternativa se restringe a la siembra en un medio esterilizado:

a) Lavado con agua: consiste en remojar las semillas durante un periodo de 48 hrs., la efectividad del tratamiento es mayor con el empleo de agua corriente que con agua estancada, en caso de emplear esta última, los mejores resultados se obtienen agregando detergentes domésticos al agua y agitando los recipientes durante el tratamiento. Se ha recomendado que el lavado con agua, debe aplicarse rutinariamente en los viveros, tanto por su efectividad en la prevención del ahogamiento como por ser inofensivo para la viabilidad de las semillas (Campbell y Landis, 1990; Landis, 1989). Las semillas se pueden sembrar embebidas, aunque en algunas especies se tiene mejor germinación cuando se siembran secas (Camacho y Balderas, 1994 a y b).

b) Agua oxigenada: el tratamiento se ha empleado básicamente para cantidades pequeñas de semillas y en trabajos experimentales. El método consiste en la inmersión de las semillas en soluciones al 30% desde 5 min. hasta 1 hora o bien el uso de soluciones al 3% desde 5 min. hasta 64 hrs. Después de la inmersión en agua oxigenada las semillas deben lavarse con agua corriente posteriormente (Campbell y Landis, 1990; Edgren y Trappe, 1970; Landis, 1989; Trappe, 1961).

c) Inmersión en alcohol etílico: consiste en inmersiones cortas de 15 seg. en soluciones al 95%, o bien en soluciones al 70%, las cuales deben ser seguidas por un lavado en agua por 48 hrs. (Campbell y Landis, 1990).

d) Hipoclorito de calcio: se prepara una solución con 10 gr. de esta sustancia en 140 ml. de agua y se agita por 10 min. o se deja reposar por una hora, la solución se filtra antes de emplearla y el tiempo de inmersión va de 5 a 10 min. Es conveniente ajustar el pH entre 8 y 10 (Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989).

e) Hipoclorito de sodio: se prepara disolviendo una preparación comercial de blanqueador doméstico a base de cloro (que contiene un 5.25% de hipoclorito de sodio), a razón de 1 parte en 9 de agua para usarse en inmersiones de 5 a 30 min. (Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989), o bien soluciones más concentra-

das, consistentes en dos partes de blanqueador casero en tres de agua, las cuales se usan en inmersiones de 10 min. (Campbell y Landis, 1990; Dumroese, Wenny y Quick, 1990). En ambos casos el tratamiento es seguido por un lavado en agua por 48 hrs.

f) Merthiolate: se usa una solución de 1:2000 en alcohol al 50% se sumergen las semillas hasta por 15 min. y luego se lavan en agua por 5 min. (Landis, 1989).

Con excepción del lavado con agua, el uso de estos métodos requiere de un tratamiento lo suficientemente largo que mate a los patógenos y no dañe las semillas; los mayores problemas se tienen con semillas de cubiertas delgadas y rugosas.

4.4.2.- Tratamientos desinfectantes.

Son métodos que eliminan los patógenos que están dentro de las semillas, es decir que controlan las enfermedades transmitidas por semillas (Bowen, 1990; Hartmann y Kester, 1987), en esencia hay dos métodos:

a) Calentamiento de las semillas: consiste en sumergir las semillas en agua a temperaturas de 49 a 57 °C, por periodos de 15 a 30 min., o bien calentar las semillas a dichas temperaturas haciendo circular entre ellas una mezcla de vapor y agua. En ambos casos, después del tratamiento se les enfría con agua corriente y finalmente se les seca (Hartmann y Kester, 1987).

b) Bicloruro de mercurio: se usa una solución a razón de 1 parte por 100 de agua, en la que las semillas se remojan por periodos de 1 a 5 min., también pueden ser efectivos otros compuestos mercurícos orgánicos.

4.4.3.- Tratamientos protectores de semillas.

Las características de estos tratamientos y las técnicas empleadas en su aplicación fueron descritas por Hartmann y Kester (1987) y Besnier (1988), lo siguiente se tomó de estos autores.

Los tratamientos protectores consisten en la aplicación de productos fungicidas, con los que se recubren las semillas con objeto de reducir el ataque de los hongos en el suelo, en este caso la desinfección del suelo no es un requisito obligatorio.

Entre las sustancias que se han usado están: los óxidos de cobre rojo y amarillo, fungicidas de zinc, cobre y mercurio. Estos últimos son especialmente efectivos aunque su empleo es delicado por su toxicidad. La aplicación de protectores se puede efectuar de las siguientes maneras:

a) Recubrimiento en seco: las semillas secas se mezclan con el polvo fungicida con el fin de recubrirlas superficialmente.

b) Fijación con líquido: después de aplicar el polvo a las semillas secas, se procede a humedecerlas ligeramente aplicando agua con una aspersora, empleando de 0.5 a 4 lt. de agua por 100 kg. de semillas.

c) Humedecimiento rápido: se añaden las semillas a una solución concentrada de la sustancia elegida y se mezcla prolijamente.

d) Por recubrimiento: las semillas se envuelven dentro de una capa de material inerte, el cual contiene el fungicida, dicho material puede ser talco, látex o metil-celulosa. Esta manera de aplicar los fungicidas se conoce también como peletización.

4.4.4.- Efecto de los fungicidas sobre la viabilidad de las semillas.

Se ha sugerido que la protección con compuestos fungicidas, es una de las mejores opciones para el control de los hongos (Bowen, 1990; Hartmann y Kester, 1987 y Landis, 1989); sin embargo se tienen problemas con la elección y dosificación de productos que controlen los hongos sin ser tóxicos para las plantas cultivadas.

Lock, et al. (1975), en siembras realizadas con semillas de algunas coníferas (Pseudotsuga menziesii, Picea sitchensis, Picea glauca), evaluaron fungicidas a base de: bis(dimetiltiocarbomil) disulfito (Arazan y Thiram), Metil (1-butilcarbamoil)-2-bencidazole carbamato (Benlate), 2-(tiocianometiltio) benzotiazole (Busan), n-tioclorometiltio-4 ciclorohexano-1, 2-dicarboximida (Captán), etilen bisditiocarbamato de zinc (Zineb), 5,6-dihidro-2-metil-1, 4-oxatin-3-carboxanilido (Vivax). Encontraron que en general tuvieron un efecto negativo sobre la emergencia. El Benlate fue el único fungicida que no manifestó fitotoxicidad pero el problema es que este pesticida no controla a Phytium y Phytophthora, hongos que frecuentemente se presentan en el estrangulamiento.

Petterson, (1970) evaluó varios fungicidas en siembras de Pinus ponderosa, encontró que Arazan no daña la germinación, lo mismo que un fungicida a base de triclorodinitrobenzeno (Chemagro) y la antraquinona; en cambio Captán y fungicidas a base de etilenbisditiocarbamato de manganeso (Maneb) produjeron una disminución de la emergencia. La aplicación de adherentes y aditivos como látex, metil celulosa y talco, no afectaron la germinación, estos materiales frecuentemente se usan junto con los fungicidas en el recubrimiento de semillas de coníferas.

Johnson y Harvey (1975) encontraron que el Arasan y el Dexon (dimetilamino benzenediazosulfonaté de sodio) brindaron alguna protección contra el estrangulamiento, en Pinus ponderosa y Pseudotsuga menziesii, no así el Captán y el Benlate los cuales no mostraron fitotoxicidad.

Pawuk (1979), encontró que en Pinus eliottii, P. palustris y P. taeda, la aplicación de Captán 50 WP y Arazan 42-S, mejoró la emergencia.

Así mismo, en las semillas de algodón (Poswal, et al. 1992) y de chícharo (Perry, 1972) la aplicación de fungicidas incrementó la emergencia de las plántulas y su supervivencia, en la última especie el fungicida Captán tuvo un efecto positivo. En cambio en semillas de algunas coníferas (Larix laricina, Picea abies, P. glauca, P. mariana, P. rubens, P. sitchensis, Picea glauca, Pinus banksiana, P. ponderosa, P. resinosa, P. sylvestris y Pseudotsuga menziesii,) este producto y otros fungicidas han tenido un efecto fitotóxico consistente en reducir los porcentajes de emergencia, hacer más lenta la germinación (Cayford y Waldron, 1967; Lamontagne, 1974;; Lock, et al., 1975; Petterson, 1970) e inclusive ha deformado plántulas en Pinus resinosa y P. banksiana (Carlson y Narin, 1975). Aunque hay trabajos que no indican fitotoxicidad en Pinus ponderosa y en Pseudotsuga menziesii (Johnson y Harvey, 1975).

4.5.- Tratamiento sanitario del sustrato de siembra.

La limpieza del medio de siembra reduce mucho las infecciones y puede reducir en algunos casos los costos económicos y ecológicos que implica la aplicación de fungicidas y otras sustancias contaminantes (Hartmann y Kester, 1987; Landis, 1989).

4.5.1.- Tratamiento por calentamiento.

Generalmente se hace con vapor a 82 °C por 30 min., aunque se ha sugerido usar 60 °C por 30 min., con objeto de no eliminar el crecimiento de microorganismos antagónicos, esto último se logra mezclando el vapor con aire a razón de 4:1. Usar temperaturas mayores a 85 °C produce problemas de toxicidad por los compuestos que se liberan, y es necesario dejar reposar el suelo de 3 a 6 semanas. Es necesario un manejo del sustrato que permita asegurar que el calentamiento se realiza en toda la masa del sustrato y que la temperatura es uniforme en éste (Hartmann y Kester, 1987). Algunos sustratos de fabricación industrial, como la agrolita, vermiculita y la perlita, se les denomina estériles de origen ya que en su elaboración se usan temperaturas muy altas (Landis, 1989).

4.5.2.- Tratamiento con Formol.

Se hace una solución de formol comercial al 40%, a razón de una parte por 50 de agua y se aplican de 24 a 47 lt. por metro cuadrado ó 108 lt. por metro cúbico; se cubre con un plástico el área tratada y se deja así por 24 hrs. o más y se deja reposar por 15 días, la siembra se hace cuando desaparece el olor a formol. Otra recomendación es emplear 250 ml. de formol en 15 lt.

de agua para 3 metros cuadrados de suelo, éste se cubre con plástico, se deja reposar por 48 hrs. y se siembra cuando el olor a formol desaparezca lo que puede suceder unas 48 hrs. después de la aplicación (Galloway y Borgo, 1983).

4.5.3.- Tratamiento con Biocidas.

Se emplean sustancias como el bromuro de metilo, Cloropicri-na y Vapan, se trata de compuestos sumamente tóxicos y agresivos al ambiente, hay casos en los que pueden incluso reducir el crecimiento de las plantas (Treviño, 1981).

4.5.4.- Fungicidas con gran efecto residual.

Se usan fungicidas a base de Sulfonato diazo sodico de p-dimetilaminobenceno, diaciandamida-metil mercúrica o pentaclo-rohidrobenceno. Estas sustancias tienen buen efecto residual (Hartmann y Kester, 1987).

4.5.5.- Tratamiento por Solarización.

Consiste en cubrir el suelo a sembrar con plástico transparente, durante un periodo mínimo de tres semanas antes de la siembra. El gran calentamiento que ocurre cuando el plástico recibe los rayos solares disminuye la infestación del suelo (Valle, et al. 1991).

4.5.6.- Tratamiento con herbicidas.

Se ha observado que la aplicación de Napropamina (2-alfa-naphthoxi-n-n-diethylpropionamide) para controlar malezas, tiene un efecto fungistático sobre el hongo Rhizoctonia solani, uno de los causantes del estrangulamiento (Kurts, et al. 1982)

4.6.- Limpieza de herramientas y recipientes de siembra.

Cuando se cuenta con recipientes, envases o macetas nuevos en cada cultivo, no se considera necesario limpiarlos antes de emplearlos. Cuando los envases han sido usados anteriormente, es necesario lavarlos y cepillarlos para eliminar todos los residuos del cultivo anterior, posteriormente hay que sumergirlos en una solución de hipoclorito de sodio o formol, de acuerdo con lo expuesto en el tratamiento a semillas (Landis, 1989). Las herramientas empleadas para la siembra y cultivo, también pueden contaminarse y actuar entonces como transmisores del inóculo, por lo tanto deben de ser lavadas y desinfectadas después de cada uso, empleando soluciones de hipoclorito de sodio o formol (Hartmann y Kester, 1987).

4.7.- Prácticas de cultivo para restringir el estrangulamiento.

Consiste en generar condiciones que permitan el crecimiento de las plantas y dificulten el de los hongos patógenos, por el tiempo necesario, hasta que desaparezca el peligro de infección de las plántulas tiernas, los factores a tomar en cuenta son :

a) Acidez: Este factor del suelo ejerce un efecto determinante en la presencia del estrangulamiento, su aparición en los pinos se reduce notablemente cuando el medio de siembra tiene un pH de 4. La obtención de un medio ácido se puede lograr regando el suelo con soluciones de ácido sulfúrico del 2% o menos, o con otros compuestos como son: sulfato de aluminio, ácido acético, ácido fosfórico y sulfato ferroso (Beristain, 1981; Treviño, 1981). También se puede emplear un sustrato con pH ácido, como lo es la turba de musgo esfagnífero "peat moss" (Landis, 1989).

b) Temperatura: También es importante, ya que algunos hongos como por ejemplo, *Pythium ultimum* y *Rhizoctonia solani* tienen un desarrollo óptimo entre los 20 y 30 °C y su actividad decrece a temperaturas inferiores o superiores. Las semillas que necesitan para su germinación una temperatura mínima elevada son susceptibles al estrangulamiento a temperaturas alrededor de los 23 °C, a temperaturas mayores las semillas no sólo germinan más rápido sino que la actividad de los hongos es menor. En las semillas que puedan germinar a temperaturas bajas, alrededor de los 13 °C hay poco estrangulamiento debido a la baja o nula actividad de los hongos. En algunos casos la siembra en invierno puede ayudar a evitar la incidencia del estrangulamiento, pero no siempre resulta pertinente. (Hartmann y Kester, 1987).

c) Riego: Este factor también es importante en la presencia del estrangulamiento, pues se asocia con mal drenaje y riego excesivo, falta de ventilación y concentraciones altas de sales. En muchos casos es importante el riego con agua con un pH de 4 obtenido con la adición de ácido sulfúrico (Beristain, 1981). Son preferibles los riegos ligeros y frecuentes que los espaciados y pesados. No es recomendable el riego por aspersión, pues produce salpicaduras que favorecen contagios.

d) Insecticidas: su aplicación a las semillas las hacen más susceptibles al estrangulamiento (Hartmann y Kester, 1987).

e) Sustratos: En muchos casos la aireación del sustrato puede ayudar a evitar el estrangulamiento; un sustrato de partículas finas y compactado favorece el ataque del estrangulamiento. Es importante saber que una baja fertilidad inicial del sustrato evita también las infecciones. Otro factor es la presencia de sustancias que inhiben el desarrollo de los hongos, las cuales se presentan en la turba del musgo esfagnífero "peat moss" y también en la composta de cortezas de árboles latifoliados. En esta última es importante preparar la composta de manera que ocurra el calentamiento para una buena eliminación de los patógenos y una rápida descomposición (Landis, 1989).

f) Salinidad: Una alta concentración de sales favorece tanto una baja germinación como el ataque de los hongos (Hartmann y Kester, 1987).

g) Tipo de siembra: Las más susceptibles son las siembras densas en almácigo en donde las infecciones primarias en algunas plantas sirven de inóculo para producir infecciones secundarias en las plantas que las rodean (Gómez y Yañez, 1963). En las siembras directas en envases, el problema básico son las infecciones primarias, pues los envases actúan como barreras físicas a la extensión del problema. Se ha encontrado que los riesgos del estrangulamiento se incrementan conforme aumenta el número de semillas colocadas por envase, lo preferible para evitarlo es la siembra de una sola semilla por envase, por que es fácil eliminar los envases en los que se presente el estrangulamiento, lo cual reduce el riesgo de infecciones secundarias (Liegel y Venator, 1987).

h) Calidad de semilla: Las semillas actúan como fuentes de inóculo, hay que evitar lotes contaminados y someter a desinfección los que se empleen, una germinación lenta incrementa los riesgos son preferibles semillas vigorosas de germinación rápida.

i) Microorganismos del suelo: Consiste tanto en la inclusión de parásitos de los hongos causantes del estrangulamiento (por ejemplo *Trichoderma spp*), así como la opción de inocular los suelos con cepas poco virulentas de los hongos causantes del estrangulamiento que desplacen a las poblaciones existentes (Landis, 1989).

Todas prácticas de cultivo que ayudan a generar condiciones que dificulten el desarrollo de los hongos sin interferir con el crecimiento vegetal, no substituye la desinfección del medio de siembra y la aplicación de tratamientos sanitarios a las semillas (Landis, 1989).

4.8.- Control del estrangulamiento cuando ya se ha manifestado.

Cuando en las siembras ya han aparecido los síntomas que caracterizan al estrangulamiento, las medidas que se toman tienen básicamente el fin de impedir que se incremente la magnitud de las pérdidas y reducir la cantidad de inóculo liberado. Es difícil lograr la curación de las que ya han sido afectadas básicamente por la rapidez con la que mueren. Como medidas de cultivo, hay que suspender o reducir el riego, incrementar la aireación y destruir los individuos afectados. También se requiere aplicar un fungicida erradicante o protector en el agua de riego, aspersiones o polvo (Hartmann y Kester, 1987).

5.- MATERIALES Y METODOS

5.1.- Material biológico.

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Semillas Forestales del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, Coyoacán, D. F, en el verano de 1994. Esta institución proporcionó las colecciones de semillas de las especies trabajadas (Cuadro 1).

Cuadro 1.- Colecciones de semillas empleadas en los experimentos realizados.

| ----- Especie ----- | Localidad | Fecha de Recolección |
|----------------------------|--|----------------------|
| <u>Mimosa biuncifera</u> | San Martín de las Pirámides, Edo. Méx. | Septiembre de 1993 |
| <u>Atriplex nummularia</u> | Cuautitlán Izcalli Edo. Méx. | Octubre de 1993 |
| ----- | ----- | ----- |

En ambas especies, la cosecha consistió en sacudir las ramas de los arbustos sobre un lienzo, para recibir las diásporas. Las vainas secas de Mimosa, se pisotearon para romperlas y poder extraer las semillas, las cuales se limpiaron posteriormente por tamizado y soplado. Las diásporas de Atriplex nummularia, únicamente se limpiaron por cribado y por selección manual.

El material recolectado se almaceno en seco a 3 °C en frascos de vidrio, hasta su empleo en los experimentos. El total de semillas empleadas en cada una de las especies, fue de 6,400 semillas.

5.2.- Tratamientos Evaluados.

En cada especie se realizó un experimento factorial (Cuadro 2), en que se evaluaron 16 tratamientos obtenidos de combinar: a) dos niveles de tratamientos para eliminar latencia, con y sin; b) cuatro substratos de siembra; y c) dos niveles de aplicación de fungicidas, con y sin. A continuación se explica con detalle cada uno de los factores evaluados en el trabajo.

5.3.- Tratamientos para eliminar la latencia.

Para eliminar la impermeabilidad de las semillas de Mimosa biuncifera se les aplicó una inmersión en ácido sulfúrico por 60 min.; mediante pruebas preliminares se encontró que este tratamiento, elimina al problema sin dañar a las semillas. No se

aplicó la inmersión en agua caliente, que recomiendan Hernández y Camacho (1992), por que se encontró que redujo la viabilidad.

En Atriplex nummularia la eliminación de la latencia se hizo de acuerdo con González, et al. (1992), remojando las diásporas en agua a temperatura ambiente durante 48 hrs., y posteriormente dejándolas secar por un día en invernadero.

Cabe mencionar que para cada especie, la mitad de las semillas empleadas en el experimento, se trataron para eliminar la latencia y que las restantes se usaron como testigo.

5.4.- Substratos de siembra.

En la elección de los medios de siembra, se partió de que en los viveros de la Región Central de México el sustrato más empleado, es la tierra de monte (Cuevas, 1985), es decir el suelo superficial de bosque de coníferas, especialmente de Abies religiosa. El medio empleado tuvo textura franca, un contenido de materia orgánica del 11%, con pH neutro y sin problemas de salinidad.

Otra consideración fue que en ambas especies, se han observado fuertes ataques por hongos en vivero, y que esto se podría solucionar cubriendo las siembras con un sustrato muy permeable (Malcom, 1989). El material elegido fue una gravilla con partículas de un diámetro de 2 a 5 mm., la que estuvo constituida por una roca ígnea intrusiva llamada dacita, y la cual se obtuvo por cribado de arena de construcción de color gris; los agregados empleados, frecuentemente son un desperdicio de labores de albañilería.

Las combinaciones evaluadas de tierra negra y gravilla fueron las siguientes (Cuadro 3):

a) Solo Tierra: las diásporas se depositaron sobre la tierra de monte y se cubrieron con una capa de 1.0 cm. de esta misma.

b) Tierra con una capa de gravilla: Tierra de monte con las diásporas cubiertas con una capa de 1.0 cm. de gravilla.

c) Tierra con dos capas de gravilla: Tierra de monte con una capa de 1.0 cm. de gravilla, sobre la cual se colocaron las diásporas cubiertas con otra capa de gravilla.

d) Solo Gravilla: las diásporas se depositaron sobre la gravilla y se cubrieron con esta misma.

Debido a que se realizaron cuatro repeticiones de cada uno de los 16 tratamientos evaluados, en cada especie se emplearon 64 macetas cilíndricas de 9.68 cm. de diámetro y 14.5 cm. de largo; de las cuales se prepararon 16 macetas con cada uno de los medios de siembra presentados. El espesor de la capa empleada para cubrir las siembras fue de 1.0 cm. de espesor.

Cuadro 2.- Tratamientos evaluados en el estudio de la emergencia de Atriplex nummularia y Mimosa biuncifera.

| Número de tratamiento | Substrato de siembra | Tratamiento para eliminar la latencia | Aplicación fungicida |
|-----------------------|-----------------------------|---------------------------------------|----------------------|
| 1 | Solo Tierra | Con | Con |
| 2 | Solo Tierra | Con | Sin |
| 3 | Solo Tierra | Sin | Con |
| 4 | Solo Tierra | Sin | Sin |
| 5 | Tierra con capa de gravilla | Con | Con |
| 6 | Tierra con capa de gravilla | Con | Sin |
| 7 | Tierra con capa de gravilla | Sin | Con |
| 8 | Tierra con capa de gravilla | Sin | Sin |
| 9 | Tierra con 2 capas de grav. | Con | Con |
| 10 | Tierra con 2 capas de grav. | Con | Sin |
| 11 | Tierra con 2 capas de grav. | Sin | Con |
| 12 | Tierra con 2 capas de grav. | Sin | Sin |
| 13 | Solo Gravilla | Con | Con |
| 14 | Solo Gravilla | Con | Sin |
| 15 | Solo Gravilla | Sin | Con |
| 16 | Solo Gravilla | Sin | Sin |

Cuadro 3.- Substratos evaluados en el estudio de la emergencia de Atriplex nummularia y Mimosa biuncifera.

| Substrato | Medio para la raíz | Lecho de siembra | Cubrimiento de las diásporas | Esquema de siembra |
|----------------------------------|--------------------|------------------|------------------------------|--|
| Tierra de monte | Tierra de monte | Tierra de monte | Tierra de monte |  |
| Tierra con capa de gravilla | Tierra de monte | Tierra de monte | Gravilla |  |
| Tierra con dos capas de gravilla | Tierra de monte | Gravilla | Gravilla |  |
| Gravilla | Gravilla | Gravilla | Gravilla |  |

Tierra de Monte  Gravilla  Semillas 

5.5.- Aplicación de fungicida.

La aplicación de fungicida consistió en mezclar en seco las diásporas con el producto comercial Captán en polvo, el exceso de éste se eliminó con una criba.

Captán es un fungicida del grupo de las carboximidaz de contacto, su ingrediente activo es *cis-N-triclorometiltio-4-ciclo-rohexeno-1,2-dicarboximida*; el cual en estado puro es un sólido blanco, con punto de fusión de 175 °C. Su acción es la de un fungicida protector erradicante y entre otros usos se emplea para el tratamiento de semillas en seco; es muy tóxico para los peces (CICOPLAFEST, 1994).

Cabe mencionar que la aplicación del fungicida se hizo en la mitad de las semillas empleadas en el experimento de cada especie, la otra mitad se usó como testigo.

5.6.- Unidad experimental.

Se decidió trabajar simulando las condiciones de la producción de plántulas para transplantar a envases, considerando que las siembras densas en almácigo, son una práctica muy común en México (Cuevas, 1985) y que en ellas el estrangulamiento se manifiesta con mayor gravedad (Gómez y Yañez, 1963).

Siguiendo a Camacho y Ramírez (1987) y a Camacho (1992), los almácigos se simularon usando botes cilíndricos de lamina de aproximadamente 1 lt. de capacidad, en cada uno de los cuales se sembraron 100 diásporas, las cuales se distribuyeron uniformemente sobre la superficie del substrato y posteriormente se les cubrió. El llenado con el substrato, la siembra y el cubrimiento, se hicieron de manera que se dejara 1.0 cm. por debajo del borde superior, con el fin de poder regar.

Cada uno de los botes empleados como macetas, constituyó una unidad experimental. Estos recipientes contenían originalmente aceite para automóvil, su preparación consistió en: lavarlos, quitarles una de las tapas, cubrir la superficie interior con pintura de aceite blanca, dejarlos secar y hacerles en el fondo 5 perforaciones de 5 mm. de diámetro aproximado para permitir el drenaje.

5.7.- Diseño experimental.

Para cada especie se hizo un experimento independiente, el cual estuvo constituido por siembra de 16 tratamientos con sus cuatro repeticiones. Las 64 macetas empleadas en cada experimento, se distribuyeron con un diseño completamente al azar, sobre una mesa en el invernadero del Centro de Investigación Disciplinaria en Conservación y Mejoramiento de Ecosistemas Forestales (CENID-COMEF).

5.8.- Registro de datos.

Cada tercer día durante un mes, se contó el número de plántulas emergidas, las cuales deberían de sobresalir cuando menos 1.0 cm. del suelo. Con el fin de que los datos tomados correspondieran a la emergencia total obtenida hasta cada evaluación, los individuos muertos y los que presentaron síntomas de estrangulamiento, se marcaron con palillos de plástico antes de que se perdiera su ubicación. Esto permitió contabilizar también la cantidad de individuos dañados.

Las anotaciones correspondientes al total de plántulas emergidas por unidad experimental hasta una evaluación, se hicieron en un cuadro de doble entrada, en el que la primera columna contenía los datos de cada unidad experimental, y el primer renglón contenía los datos referentes a cada fecha de evaluación.

Durante el periodo de observación la temperatura dentro del invernadero tuvo una media de 24 °C, con un promedio de máxima de 35 °C y uno de mínima 14 °C, con temperaturas extremas de 42 y 11 °C.

5.9.- Calculo de índices para evaluar la emergencia.

Siguiendo a Camacho (1994 b), para facilitar la presentación de los índices empleados en el estudio numérico de la emergencia, se usó la siguiente simbología:

i = término que indica el número de evaluación realizada, el cual toma valores desde 0 en la evaluación anterior al inicio de la emergencia, hasta "e" la cantidad total de evaluaciones realizadas durante el experimento.

A_i = emergencia acumulada obtenida en la evaluación número "i", corresponde a los datos tomados durante los experimentos.

G_i = $A_i - A_{(i-1)}$, corresponde a la emergencia sencilla en la evaluación número "i".

T_i = tiempo transcurrido desde la siembra hasta la evaluación número "i".

P_i = $(T_i + T_{(i-1)})/2$, corresponde al punto medio del tiempo transcurrido hasta dos evaluaciones sucesivas.

Aclarado lo anterior, se procede a presentar las fórmulas empleadas en el estudio numérico de la emergencia, las cuales se tomaron de Morales y Camacho (1985), Camacho y Morales (1992), Camacho (1994 b):

a) Porcentaje de emergencia final: evalúa la relación existente entre el total de plántulas obtenidas y la cantidad de semillas sembradas:

$$CG = (Ae \times 100) / M$$

Donde:

CG = Capacidad de emergencia.

Ae = emergencia acumulada hasta la última evaluación.

M = muestra evaluada, lo que corresponde al total de semillas sembradas.

Este índice tiene un enorme valor práctico, pues se usa como uno de los principales indicadores de la calidad de las semillas, así mismo, es indispensable en el cálculo de necesidades de semillas para siembra. Siempre se requiere tomarlo en cuenta como variable de respuesta en experimentos que estudian la emergencia. No obstante, se abusa de su empleo al considerarlo como el único indicador de la calidad de ésta, lo cual es un error, pues como se trata de un índice particular, no toma en cuenta el tiempo y uniformidad de emergencia.

b) Tiempo de emergencia: es una medida representativa del lapso requerido por las semillas para convertirse en plántulas, para evaluarlo considerando todos los datos tomados, se usa el tiempo medio de emergencia (TMG):

$$TMG = SPG / SG$$

Donde:

TMG = tiempo medio de emergencia.

SPG = suma puntos medios por emergencias sencillas =
= P1 x G1 + P2 x G2 Pe x Ge

SG = suma de las emergencias sencillas = G1 + G2 + Ge

Este índice es indispensable en la planificación de las fechas para realizar labores de transplante, aclareo y resiembra, entre otras. Conforme se reduce su valor la emergencia es más veloz, los cultivos se establecen mejor y aprovechan más la temporada de crecimiento. Es importante señalar que el tiempo de emergencia, indica el punto central del lapso en que ocurre ésta, por lo tanto no corresponde al momento en que todas las plántulas emergen.

c) Intervalo de emergencia: es un índice que ayuda a representar el lapso que transcurre entre las primeras y las últimas emergencias. Se evalúa mediante la siguiente fórmula:

$$ITG = 2 \times \text{raíz cuadrada de } \left[\frac{(SCG - (SPG^2 / SG))}{(SG - 1)} \right]$$

Donde:

ITG = Intervalo típico de emergencia.

SCG = suma puntos medios cuadrados por emergencias sencillas =
= P1 x P1 x G1 + P2 x P2 x G2 + Pe x Pe x Ge

SPG = suma puntos medios por emergencias sencillas =
= P1 x G1 + P2 x G2 Pe x Ge

SG = suma de emergencias sencillas = G1 + G2 + Ge

El cálculo del intervalo típico de emergencia, indica que se considera que el lapso en que ocurre el grueso de ésta, es el doble de la desviación típica del tiempo requerido para que las semillas de la muestra produzcan plántulas. Conforme se reduce el intervalo de emergencia, se incrementa la uniformidad de ésta, lo cual mejora establecimiento de los cultivos y se facilita su manejo.

d) Valor de emergencia: los índices particulares presentados anteriormente, dan por separado una visión incompleta del proceso de emergencia, ante lo cual conviene utilizar una fórmula que los pondere dentro de un solo valor numérico, para evaluar la calidad de emergencia. Una propuesta para realizar lo anterior es el índice de Maguire (1962):

$$MG = (G1/T1 + G2/T2 + Ge/Te) \times 100 / M$$

Donde:

MG = Valor de emergencia o índice de Maguire.

Gi = emergencia sencilla en la evaluación número "i".

Ti = tiempo transcurrido desde la siembra hasta la evaluación número "i".

M = Cantidad de semillas sembradas.

Esta fórmula representa el total acumulado de las tasas de emergencia sencilla respecto al tiempo (Parraguirre y Camacho, 1992), con su aplicación se obtienen valores que van de cero cuando no hay emergencia, a 100 cuando toda la emergencia se

realiza en la primera unidad de tiempo evaluada; por lo que conforme se incrementa el valor del índice de Maquire, se incrementa la calidad de emergencia, es decir que el fenómeno es más completo y se realiza en menos tiempo.

La utilidad de este índice es la de permitir hacer comparaciones estadísticas objetivas, ponderadas y completas de la calidad de germinación, no obstante como los valores obtenidos son abstractos, es necesario acompañarlos con los datos referentes a capacidad, tiempo y uniformidad de emergencia (Camacho, 1992).

5.10.- Índices para evaluar el estrangulamiento.

La presencia del estrangulamiento, se evaluó mediante los porcentajes de plantas muertas y de plantas presentes al final del experimento, con estos datos se calcularon las siguientes relaciones:

a) Porcentaje de estrangulamiento postemergente: el número de plántulas muertas por el ataque de hongos multiplicado por 100, entre el número de semillas sembradas.

b) Porcentaje de establecimiento: se obtuvo mediante la diferencia entre el porcentaje de emergencia y el porcentaje de plántulas que murieron por estrangulamiento.

c) Porcentaje de supervivencia de las plántulas: número de individuos que sobrevivieron hasta el término del experimento multiplicado por 100, entre el total de individuos emergidos a lo largo del experimento.

5.11.- Análisis estadístico.

Los índices empleados en el estudio de la emergencia y el estrangulamiento, produjeron un total de siete variables de respuesta (Cuadro 4).

A cada una de las cuales, se le hizo el correspondiente análisis de varianza para el experimento trifactorial, la suma de cuadrados de los tratamientos se dividió en las partes correspondientes a cada factor, a las interacciones entre dos factores y a la interacción entre los tres factores. Para comparar los promedios, la prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$, se aplicó de acuerdo con la significancia de las interacciones (Reyes, 1978).

Cuadro 4.- Variables de respuesta empleadas para estudiar la emergencia en Atriplex nummularia y Mimosa biuncifera.

| ----- Variables de Respuesta Evaluadas ----- | ----- Utilidad de los datos obtenidos ----- |
|---|---|
| Indice de Maguire. | Evaluar la calidad de la emergencia. |
| Porcentaje de emergencia. | Conocer la proporción de diásporas que fueron capaces de producir plántulas. |
| Tiempo medio de emergencia. | Evaluar lo que tardó en realizarse la emergencia, con una medida de tendencia central. |
| Intervalo de emergencia. | Determinar la duración del lapso en que ocurrió la emergencia. |
| Porcentaje de plántulas estranguladas. | Evaluar la susceptibilidad de las plántulas a las infecciones tempranas por hongos saprofitos del suelo. |
| Porcentaje de establecimiento. | Conocer la capacidad de las diásporas para producir plantas que superen la etapa susceptible al estrangulamiento. |
| Porcentaje de supervivencia. | Determinar la capacidad de las plántulas para superar la etapa susceptible al estrangulamiento. |
| ----- | ----- |

6.- RESULTADOS

6.1.- Emergencia del huixcolote.

La significancia de los factores e interacciones en la emergencia de Mimosa biuncifera, indican que la respuesta a cada substrato dependió de la inmersión en ácido de las semillas, pues la interacción entre estos factores fue importante en todas las variables de respuesta evaluadas (Cuadro 5).

También la reacción al fungicida estuvo relacionada con la inmersión en ácido de las semillas, pues se tuvo una interacción significativa en el porcentaje y en el intervalo de emergencia.

Cuadro 5.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de Mimosa biuncifera en relación con el substrato, la inmersión en ácido y la aplicación de fungicida (Significancia observada).

| Fuentes de variación | Indice Maguire | Emergencia (%) | Tiempo de Emer. (Días medios) | Intervalo (Días) |
|----------------------|----------------|------------------|-------------------------------|------------------|
| Substrato (A) | 0.000 * | 0.000 * | 0.017 * | 0.002 * |
| Acido (B) | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |
| Fungicida (C) | 0.123 | 0.000 * | 0.139 | 0.779 |
| AB | 0.000 * | 0.000 * | 0.044 * | 0.046 * |
| AC | 0.875 | 0.677 | 0.999 | 0.078 |
| BC | 0.179 | 0.001 * | 0.492 | 0.006 * |
| ABC | 0.840 | 0.171 | 0.474 | 0.948 |

* Significativo al 0.05

La calidad de la emergencia evaluada mediante el índice de Maguire, fue mayor con la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico que sin esta preparación de presiembra; la interacción resultó de que los valores obtenidos con los distintos substratos, fueron estadísticamente iguales cuando no se eliminó la impermeabilidad de la testa, mientras que con la inmersión en ácido se obtuvieron diferencias significativas (Cuadro 6).

En las semillas tratadas con ácido, las siembras realizadas en tierra y cubiertas con ésta, tuvieron una emergencia inferior al 30%, mientras que con el empleo de gravilla, se alcanzaron porcentajes superiores al 50%. Los mejores resultados se lograron usando como substrato exclusivamente gravilla.

La mayor calidad de emergencia alcanzada con el empleo de la gravilla en las semillas tratadas con ácido, se relaciono principalmente con un incremento en la cantidad de plántulas obtenidas, pues no hubo diferencias significativas en el tiempo y en el intervalo de emergencia (Cuadro 6).

En estos casos, el tiempo medio de emergencia osciló entre los 7 y los 10 días, realizándose el proceso dentro de un período de 4 a 7 días de acuerdo con el intervalo de emergencia; por lo que una vez eliminada la impermeabilidad, la especie germinó en forma relativamente rápida y uniforme.

Cuadro 6.- Emergencia de Mimosa biuncifera en relación con el substrato y la inmersión en ácido sulfúrico previa a la siembra.

| Substrato y preparación | Indice Maguire | Emergencia (%) | Tiempo de Emer. (Días medios) | Intervalo (Días) |
|--|----------------|------------------|-------------------------------|------------------|
| Sin inmersión de las semillas en ácido (testigo) | | | | |
| Tierra | 0.19 d | 2.88 d | 14.40 b | 7.78 bc |
| Tierra con una capa de gravilla | 0.43 d | 6.25 d | 15.97 ab | 13.60 a |
| Tierra con dos capas de gravilla | 0.40 d | 6.50 d | 18.03 ab | 15.12 a |
| Gravilla | 0.35 d | 6.00 d | 18.80 a | 12.66 ab |
| Semillas sumergidas 60 min. en ácido sulfúrico concentrado | | | | |
| Tierra | 2.54 c | 22.63 c | 8.30 c | 5.12 c |
| Tierra con una capa de gravilla | 6.86 b | 56.50 b | 7.94 c | 6.00 c |
| Tierra con dos capas de gravilla | 5.70 b | 57.50 b | 9.79 c | 6.98 c |
| Gravilla | 8.50 a | 71.75 a | 7.68 c | 3.68 c |

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

Sin la inmersión en ácido, la emergencia fue más lenta y menos uniforme, pues tuvo un tiempo medio superior a los 10 días y con un intervalo de emergencia mayor a los siete días.

El efecto de la aplicación de fungicida, se manifestó en forma significativa únicamente en el porcentaje y la uniformidad de emergencia. En cuanto a la primera variable, la aplicación del fungicida a semillas tratadas con ácido, produjo un incremento pequeño pero estadísticamente importante en la cantidad de plántulas obtenidas (Cuadro 7); sin la inmersión en el cáustico, la emergencia fue muy baja y no hubo efecto del control químico de los hongos. La uniformidad de la emergencia, fue mayor sin la aplicación de fungicida en las semillas tratadas con ácido, ya que se obtuvo el menor intervalo (Cuadro 8).

Cuadro 7.- Porcentaje de emergencia en Mimosa biuncifera en relación con la inmersión en ácido sulfúrico previa a la siembra y la aplicación de fungicida.

| Aplicación de fungicida | Tratamiento pregerminativo | |
|-------------------------|----------------------------|--------------------------------|
| | Ninguno (Testigo) | Acido sulfúrico por 60 minutos |
| No | 4.94 c | 47.00 b |
| Si | 5.88 c | 57.19 a |

Las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

Cuadro 8.- Intervalo de emergencia (días) en Mimosa biuncifera en relación con la inmersión en ácido sulfúrico previa a la siembra y la aplicación de fungicida.

| Aplicación de fungicida | Tratamiento pregerminativo | |
|-------------------------|----------------------------|--------------------------------|
| | Ninguno (Testigo) | Acido sulfúrico por 60 minutos |
| No | 13.38 a | 4.12 b |
| Si | 11.20 ab | 6.76 ab |

Las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

6.2.- Establecimiento del huixcolote.

En las variables con las que se estudió la incidencia del estrangulamiento, se encontró que era significativa la interacción de los tres factores (Cuadro 9). Lo cual indicó que todas las medias debían compararse entre sí, pues los factores substrato, inmersión en ácido y aplicación de fungicida no actuaron en forma independiente.

Cuadro 9.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de *Mimosa biuncifera* en relación con el substrato, la inmersión en ácido y la aplicación de fungicida (Significancia observada).

| Fuentes de Variación | Plantas con estrangulamiento | Porcentaje de establecimiento. | Supervivencia de plantas emergidas |
|----------------------|------------------------------|--------------------------------|------------------------------------|
| Substrato (A) | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |
| Acido (B) | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |
| Fungicida (C) | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |
| AB | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |
| AC | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |
| BC | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |
| ABC | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * |

Significativo al 0.05

El estrangulamiento de plántulas, estuvo ausente cuando no se hizo la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico (Cuadro 10), lo cual estuvo asociado con los bajos porcentajes de emergencia que se obtuvieron.

En el resto de los tratamientos, la incidencia del estrangulamiento también fue baja, únicamente en la siembra de semillas tratadas con ácido, sembradas en tierra cubierta con una capa de gravilla y sin la aplicación de fungicida, se tuvo más de 15% de plántulas que murieron por el ataque de los hongos (Cuadro 10).

Cuando se sembraron semillas sin tratamiento para eliminar la impermeabilidad, el porcentaje de establecimiento, varió entre 3 y 10%, sin que hubiera diferencias significativas entre tratamientos.

Con la inmersión en ácido sulfúrico, el porcentaje de establecimiento se incrementó hasta alcanzar valores superiores al 50% con el empleo de gravilla.

Incluyendo la gravilla como lecho de siembra y como cubierta, el establecimiento fue relativamente alto, independientemente de la aplicación del fungicida. En cambio, cuando el lecho de siembra fue de tierra, la aplicación del pesticida incrementó en forma significativa el establecimiento; en este caso, los mejores resultados se obtuvieron con el cubrimiento con gravilla, pues cuando se empleó tierra, el establecimiento fue menor al 30%.

La supervivencia de las plántulas emergidas, fue cercana al 100% en la mayoría de los tratamientos; las excepciones fueron las semillas sumergidas en ácido sembradas en lecho de tierra sin la aplicación de fungicida, en que la supervivencia fue menor al 35%.

Cuadro 10.- Supervivencia de plántulas de *Mimosa biuncifera* en relación con el sustrato, la inmersión en ácido y la aplicación de fungicida.

| Inmersión en ácido sulfúrico | Aplicación de fungicida | Plantas Estranguladas (%) | Porcentaje de establecimiento. | Supervivencia de plantas emergidas (%). |
|---|-------------------------|---------------------------|--------------------------------|---|
| Tierra | | | | |
| No | No | 0 b | 3 d | 100 a |
| No | Sí | 0 b | 3 d | 100 a |
| Sí | No | 15 b | 2 d | 9 b |
| Sí | Sí | 4 b | 25 c | 87 a |
| Tierra cubierta con una capa de gravilla | | | | |
| No | No | 0 b | 7 d | 100 a |
| No | Sí | 0 b | 6 d | 100 a |
| Sí | No | 33 a | 16 cd | 32 b |
| Sí | Sí | 0 b | 65 ab | 100 a |
| Tierra cubierta con dos capas de gravilla | | | | |
| No | No | 0 b | 5 d | 95 a |
| No | Sí | 0 b | 8 cd | 100 a |
| Sí | No | 5 b | 51 b | 92 a |
| Sí | Sí | 3 b | 56 b | 94 a |
| Gravilla | | | | |
| No | No | 0 b | 6 d | 100 a |
| No | Sí | 0 b | 7 d | 100 a |
| Sí | No | 6 b | 61 ab | 91 a |
| Sí | Sí | 3 b | 74 a | 96 a |

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

6.3.- Emergencia de numularia.

La significancia de los factores e interacciones, en la emergencia de Atriplex nummularia, indicó que en todas las variables el sustrato y la aplicación de fungicida tuvieron un efecto significativo; en la mayoría de los casos, los factores mencionados actuaron independientemente (Cuadro 11).

Sólo en la calidad de emergencia, evaluada con el índice de Maguire, se obtuvo una interacción estadísticamente importante, lo que indicó que el efecto del sustrato dependió de la aplicación de fungicida.

Tanto en el índice de Maguire como en el porcentaje de emergencia, la aplicación del remojo produjo diferencias significativas, es decir que, en todos los casos hubo un nivel de este factor que dio mejores resultados que el otro.

Cuadro 11.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de Atriplex nummularia en relación con el sustrato, el remojo previo a la siembra y la aplicación de fungicida (Significancia observada).

| Fuentes de variación | Índice Maguire | Emergencia (%) | Tiempo de Emer. (Días medios) | Intervalo (Días) |
|----------------------|----------------|------------------|-------------------------------|------------------|
| Substrato (A) | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * | 0.010 * |
| Remojo (B) | 0.000 * | 0.000 * | 0.731 | 0.424 |
| Fungicida (C) | 0.000 * | 0.000 * | 0.000 * | 0.020 * |
| AB | 0.269 | 0.522 | 0.078 | 0.916 |
| AC | 0.031 * | 0.193 | 0.367 | 0.804 |
| BC | 0.574 | 0.753 | 0.119 | 0.391 |
| ABC | 0.091 | 0.182 | 0.350 | 0.981 |

* Significativo al 0.05

En Atriplex nummularia la mayor calidad de la emergencia se obtuvo sin aplicar el fungicida, en cuanto al medio de siembra, los mejores resultados se obtuvieron al cubrir con una capa de gravilla a las diásporas colocadas sobre un lecho de tierra (Cuadro 12).

Los peores resultados se obtuvieron tanto con las siembras cubiertas con tierra, como en las que las diásporas se colocaron sobre la tierra entre dos capas de gravilla (Cuadro 12).

La interacción se dio porque sin la aplicación de fungicida, la siembra en gravilla se comportó igual que el mejor sustrato, mientras que con la aplicación del fungicida, su calidad de emergencia fue estadísticamente igual a la de los peores sustratos.

El remojo por 48 hrs. seguido por el secado de las diásporas, mejoró la emergencia, la diferencia en cuanto a los porcentajes obtenidos fue pequeña pero significativa (Cuadro 13).

Cuadro 12.- Calidad de emergencia en Atriplex nummularia en relación con el sustrato y la aplicación de fungicida (Índice de Maguire).

| Sustrato Empleado | Aplicación de fungicida | |
|-------------------------------------|-------------------------|----------|
| | No | Si |
| Tierra | 1.79 bcd | 0.77 e |
| Tierra con una capa de gravilla | 3.37 a | 2.22 b |
| Tierra con dos capas de gravilla | 1.96 bc | 0.99 de |
| Gravilla | 3.28 a | 1.36 cde |

Las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

Cuadro 13.- Emergencia en Atriplex nummularia en relación con el tratamiento pregerminativo.

| Tratamiento pregerminativo | Índice de Maguire | Porcentaje emergencia |
|--|----------------------|--------------------------|
| Testigo | 1.72 b | 24.19 b |
| 48 hrs. de remojo seguido de secado | 2.21 a | 29.84 a |

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

El medio de siembra tuvo un efecto mayor que el remojo. Cuando las diásporas se cubrieron con tierra, la emergencia se realizó en un promedio de 14 días y alcanzó valores inferiores al 20%, en cambio cuando se usó una capa de gravilla sobre la tie-

rra, la emergencia se realizó en un promedio de 13 días y se obtuvieron porcentajes mayores al 25% (Cuadro 14). Las siembras realizadas empleando como substrato únicamente gravilla, produjeron también buenos resultados.

Cuando sobre la tierra se dispuso de un lecho de gravilla y las siembras se cubrieron con ésta, se tuvo una emergencia lenta, que requirió de un promedio de más de 15 días para realizarse.

La aplicación del fungicida a las diásporas actuó en perjuicio de la emergencia, pues la hizo más lenta, menos uniforme y redujo su porcentaje (Cuadro 15).

Cuadro 14.- Emergencia de diásporas de Atriplex nummularia en relación con el substrato.

| Substrato | Emergencia (%) | Tiempo de Emer. (Días medios) | Intervalo (Días) |
|-------------------------------------|---------------------|----------------------------------|---------------------|
| Tierra | 18.13 b | 14.46 ab | 8.20 a |
| Tierra con una capa de gravilla | 35.31 a | 12.86 b | 8.68 a |
| Tierra con dos capas de gravilla | 25.00 ab | 16.80 a | 6.42 a |
| Gravilla | 29.63 a | 13.29 b | 7.72 a |

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

Cuadro 15.- Emergencia en diásporas de Atriplex nummularia en relación con la aplicación de fungicida.

| Aplicación de fungicida | Emergencia (%) | Tiempo de Emer. (Días medios) | Intervalo (Días) |
|--|---------------------|----------------------------------|---------------------|
| Testigo | 34.22 a | 13.55 b | 7.18 b |
| Diásporas recubiertas con Captán | 19.81 b | 15.15 a | 8.32 a |

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

6.4.- Establecimiento de numularia.

En las variables con las que se estudió la incidencia del estrangulamiento, se encontró que la interacción de los tres factores era significativa, para el número de plantas con estrangulamiento y para la supervivencia de las plántulas emergidas (Cuadro 16). Lo que indica que todas las medias debían compararse entre si, pues los factores substrato, inmersión en ácido y aplicación de fungicida no actuaron en forma independiente.

En cambio para el porcentaje de establecimiento, no hubo interacciones importantes, ya que únicamente fueron significativos los factores. Como éstos actuaron independientemente, las comparaciones deben detectar el mejor promedio dentro de cada uno de ellos.

Cuadro 16.- Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la emergencia de Atriplex nummularia en relación con el substrato, el remojo previo a la siembra y la aplicación de fungicida (Significancia observada).

| Fuentes de Variación | Plantas con estrangulamiento | Porcentaje de establecimiento. | Supervivencia de plantas emergidas |
|----------------------|------------------------------|--------------------------------|------------------------------------|
| Substrato (A) | 0.072 | 0.000 * | 0.401 |
| Remojo (B) | 0.076 | 0.003 * | 0.823 |
| Fungicida (C) | 0.057 | 0.000 * | 0.000 * |
| AB | 0.545 | 0.551 | 0.575 |
| AC | 0.016 * | 0.081 | 0.108 |
| BC | 0.546 | 0.619 | 0.097 |
| ABC | 0.008 * | 0.062 | 0.013 * |

Significativo al 0.05

La incidencia de plántulas con estrangulamiento fue baja en todos los tratamientos, en ninguno se alcanzó el 10% de individuos afectados (Cuadro 17). La supervivencia de las plántulas emergidas fue cercana al 100% en la mayoría de los casos, solo con las diásporas sembradas sobre un lecho de gravilla, hubo combinaciones que tuvieron una supervivencia menor al 90%.

El establecimiento de las plántulas de Atriplex nummularia, fue favorecido significativamente por la aplicación del remojo, aunque la ventaja obtenida fue pequeña (Cuadro 18).

Cuadro 17.- Supervivencia de Atriplex nummularia en relación con el sustrato, la aplicación de remojo y de fungicida.

| Remojo por 48 hrs. y secado | Aplicación de fungicida | Plantas Estranguladas (%) | Supervivencia de plantas emergidas (%) |
|-----------------------------|-------------------------|---|--|
| | | Tierra | |
| No | No | 1 cd | 97 ab |
| No | Si | 2 cd | 87 abc |
| Si | No | 2 cd | 93 ab |
| Si | Si | 1 cd | 94 ab |
| | | Tierra cubierta con una capa de gravilla | |
| No | No | 3 bcd | 93 ab |
| No | Si | 3 bcd | 90 abc |
| Si | No | 1 cd | 98 ab |
| Si | Si | 5 a | 85 abc |
| | | Tierra cubierta con dos capas de gravilla | |
| No | No | 2 cd | 95 ab |
| No | Si | 3 abc | 76 c |
| Si | No | 5 ab | 86 abc |
| Si | Si | 1 cd | 96 ab |
| | | Gravilla | |
| No | No | 1 d | 99 a |
| No | Si | 3 abc | 83 bc |
| Si | No | 2 bcd | 95 ab |
| Si | Si | 5 a | 76 c |

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

Cuadro 18.- Establecimiento de plántulas de Atriplex nummularia en relación con las diásporas sembradas y la aplicación de remojo.

| Tratamiento | Porcentaje de establecimiento de plántulas |
|---------------------------------------|--|
| Remojo por 48 hrs. seguido por secado | 27 a |
| Testigo | 22 b |

Las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

La aplicación del fungicida hizo disminuir el porcentaje de establecimiento a menos del 20% (Cuadro 19), lo cual de acuerdo con los cuadros 15 y 17, se relacionó más con la reducción del número de plántulas emergidas, que con la incidencia del estrangulamiento.

Los substratos tuvieron un efecto determinante en el establecimiento. Los mejores resultados, un 33% de éxito, se obtuvieron con las diásporas sembradas en tierra y cubiertas por una sola capa de gravilla. Empleando exclusivamente gravilla como substrato también se obtuvieron buenos resultados (Cuadro 20).

El establecimiento fue significativamente inferior, cuando se cubrió las diásporas con tierra, menos del 20% de éxito. En cambio, con la colocación de las diásporas entre dos capas de gravilla sobre la tierra, no hubo diferencias significativas con lo obtenido al emplear exclusivamente tierra y al emplear únicamente grava.

Cuadro 19.- Establecimiento de plántulas de Atriplex nummularia en relación con la aplicación de fungicida Captán.

| Tratamiento | Porcentaje de establecimiento de plántulas |
|---|--|
| Diásporas recubiertas con Captán en polvo | 17 b |
| Testigo | 32 a |

Las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

Cuadro 20.- Establecimiento de plántulas de Atriplex nummularia en relación con el substrato.

| Substrato empleado | Porcentaje de establecimiento en relación con las diásporas sembradas |
|----------------------------------|---|
| Tierra | 16.88 c |
| Tierra con una capa de gravilla | 32.50 a |
| Tierra con dos capas de gravilla | 22.50 bc |
| Gravilla | 26.88 ab |

las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

7.- DISCUSION

En los experimentos realizados se trato de incrementar la emergencia de las especies trabajadas, mediante un tratamiento para eliminar la latencia, la aplicación de un fungicida para controlar el estrangulamiento, y el uso de la cobertura con gravilla.

En cuanto al primer punto, se encontró que en ambas especies el tratamiento empleado para eliminar la latencia, tuvo un efecto significativo sobre la emergencia, el cual fue mucho mayor en el huixcolote que en la numularia. Esta diferencia se considera relacionada con el mecanismo inhibitorio presente.

El huixcolote, tiene semillas impermeables al agua (González y Camacho, 1994), las cuales generalmente pueden permanecer latentes en el suelo por períodos prolongados (Rolston, 1978 y Werker, 1981), aunque en ocasiones temperaturas elevadas, superiores a 30 °C, pueden eliminar la impermeabilidad sin necesidad de aplicar un tratamiento (Camacho, 1994 y Nikolaeva, 1969), como ocurre en Enterolobium cyclocarpum (Flores, 1984).

Los resultados obtenidos en el presente trabajo indican que en la propagación del huixcolote, es necesario aplicar un tratamiento para eliminar la latencia, pues con el testigo la emergencia no superó al 10%. En cambio con el tratamiento con ácido sulfúrico concentrado por una hora, combinada con el empleo de un substrato adecuado, se consiguió que las semillas tuvieran una emergencia superior al 50% en menos de 10 días.

En las diásporas de la numularia, el efecto estimulante del tratamiento pregerminativo fue menor, en éstas la inhibición se debe a los compuestos solubles que contienen las cubiertas externas (Beadle, 1952), problema que frecuentemente se manifiesta en siembras realizadas sobre papel en laboratorio, pero no en siembras realizadas en suelo (Camacho y Ramírez, 1987 y Camacho, 1992).

Por lo tanto la aplicación del remojo con secado, como tratamiento para eliminar la latencia de las diásporas de numularia, no demostró ser necesaria. No obstante, debido a los bajos porcentajes de emergencia obtenidos, menores al 50%, se recomienda evaluar períodos de remojo superiores a las 48 hrs., es posible que el bajo efecto del tratamiento, resulte de que se requiere un mejor lavado de las sales e inhibidores presentes en las bractéolas.

Camacho (1994) considera que la aplicación de un tratamiento, no debe descartarse, antes de explorar un intervalo de intensidades amplio.

Pasando al siguiente factor considerado en los experimentos, se tiene que la conveniencia de aplicar un fungicida, está dada

por el balance existente entre la reducción del daño debido a los patógenos y la fitotoxicidad del pesticida.

En las dos especies trabajadas y sobre todo en Atriplex nummularia, la aplicación de Captán produjo fitotoxicidad, la cual se manifestó en un incremento del tiempo y del intervalo de emergencia. A pesar de esto, en Mimosa biuncifera la aplicación del fungicida incrementó el porcentaje de plántulas obtenidas, lo cual no ocurrió en Atriplex nummularia. Los resultados obtenidos sugieren que no es indispensable la aplicación de fungicida para la producción de plantas de estas especies.

La manifestación del ahogamiento en las plantas emergidas de las dos especies fue relativamente baja, hubo muchos casos en que no se presentó. En las dos especies trabajadas, aparentemente el problema de ataque de hongos se manifestó antes de que las plantas emergieran, es decir se dio principalmente en las semillas y en los primeros estadios de las plántulas. Los individuos que lograron emerger tuvieron una expectativa alta de establecerse y sobrevivir.

Para las especies trabajadas no es recomendable la cobertura de las semillas con tierra negra de monte, pues se produjeron los menores porcentajes de producción de plantas (emergencia y establecimiento). Combinando este sustrato con una cubierta de gravilla, se logró mejorar la producción de plantas y reducir el tiempo de emergencia. Es interesante mencionar que ambas especies son capaces de germinar en un sustrato compuesto exclusivamente de gravilla.

La cobertura de las siembras con arenas gruesas es una práctica recomendada para facilitar la emergencia en los viveros forestales (Liegel y Venator 1987; Navarro, 1980), la cual además, también puede ayudar al desarrollo de las plantas. Al respecto, Armson y Ternent (1975), lograron un mejor crecimiento de Picea mariana, con una cubierta de arena sílica gruesa sobre el sustrato.

En las siembras cubiertas con tierra se formaron costras, por lo que la emergencia se produjo únicamente a través de las grietas que se lograban abrir, este fenómeno es común en los sustratos formados por partículas finas y constituye un importante obstáculo para la emergencia (Besnier, 1988).

El incremento en la velocidad de emergencia que se tiene al cubrir con gravilla siembras realizadas en tierra, se puede atribuir a que no ocurre dicho encostramiento, además, de que entre partículas de la gravilla hay numerosos espacios, que sirven de vías para la salida de los tallos de las plántulas.

Landis (1989), sugiere que un sustrato ideal para la emergencia debe tener alta aireación y una baja fertilidad inicial, con el fin de reducir la incidencia del ataque de hongos. Esto concuerda con la buena emergencia y establecimiento obtenido en las siembras realizadas empleando únicamente gravilla.

No obstante, a corto plazo esta opción produjo una reducción del crecimiento, lo cual se atribuyó principalmente a la falta de nutrientes en el medio. Por lo tanto, sólo debe emplearse en la preparación de almácigos, para obtener individuos que se transplantaran a envases inmediatamente.

No se encontró ninguna mejora proveniente de colocar las diásporas entre dos capas de gravilla sobre la tierra, por lo cual se sugiere emplear la gravilla solo como cubierta de las siembras.

En Atriplex nummularia la emergencia fue más lenta cuando las diásporas se colocaron entre dos capas de gravilla sobre la tierra negra, respecto a lo obtenido con empleo de una sola capa de gravilla sobre la tierra, y lo alcanzado al usarla como único substrato. Lógicamente cabía esperar que el comportamiento fuera similar en estas tres opciones.

Para explicar ésta situación, se plantea que el lecho de gravilla impide el abastecimiento de agua a las diásporas por medio de capilaridad, al tiempo que el fino substrato subyacente de tierra impide el movimiento de aire saturado de humedad, que es factible solo en un medio con grandes espacios entre las partículas. En estas condiciones es fácil que ocurra el secado tanto de la cubierta como del lecho. Por lo tanto no se tienen condiciones de humedad que faciliten la emergencia.

Respecto a la aplicación práctica de los resultados obtenidos, el uso de la cubierta de gravilla sobre las siembras, es recomendable en la producción de plantas en almácigo para establecerlas posteriormente en envases, pues puede permitir emplear substratos arcillosos o tierra de cultivo, lo cual reduciría el costo económico y ecológico que tiene el saqueo de tierra negra en los bosques de coníferas.

Tampoco en las siembras realizadas directamente en envases se tendrían problemas, se pueden llenar éstos con tierra y cubrir con gravilla las semillas una vez sembradas, lo cual se puede realizar incluso con máquinas especiales para el llenado de envases (Carmichael, 1968; Liegel y Venator 1987).

En campo, también son aplicables los resultados del presente trabajo, en la literatura se encontró un método eficiente para establecer arbustos de Atriplex por siembra directa en campo, consistente en abrir un surco con el fondo ligeramente elevado del horizonte del suelo, en el cual se depositan un grupo de diásporas, las cuales se cubren con vermiculita y el conjunto se sujeta con una aspersión de pintura de látex (Malcom, 1989).

El uso de la vermiculita y el empleo de pintura de látex, se puede sustituir con la gravilla, que por su peso puede sujetar a las diásporas evitando que el viento y la lluvia las descubran. Es conveniente analizar la relación costo-peso, pues si bien la gravilla es más barata es de mayor peso, lo cual puede

encarecer las siembras. Una función de la pintura de látex, es la de mantener la temperatura, se utiliza de color negro para tiempo frío y clara para el cálido. Lo anterior, se puede imitar empleando gravilla de piedras de distintos colores.

Finalmente cabe repetir que el uso del fungicida es opcional y puede evitarse con el uso de gravilla, la cual no propicia el ataque de los hongos y ayuda a reducir la contaminación por pesticidas, que en el caso del Captán es muy tóxico para los peces (CICOPLAFEST, 1994), su empleo abusivo conduce a la contaminación de mantos freáticos, manantiales, cuerpos y corrientes de agua.

8.- CONCLUSIONES

- I) En la propagación de Mimosa biuncifera, es necesario eliminar la impermeabilidad de la cubierta, pues con el testigo la emergencia no superó al 10%, mientras que con la inmersión en ácido sulfúrico concentrado por una hora, se consiguió que las semillas tuvieran una emergencia superior al 50% en menos de 10 días, con el empleo de un substrato adecuado.
- II) En Atriplex nummularia, en que la latencia está relacionada con compuestos inhibitorios solubles presentes en la cubierta externa de la diáspora, el remojo por 48 hrs. seguido por secado produjo una diferencia consistente y significativa, pero pequeña; pues tan solo incrementó el porcentaje de emergencia, en un promedio de un poco más de un 5% respecto al testigo.
- III) En las dos especies trabajadas el recubrimiento de las diásporas con el fungicida Captán previo a la siembra, tuvo efecto tóxico que se manifestó en una disminución de la velocidad y la uniformidad de emergencia. Lo cual fue más acentuado en Atriplex nummularia. No obstante lo anterior, en Mimosa biuncifera, la aplicación de fungicida incrementó el porcentaje de emergencia, en un 10%.
- IV) En las dos especies los menores porcentajes de emergencia se obtuvieron cuando las diásporas se sembraron en un lecho de tierra de monte y se les cubrió con éste mismo material.
- V) El cubrimiento con gravilla de las siembras realizadas en tierra, incrementó tanto el porcentaje como la velocidad de emergencia de las plántulas.
- VI) La colocación de las semillas entre dos capas de gravilla colocadas sobre la tierra de monte, no produjo ninguna ventaja adicional al cubrimiento de las siembras con gravilla.
- VII) Tanto Atriplex nummularia como Mimosa biuncifera, fueron capaces de germinar en un substrato compuesto exclusivamente por gravilla, alcanzando porcentajes superiores a los obtenidos con la utilización exclusiva de tierra.
- VIII) Los porcentajes de plántulas emergidas que manifestaron estrangulamiento fueron bajos, al parecer las mayores pérdidas ocurrieron antes de que ocurriera la emergencia e incluso la germinación.

9.- BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

Armson, K. A. and Ternent, L. K. 1975. Effects of peat and silica grit mulches on the early growth of black spruce seedlings. *Tree Planters' Notes*. 26(4): 8-9.

Avilés C., S. 1991. Evaluación de métodos de escarificación para la propagación de Atriplex nummularia. Resúmenes del III Simposio Nacional sobre Ecología, Manejo y Domesticación de las Plantas Útiles del Desierto. SARH. INIFAP. UAAAN. Gob. del Edo. de Coahuila y ANCF. México. (Obra sin paginar).

Beadle, N. C. W. 1952. Studies in halophytes I. The germination of the seed and establishment of the seedlings of five species of Atriplex in Australia. *Ecology* 33: 49-62.

Beadle, N. C. W. 1981. The Australian vegetation. Gustav Fischer Verlag Stugar. USA. pp 387-568.

Beristain D., F. 1981. Influencia del pH del agua de riego en la incidencia del Damping-off y el desarrollo de dos especies de pino, en almácigo. Tesis Prof. Ing. Agrón. Esp. en Bosques. Universidad Autónoma Chapingo. México. 70 p.

Besnier R., F. 1988. Semillas; biología y tecnología. Mundi-Prensa. España. 637 p.

Black, R. F. 1954. The leaf anatomy of Australian members of the genus Atriplex. *Aust. Jour. Bot.* 2:269-286.

Bowen, J. E. 1990. Tratamiento de semillas. agricultura de las Américas. Noviembre/Diciembre: 42-50.

Camacho M., F. 1994 a. Dormición de Semillas; causas y tratamientos. Trillas. México. 125 p.

Camacho M., F. 1994 b. Fisiología de la germinación. En: Semillas Forestales. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias. Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Conservación y Mejoramiento de Ecosistemas Forestales. Publicación Especial No. 2. México. pp 12-31.

Camacho M., F. 1992. Manifestación de la dormición química en siembras de vivero. 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 298-309.

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. SARH. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, CECOY. México. pp 282-290.

Camacho M., F. y Ramírez P., M. 1987. Dormición química de pirú (Schinus molle L.) en tres tipos de siembra. Revista Ciencia Forestal. México. 12 (62): 15-31.

Camacho M., F. y Balderas S., G. M. 1994 a. Remojo en agua y en ácido sulfúrico para mejorar la germinación del tejocote (Crataegus pubescens). Memorias del XV Congreso Nacional de Fitogenética. Sociedad Mexicana de Fitogenética y Facultad de Agronomía. Univ. Aut. de Nuevo León. México. pp 223.

Camacho M., F. y Balderas S., G. M. 1994 b. Remojo con secado para mejorar la germinación del capulín (Prunus serotina ssp capuli). Memorias del XV Congreso Nacional de Fitogenética. Sociedad Mexicana de Fitogenética y Facultad de Agronomía. Univ. Aut. de Nuevo León. México. pp 225.

Camargo R., S. L.; Grether, R.; Martínez, B. y Fraile, M. E. 1994. Cuatro especies de Mimosa (Leguminosae) como recurso natural regional. Resúmenes del Primer Congreso Mexicano de Etnobiología. Univ. Aut. del Edo. de Méx y Asoc. Etnobiológica Mexicana. México. pp. 18. (Resumen).

Campbell, T. E. 1982. The effects of presoaking longleaf pine seeds in sterilants on direct seedling. Tree Planter Notes 33 (1): 8-11.

Campbell, S. J. and Landis, T. D. 1990. Managing seedborne diseases in western forest nurseries. Tree Planters' Notes. 41(4):3-7.

Carlson, L. W. and Narin, L. D. 1975. Pentachlorophenol and Captan effects on containerized Red and Jack pine seedlings. Tree Planters' Notes 26: 32-34.

Carmichael, A. J. 1968. Shallow sand cover gives best germination of black spruce seeds. Tree Planters' Notes. 19(1): 5-7.

Cayford, J. H. and Waldron, R. M. 1967. Effects of Captan on germination of White Spruce, Jack and Red pine seed. For. Chon. 43(4): 381-384.

CICOPLAFEST, 1994. Catálogo Oficial de Plaguicidas Comisión intersecretarial para el control del proceso y uso de plaguicidas, fertilizantes y sustancias tóxicas. SARH, SEDESOL, SSA, SECPFI. México.

Cronquist, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia Univ. Press. USA. 1252 p.

Cuevas R., R. A. 1985. Situación Actual de los viveros de algunos estados de la República Mexicana. III Reunión Nacional Sobre Plantaciones Forestales. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Publicación Especial No. 48. México. pp. 320-337.

Dumroese, R. K.; Wenny, D. L. y Quick, K. E. 1990. Reducing pesticide use without reducing yield. *Tree Planters'Notes* 41(4): 28-32.

Edgren, J. W. and Trappe, J. M. 1970. Growth of Douglas-fir, Ponderosa pine and Western larch seedlings following seed treatment with 30 percent hydrogen peroxide. Pacific North West Forest and Range Experiment Station. USDA-Forest Service. Research Note. USA. PNW-130. 6 p.

Espinosa, J. 1979. *Leguminosae*. En: Rzedowski, J. y Rzedowski G. C. (ed.) *Flora Fanerogámica del Valle de México Vol. I*. CECSA. México, D. F. pp 284 - 285.

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

Flinta, C. M. 1960. *Prácticas de plantación Forestal en América Latina*. FAO Cuadernos de Fomento Forestal No. 15. Italia. 497 p.

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.

Galloway, G. y Borgo, G. 1983. Manual de viveros forestales de la sierra peruana. Proyecto FAO/Holanda/INFOR. Perú. pp 32.

Garzón C., C. E. 1986. Estudio para la adaptación de especies forestales en el área del Ex lago de Tezcoco. Tesis profesional de Ingeniero Agrónomo especialista en Bosques. Universidad Autónoma Chapingo. México. 178 p.

Gómez N., M. S. y Yañez M., O. 1963. Damping-off en *Pinus montezumae* y su combate. Instituto Nacional de investigaciones Forestales. Boletín Técnico No. 7. México. 31 p.

González K., V. y Camacho M., F. 1994. Avances en la propagación de cuatro especies presentes en el Pedregal de San Angel, D. F. En: Rojo, A. (Ed.) *Reserva Ecológica el Pedregal de San Angel; Ecología, Historia Natural y Manejo*. UNAM. México. pp. 403-410.

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.

Grether, R. 1982. Aspectos ecológicos de *Mimosa biuncifera* y *Mimosa monancistra* en el noroeste del Estado de Guanajuato. Boletín de la Sociedad Botánica de México. (43): 43-60.

Hartmann, H. T. y Kester, D. F. 1987. Propagación de Plantas; principios y prácticas. Td. A. Marino. CECOSA. México. 810 p.

Havard-Duclos, B. 1969. Las plantas forrajeras tropicales. Td. Vicente Ipoll. Blume.España. 380 p.

Hernández R., C. 1991. Rompimiento de la latencia en semillas de Mimosa biuncifera Benth. mediante tratamiento con agua caliente. Tesis Profesional de Biólogo. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 88 p.

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 Univ. Aut. de Chiapas. México. pp 449.

Humphrey, R. R. 1958. The desert grassland. A history of vegetational change and analysis of causes. Bot. Rev. 24(4):193-251.

Johnston, M.C. 1963. Past and present grassland of southern Texas and northeastern of México. Ecology 44(3): 456-466 pp.

Johnson, D. W. and Harvey, R. D. Jr. 1975. Seed-protectant fungicides for control of Douglas-fir and poderosa pine seedling root rots. Tree Planter'Notes 26(2): 3-5.

Jones, R. M. 1968. Studies on the stimulation of germination and emergence of old man saltbush (Atriplex nummularia). J. Soil Conserv. N. S. W. 24:271-278.

Kurtz, M. E.; Cole, A. W. and Salin, M. L. 1982. Some metabolic responses of Rhizoctonia solani to Napropamina. Weed Science 30 (5): 491-494.

Lamontagne, Y. 1974. Germination retarded but protection enhanced in conifer seed after coating. Tree Planter'Notes. 25(1): 14-15.

Landis, D. T. 1989. Disease and pest management. En: Landis, T, D.; Tinus, R W.; Mc Donald, S. E. and Barnett, J. P. The container tree nursery manual. Vol 5. USDA Forest Serv Agric. Handbk. 674. USA. pp 1-99.

Liegel, L. H. and Venator, C.R. 1987. A Technical Guide for Forest Nursery Management in the Caribbean and Latin America. USDA. For. Serv. Souther Exp. Station. General Technical Report SO-67. USA. 156 p.

Lock, W.; Sutherland, J. R. and Sluggett, L. J. 1975. Fungicide treatment of seed for damping-off control in British Columbia forest nurseries. Tree Planters'Notes. 26(3): 16-18 y 28.

Malcom, C. V. 1989. Forage shrub production on salt-affected soils. En: McKell, C. M. (Ed.) The biology and utilization of shrubs. Academic Press. E.U.A. pp 553-554.

Matuda, M. E. 1981. Las leguminosas del Estado de México. Dirección de Recursos Naturales. Servicios Integrados en el Estado de México. CODAGEM. Folleto No. 272. México. pp 1-100.

Monroy A., A.; Cruz R., J. A.; Orozco A., M. S. y García S., R. 1990. Procesos de regeneración ecológica en una zona semiárida del Valle de Actopan, Hidalgo. Resúmenes del X Coloquio de Investigación de la Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala. UNAM. México. Resumen 59.

Morales V., G. y Camacho M., F. 1985. Formato y recomendaciones para evaluar germinación. III Reunión Nacional Sobre Plantaciones Forestales. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Publicación Especial No. 48. México. pp 123-138.

Munz, P. A. and Keck, D. D. 1970. A californian flora. Univ. of California Press. EUA. pp 368-379.

Namur, P. 1989. Arbustos y forrajeras introducidas en los llanos de la Rioja. Forrajes y Cultivos Adecuados para la Región Chaqueña Semiárida. FAO. Chile.

Navarro G., M. 1980. El catón de los viveros forestales del ICONA; una iniciación al cultivo de viveros para repoblación forestal en clima seco. Ministerio de Agricultura. Ins. Nal. para la Conservación de la Naturaleza. España. 105 p.

Nikolaeva, G. M. 1969. 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. pp 50-73.

Ortega R., B. E. 1992. Establecimiento de una plantación urbana en Santa Elena, Chimalhuacán, México. En: Memoria de la Reunión Científica Forestal y Agropecuaria del Campo Experimental Coyocacán. Publicación Especial Número I. SARH. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, CECOY. México. pp. 52-60.

Parra G., P. 1984. Estudio de la morfología externa de plántulas de Calliandria gracilis, Mimosa albida, Mimosa arenosa, Mimosa camporum y Mimosa tenuiflora. Rev. Fac. Agron. (Maracay) 13(1-4): 311-350.

Parraguirre L., J. F. C. y Camacho M., F. 1992. Velocidad de germinación de veintiún especies forestales tropicales. Ciencia Forestal en México. 17 (72): 3-26.

Pawuk, W. H. 1979. Fungicide covering affect the germination of souther pine seeds. Tree Planters' Notes 30 (1): 3-4.

Perry, D. A. 1972. Interating effects of seed vigour and environment on seedling establishment. En: Heydecker, R. W. 1973. Seed ecology; Proceedings of the Nineteenth Easter School Agricultural Sciences. Univ. of Nottingham. Inglaterra. pp 311-323.

Petterson, G. W. 1970. Seed-protectant chemical affect germination of poderosa pine seed. Tree Planter'Notes 21 (4): 25-29.

Poswal, M. A.; Atangs, P. A. and Akpa, A. D. 1992. Laboratory and glasshouse evaluation of seed treatment chemicals in relation to some seed-seedling parameters in cotton. Seed. Sci and Technol 20: 69-76.

Ramírez O, M. G. y Camacho M., F. 1987. Tratamiento de semillas latentes de importancia económica. Biología y otras ciencias. México. 16(1-4):37-42.

Redfern, D. B. 1970. The effect of plant residues on damping-off of Pinus resinosa seedlings. Tree Planter'Notes 21(4): 13-14.

Reyes C., P. 1978. Diseño de experimentos agrícolas. Trillas. México. pp. 257-290.

Rosales M., P. y Camacho M., F. 1986. Problemas en la reproducción de plantas que puedan colonizar suelos degradados en Naucalpan, Estado de México. ENEP-Iztacala. UNAM. México. pp 47-48.

Rolston, M. P. 1978. Water impermeable seed dormancy. Bot. Rev. 44(33): 356-436.

Rzedowski, J. 1966. Vegetación de San Luis Potosí. Acta Ci. Potos. (1-2): 5-291

Rzedowski, J. y McVaugh, R. 1966 La vegetación de Nueva Galicia. Contr. Univ. Mich. Herb. 9(1): 1-123

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

Sánchez, S. O. 1976. Flora del Valle de México. 3a. Herrero. México. pp 200-201.

Scott, G. H. 1957. Los pastizales de Durango. Estudio ecológico, fisiográfico y florístico. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables. México. 280 p.

Trappe, J. M. 1961. Strong hydrogen peroxide for sterilizing coats of tree seed and stimulating germination. Journal of Forestry 59 (11): 828-829.

Treviño G., J. L. 1981. Influencia del pH del agua de riego en el desarrollo y la micorrización de dos especies de pino, en invernadero. Tesis Prof. Ing. Agrón. Esp. en Bosques. Universidad Autónoma Chapingo. México. 131 p.

Valle G., P.; Hernández R., J. L.; Iturriaga O., I.; Rodríguez M., V. y Macías V., L. M. 1991. Efecto de la solarización del suelo en la incidencia de la pudrición blanca del ajo (Allium sativum L.) en Aguascalientes. Memorias del IV Congreso de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. SOMECH. México. pp 75.

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