



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS PROFESIONALES
ZARAGOZA

ECOFISIOLOGIA DE LA GERMINACION DE
ALGUNAS ESPECIES DE CRUCIFERAS NATIVAS
E INTRODUCIDAS DE LA ZONA SUR DEL
VALLE DE MEXICO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

B I O L O G A

P R E S E N T A :

ROSA MARIA GUTIERREZ OLMOS

México, D. F.

1993

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



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 está 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.

INDICE

Resumen -----	1
Introducción-----	2
Objetivos-----	5
Antecedentes-----	6
a) Características generales de las semillas-----	10
b) Germinación y latencia-----	11
c) Latencia regulada por la luz-----	12
d) Latencia regulada por la temperatura-----	14
e) Latencia regulada por hormonas vegetales-----	16
f) Latencia regulada por la testa-----	17
g) Generalidades de las especies estudiadas-----	18
Descripción del área de estudio-----	24
Metodología-----	24
Resultados-----	27
Discusión-----	28
Conclusiones-----	47
Literatura Citada-----	49

RESUMEN

Se investigó la respuesta germinativa a distintos niveles de factores experimentales de luz, escarificación, temperatura y ácido giberélico en crucíferas nativas (Lepidium virginicum y Descurrainia impatiens) e introducidas (Sisimbrium irio, S. altissimum, Brassica nigra, B. campestris, Eruca sativa y Raphanus raphanistrum), que crecen espontáneamente en la zona sur del Valle de México. Dicha respuesta fue interpretada ecofisiológicamente y comparada entre especies, con el objeto de explicar algunas de las causas que favorecieron su establecimiento, abundancia y distribución dentro del Valle. Se encontró que tanto las especies nativas como introducidas no presentaron requerimientos específicos como grupo, y que su éxito se debió a que encontraron las condiciones geográficas y climáticas adecuadas para su establecimiento.

ECOFISIOLOGIA DE LA GERMINACION DE ALGUNAS ESPECIES DE CRUCIFERAS
NATIVAS E INTRODUCIDAS DE LA ZONA SUR DEL VALLE DE MEXICO.

INTRODUCCION

El Valle de México queda dentro de la zona templada subhúmeda, que abarca la mayor parte de las áreas montañosas de México. Esta zona es considerada como la que tiene el mayor número de especies y de endemismos.

En la actualidad el Valle de México ha sido fuertemente modificado, como resultado del uso del suelo y de la explotación a la que ha estado sujeto desde la época prehispánica hasta nuestros días. Actualmente la mancha urbana y las zonas dedicadas a la actividad agrícola comprenden el 76% de su superficie mientras que sólo el 24% está cubierto por la vegetación original con diferentes grados de alteración (Flores y Gerez, 1988).

Después de la conquista se introdujeron muchas especies al Valle de México y actualmente su flora espontánea comprende un total de 126 familias, 638 géneros y 2069 especies, de las cuales 160 especies son introducidas.

Estudios realizados por Rapoport, et al (1983) sobre la ecología urbana de la Ciudad de México y zonas aledañas, han revelado que la urbanización y acumulación de basura parecen influir desfavorablemente en el desarrollo de la flora espontánea, aunque se ha observado que el 70% de las especies que crecen en jardines, caminos, baldíos, banquetas, plazas y camellones es nativa en tanto que el 30% restante es introducido.

La familia Cruciferae en el Valle de México está representada por 19 géneros y 42 especies de las cuales 6 géneros y 13 especies (correspondientes a 9 géneros) son introducidas.

La mayoría de las especies introducidas de esta familia se comportan principalmente como arvenses y ruderales de amplia distribución, de las cuales las más comunes son: Brassica campestris, Sisymbrium irio, Eruca sativa y Raphanus raphanistrum.

El éxito y abundancia de éstas especies indican una eficiente diseminación y una adecuada aclimatación a las condiciones de temperatura, fotoperíodo y humedad del Valle, lo cual puede ser resultado de la plasticidad original de las especies o de la selección de poblaciones locales adaptadas a las condiciones ambientales de la región (Jouret, 1977; Patterson, 1985). Muchas de estas especies presentan en su germinación características típicas de plantas de origen templado o frío como es el requerimiento de una estratificación térmica para romper la latencia y temperaturas cardinales de germinación situadas en un rango de temperaturas relativamente bajas (Fenner, 1986). Así mismo debe existir una adecuación del período de latencia y de sobrevivencia en el banco de semillas que coincida con las fluctuaciones climáticas del Valle y que permitan el establecimiento en el período favorable para el crecimiento de las plantas (Roberts, 1981; Fay y Olson, 1978).

En los estudios ecofisiológicos es recomendable comparar la respuesta germinativa obtenida de distintas especies bajo condiciones controladas, antes de hacer comparaciones a nivel de

campo en relación con su hábitat o distribución. Dichas comparaciones son importantes para conocer las respuestas de las poblaciones o ecotipos a los factores ambientales o para investigar la adaptabilidad de las respuestas en relación a la presión ejercida por los cambios climáticos o de las consecuencias sufridas en las especies introducidas por el hombre (Thompson, 1970 a).

La gran diversidad de hábitats en los que las crucíferas se presentan, así como su amplia abundancia y distribución dentro del Valle, las hace el material ideal para realizar un trabajo comparativo de la ecofisiología germinativa entre especies nativas e introducidas, que nos permita sentar las bases para entender su establecimiento, abundancia y distribución en diferentes ambientes.

En lo particular en éste trabajo se investigó la respuesta germinativa de dos especies de crucíferas nativas Lepidium virginicum y Descurrainia impatiens, y seis introducidas Sisimbrium irio, S. altissimum, Brassica campestris, B. nigra, Eruca sativa y Raphanus raphanistrum; las cuales crecen de manera espontánea en la parte sur de la Cuenca de México.

OBJETIVO GENERAL

Investigar la respuesta germinativa en semillas de crucíferas tanto nativas como introducidas al Valle de México, a distintos niveles de factores experimentales (luz, temperatura, escarificación y ácido giberélico), dando un significado ecofisiológico a dicha respuesta y comparándola entre ambos grupos para entender algunas posibles causas de su establecimiento, abundancia y distribución dentro del área de estudio.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- 1.- Determinar la naturaleza del fotoblastismo (respuesta a la luz blanca) de las diferentes especies.
- 2.- Determinar la presencia o ausencia de latencia endógena por medio de tratamientos con estratificación (bajas temperaturas), temperaturas alternantes, escarificación y hormonas (ácido giberélico).
- 3.- Determinar las temperaturas cardinales (mínima, óptima y máxima) de germinación de las especies consideradas.

ANTECEDENTES

Generalidades de las crucíferas

La familia Cruciferae tiene aproximadamente 3000 especies, la mayoría de ellas son herbáceas aunque frecuentemente poseen tallos subterráneos leñosos o tubérculos. Muchas especies vegetales de esta familia son cultivadas por su valor nutritivo, comercial y económico como en el caso de Brassica oleracea, B. napobrassica, B. albograba, B. rapa, B. campestris y B. pekinensis; conocidas más comunmente bajo el nombre de coles y mostazas como son: col de bruselas, colinabo, brocoli, coliflor, etc. Algunas otras por sus semillas oleaginosas son cultivadas en Europa y Canadá en gran escala para producir margarinas y aceites comestibles e industriales sobresaliendo entre estas Brassica campestris y B. napus. Además es importante resaltar que la producción de aceites extraídos de crucíferas ocupa el quinto lugar a nivel mundial (Wilcox and Leffel, 1987). Las semillas de B. juncea y Sinapis alba conocidas comunmente con el nombre de mostaza café y mostaza blanca respectivamente, se utilizan principalmente como condimento, aunque también tienen uso medicinal como rubefacientes o contrairritantes (Heiser and Freeman, 1981).

Todas las crucíferas económicamente importantes son propagadas por medio de semillas, aunque algunas menos importantes se propagan de manera vegetativa como el berro (Nasturtium spp.), Armorica rusticana, Colchlearia armorica y Crambe maritima (Crisp, 1974) por lo que la germinación de las especies útiles es conocida en algunos casos muy profundamente y en otros de manera superficial.

En especies cultivadas del género Brassica como: B. napus, B. campestris y B. juncea. se conocen incluso aspectos ligados a la herencia genética sobre la germinación. En éstas especies la producción de semillas está influenciada por la interacción de muchos factores ambientales, entre los cuales sobresale el tiempo en que la semilla es cosechada, el cual afecta su producción y rendimiento. La influencia del medio ambiente sobre los progenitores (efecto materno), es determinante en la germinación y emergencia de la plántula (Guterman, 1985; Hodgkins, 1980).

Ciertas especies son explotadas en forma silvestre y consumidas localmente como medicamento o alimento humano, y algunas otras son utilizadas como forraje para animales o abono agrícola encontrándose entre éstas Raphanus sativus, Raphanus raphanistrum, Eruca sativa, Camelina sativa, Brassica nigra, Sisymbrium irio, S. altissimum, Lepidium virginicum y Brassica campestris (Madueño, 1963; Pontt Quer, 1962; Van Dersel, 1943; Hyams, 1971), aunque según Rzedowski y Rzedowski (1979) Raphanus sativus es especie escapada de cultivo .

Muchas de ellas se han investigado por su utilidad con el propósito de mejorarlas genéticamente, mientras que otras han sido estudiadas debido a su comportamiento "agresivo" con respecto a ciertos cultivos. Tal es el caso de Brassica nigra y Camelina sativa que no sólo crecen como especies ruderales y/o arvenses sino que además han desarrollado razas especializadas adaptadas al hábitat, requerimientos ecológicos y fenología de cultivos de B. campestris y Linum usitatissimum respectivamente. Asimismo la

especie cultivada Raphanus sativus y R. raphanistrum han desarrollado un híbrido muy parecido a R. sativus, el cual produce semillas latentes, pero con un sistema radical más profundo y ramificado (Grant, 1989; Patterson, 1985).

En el viejo mundo la mayoría de los géneros de ésta familia se concentran en las regiones templadas del hemisferio norte, en particular en las zonas de los alrededores del mar Mediterráneo y en la zona sureste de Asia y Asia central, donde hay mayor representación de géneros que en otras partes del mundo. Hay pocas en el hemisferio sur y muy pocas en las regiones tropicales (Hedge, 1974); Cardamine, Lepidium y Rorippa son de los pocos géneros que están bien representados en lugares tropicales a escala mundial.

En las últimas décadas se han descubierto y descrito dos nuevos géneros Physocardamum (Hedge, 1968) en el este de Anatolia y Fabrisinapis (Townsend, 1971) en Sokotra.

Esta familia es particularmente exitosa, lo cual se nota en su penetración y establecimiento en casi cualquier hábitat y ambiente disponible. Algunas de ellas crecen bien en el círculo ártico aunque otras se han encontrado a mayores latitudes del hemisferio sur. Asimismo muchas de ellas se hallan en límites altitudinales de vegetación; por ejemplo ciertas especies de Draba se han encontrado a 5700 m.s.n.m. También habitan en medios acuáticos o palustres, y se ha comprobado su éxito al desarrollarse muy bien en desiertos considerados ecológicamente inhóspitos (Hedge, 1974).

Una de las características de esta familia es su evolución a través de su establecimiento en ambientes difíciles y

CUADRO 1. Crucíferas presentes en el Valle de México.

	HABITAT	ABUNDANCIA	USOS
<i>Barbarea orthoceras</i> Fern.	SUBAQUA. B.P.A	E	
<i>Brassica campestris</i> L.*	Cu. Ca. Ba Ja. y Bal.	MA	ALIMENTO DE AVES
<i>Brassica kaber</i> (DC.) Wheeler *	Cu.	E	
<i>Brassica nigra</i> (L.) Koh.	Ca. Ba. Bal. y Ja.	E	CONDIMENT MEDICINAL
<i>Camelina sativa</i> (L.) Crantz.*	Cu.	E	OLEAGINO- SA, CONDI- MENTO.
<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medic.*	Cu. Ca. Ba Ja. y Bal.	E	MEDICINAL
<i>Cardamine flaccida</i> Cham.& Shl.	B.C.E. A.P.M. SUBAQUA.	E	
<i>Cardamine gambellii</i> Wats.	SUBAQUAT	E?	
<i>Cardamine obliqua</i> Hochstetter.	B.C.E. A.P.M.	E	
<i>Coronopus didymus</i> (L.) Smith.**	Cu. Ca. Ba Bal. y Ja.	E	MEDICINAL
<i>Descurainia impatiens</i> Cham. & Schl.) O.E.Schulz	Cu. Ca. Ba Bal. y Ja. A.P.M B.C.E.	E	
<i>Descurainia virletii</i> (Fourn.) O.E. Schulz.	Cu. Ca. Ba Bal. y Ja.	E	
<i>Draba nidalgensis</i> Calderon	B.A.	E	
<i>Draba jorullensis</i> HBK.	A.P.M.	E	
<i>Draba nivicola</i> Rose.	A.P.M.	E	
<i>Eruca sativa</i> Mill. *	Cu. Ca. Ba Bal. y Ja.	A	ALIMENTO MEDICINAL
<i>Erysimum capitatum</i> (Dougl.) Greene.	B.C.E. MAT.XER.	E	
<i>Halimolobos berlandieri</i> (Fourn.) Schulz.	Ca. Ba. Bal. y Ja.	A	
<i>Halimolobos hispidula</i> (DC.) Schulz.	Ca. Ba. Bal. y Ja.	A	
<i>Halimolobos palmeri</i>	MAT.XER.	E	
<i>Halimolobos polysperma</i> (Fourn.) Schulz.	MAT.XER.	E	
<i>Iodanthus petiolatus</i> (Hemsl.) Rollins	MAT.XER.	E	

<i>Lepidium dabra</i> L.	Ca. Ba. Bal. y Ja.	RA	MEDICINAL
<i>Lepidium latifolium</i> L.	SUSAL.	RA	MEDICINAL
<i>Lepidium oblongum</i> Small. var <i>oblongum</i>	Ca. Ba. Bal. y Ja.	E	
<i>Lepidium schaffneri</i> Thell.	Ca. Ba. Bal. y Ja. B.C.E.	E	
<i>Lepidium sordidum</i> Gray	Ca. Ba. Bal. y Ja.	E	
<i>Lepidium virginicum</i> L. var <i>pubescens</i> (Greene) C.L. Hitchc.	Cu. Ca. Ba. Bal. y Ja.	A	MEDICINAL
<i>Lesquerella argentea</i> O(Schauer) Wats.	SAL.Ca. Ba Bal. y Ja.	ME	
<i>Mancoa rollinsiana</i> Calderón.	SUBAQUA.	E	
<i>Pennellia longifolia</i> (Benth.) Rollins.	B.C.E.	E	
<i>Pennellia micrantha</i> (Gray) Nieuwl.	MAT.XER. ZAC.	E	
<i>Raphanus raphanistrum</i> L.*	Cu. Ca. Ba. Bal. y Ja.	A	ALIMENTO FORRAJE MEDICINAL
<i>Romanschulzia arabiformis</i> (DC.) Rollins	B.C.	E	
<i>Rorippa mexicana</i> (Moc. & Sessé) Standl. & Steyermark	SUBAQUA.	A	
<i>Rorippa nasturtium- aquaticum</i> (L.) Schinz & Thell. *	AQUA. CULTIVADA	A	ALIMENTO MEDICINAL
<i>Rorippa palustris</i> (L.) Besser	SUBAQUA.	E	
<i>Rorippa pinnata</i> (Moc.& Sessé) Rollins	AQUA.	E	
<i>Sisymbrium altissimum</i> L. *	Ca. Ba. Bal y Ja.	E	MEDICINAL
<i>Sisymbrium irio</i> L.*	Cu. Ca. Ba Bal. y Ja.	A	MEDICINAL
<i>Sisymbrium officinale</i> (L.) Scop.*	Ca. Ba. Bal. y Ja.	E	MEDICINAL
<i>Thelypodium wrightii</i> (Gray) Rydb.	MAT.XER.	E	

*Especies introducidas

**No esta claro si es introducida.

Hábitat: A.P.M.= altos picos montañosos; AQUA= acuatico;
SUBAQUA= subacuatico; Cu.= cultivos; Ca= caminos; Ba= banquetras;
Bal= baldios; Ja= jardines; B.C.E= bosque de coníferas y encinos;
MAT.XER.= matorral xerófilo; SUSAL= suelos salinos; SAL= suelos
salobres; ZAC.= zacatal.

Abundancia: A= abundante; MA= muy abundante; E= escasa; ME=
muy escasa; RA= rara; E?= escasa o quizá extinta en la actualidad.
Fuente: Rzedowski y Rzedowski (1979), Font Quer, 1962.

especializados, por lo que en esta familia se tiene la impresión de que es altamente adaptable a un gran rango de ambientes inusuales, evolucionando en ellos (Hedge, 1974).

Entre las especies neófitas registradas para el Valle de México, existen algunas que son cultivadas, arvenses y/o ruderales en Europa y otras regiones del viejo mundo, como Brassica campestris, B. nigra, Capsella bursa-pastoris y Raphanus sativus y otras que sólo son arvenses o ruderales como Eruca sativa, Raphanus raphanistrum y Sisymbrium irio. Sin embargo dentro del Valle ninguna es cultivada y más bien son de hábitos arvenses y/o ruderales, siendo las más comunes y abundantes Brassica campestris, Eruca sativa, Raphanus raphanistrum y Sisymbrium irio mismas que se encuentran principalmente en cultivos de maíz, trigo, cebada, avena y otros granos, y también en cultivos de nopal, chicharo, calabaza, frijol y ebo; así como en terrenos baldíos, jardines y banquetas (Rzedowski, 1979; Sánchez, 1968; Villegas, 1979).

También algunas especies del continente Americano han sido introducidas a Europa destacando entre ellas Lepidium virginicum, la cual crece abundantemente en la cercanía de las habitaciones, calles y banquetas, así como en terrenos cultivados por lo que se considera como una especie nociva en algunas regiones de Europa (Robbins, 1942; Holm, et al, 1979). En el Cuadro 1. se presenta un resumen de todas las especies de crucíferas presentes en el Valle de México indicando su hábitat, abundancia y usos más comunes.

Como todas las especies silvestres, las crucíferas ruderales y arvenses poseen una serie de mecanismos que les permiten

sobrevivir a la presión de los factores ambientales, entre los cuales podemos mencionar su capacidad para producir gran número de semillas. Por ejemplo se sabe que una planta de Sisymbrium altissimum produce aproximadamente 511,208 y una de Brassica nigra 58,363 (Muench, 1984), las cuales muestran gran dimorfismo germinativo, asegurando con ésto que aún bajo condiciones óptimas sólo parte de las semillas germinen al mismo tiempo. Otro de sus atributos lo encontramos en la longevidad y viabilidad de sus semillas para permanecer latentes enterradas en el suelo durante largo tiempo como lo reportó Darlington (1951), en semillas de B. nigra y L. virginicum las cuales fueron viables después de haberse enterrado en el suelo durante 50 y 40 años respectivamente.

Características generales de las semillas.

Una característica importante de las crucíferas es que las células epidermales en la cubierta de las semillas invariablemente contienen mucílago, y está depositado alrededor de un núcleo de celulosa cristalina, lo cual confiere un atributo especial a ésta familia (Atal, 1960).

Las semillas producidas por las especies silvestres del grupo presentan un marcado heteromorfismo (Harper, 1965; Baskin y Baskin, 1976a) no sólo en su respuesta germinativa sino también en cuanto a sus características físicas como son forma, tamaño, peso y color lo cual se ha interpretado ecológicamente como una estrategia para incrementar la sobrevivencia de las plantas a la utilización de diferentes hábitats (Radosevich, 1986; Silvertown, 1984)

La diferencia fenotípica de los propágulos es una expresión de la variación del genotipo (Capinera, 1979), lo cual está relacionado con su comportamiento germinativo, como lo demuestran Stanton (1984) en experimentos realizados con Raphanus raphanistrum donde se observó que existe fuerte correlación entre el tamaño de la semilla y la plántula producida, lo que a su vez está relacionado con el contenido energético de la semilla (Crocker y Barton, 1947). También se ha observado en varias especies de Brassica que el peso de la semilla juega un papel importante en la viabilidad y establecimiento de la plántula (Hodgkins, 1980).

Germinación y Latencia.

La latencia es un estado de reducción del desarrollo de la semilla en la cual la acción de algún mecanismo químico, metabólico o estructural impide su germinación; en cambio, aquellas semillas que se encuentran en estado de "reposo aparente" debido únicamente a un suministro inadecuado de agua se dice que están en estado de quiescencia (Orozo-Segovia, 1991).

Se ha considerado que esta etapa es biológicamente ventajosa en la adaptación de los ciclos de crecimiento de las plantas a las variaciones estacionales y fortuitas de las condiciones ambientales (Fenner, 1986).

Se distinguen tres tipos básicos: Latencia innata, inducida o secundaria y forzada o impuesta (Harper, 1959). Así, las semillas que inicialmente no germinan al ser liberadas o separadas de la planta madre se dice que tienen latencia innata o endógena; las que

en un principio no presentan latencia pero la desarrollan después de que las semillas han sido expuestas a un medio desfavorable como poco oxígeno, mucho CO₂, temperaturas muy altas, etc., tienen latencia inducida o secundaria. Finalmente, aquellas semillas que no germinan debido a la presencia o ausencia de algún otro factor en el ambiente como luz se dice que presentan latencia impuesta o exógena (Harper, 1959; Karssen, 1980/81).

La profundidad y las características de la latencia varían de una especie a otra y muchas veces dentro de la misma especie o planta. La variación intraespecífica depende entre otras cosas de la época de la cosecha, la edad de la semilla, la herencia genética de la planta progenitora y otros factores conocidos como efecto materno, entre los que se encuentran las condiciones ambientales previas a la formación de los frutos o durante la formación de éstos, estado nutricional de la planta madre, etc. (Guterman, 1980/81). Sin embargo, la latencia puede ser modificada o romperse por completo por una serie de factores químicos, físicos, mecánicos o biológicos del ambiente natural o bajo condiciones controladas de laboratorio.

LATENCIA REGULADA POR LA LUZ

La mayoría de las semillas producidas por las especies heliófitas son fotoblásticas, es decir, sólo germinan cuando son expuestas a la luz. Esto se observa comunmente en las semillas que forman parte de los "bancos de semillas" de los suelos arables, terrenos abandonados, lotes baldíos y caminos, los cuales al ser

perturbados por las prácticas de cultivo, pastoreo continuo y constante paso de los transeúntes quedan al descubierto, dándoles oportunidad de germinar al ser expuestas a la luz, produciendo un gran número de plántulas (Wesson y Waring, 1968).

Este fenómeno también se ha observado ampliamente en las selvas tropicales, en plantas de especies pioneras o cicatrizales. Por ejemplo, las semillas de varias especies de Piper germinan después de que ha sido perturbado el dosel de la selva, por tala de árboles o por la caída de las ramas de estos, permitiendo la entrada de luz (Orozco-Segovia y Vázquez-Yañez, 1989).

La capacidad para detectar la calidad y cantidad de luz incidentes sobre las semillas, así como los cambios en el tiempo de exposición (fotoperíodo) está dada por el fitocromo, cromoproteína fotorreversible que en su forma inactiva (Pr) absorbe la luz en longitud de onda de 660 nm (rojo) y en la activa (Pfr) absorbe la longitud de onda 730 nm (rojo lejano) (Borthwick et al, 1952; Borthwick y Hendricks, 1960; Smith y Holms, 1977)

En algunas especies de crucíferas el comportamiento frente a la luz es bien conocido, por ejemplo, en Lepidium virginicum se han determinado sus requerimientos de luz y el desarrollo de la sensibilidad a ésta con la imbibición (Tool et al, 1954); así mismo en Raphanus sativus se ha observado el efecto de la calidad de luz durante la formación de las semillas lo cual afecta su germinación (Ladeira et al, 1987).

LATENCIA REGULADA POR LA TEMPERATURA

La influencia de la temperatura sobre la germinación de las semillas ha sido ampliamente investigada y su efecto es muy variable dependiendo de la especie, condiciones en las que se encuentran dichas semillas y de las fluctuaciones diurnas y estacionales que se presentan en las localidades donde éstas se hallan.

Los cambios de temperatura que experimentan las semillas enterradas en el suelo o bajo el dosel vegetal son relativamente nulos (Thompson, et al 1977; Senden, et al 1986), a diferencia de aquellas que se encuentran en terrenos abiertos, las cuales tienen que enfrentarse a fluctuaciones drásticas (Vazquez-Yanes, 1974b).

En el caso de las semillas que están a cierta profundidad del suelo, se ha sugerido que las temperaturas bajas y estables que ahí se presentan incrementan la persistencia de las semillas enterradas (Schafer y Chilcote, 1970).

La respuesta germinativa a las fluctuaciones de temperatura, sobre todo de aquellas semillas pequeñas de los bancos persistentes, es considerada como un mecanismo adaptativo que les permite "detectar" la profundidad a la que se encuentran en el suelo y/o para la "detección" de los claros en el dosel vegetal (Thompson y Grime, 1983; Thompson y Whathey, 1984; Erasmus y Standen, 1986).

En algunas especies las altas temperaturas inducen latencia, tal como se observe en Plantago mayor y P. lanceolata (Pons y Van der Toorn, 1988). En cambio en semillas oleaginosas de Raphanus

sativus expuestas a 100 °C durante 60 minutos no hay gran efecto, posiblemente porque los aceites presentes tengan alguna función protectora antioxidante de los ácidos grasos (Siegel, 1950).

El efecto de las temperaturas estacionales se observa claramente en las especies anuales de invierno o verano, ya que en las anuales de invierno las semillas son latentes durante la estación cálida y seca de verano y germinan en otoño; mientras que las anuales de verano son latentes en otoño y pierden la latencia durante el invierno (Baskin y Baskin, 1968; Bouwmeesterand y Karssen, 1989).

La temperatura no sólo determina la época del año durante la cual ocurre la germinación y desarrollo de las plantas, sino que también determina la distribución geobotánica de las diferentes especies, lo cual se refleja en su respuesta germinativa (Thompson, 1970b). El rango de temperaturas dentro del cual las semillas germinan presenta un valor óptimo, en el cual la velocidad y porcentajes de germinación son más altos; por abajo y arriba de éste valor están las temperaturas umbrales, donde la germinación es lenta o no se presenta. A estas temperaturas (umbral inferior, óptima y umbral superior) se les llama temperaturas cardinales (Patterson, 1985). El conocimiento de las temperaturas cardinales puede ser la base para relacionarlas con su distribución geográfica o para hacer comparaciones entre plantas procedentes de diferentes regiones, ya que las respuestas germinativas a la temperatura están estrechamente ligadas a los requerimientos ecológicos de un hábitat particular (Thompson, 1970a).

LATENCIA REGULADA POR HORMONAS VEGETALES

Las hormonas vegetales son sustancias químicas que tienen una función reguladora en la planta y están contenidas también en frutos y semillas. Dentro de estas sustancias se encuentran las auxinas, kinetinas, ácido giberélico, etc., las cuales regulan el metabolismo y desarrollo de las semillas, ya sea estimulándolo o inhibiéndolo; en algunas semillas dichas hormonas pueden sustituir a la luz, temperatura o algunos otros factores requeridos para romper la latencia (Mayer y Poljakoff-Mayber, 1982) .

En especial las giberelinas son estimulantes, funcionan como promotoras de la germinación y se ha demostrado que esta hormona sufre cambios secuenciales de concentración durante la liberación de la latencia inducida por diversos métodos; dichos cambios graduales de concentración están asociados a cambios metabólicos o de factores ambientales. El efecto promotor que desencadena la aplicación exógena de giberelinas, tanto en semillas latentes como no latentes se ha estudiado y reportado ampliamente por varios investigadores como Weeb et al (1973); Don (1979),

En los estudios fisiológicos la aplicación exógena de giberelinas o ácido giberélico no solamente se utiliza para inducir la germinación en las semillas latentes, sino también nos brinda amplias posibilidades para detectar niveles profundos de latencia (Duran y Retamal, 1983).

Aunque la aplicación externa de giberelinas o ácido giberélico es exitosa en la mayoría de los casos, esto no significa que sea un

medio universal para romper la latencia, ya que la sensibilidad de las semillas al estímulo hormonal depende entre otras cosas de la época de cosecha, madurez, etc.

LATENCIA REGULADA POR LA TESTA

La latencia impuesta por la cubierta es mantenida por la estructura que encierra al embrión, y se considera que las semillas que poseen testa dura e impermeable, presentan una forma de latencia innata o endógena (Come, 1970; Bewley and Black, 1982; Mayer and Poljakoff-Mayber, 1982).

Las estructuras responsables de imponer y mantener la latencia varían de una especie a otra (Nikolaeva, 1969). Aunque los mecanismos por los cuales la cubierta impone latencia no están bien claros existen evidencias de que el bloqueo a la entrada de oxígeno o la impermeabilidad al agua pueden mantener al embrión en estado de latencia. Asimismo se considera que la fuerza mecánica que la testa ejerce sobre el embrión impide su desarrollo restringiendo su germinación (Villiers, 1972).

Los principales factores que matizan a la latencia impuesta por la cubierta son: La estructura y naturaleza de la misma, las condiciones de campo y del medio ambiente y la herencia genética (Mayer y Poljakoff-Mayber, 1982; Nikolaeva 1969). Sin embargo aún no se sabe si estos factores ejercen su influencia por medios puramente químicos o físicos.

Lo que sí está claro es que la semilla se vuelve impermeable en las etapas finales de maduración y que el grado de impermeabili-

dad esta relacionado con el contenido de humedad, herencia genética o a la ausencia de pigmentos en la cubierta.

Los mecanismos por los cuales la latencia impuesta por la cubierta se rompe de manera natural, tampoco se han comprendido completamente, sin embargo, cuando la testa se vuelve permeable se supone que ha sufrido daños ya sea por la acción del fuego, abrasión debida al viento o al movimiento del agua sobre o dentro del suelo, ataque microbiológico, temperaturas fluctuantes o por el paso de las semillas en el tracto digestivo de los animales, etc.

Con base en las observaciones del efecto que los agentes naturales causan sobre las semillas, se han aplicado tratamientos similares para romper la latencia de manera artificial. Dichos tratamientos incluyen la escarificación de las semillas por medios químicos o mecánicos, exposición al calor seco o húmedo, fluctuaciones de temperatura en el campo, presiones altas, ondas radiantes o electromagnéticas o la inmersión en líquidos como alcoholes, cetonas, etc. (Mayer y Poljakoff-Mayber, 1982).

GENERALIDADES Y DISTRIBUCION DE LAS ESPECIES ESTUDIADAS

A continuación se hace una descripción general de las especies estudiadas incluyendo su hábitat, altitud y distribución, con base en Rzedowski y Rzedowski, (1979); Villegas, (1979) y Sánchez, (1968).

Lepidium virginicum L. Hierba anual de verano, de invierno y bienal; realiza su ciclo de vida de marzo a diciembre y se

encuentra fructificando de septiembre a octubre, sus semillas son de color naranja y miden aproximadamente 0.2 cm. Común en invierno y primavera en terrenos en descanso. Todo el año se le ve en diferentes fases fenológicas, la época desfavorable la pasa en forma de semilla.

Hábitat.- Se encuentra entre cultivos anuales como maíz, hortalizas, alfalfa, trigo, cebada, trébol, frijol, tomate, etc, así como entre especies ornamentales; pero sobre todo se observa de manera abundante en parcelas en descanso, lotes baldíos, orillas de los caminos y banquetas.

Distribución.- En La Flora Fanerogámica del Valle de México (Rzedowski y Rzedowski, 1979) la distribución de ésta especie se reporta de Norte a Sudamérica. Sin embargo algunos autores como Holm, (1979) y otros la han reportado como maleza en China, Japón, Libano y Australia. Aunque ésta planta es muy variable en sus características morfológicas la existente en el Valle de México corresponde a Lepidium virginicum var pubescens (Greene) C. L. Hitchc., conocida comunmente como "Isohuanquil" o "Lentejilla" y crece entre altitudes de 2210-3000 m.

Descurainia impatiens (Cham and Schul) O.E. Schulz.- Especie anual de invierno; en estado vegetativo de agosto a marzo, florece de septiembre a abril y fructifica de octubre a junio; sus semillas son de color café rojizo y miden alrededor de 0.1 cm de largo. Su ciclo de vida lo realiza bajo diferentes condiciones ambientales durante la época de sequía y a bajas temperaturas.

Hábitat.- En cultivos de hortalizas y especies ornamentales así como entre el maíz, remolacha, avena, alfalfa, nopal, etc. Común entre los cultivos de fondo del Valle de México; escasa o abundante localmente en las montañas, habita los lugares afectados por disturbio a la sombra de rocas, en bosque de coníferas y en vegetación de montaña. Abundante en parcelas en descanso.

Distribución.- Nativa de América registrada de México a Guatemala a latitudes de 2240-4000 m.

Sisymbrium irio L. Hierba anual de verano y anual de invierno, común en invierno y primavera en terrenos en descanso realiza su ciclo de vida de marzo a enero, de octubre a diciembre es frecuente verla fructificando y aún seca. Todo el año se presenta en distintas fases fenológicas; pasa la época desfavorable en forma de semilla, la cual es de color café rojiza a café amarillento y mide cerca de 0.1 cm.

Hábitat.- Vive en parcelas en descanso o en cultivos anuales de remolacha y maíz, especies ornamentales, alfalfa, hortalizas, etc., así como lotes baldíos, banquetas y orillas de los caminos; es muy común en el fondo de la Cuenca, abundante sobre todo en primavera.

Distribución.- Aunque es una planta de origen Europeo está ampliamente distribuida por todo el Valle de México a altitudes entre 2240-3000 m. y no sólo es abundante en México sino que se encuentra difundida por todo el mundo.

Sisymbrium altissimum L.- Hierba anual poco colectada en la República Mexicana.

Hábitat.- al parecer es de hábitos ruderales por lo menos dentro del Valle de México.

Distribución.- Originaria de Europa pero común en Estados Unidos y Argentina. En la Cuenca de México sólo se ha registrado en Tlalpan y Atzacapotzalco a altitudes de 2240 m. Aunque actualmente se considera que se esta expandiendo.

Brassica nigra (L.) Koch.- Hierba anual (perenne en los ejemplares colectados del Valle de México), aunque es escasa.

Hábitat.- Es de hábitos ruderales dentro del Valle.

Distribución.- Introducida de Europa pero registrada en América desde Estados Unidos hasta Argentina. En la Cuenca de México únicamente se ha registrado en el Municipio de Huehuetoca y Tepetzotlan. Alt. 2250 m.

Brassica campestris L.- Anual de verano, anual de invierno y bienal; en estado vegetativo de enero a septiembre, florece de marzo a noviembre, fructifica de junio a diciembre; en cultivos de chícharo y avena realiza su ciclo de invierno floreciendo de abril a junio, en otros cultivos como la alfalfa se le ve todo el año en distintas fases fenológicas; pasa la época desfavorable realizando su ciclo de vida o en forma de semilla, la cual es de color negro o café rojizo y de forma esférica de aproximadamente 0.20 cm. de diámetro.

Hábitat.- Vive en parcelas en descanso y es abundante en cultivos de maíz, cebada, avena, ebo y chicharo de la región montañosa del sur de la Cuenca de México, aunque también se encuentra en otros cultivos como frijol, calabaza, trigo, centeno, hortalizas, especies ornamentales, remolacha, alfalfa, papas, habas y frutales. Común en terrenos perturbados, lotes baldíos, banquetas y jardines.

Distribución.- De origen Europeo pero bien distribuída en las regiones templadas de todo el globo y dentro del Valle de México en altitudes de 2240-3000 m.

Eruca sativa Mill.- Hierba anual de verano y anual de invierno; se le observa todo el año en diferentes fases fenológicas, florece abundante en invierno y verano; la época desfavorable la pasa realizando su ciclo de vida y en forma de semilla, la cual es de color café amarillento y de forma ovoide, mide alrededor de 0.15 cm de largo.

Hábitat.- En el Valle de México se halla en parcelas en descanso, así como en cultivos de maguey, nopal, alfalfa, maíz y cebada, aunque es más abundante en el fondo de la Cuenca y las laderas. Es también de hábitos ruderales encontrándose en suelos perturbados, terrenos baldíos, banquetas y orillas de los caminos.

Distribución.- Introducida de la región de Mediterráneo, pero bien distribuída en la Cuenca de México en altitudes de 2250-3000 m. al parecer se encuentra bien representada en América. Holm, et al (1979) la reportan como "maleza muy seria" en Irán.

Raphanus raphanistrum L. Es planta anual de verano, de invierno y bienal; crece entre el maíz y otros cultivos anuales de verano. En estado vegetativo de enero hasta agosto, florece de marzo a octubre y fructifica de junio a diciembre. En terrenos con alfalfa se le puede ver todo el año. La época desfavorable la pasa en forma de semilla.

Hábitat.- Es una especie arvense y ruderal, común y abundante en parcelas en descanso, suelos perturbados y orillas de los caminos; aunque normalmente se encuentra en cultivos de maíz, avena, chicharo, ebo, trigo, centeno, frijol, calabaza, hortalizas y especies ornamentales así como también en cultivos de remolacha, papa, haba, nopales y alfalfa.

Distribución.- Planta de origen euroasiático bien distribuida en el Valle de México entre altitudes de 2240-3000 m. Principalmente en los cultivos de la región montañosa. Ampliamente distribuida en el resto de América y otras partes de mundo.

Distribución y comportamiento a nivel mundial.

En el Cuadro 2. se presenta una lista de estas especies señalando su abundancia e importancia como malezas a nivel mundial según Holm, et al 1979. Solo D. impatiens no está reportada como maleza mundial.

CUADRO 2. Lista de las especies estudiadas. Los países o áreas en donde estas especies se encuentran se anotan de manera ordenada de acuerdo a la abundancia e importancia con que crecen en cada lugar, la abreviatura del país donde se encuentra como maleza está colocada debajo de la letra que indica su grado de agresividad. (S) maleza muy seria, (P) maleza principal, (C) maleza común, (X) maleza con un rango de importancia desconocido y (F) la especie está presente en la flora del país, pero se necesitan más evidencias de que la planta se comporta como maleza. Holm, et al 1979.

Especie	Grado de Agresividad				
	S	P	C	X	F
<u>Lepidium virginicum</u> L.	MEX	VEN	CHN	AUS	COL
			JPN	BRA	
			LEB	CAN	
			PR	DR	
<u>Sisymbrium irio</u> L.	AUS	ARG	GRE	AFG	
		EGY	IND	ISR	
		IRQ	PK		
			USA		
<u>Sisymbrium altissimum</u> L.		ARG	AUS	AFG	
		CAN	NZ	SOV	
		USA	PER		
			TUR		
<u>Brassica nigra</u> (L.) Koch.		ARG	BRA	AFG	
		CAN	CHL		
		EGY	GRE		
		ENG	ITA		
		HAW	MOR		
		IRA	NZ		
		ISR	VEN		
		POR			
		SOV			
		SPA			
		USA			
<u>Brassica campestris</u> L.	MEX	FRA	IRA	ICE	
	VEN	ITA	JPN	IND	
		KEN	POL	IRQ	
		NZ	POR	NEP	
		PER	SOV	NOR	
		PR	TNZ	PQ	
		UGA	SAL		
			SWE		
			THI		
			TUR		

CUADRO (CONTINUA)

	URS USA				
<u>Eruca sativa</u> Mill.	IRA	ARG	SPA	GRE JOR MEX NZ PK USA	AFG AUS ISR
<u>Raphanus raphanistrum</u> L.	AFG AUS ENG HUN ISR MEX MOC POL SAF	ARG BEL BRA COL FIN GER ITA KEN PER	BOR CAN HON IRA JOR LEB MOR USA	BUL CHL CZE DEN EGY ETH FRA GRE ICE IRQ NET NOR NZ RHO TAS TUR URU YU	CHN

Codigo de paises.

AFG Afganistan	ICE Islandia	IND India
EGY Egipto	ENG Inglaterra	SPA España
ETH Etiopia	BEL Belize	SWE Suecia
FRA Francia	URU Uruguay	USA Estados Unidos
BRA Brazil	FIN Finlandia	AUS Australia
CZE Checoslovaquia	DEN Dinamarca	CHL Chile
CHN China	EGY Egipto	IRA Iran
IRQ Iraq	ISR Israel	ITA Itali
JOR Jordania	JPN Japón	BOR Borneo
SOV Union Sovitica	KEN Kenia	LEB Libano
MEX Mexico	MOR Marruecos	MOC Mozambique
NEP Nepa	GER Alemania	HAW Hawaii
CAN Canada	POR Portugal	HON Honduras
TAS Tasmania	GRE Grecia	HUN Hungría
UGA Uganda	SAF Sudáfrica	TUN Tunez
TUR Turquia	VEN Venezuela	YUG Yugoslavia
ARG Argentina	AUS Australia	COL Colombia
NET Países Bajos	BUL Bulgaria	RHO Rodesia
NZ Nueva Zelanda	NOR Noruega	PER Perú
POL Polonia	PR Puerto Rico	
DR República Dominicana		

Descripción del área de estudio

La zona de trabajo corresponde a la porción sur del Valle de México, abarca Ciudad Universitaria, Lomas del Seminario en el Ajusco y el poblado de Topilejo. Políticamente pertenece a las Delegaciones de Villa A. Obregón, Coyoacán, y Tlalpan respectivamente.

En el área de trabajo el clima predominante es del tipo C(w) templado subhúmedo, con una temperatura media para el mes más frío entre -3 y 18°C ; la temperatura media para el mes más caliente es mayor de 6.5°C ; la precipitación del mes más húmedo es 10 veces mayor que la del mes más seco (<40 mm) (García, 1981). En esta zona se presentan pequeñas modificaciones de acuerdo a la altitud, por ejemplo en las regiones bajas es templado con verano fresco y largo, mientras que en las altas como en el Ajusco es semifrío con temperatura media anual entre 5 y 12°C , con verano fresco y corto.

METODOLOGIA

Las especies estudiadas

La recolecta de semillas se realizó en marzo y abril de 1990, en Ciudad Universitaria y sus alrededores, así como en el pueblo de Topilejo y en Lomas del Seminario en el Ajusco. Todas las cosechas efectuadas se apoyaron con ejemplares de herbario, y únicamente se tomaron las semillas maduras que aún estaban sobre la planta madre.

Una vez identificadas las especies, se determinó su lugar de origen separándolas en nativas e introducidas.

En el laboratorio se mezclaron las semillas de los individuos de cada especie, obtenidos de los sitios visitados. Estas se limpiaron y almacenaron en bolsas de papel, manteniéndose en la obscuridad y a temperatura ambiente ($22 \pm 3^{\circ}\text{C}$).

Tratamientos

Los tratamientos de germinación con luz, escarificación, ácido giberélico y temperatura se llevaron a cabo en cajas de Petri de 10 cm de diámetro con agar al 1 % en agua destilada. Se sembraron 50 semillas por caja con tres replicas para cada tratamiento. Invariablemente todas las cajas sembradas se cubrieron con bolsas de plástico para evitar la desecación del agar.

La incubación de las semillas se realizó en cámaras de germinación Lab-Line 455 instrument, Inc (Melrose Park, Illinois), provistas de lámparas incandescentes y fluorescentes, con una temperatura de 25 °C constantes y un fotoperíodo de 12 hrs luz.

Cada 2 o 3 días se contarón las semillas germinadas, durante un mes. Tomando como criterio de germinación la emergencia radicular (Orozco-Segovia, 1986).

Luz

Se determinó la respuesta a la luz y a la oscuridad. Las pruebas a la luz se llevaron a cabo en las cámaras de germinación. Para los tratamientos en la oscuridad la siembra se realizó en un cuarto oscuro bajo luz verde de seguridad, cada caja se cubrió con varias capas de papel aluminio y fueron introducidas en las mismas cámaras.

El efecto del rojo-lejano se estudió introduciendo las cajas de Petri sembradas en cajas de plexiglas con una capa de rojo 2423 y otra de azul 2424 a las que se suministró luz amarilla incandescente de 60 watts dentro de las cámaras de germinación (metodología utilizada por Orozco-Segovia, 1986).

Escarificación

La escarificación de las semillas se llevó a cabo en forma mecánica por medio de lijas de agua del # 0 fino o con ácido sulfúrico en las siguientes diluciones: 5 y 10% durante 2 y 5 minutos respectivamente.

Acido Giberélico.

El ácido giberélico se adicionó al medio de incubación para inducir la germinación a concentraciones de 250, 500 y 1000 ppm dependiendo de los requerimientos de cada especie.

Temperatura

Cuando la germinación promedio no superó el 50%, las semillas se sometieron a diferentes tratamientos de temperatura ya fuera alternancia de temperatura (20°C 18 h, 34°C 6 h) o estratificación (0-5°C durante 5 días), empleando la cámara descrita anteriormente y un incubador (Cooled Incubator LMS, LEC refrigeration LTD Sussex, Inglaterra) para los tratamientos a bajas temperaturas. En aquellas especies que presentaron altos porcentajes de germinación (con o sin pretratamiento) se determinaron sus temperaturas cardinales, sometiendo a un rango de temperaturas constantes de 5 a 35 °C., para lo cual se utilizó un germinador multimodal de temperaturas diseñado por el Centro de instrumentos de la UNAM.

En todos los tratamientos a que fueron sometidas las semillas siempre se utilizaron testigos de prueba en condiciones de luz y oscuridad y a 25°C para comparar la respuesta al estímulo dado.

Pruebas estadísticas y manejo de datos

Los porcentajes promedios acumulados de germinación de cada mes y su desviación estandar se graficaron vs tiempo obteniéndose curvas de germinación que sirvieron para comparar los efectos de los distintos tratamientos. Tomando como variable de respuesta el porcentaje final de germinación, se realizó el análisis de varianza aleatorizado entre dichos tratamientos para analizar la interacción de los mismos y su efecto significativo.

Debido a que no fue posible obtener la cantidad suficiente de semillas de las distintas especies de crucíferas para someterlas a todas a los mismos tratamientos experimentales, éstos se aplicaron hasta donde fue posible en cada especie.

Cabe destacar que los datos de germinación de todas las especies para los distintos tratamientos se registraron durante un mes y en las gráficas sólo se presentan los porcentajes promedios de

germinación acumulados hasta los 20 días para las tres replicas de cada tratamiento y testigos, ya que después de ese tiempo no se presentaron más variaciones.

RESULTADOS

Distribución de las especies en el área de colecta.

Las especies utilizadas son originarias del continente Euroasiático, a excepción de Lepidium virginicum y Descurraïnia impatiens que son nativas de América (Rzedowski, 1979; Sánchez, 1978).

Descurraïnia impatiens se distribuye en las zonas más altas y húmedas del Valle, por lo que sólo se colectó en Topilejo y en Lomas de Seminario. Sisymbrium altissimum y Brassica nigra son especies con distribución limitada dentro del Valle de México. De acuerdo con Rzedowski y Rzedowski (1979), la primera especie actualmente está en expansión en tanto que de la segunda sólo hay reportes aislados en Huehuetoca y Tepetzotlan ambas se colectaron en Ciudad Universitaria. El resto de las especies también se cosecharon dentro C. U., su ausencia en las zonas de cultivo se debió a las frecuentes prácticas de deshierbe que se realizan en los terrenos visitados de Topilejo y solamente fue posible colectar unos ejemplares con semillas maduras de B. campestris y R. raphanistrum. En el Ajusco las especies introducidas se encuentran muy escasamente representadas. En el Cuadro 3. se presenta una lista de las especies estudiadas y lugar donde se realizó la colecta.

Luz

Inicialmente sólo L. virginicum y R. raphanistrum requirieron de luz para germinar, en tanto que las seis especies restantes no respondieron a éste estímulo (cuadro 4)

Escarificación

La ecarificación mecánica se aplicó en S. irio, S. altissimum, B. nigra y B. campestris y sólo ésta última germinó en porcentajes de 90 y 50.67% en luz y oscuridad respectivamente. La ecarificación química únicamente se realizó en S. altissimum en

concentraciones de 5% y 10% durante 2 y 5 minutos respectivamente, y sólo hubo germinación a la concentración más baja 50% en luz y 28% en oscuridad (cuadro 4).

Estratificación

Bajo este tratamiento sólo L. virginicum, D. impatiens y S. irio fueron estimuladas en presencia de luz, y el resto de las especies no germinó (cuadro 4). En B. campestris no se aplicó el tratamiento por falta de semillas, a pesar de que sí mostró una latencia endógena inicial que se perdió después de un mes de almacenamiento en seco.

Acido giberélico

Lepidium virginicum, D. impatiens, Brassica nigra y B. campestris germinaron en (100%) con AG a 250 ppm; Sisymbrium irio, únicamente germinó 50%. Sisymbrium altissimum con AG 500 y 1000 ppm alcanzó el 60 y 68% respectivamente (cuadro 4). Por la escases de semillas en E. sativa y R. raphanistrum no fue posible aplicar éste tratamiento.

Alternancia de temperatura

Sólo en D. impatiens y S. altissimum se aplicaron fluctuaciones de temperaturas (20-34°C) para estimular la germinación, obteniéndose respuesta únicamente en la segunda al 78 y 54% en luz y oscuridad respectivamente (cuadro 4).

Temperaturas Cardinales

Las temperaturas cardinales (máxima, mínima y óptima) de germinación fueron determinadas únicamente para L. virginicum, D. impatiens, S. irio, B. nigra y E. sativa.

En el Cuadro 4. se muestran los tratamientos aplicados a cada especie y de manera cualitativa los casos en que hubo respuesta.

A continuación se presenta un análisis más detallado de los resultados obtenidos para cada una de las especies.

Lepidium virginicum

En luz blanca y temperatura constante (25°C) la germinación se inició ocho días después de la siembra, incrementándose gradualmente en el tiempo, el (50%) de las semillas germinó a los 13 días y el porcentaje más alto (92%) se obtuvo a los 20 (Fig. 1).

El AG[250 ppm] y la estratificación aceleraron la germinación y redujeron el tiempo de latencia (número de días transcurridos después de la siembra para el inicio de la germinación) (Fig. 2A y 2B). El AG (250 ppm) reduce en forma significativa el tiempo requerido para completar la germinación y el tiempo de latencia que se presentó a la luz blanca ($F=236.422$, $g.l.=1$, $P<0.01$).

Con AG. las semillas iniciaron la germinación un día después de la siembra, logrando un porcentaje de 28%; el 50% se obtuvo a los cinco días de esta. La máxima germinación fue 98.67%, a los nueve, y no es significativamente diferente con el valor final de los testigos. El tiempo de latencia para éstos últimos fue de seis días, germinaron (18%) y el porcentaje mas alto 94% se registro a los veinte días (Fig. 2A).

La estratificación estimuló la germinación en la (Fig. 2B), se observa que existe diferencia significativa ($F= 51.914$, $g.l.= 1$, $P<0.01$) entre el tratamiento y el testigo tanto en los porcentajes de germinación como en el tiempo requerido para germinar hasta los primeros trece días de la siembra, posteriormente no hay diferencias significativas. El porcentaje de germinación bajo éste tratamiento al tercer dia es 70.67% (y de 0% para el testigo). Sin embargo, en ambos casos la germinación final fue 98% que se logró a los dieciocho días de incubación.

El AG [250 ppm] redujo más eficazmente el tiempo requerido para completar la germinación y el tiempo de latencia en luz blanca que la estratificación.

Las temperaturas cardinales en *L. virginicum* se determinaron siete meses después de la colecta; cuando el tiempo de latencia y el tiempo máximo de germinación se redujo al mínimo sin necesidad de aplicar AG. o estratificación. En la (Fig. 3) se presentan los porcentajes de germinación alcanzados a los cuatro días de incubación, las temperaturas cardinales, mínima y máxima estuvieron a los 15° C y 33 °C respectivamente. Las temperaturas óptimas las encontramos entre los 25 y 29 °C.

L. virginicum no germinó en la oscuridad ni en rojo lejano por lo que sólo se presentan los datos para tratamientos y testigos en condiciones de luz.

El tiempo de almacenamiento de las semillas afectó favorablemente el tiempo de latencia y el tiempo necesario para alcanzar la máxima germinación (Fig. 4). En esta especie la latencia endógena se expresó únicamente como un tiempo largo después de la siembra necesario para el inicio y término de la germinación, con respecto a las semillas sin latencia después de 5 meses de almacenamiento.

Descurrainia impatiens.

En D. impatiens, las semillas inicialmente presentaron latencia endógena, no germinaron en luz ni en oscuridad a temperatura constante ni con temperaturas alternantes.

La estratificación en presencia de luz estimuló la germinación y a los tres días de sembradas germinó el (50%), el 86% a los once y el porcentaje final 89.33% se obtuvo a los quince días, mientras que en los testigos de luz la germinación fue <26%, (Fig. 5A). En la oscuridad las semillas tratadas y los testigos no germinaron.

El AG[250 ppm] rompió la latencia en luz y oscuridad (Fig. 5B). Con AG. y luz el 50% germinó a los diez días de sembradas y el porcentaje más alto fue 92%, en la oscuridad el 50% se logró a los catorce días de imbibición, el porcentaje final veinte días después fue 84.67%. Existe diferencia significativa entre los porcentajes de germinación obtenidos con AG. en luz y en oscuridad con respecto a los testigos ya que en estos últimos el porcentaje más alto a la luz fue 23.33% y en la oscuridad no hubo respuesta germinativa.

La estratificación en presencia de luz es más eficaz para romper la latencia que el AG, ya que se obtienen porcentajes de germinación mas altos y además disminuye el tiempo requerido para lograr la germinación final máxima. Sin embargo el AG no sólo induce la germinación en luz, sino que es capaz de sustituir su efecto y estimular la germinación en la oscuridad proporcionando altos porcentajes 84.67% de germinación.

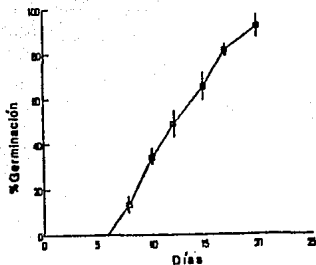


Figura 1.- Curva de germinación de *L. virginicum* bajo luz blanca y temperatura constante de 25°C. Las líneas verticales indican el intervalo de confianza $\bar{y} \pm$ una desviación estándar.

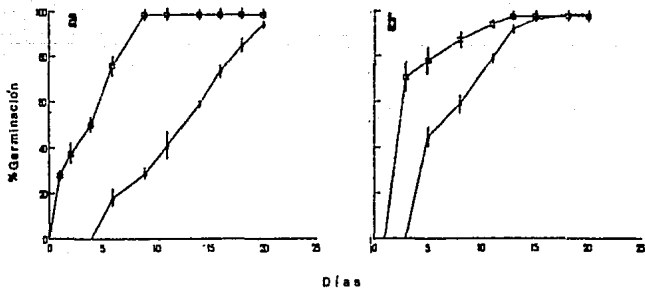


Figura 2.- Respuesta germinativa de *L. virginicum* bajo diferentes tratamientos: a) AG(250 ppm); b) Estratificación. \square tratamiento luz, * testigo luz.

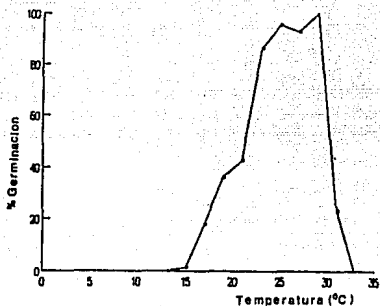


Figura 3.- Porcentaje máximo de germinación de *L. virginicum* a temperaturas constantes.

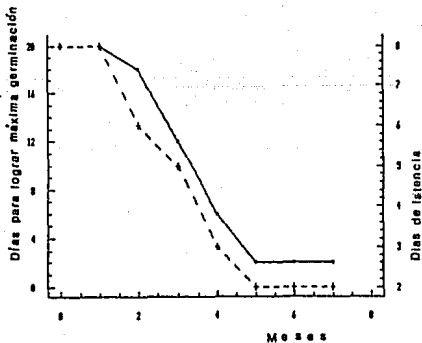


Figura 4.- Días requeridos por *L. virginicum* para iniciar (+-+) y alcanzar (---) el porcentaje máximo de germinación adiferentes tiempos de almacenamiento de las semillas.

En rojo-lejano y AG los porcentajes obtenidos fueron altos 89.32%. (Fig. 5C), para los testigos en luz el mayor porcentaje fue 23.32% sin registrarse germinación en la oscuridad. Este comportamiento una vez más pone de manifiesto que cuando las semillas son estimuladas con ácido giberélico se comportan de manera indiferente a la luz (Fig. 5B y C).

Para determinar las temperaturas cardinales fue necesario estimular la germinación con AG[250 ppm] ya que en ningún momento se perdió la latencia. Las semillas se sembraron en un rango de temperaturas de (13-35°C). Después de nueve días de incubación la temperatura máxima fue 33°C, las óptimas se situaron entre 17 y 13°C.(Fig. 6),

no fue posible determinar la temperatura mínima por quedar fuera del rango de temperaturas seleccionado, sin embargo debe estar por abajo de los 9°C ya que en pruebas posteriores a la misma temperatura germinó el 100% de las semillas (datos no presentados).

Sisymbrium irio L.

Inicialmente las semillas presentaron latencia endógena, germinaron en bajos porcentajes (<10%) a temperatura constante en luz y oscuridad. La escarificación mecánica no estimuló la germinación y tampoco el ácido giberélico [250 ppm]. La latencia endógena se rompió parcialmente con estratificación y en presencia de luz. Con este tratamiento el porcentaje de germinación más alto se logra a los siete días de la siembra 50.67%, mientras que en el testigo de luz la germinación fue sólo de 10% (Fig. 7A).

A los cuatro meses de almacenamiento el AG.[250 ppm] y luz rompieron ligeramente la latencia. Bajo este tratamiento la máxima germinación fue 53.3% doce días después de la siembra, los testigos en luz presentaron 32% a los siete días (Fig. 7B). En la oscuridad, tratamiento y testigos tuvieron porcentajes de germinación muy bajos ($\leq 10\%$). No obstante en la luz tratamiento y testigos son significativamente diferentes ($F=11.872$, $g.l=1$, $P<0.01$).

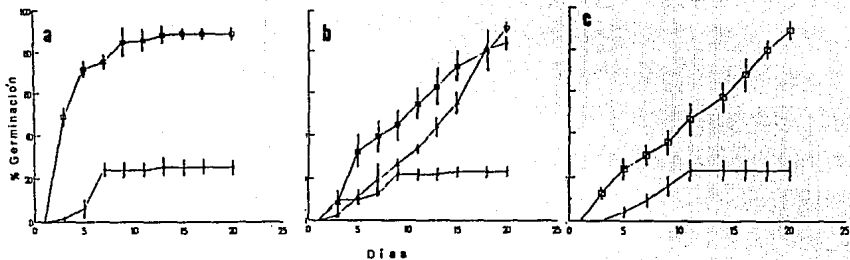


Figura 5.- Respuesta germinativa de *D. inpatiana* bajo diferentes tratamientos: a) Estratificación; b) AG[250 ppm]; c) Rojo-rojo lejano+AG[250 ppm]. □ tratamiento luz, ▴ tratamiento oscuridad.

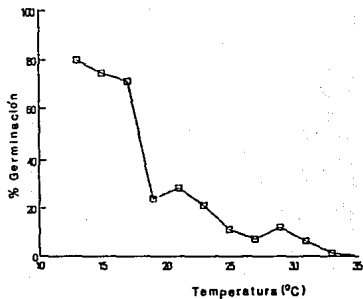


Figura 6.- Porcentaje máximo de germinación de *D. inpatiana* con AG[250 ppm] a diferentes temperaturas constantes.

La escarificación mecánica realizada por segunda ocasión a los cinco meses estimuló mínimamente la germinación y a los cinco días de sembradas los porcentajes logrados fueron 39.33 y 24% en luz y oscuridad respectivamente, los cuales no fueron significativamente diferentes entre si ni con el testigo de luz.

(Fig. 7C).

Después de seis meses de almacenamiento, las semillas fueron sembradas en AG[500 pmm] y a los tres días de incubación los porcentajes de germinación en tratamientos y testigos estuvieron por arriba del 50%. Los porcentajes finales registrados en semillas con AG. en luz y oscuridad fueron 92.67 y 75.33% respectivamente con diferencia significativa hasta después de trece días (Fig. 7D), aunque los porcentajes finales obtenidos en testigos de luz 85.33% y oscuridad 63.5% sí son significativamente diferentes ($F=58.604$, $g.l=1$, $P<0.01$) de los testigos..

A los siete meses de almacenamiento las semillas se expusieron al efecto del rojo-lejano a 25°C y no hubo diferencia significativa entre los porcentajes finales de germinación obtenidos bajo este tratamiento (95%) y los testigos en luz (94%) y oscuridad (90%).

Después de nueve meses de la colecta las semillas se incubaron a 11; 13; 15; 17; 19; 21; 23; 25; 29; 31; 33 y 35 °C para determinar sus temperaturas cardinales (Fig. 8). La curva de germinación es bimodal, las temperaturas óptimas se sitúan en los intervalos de 13-17 y 22-25°C. Las temperaturas mínimas y máximas deben de ser cercanas a los 11 y 33°C aunque no se determinaron con precisión ya que deben de ocurrir en un intervalo de temperatura muy pequeño por abajo y por arriba de las cuales no hay germinación. Se requeriría de una metodología más fina para determinarlas.

La latencia se perdió a los siete meses de almacenamiento (Fig. 9), a los tres meses las semillas comenzaron a responder a la luz blanca, germinaron en bajos porcentajes (9.33%), en tanto que en la oscuridad la germinación se registró a los cinco meses de almacenamiento; sin embargo a los siete meses la respuesta en luz

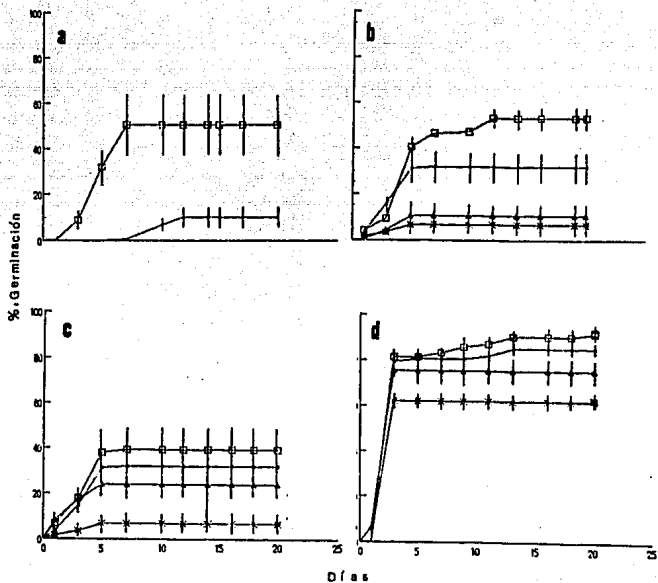


Figura 7.- Respuesta germinativa de *S. irio* bajo diferente tratamientos: a) Estratificación; b) AG[250 ppm]; c) Escarificación y d) AG[500]. □ tratamiento luz, * testigo luz, ▲ tratamiento oscuridad, * testigo oscuridad.

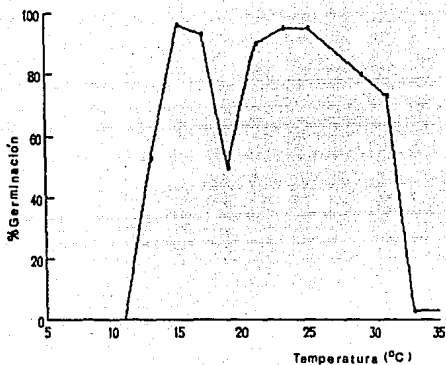


Figura 8.- Porcentaje máximo de germinación de *S. irio* a distintas temperaturas experimentales.

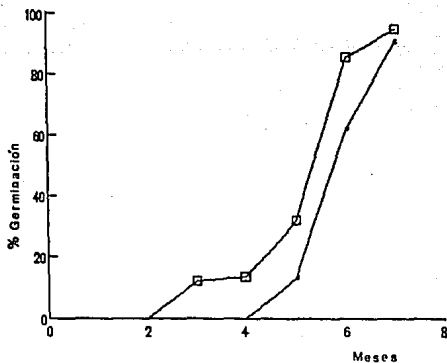


Figura 9.- Porcentaje máximo de germinación de *S. irio* bajo luz y oscuridad a distintos meses de almacenamiento. □ luz; ▴ oscuridad.

y oscuridad fue de 94.67 y 90.67% respectivamente, lo cual demuestra que con el tiempo las semillas maduran perdiendo todo requerimiento de luz.

Sisymbrium altissimum L.

Esta especie inicialmente mostró latencia endógena no germinó a temperatura constante en luz blanca y oscuridad ni en los tratamientos con escarificación mecánica ni estratificación.

Las semillas fueron estratificadas (5 días) por segunda ocasión seis meses después de colectadas (Fig. 10A), los porcentajes máximos de germinación se lograron a los 3 días de sembradas 36% y 34% en luz y oscuridad respectivamente, para los testigos en luz la germinación máxima fue 25.34%; no hubo diferencia significativa entre los tratamientos y el testigo de luz. (en la oscuridad los testigos no germinaron)

Con tiempos mayores (9 días) de exposición al frío (5°C) durante la estratificación no se registró germinación.

La escarificación química con ácido sulfúrico diluido [5%] durante 2 min y luz blanca, estimulan la germinación al 50%, en la oscuridad sólo germina el 28%, el tratamiento es significativo ($F=10.288$, $g.l=1$, $P<0.01$) con respecto a los testigos los cuales germinaron en 16.66% y 20% en luz y oscuridad respectivamente (Fig. 10B). El tratamiento de escarificación a la luz no tuvo diferencias significativas con la germinación obtenida con estratificación.

Un aumento en la concentración del ácido sulfúrico 10% y del tiempo de exposición (5 min.) no son efectivos para estimular la germinación, no se logró ni siquiera el 15%.

Aunque gráficamente no se presentan los datos con AG. (250 ppm) cabe mencionar que a esta concentración la germinación fue de 34% en presencia de luz, para tratamiento y testigo, mientras que en la oscuridad tratamiento y testigos germinaron 20%. Sin embargo el AG. a [500 ppm] estimuló la germinación (Fig. 10C), las semillas tratadas y bajo luz blanca germinaron un (46%) al tercer día de la siembra, el (50%) se logro a los doce días y el porcentaje mas alto (60%) se logró a los 20; en la oscuridad el máximo porcentaje fue

54%. Los tratamientos en luz y oscuridad son significativamente diferentes entre si hasta los primeros diecisiete días de incubación ($F=49.193$, $g.l=1$, $P<0.01$) despues de ese tiempo no existe diferencia. Para los testigos el porcentaje final en luz y oscuridad fue 20% y no fueron sigificativamente diferentes.

El AG. a [1000 ppm]. fue más efectivo que los tratamientos anteriores (fig. 10D); con luz blanca las semillas tratadas germinaron 53.34% desde el segundo día de sembradas y el porcentaje más alto se logra a los cuatro días de incubación 64%, en tanto que en la obscuridad el porcentaje fue 58.66%. Al segundo día de la siembra, el porcentaje máximo de germinación (68.66%) se obtuvo a los doce días, sin embargo, no hubo diferencia significativa entre tratamientos en luz y oscuridad ($F=1000$, $g.l=1$, $P<0.01$); los testigos en la oscuridad no germinaron y en la luz la germinacion máxima fue 24%.

La alternancia de temperatura (20-34°C) con una hora diaria de baja temperatura (0°C), a los diez meses de su colecta también fue eficaz ya que los porcentajes de germinación más altos se alcanzaron a los doce días de la siembra (78% y 54% en luz y obscuridad respectivamente), mientras que en testigos a la luz el porcentaje de germinación fue del 14% a los ocho días y no germinaron en la oscuridad. (Fig. 10E)

El rojo-lejano y AG. [1000 ppm] proporcionaron porcentajes cercanos al 70 %, aunque en los testigos (sin ácido giberélico) los porcentajes de germinación permanecieron bajos (<20%).

La latencia en estas semillas no se perdio en ningún momento, aún después de estar almacenadas durante un año.

Brassica nigra.

Al inicio de la cosecha sus semillas presentaron latencia endógena pues no germinaron en luz blanca ni oscuridad a temperaturas constantes. Sin embargo con AG.[250 ppm] casi germino el 100% tanto en luz como en oscuridad (Fig. 11A); los testigos prácticamente no germinaron (<10%). Después de dos y tres meses de almacenamiento la germinación se incremento en presencia de luz

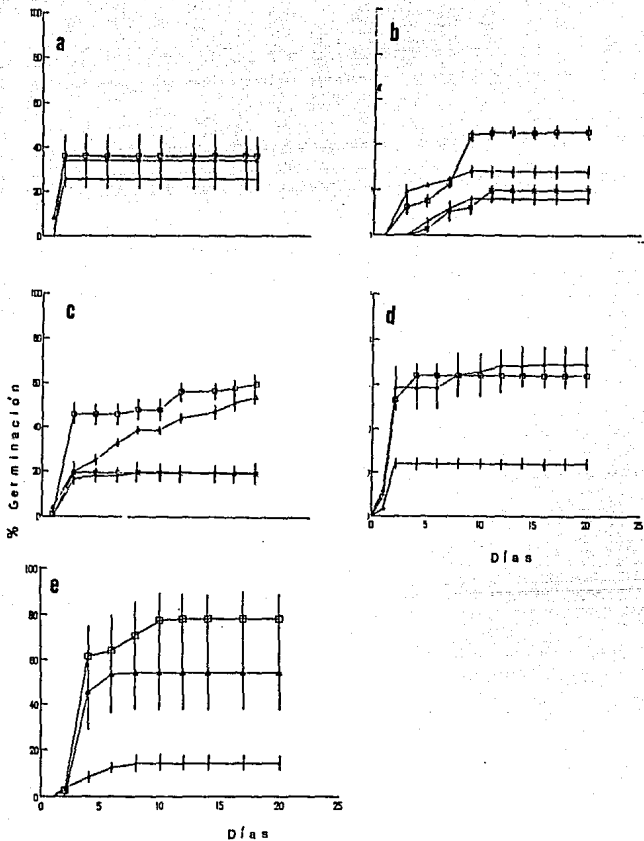


Figura 10.- Respuesta germinativa de *S. altissimum* bajo diferentes tratamientos: a) Estratificación; b) Escarificación; c) AG (500 ppm); d) AG (1000 ppm) y e) Alternancia de temperatura. □ tratamiento luz, * testigo luz, ▲ tratamiento oscuridad, * testigos oscuridad.

hasta en un (26.72%) y continuaron sin germinar en la oscuridad; la escarificación mecánica y la estratificación en semillas de esta misma edad no incrementó significativamente la respuesta a la luz pero si a la oscuridad, los porcentajes alcanzados fueron de 29.34 y 26.66% para semillas escarificadas en luz y oscuridad respectivamente, bajo estratificación los porcentajes fueron de (26 y 34%) en luz y oscuridad respectivamente; no hubo diferencia significativa con estos dos últimos tratamientos. (Fig. 11B y C).

La indiferencia a la luz con AG: [250ppm] se manifestó una vez más cuando las semillas de *B. nigra* fueron sembradas con AG.[250 ppm] bajo rojo-lejano, germinaron casi el (100%) a los ocho días de sembradas y los testigos germinaron por abajo del 30 %.

Las temperaturas cardinales se determinaron adicionando al medio AG. [250 ppm] en un rango de temperaturas de (5 a 35 °C).

Los resultados obtenidos a los siete días de incubación en cada temperatura se muestran en la figura 12, en ésta curva bimodal se observan los porcentajes más altos de germinación entre 21 y 28 °C. La germinación no se presentó por abajo de los 11°C, en tanto que la temperatura máxima a la cual no hay germinación no se determinó ya que debe de ser mayor a las temperaturas consideradas.

Brassica campestris.

Inicialmente se detectó latencia endógena, no hubo germinación en luz ni oscuridad. Sin embargo con AG. (250 ppm.) después de un mes de almacenamiento en seco los porcentajes de germinación al primer día de siembra fueron 24 y 30% para luz y oscuridad respectivamente, el 50% a los tres días del tratamiento y cercanos al 100% a los ocho días de incubación sin diferencia significativa entre luz y oscuridad (Fig. 13A). El tratamiento con AG es significativo ($F=1000$, $g.l=1$, $P<0.01$) con respecto a los testigos ya que estos últimos no rebasaron el (18%) en la luz y en la oscuridad aún fue menor (<10%).

En semillas escarificadas a los dos meses de colectadas, los porcentajes de germinación a la luz fueron de 66.67% a los cuatro días de la siembra, lográndose un porcentaje final de 90% a los

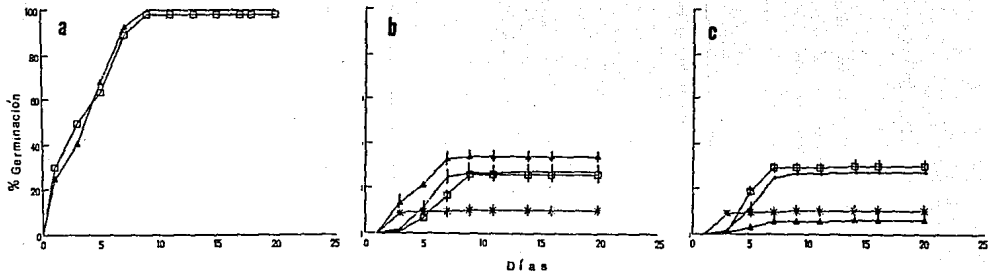


Figura 11.- Respuesta germinativa de *R. nigra* en diferentes tratamientos a) AG[250 ppm]; b) Estratificación y c) Escarificación. \square tratamiento luz, \triangle testigo luz, \blacktriangle tratamiento oscuridad, \blacktriangle testigo oscuridad.

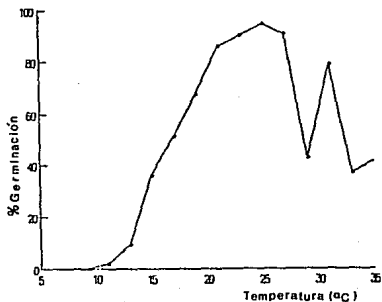


Figura 12.- Porcentaje máximo de germinación de *R. nigra* a diferentes temperaturas constantes con AG[250 ppm].

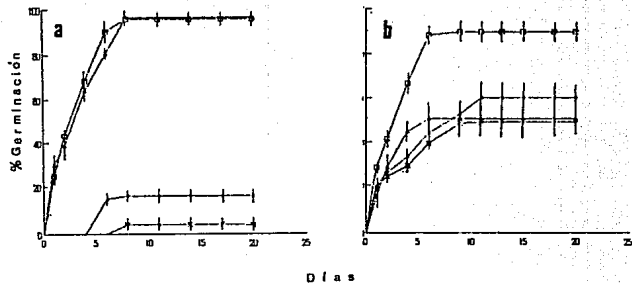


Figura 13.- Porcentaje máximo de germinación de *B. campestris* en distintos tratamientos: a) AG(250 ppm); b) Escarificación. O tratamiento luz, * testigo luz, ▲ tratamiento oscuridad, ◆ testigo oscuridad.

nueve, en obscuridad el porcentaje más alto fue de 50.67% a los seis días de incubación. Para los testigos en luz se obtuvo un 52.67% a los nueve; días de sembradas y el porcentaje más alto 60% se obtuvo a los once días, mientras que en la obscuridad el porcentaje más alto fue 53.66% a los nueve días de incubación (fig 13B).

El AG [250 ppm] y la estratificación rompieron la latencia, aunque los mejores resultados se obtuvieron con ácido giberélico ya que no sólo rompe la latencia en la luz sino que además sustituye el requerimiento de ésta en la estratificación.

La falta de semillas impidió determinar el momento en que se pierdo la latencia.

Eruca sativa.

En esta especie inicialmente se detectó latencia endógena parcial. Las semillas sembradas en luz y oscuridad presentaron bajos porcentajes de germinación (34.66 y 6.66% respectivamente), a los dos días de incubación (Fig 14).

A los dos meses de almacenamiento se pierde la latencia endógena por lo que la estratificación realizada en estas semillas no tiene efecto sobre el porcentaje ni sobre la velocidad de germinación, ya que en presencia de luz tratamiento y testigos germinaron por igual (91%) el segundo día de incubación, mientras que en la obscuridad tratamiento y testigos tuvieron un porcentaje máximo de 28 y 26.67% (Fig. 15).

El rojo-lejano en semillas con cuatro meses de almacenamiento en seco no parece tener influencia alguna sobre la respuesta germinativa puesto que tanto en semillas tratadas como en los testigos los porcentajes de germinación fueron casi de (100%) sin diferencia significativa entre ellos.

Los resultados de las temperaturas cardinales obtenidos en un rango de temperaturas de (5 hasta 35 °C) se observan en la (Fig. 16) donde los datos registrados a los siete días de incubación nos muestran una curva muy homogénea con altos porcentajes de germinación entre 9 y 35°C, sólo a 5°C la germinación es menor del

50%. Las temperaturas máxima y mínima quedaron fuera de este rango, razón por la cual no fueron determinadas.

Raphanus raphanistrum

Esta especie mostró latencia endógena parcial y requerimiento de luz para germinar. En la Figura 17 se observa que bajo la luz se logra un porcentaje máximo de germinación 52.66% a los nueve días de incubación, mientras que en la obscuridad el porcentaje más alto fue 20.66% al tercer día de incubación.

A los dos meses de almacenamiento en seco, las semillas fueron estratificadas, bajo este tratamiento se reduce el requerimiento de luz. No hubo diferencia significativa entre tratamiento y testigo a la luz (Fig. 18), ya que los porcentajes de germinación para ambos fueron superiores al (80%), en los primeros días de siembra, en cambio en la obscuridad las semillas tratadas lograron un 60% y es significativamente diferente con el tratamiento en luz ($F=98$, $g.l=1$, $P<0.01$). Sólo el testigo de oscuridad presentó el porcentaje de germinación mas bajo (24.66%).

En semillas de seis meses de edad sin latencia la luz rojo-lejano no tiene ningún efecto inhibitorio en la germinación, los porcentajes de germinación fueron casi del 100% tanto para el tratamiento como para los testigos en luz y obscuridad.

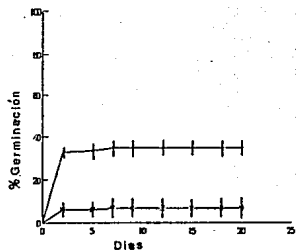


Figura 14.- Curva de germinación de *E. sativa* bajo luz blanca y oscuridad a temperatura constante de 25 °C. Las líneas verticales indican el intervalo de confianza \pm una desviación estándar.

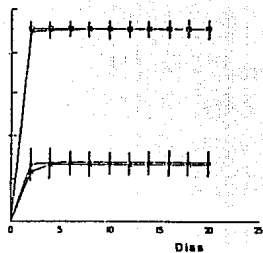


Figura 15.- Respuesta germinativa de *E. sativa* con estratificación. O tratamiento luz, \times testigo luz, Δ tratamiento oscuridad, \square testigo oscuridad.

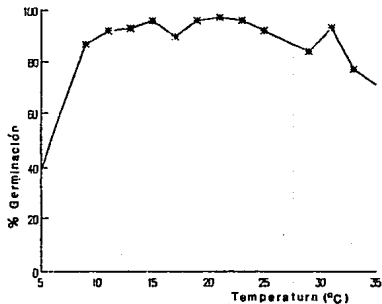


Figura 16.- Porcentaje máximo de germinación de *E. sativa* a diferentes temperaturas experimentales.

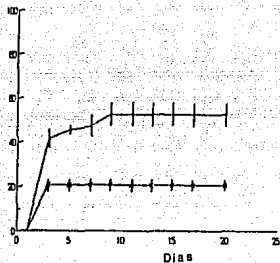


Figura 17.- Curva de germinación de *R. raphanistrum* en luz blanca y oscuridad a temperatura constante de 25°C. Las líneas verticales indican el intervalo de confianza $\bar{x} \pm$ una desviación estandar.

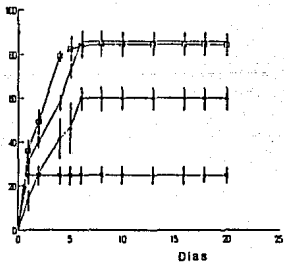


Figura 18.- Germinación de *R. raphanistrum* bajo estratificación. o tratamiento luz, * testigo luz, ▲ tratamiento oscuridad, * testigo oscuridad.

Discusión

De las especies estudiadas sólo L. virginicum y R. raphanistrum no presentaron latencia endógena al momento de la colecta. En los casos D. impatiens y S. irio éste tipo de latencia se removió con estratificación térmica; aunque éste requerimiento de frío también pudo ser sustituido por AG. En S. altissimu el ácido giberélico a [500 y 1000 ppm], así como la alternancia de temperaturas, fueron más eficaces para romper la latencia endógena.

La latencia endógena es una característica frecuente en especies de zonas templadas o en otras áreas donde se presenta una época desfavorable para el establecimiento, ya sea por bajas temperaturas o falta de humedad (Villiers, 1972). La latencia endógena se debe principalmente a falta de maduración de la semilla en el momento de su diseminación. Esta falta de maduración se puede expresar como: la presencia de un embrión rudimentario, morfológicamente incompleto o a la presencia o ausencia de sustancias endógenas (Amen, 1968; Villiers, 1972).

Frecuentemente éste tipo de latencia se rompe por el efecto del AG, adicionado al medio de germinación en diferentes dosis (250 ppm, 500 ppm y 1000 ppm) dependiendo de cada especie (Lewak y Khan, 1977b), debido a que la adición externa de AG logra un balance de sustancias de crecimiento interna adecuada para la germinación (Lewak y Khan, 1977a; Trewavas y Clelan 1983), ya sea por el efecto del AG externo o por su interacción con inhibidores en el control de muchas reacciones fisiológicas del desarrollo (Köhler, 1966; Villiers, 1972). En todos los casos en que se presentó la latencia endógena ésta pudo ser rota con AG, lo que indica que la latencia endógena estuvo ligada al balance hormonal de las semillas. Sisimbrium altissimum es la especie que requirió mayores concentraciones de AG, ya que a diferencia de la mayoría de las especies el AG [250 ppm] no fue capaz de romper la latencia endógena, en cambio, concentraciones mayores [500 y 1000 ppm] sí removieron la latencia (Fig. 10C y D). El AG [1000 ppm] fue más efectivo ya que promovió más efectivamente la germinación y redujo el tiempo necesario para alcanzar la máxima germinación. El efecto

de diferentes concentraciones de AG[250; 500 y 1000 ppm] sobre S. altissimum reflejan distintos niveles de profundidad de la latencia (Durán y Retamal, 1983), la cual está relacionada con el grado de inmadurez del embrión. Dentro de la cohorte de semillas de esta especie hubieron individuos que respondieron a concentraciones más bajas, incluso una pequeña fracción (20%) germinó sin AG, esto refleja distintos grados de latencia, lo cual puede ser una estrategia adaptativa que las capacita, al momento de ser liberadas por la planta madre, para sobrevivir a la presión ejercida por los diversos factores ambientales a los que responde manera escalonada o intermitente.

En especies como L. virginicum, D. impatiens y S. irio la estratificación térmica también rompió la latencia endógena debido a que la aplicación de bajas temperaturas en especies que presentan este tipo de latencia tiene un efecto en el balance hormonal, ya sea disminuyendo sustancias como el ácido absísico o induciendo la síntesis interna del AG (Trewavas y Clelan, 1983; Webb, et al 1973)

Se sabe que el ácido giberélico puede actuar al mismo nivel que la luz en el disparo de la germinación, básicamente en su acción sobre el potencial de agua del embrión o de manera indirecta sobre la cubierta de la semilla (Mayer y Poljakoff, 1982). En cualquiera de éstos casos su acción es más rápida que la de la luz (Lowak y Khan, 1977b). Con respecto a esta interacción entre luz y AG encontramos varios tipos de respuestas: 1) especies que tienen un requerimiento estricto de luz para su germinación, la cual no puede ser sustituida con AG (Ladeira, et al, 1987), o con ningún otro de los tratamientos aplicados. Este es el caso de L. virginicum donde el AG[250 pmm] no sustituyó el efecto de la luz, a pesar de acelerar y reducir el número de días requeridos para iniciar y completar (100 %) de germinación (Fig. 2A). Tampoco fue capaz de estimular su germinación en rojo-lejano. 2) Otro grupo lo constituyen especies donde ácido giberélico modifica la respuesta de las semillas a la luz como en D. impatiens, B. campestris, S. irio, y B. nigra. Esta interacción se manifestó de diferentes maneras, por ejemplo, en D. impatiens sustituyó totalmente el

efecto de la luz, esta especie germinó sin diferencia significativa en la luz y oscuridad después de adicionar el AG[250 ppm] al medio de germinación. Esto es frecuente en especies silvestres como Thlaspi arvense, Senecio arvensis, Linaria vulgaris y Bunias orientalis (Persson, 1988). Lo mismo ocurrió en B. nigra y Brassica campestris. En el caso de ésta última especie sólo incrementó la germinación obtenida sin AG en la oscuridad. Esta especie es sumamente interesante ya que es una especie con latencia endógena cuya germinación a la luz y a la oscuridad se incrementa con el tiempo de almacenamiento; con escarificación se puede remover totalmente la latencia endógena sólo a la luz, mientras que con AG germinan por igual en luz y oscuridad, lo que indica que el efecto del AG en esta especie está ligado a su efecto en el rompimiento de la cubierta seminal y a su interacción en ésta fase con la luz (Mayer and Poljkoff, 1982). S. irio es un caso similar al de B. campestris pero su latencia endógena se pierde muy rápido con el tiempo de almacenamiento y la germinación a la oscuridad, aunque es significativamente diferente a la de la luz la velocidad de pérdida de la latencia endógena a la luz y a la oscuridad no permite esclarecer totalmente el efecto del AG y de otros tratamientos. Esta especie después de siete meses es totalmente indiferente a la luz.

En S. altissimum una pequeña proporción de las semillas no tuvo latencia endógena, en estas semillas la respuesta germinativa en la oscuridad fue irregular, en ocasiones hubo germinación en la oscuridad casi en igual proporción que en la luz, sin embargo su patrón de respuesta no fué constante, lo que indica cambios internos en la semilla. En esta especie el AG[5000y 1000 ppm] fué indispensable para alcanzar porcentajes altos de germinación tanto a la luz como la oscuridad, y para su germinación en rojo-lejano, lo que indica por un lado un incremento en el nivel hormonal interno del total de la población que se expresó en respuesta germinativa (70%) y la disminución en el umbral de respuesta en rojo-lejano.

La inducción de la germinación en rojo-lejano con AG fue común para todas las especies tratadas con AG, con excepción L. virginicum, R. raphanistrum y E. sativa también requirieron luz para germinar; sin embargo, no se pudo probar si el AG podía sustituir su efecto debido a la carencia de semillas.

Con respecto a la estratificación también se observaron diferencias en la respuesta germinativa de las especies sobre todo en L. virginicum y D. impatiens en las cuales la estratificación aceleró la germinación y redujo el tiempo de latencia (3 días), pero no sustituyó el efecto de la luz (Fig. 2B y 5A), lo que indica que la estratificación pudo haber tenido efecto en cualquiera de las otras sustancias reguladoras del crecimiento como ácido abscísico, cinetinas, giberélinas o sobre el metabolismo enzimático (Webb, et al 1973; Piendfield and Davis, 1978; Lewak, 1981; Slater and Bryant, 1982).

En algunas especies como B. nigra y S. altissimum (Fig 10A) este tratamiento no tuvo efecto alguno sobre la germinación, incluso S. altissimum se observó que tiempos prologados de exposición al frío (9 días), inhiben completamente la germinación. Sin embargo ésta especie es muy abundante en lugares que presentan bajas temperaturas durante todo el invierno, posiblemente temperaturas de 5° C constantes pudieran causar en la semilla imbibida una latencia secundaria, la cual pudiera romperse con cualquiera de los cambios del clima y el microclima que ocurren a la llegada de la primavera, como son las fluctuaciones entre temperaturas más cálidas y temperaturas bajas que se presentan durante el día al final del invierno o al principio de la primavera, de hecho éstas son las condiciones que en las semillas recién colectadas estimulan su germinación. Aunque en esta ocasión no se trató de probar la existencia de una latencia secundaria ni de romperla.

En R. raphanistrum la latencia endógena se perdió muy rápidamente ya que en semillas con 2 meses de almacenamiento no se pudo detectar el efecto de la estratificación en semillas que germinan a la luz. En el momento de aplicar la prueba no hubo

diferencia significativa entre el control y las semillas estratificadas, sin embargo en la oscuridad la germinación se incrementa con la estratificación. Aunque a nivel fisiológico no está del todo clara la manera en que las bajas temperaturas influyen sobre la respuesta fotoblástica, se ha propuesto que: 1) las bajas temperaturas provocan una reacción de escape del fitocromo (Smith y Holm, 1977), 2) bien puede causar una reversión en la oscuridad (fitocromo activo a inactivo) quedando el fotoequilibrio alcanzado (Pfr/Pt) por debajo del umbral de respuesta y 3) que disminuye el umbral de respuesta a la relación R:rojo-lejano. Los puntos 1 y 3 podrían explicarnos la germinación en la oscuridad después de un tratamiento de estratificación. Por otra parte también se puede proponer un efecto de la estratificación en el balance del AG con su correspondiente repercusión en la germinación a la oscuridad (Pienfield y Davis, 1978).

Tiempo

La latencia endógena muchas veces se pierde con el transcurso del tiempo, ya que aún después de la diseminación pueden ocurrir cambios en las semillas tales como destrucción de inhibidores, síntesis de sustancias reguladoras del crecimiento, crecimiento del embrión o cambios morfoanatómicos (Mayer and Poljakoff-Mayber, 1963).

La influencia del tiempo sobre la respuesta germinativa se observó principalmente en *L. virginicum*, *S. irio*, *B. campestris*, *E. sativa* y *R. raphanistrum*. El efecto del almacenamiento se expresó de diferentes maneras. Por ejemplo *L. virginicum* no presentó latencia endógena (expresada como baja germinación) sin embargo, la velocidad de germinación al inicio de su colecta fue lenta en relación a la obtenida con AG y después de 5 meses de almacenamiento en seco. Esto indica que hubo una postmaduración durante la cual un cambio en la concentración interna de AG debe de haber jugado un papel importante. En colectas realizadas en fechas posteriores se ha visto que esta especie puede presentar una

latencia endógena profunda, probablemente debida a las condiciones climáticas durante la formación de las semillas (Gutterman 1985).

En *L. virginicum*, *S. irio*, *E. sativa* y *R. raphanistrum* y hubo una pérdida de la latencia endógena como consecuencia del tiempo de almacenamiento. En estas especies junto con la pérdida de la latencia endógena se perdió totalmente el requerimiento estricto de luz, el cual no podía ser compensado con la aplicación externa de AG (250 ppm). Después de 5; 7; 2; y 2 meses de almacenamiento respectivamente no sólo germinan en la oscuridad si no también en rojo-lejano. La pérdida del requerimiento de luz con el tiempo de almacenamiento es un fenómeno reportado con anterioridad que se atribuye a una serie de procesos bioquímicos que ocurren en las semillas, después de haber sido cosechadas (madurez postcosecha), (Mayer y Poljakoff-Mayber, 1982). En *B. campestris* no se pudo seguir con suficiente detalle los cambios ocurridos debido a que contamos con un número limitado de semillas, sin embargo el efecto final del transcurso del tiempo sobre la germinación fueron claros.

La respuesta de las especies ruderales o arvenses a la temperatura tiene grandes implicaciones ecológicas, ya que en gran parte su distribución geográfica y/o su distribución en diferentes ambientes depende de su capacidad para germinar y establecerse dentro de un rango de temperaturas, a las que están sujetas al depositarse y enterrarse en el suelo. Las especies pueden mostrar en el suelo una gran gran sensibilidad a extremos de temperatura, atmosfera del suelo y ausencia de luz (Schafer and Chilcote, 1970).

El rango de temperaturas de germinación no pudo ser determinado en todas las especies por tener un número limitado de semillas en los casos de *B. campestris* y *B. raphanistrum* o por presentar dificultades metodológicas debidas a las características de su latencia como en *S. altissimum*. En *D. impatiens* y *B. nigra* fue necesaria la adición al medio de AG para obtener la respuesta germinativa en el gradiente de temperatura, precisamente estas tres últimas especies están reportadas por Rzedowski y Rzedowski (1979) como especies de distribución limitada dentro del Valle de México.

Una característica importante en las especies estudiadas, fué que germinaron en un amplio rango de temperaturas. Así por ejemplo en el caso de L. virginicum y D. impatiens las temperaturas cardinales máximas fueron de 33°C; la temperatura mínima para L. virginicum fue de 13°C, en el caso de D. impatiens ésta temperatura no se observó por quedar fuera del rango establecido, sin embargo se puede afirmar que queda por abajo de los 13°C, ya que germinó un rango sesgado hacia temperaturas bajas. En cuanto a las temperaturas óptimas éstas fueron de 23-29°C para L. virginicum y de 13-17°C para D. impatiens.

En cambio S. irio y B. nigra presentaron curvas de germinación bimodales con temperaturas mínimas de 11 y 9°C respectivamente y con óptimas entre 15-17 y 22-26°C para la primera y 21-27 y 31°C en la segunda; en cuanto a la temperatura máxima ésta sólo se determinó claramente para S. irio y fue de 33°C, en B. nigra quedó fuera del rango seleccionado, aunque esto nos indica que es superior a los 35°C. Para E. sativa el rango no pudo delimitarse totalmente pues a 5°C el porcentaje de germinación observado fue de 40% y superior al 70% a 33°C., sin embargo los rangos entre los que ocurre más del 50 % de la germinación son más delimitados. Sólo E. Sativa germina en todo el rango de temperaturas al que fué expuesto en porcentajes superiores al 40% y en un rango de temperaturas más amplio que las otras especies. Principalmente las temperaturas donde hay germinación por encima del 50% delimitan confiablemente el rango geográfico o ambiental en dónde puede ocurrir la germinación de una especie y potencialmente también el área dónde puede establecerse (Thompson, 1970b).

Rzedowski y Rzedowski (1979) con base en los datos de cuatro estaciones microclimáticas repartidas en el Valle de México, reporta que los rangos de temperatura media anual son de 14 a 17°C para el fondo del Valle de México y entre 15 y 18°C en la parte baja del Valle. Las oscilaciones térmicas anuales son menores en las zonas montañosas y mayores en las partes bajas, es decir en la zona baja llegan a haber medias de hasta 22°C mientras que en la zona montañosa los calores medios anuales se encuentran entre 10 y 15°C.

En invierno son usuales en todo el Valle temperaturas entre 1 y 5°C. Indudablemente las temperaturas máximas sobrepasan a las medias en más de 10°C en las partes bajas del Valle, sin embargo la mayor parte del año existen temperaturas favorables para la germinación de las especies estudiadas.

En S. irio y B. nigra su germinación es bimodal, esto ya ha sido reportado para otras especies (Farrel, 1967; Went, 1957). En el caso de S. irio, ésta característica está relacionada con sus ciclos de vida ya que se trata de una especie anual de invierno y de verano; la separación entre dos grupos de temperaturas refleja muy bien este comportamiento estacional de temperaturas anuales. Sin embargo sólo S. irio es abundante y con una amplia distribución, mientras que Brassica nigra es una especie ruderal, perenne, escasa y de distribución restringida dentro del Valle. Rzedowski y Rzedowski (1979) sólo la reportan para Huehuetoca y Tepotzotlan; aunque también fue colectada en C. U., crece sólo en sitios donde la tierra ha sido traída de otros lugares (específicamente de la presa Anzaldo), para rellenar terrenos pedregosos; Su distribución limitada no se puede explicar con base al rango de temperaturas donde germina, pero hay que recordar que tiene una latencia endógena profunda. Su capacidad germinativa nos muestra la capacidad de la especie para germinar y establecerse al término de su latencia cuando encuentra condiciones adecuadas. Sus hábitos ruderales y su respuesta a la temperatura son factores importantes que pueden favorecer su distribución y abundancia dentro del Valle en un futuro próximo.

En contraste con E. sativa, D. impatiens germina en un rango en el que las temperaturas bajas son las óptimas de germinación (Fig. 6). La respuesta de esta especie refleja sus requerimientos germinativos en condiciones naturales, ya que es una especie nativa restringida a lugares altos y fríos, perturbados y semiconservados como lo son Topilejo y Ajusco de donde fueron colectadas, además es importante recordar que esta planta es anual de invierno y realiza su ciclo de vida en condiciones de sequía y bajas temperaturas.

En el caso de *S. altissimum* no se pudo determinar sus temperaturas cardinales debido a que la germinación a temperaturas constantes fue muy baja ($\leq 25\%$), sin embargo con un régimen de temperaturas alternantes ($20-34^{\circ}\text{C}$) con un período de 1 hora diaria de frío (0°C 1hr) se obtuvieron altos porcentajes de germinación (Fig. 10E). Esto demostró la importancia de las fluctuaciones de temperatura sobre la germinación de esta especie, lo que puede ser interpretado como un mecanismo que le permite detectar la profundidad a la que se encuentra y el momento adecuado para germinar. Estas fluctuaciones de temperatura deben ser de lo más común dentro de su hábitat ya que generalmente se observaron en orillas de banquetas, caminos y creciendo en hendiduras de rocas.

Se ha reportado como especie ruderal escasa y de distribución restringida dentro del valle, sin embargo sus mecanismos de sobrevivencia y la actividad humana le están permitiendo colonizar nuevos ambientes, ya que actualmente no sólo existe en los lugares reportados sino también se ha visto crecer abundantemente en los terrenos salitrosos del exlago de Texcoco y en muchas otras partes de la ciudad. Es posible que en un futuro no muy lejano sea tan común como lo es *E. campestris* o *E. sativa* que están ampliamente distribuidas por todo el Valle.

CONCLUSIONES

Debido a que en el área de trabajo sólo se colectaron dos crucíferas nativas (Lepidium virginicum y Descurrainia impatiens). y a que por diferentes causas, especialmente por escasez de semillas, no se aplicaron todos los tratamientos a cada una de las especies investigadas; no fue posible hacer una comparación precisa de la respuesta germinativa entre especies nativas e introducidas, sin embargo los resultados obtenidos aportan suficiente información para concluir que:

- En los casos en que fue posible aplicar todos los tratamientos o la mayoría de ellos, no todas especies repondieron de la misma manera.

- A excepción de resto de las especies sólo L. virginicum y R. raphanistrum no presentaron latencia endógena al inicio de la colecta y además requirieron de luz blanca para germinar, sin embargo éste requerimiento se perdió en R. raphanistrum con la madurez de las semillas; en cambio en L. virginicum no se perdió y la especie nunca germinó en la oscuridad ni en rojo-lejano a diferencia del resto de las especies que si fueron estimuladas con este último tratamiento.

- La latencia que inicialmente presentaron D. impatiens, S. irio, S. altissimum, R. nigra, B. campestris y E. sativa es interpretada como una estrategia de adaptación a los ciclos estacionales, que les ayuda a resistir y superar las condiciones adversas, y germinar cuando ya han madurado y las condiciones ambientales se han vuelto favorables. Además ésta latencia les permite persistir en los "bancos de semillas" y a través del tiempo y el espacio.

- Esta latencia se rompió con estratificación o alternancia de temperatura en S. altissimum, con escarificación mecánica en B. campestris y con AG(250 ppm) en D. impatiens, B. nigra, y B. campestris. Lo que significa que en la naturaleza tal vez puedan darse procesos parecidos que rompan la latencia y estimulen la germinación de las semillas ante ciertos factores ambientales u

otro tipo de procesos en el suelo que permitan la germinación cuando se presenten condiciones adecuadas.

- Los distintos niveles de latencia detectados en S. altissimum con diferentes concentraciones de AG[250; 500 y 1000 ppm], son interpretados ecofisiológicamente como un mecanismo que asegura la sobrevivencia de la especie, ya que no todas las semillas germinarán al mismo tiempo y sólo lo harán de manera intermitente aquellas que estén en condiciones de hacerlo, siempre y cuando las condiciones ambientales sean adecuadas.

- La respuesta germinativa a diferentes tratamientos de temperatura, así como la obtenida en un amplio rango de temperaturas constantes, reflejan muy bien su distribución, abundancia y ciclos de vida. Por ejemplo; en D. impatiens hubo preferencia por las bajas temperaturas figuras (5 a) y 6, lo que esta totalmente de acuerdo con las características de la especie, ya que se trata de una planta anual de invierno que hábita en altitudes de 2240 hasta 4000 m.s.n.m. .

- La temperaturas cardinales obtenidas, además de proporcionar información sobre la distribución, abundancia y ciclos de vida, también nos aportan suficientes evidencias para afirmar que estas especies tienen un gran potencial para ampliar su rango de distribución y abundancia a otras áreas dentro del Valle o fuera de él, como se ha observado, sobre todo en el caso de especies introducidas como Eruca sativa, B. nigra y S. altissimum.

- Los resultados obtenidos de las crucíferas estudiadas, no reflejan requerimientos germinativos específicos como grupo (nativas e introducidas), a excepción de D. impatiens que germinó bastante mejor en bajas temperaturas; por tanto se puede concluir que tanto las especies nativas como introducidas dentro del Valle de México, tuvieron éxito gracias a que encontraron las condiciones geográficas y climáticas adecuadas para su establecimiento.

LITERATURA CITADA

Amen, R. D. 1968. A model of seed dormancy. *Botanical Review*. 34: 1-29.

Atal, C. K. 1960. Microscopic differentiation of cruciferous seeds containing mucilage. *Current Sci. India*. 29: 56

Barton, L. 1967. *Bibliography of seeds*. Columbia University Press, New York. 858 p.

Baskin, J.M. & C.C. Baskin. 1976a. Germination dimorphism in Heterotheca subaxilaris var subaxilaris. *Bull. of The Torrey Bot. Club*. 103. 5: 201-206.

Baskin, J.M. & C.C. Baskin. 1976b. High temperature requirement for afterripening seeds of winter annuals. *New Phytol* 77; 619-624

Baskin, J.M. & C.C. Baskin. 1968. The germination patterns of three winter annuals. *Bull. Torrey Botanical Club*. 95, 4: 331-335.

Bewley, J. D. and M. Black. 1982. *Physiology and biochemistry of seed in relation to germination* (vol. 2). Viability, Dormancy and Environmental Control. Springer-Verlag. Berlin. 69-120 pp.

Borthwick, H. A; S. B. Hendricks; M. W. T. Parker y V. K. Toole. 1952. A reversible photoreaction controlling seed germination. *Proc. Nat. Acad. Sci*. 38: 662-666.

Borthwick, H. A; S. B. Hendricks. 1960. Photoperiodism in plants. *Science* 132: (3435), 1223-1228.

Bouwmeester, H. J. and C. M: Karsse. 1989. Environmental factors influencing the expression of dormancy patterns in weed seeds. *Ann. of Bot.* 63, 113-120.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

Capinera, J. L. 1979. Qualitative variation in plants and insects: effects of propagule size on ecological plasticity. *Am. Nat.* 114 (3): 350-361.

Come, D. 1970. Les obstacles a la germination. Ed. Masson et Cie, Paris. 34-54 pp.

Crisp, P. 1974. Trends in breeding and cultivation of cruciferous crops. En: Vaughan, M.J. (ed). *The Biology and Chemistry of the Cruciferae*. Academic. Press. 355 p.

Crocker, W. & L. V. Barton. 1947. *Physiology of seeds*. Chronica Botanica. Co. Waltham Mass

Darlington, H.T. 1951. The seventy-years period for Dr. Beal's seed viability experiment. *Amer. Jour. Bot.* 38: 379-381.

Don, R. 1979. The use of Chemicals, particularly gibberellic acid for breaking cereal seed dormancy. *Seed sci. and Technol.* 7, 355-367.

Duran, J.M. y N. Retamal. 1983. Efecto del ácido gibrélico en la germinación de semillas de mostaza silvestre (*Sinapis arvensis* L). *An. INIA/Ser Agric.* 24:

Erasmus, D. J. and V. J. Standen. 1986. Germination of *Chromolaena odorata* (L). K. and R. achenes affect of temperature, imbibition and light.

Farrel, J. R. 1967 Temperature effects on microorganisms. *Ann. Microbiol.* 21, 101-120.

Fay, P. K. y W. A. Olson. 1978. Technique for separating weed seed from soil. *Weed Science* 26: 530-533.

Fenner, M. 1986. Seed ecology. Chapman and Hall. L. T. D., London. 151 pp.

Flores, V. O. y P. Gerez. 1988. Conservación en México : Síntesis sobre Vertebrados Terrestres Vegetación y Uso del Suelo. I.N.I.R.E.B. CI. México. 302 p.

Font Quer, P. 1962. Plantas Medicinales, El Dioscórides Renovado. Ed. Labor. S.A. Barcelona Madrid. 1033 p.

García, E. 1981. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koppen para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana. UNAM, México.

Grant, V. 1989. Especiación Vegetal. Ed. Limusa, México. 587 pp.

Gutterman, Y. 1985. Flowering sed development, and the influences during seed maturation on seed germination of annual weeds. En: Stephen O. Duke. (ed.) Reproduction and Ecophysiology. Vol 1. C. R. C. Press. Inc. Florida. 157 pp.

Gutterman, Y. 1980/81. Influences on seed germination : fenotypic maternal effects during seed maturation. Isr. J. Bot. 29.

Harper, J. L. 1959. The ecological significance of dormancy and its importance in weed control. Proc. inter. Congr. Crop Protection, Hamburgo 1: 415-420.

Harper, J. L. 1965. Establishment, aggression and cohabitation in weedy species. En: H. G. Baker and G. L. Stebbins (ed). The Genetic of Colonizing Species. Academic Press. N. Y. 243-268pp.

Hedge, I. C. 1974. A systematic and geographical survey of the old world Crusiferae. En: The Biology and Chemistry of the Cruciferae. Ed. V. M. Jones. 355 p.

Hedge, I. C. 1968. Notes . Roy. Bot. Gard. Edinburgh, 28, 223-226.

Heiser, C. B. and W.H. Freeman 1981. Seed to Civilitation, The Story of Food. San Francisco. 254p.

Hodgkins, T. 1980. Genetic aspects of seed yield and performance in horticultural Brassicas. En: Hebblewait (ed). Seed production. Univ. Nottingham. London. 694 pp.

Holm, L., J.V.Pancho, J.P. Herberger y D.L. Plucknett. 1979. A geographical atlas of world weeds. Jhon Wiley and Sons, N.Y. Chichester. 391 p.

Hyams, E. 1971. Plant in the Service of Man. Lippicontt. Company. Philadelphia and N.Y. 222 p.

Jouret, M. F. 1977. Relation entre la dormance seminale et la chorologia de diverses especes du genre Impatiens L. Bull. Societé Royale de Bot. Belgique. 109. 209-212.

Karssen, C. M. 1970. The light promoted germination of the seeds of Chenopodium album L. VI. Pfr requeriment during diferents stages of the germination process. Acta Bot. Neerl. 19: 297-312.

Karssen, C. M. 1980/1981 . Patterns of change in dormancy during burial of seeds in soil. Israel J. of Bot. 29: 65-73.

Köhler, D. 1966. Veränderungen des giberellingehaltes von salats samen nach belchtung. Planta (Berl.) 70, 42-45.

Ladeira, A.M., M.C. Guardia y M. Takaki. 1987. Manipulation of seed germination in Plantago tomentosa Lam and Raphanus sativus L. Seed Sci. and Technol. 15, 55-63.

Lewak, S. 1981. Regulatory pathway in removal of appl seed dormancy. Acta Horticulturae. 120, 149-159.

Lewak, S. y Khan, A. A. 1977a. Mode of action of gibberellic acid enhanced alfa-galactosidase activity in germinating lettuce seeds, CV. Grand Rapids. Planta 1532: 436-441.

Lewak, S. y Khan, A. A. 1977b. Mode of action of gibberellic acid and light on Lettuce seed germination. Plant. Physiol. 60, 575-577.

Madueño. M. 1973. Cultivo de Plantas Medicinales. Publicaciones de Extension Agraria. Madrid. 490 p.

Mayer, A.M. and A. Poljakoff-Mayber. 1982. Viability and life span of seeds. En: P.F Wareing and A. W. Galston (eds.) The Germination of Seeds. vol 3. Jerusalem.

Muench, W. C. 1984. Weeds. Comstock Publishing Associates. Cornell University 3a . Ithaca. 586 pp.

Orozco-Segovia, A.D.L. 1986. Fisiología ecológica del fotoblastismo en semillas de cuatro especies del género Piper L. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias. U. N. A. M.

Orozco-Segovia, A.D.L. 1989. Fisiología ecológica del fitocromo, su función en las semillas. Bol. Soc. Mex. 49: 71-84.

Orozco-Segovia, A.D.L. 1991. Latencia de semillas: Una interpretación desde el punto de vista de fisiología ecológica Bol. Soc. Bot.

Orozco-segovia, A. y Vázquez-Yanes. C. 1989. Light effect on seed germination in Piper. L. Acta Oecologica. Oecologia Plantarum 10: 123-146.

Nikolaeva, M. G. 1969. Physiology of deep dormancy in seeds. National Science Foundation. Washington D.C.

Nikolaeva, M. G. 1977. En: Khan, A (ed.). The Physiology and Biochemistry of seed Dormancy and Germination. North Holland Publishing Co. Amsterdam. 51-74 pp.

Patterson, D. T. 1985. Comparative ecophysiology of weeds and crops. En: Stephen O. Duke. (ed.) Reproduction and ecophysiology. Vol 1. C. R. C. Press. Inc. Florida. 157 p.

Persson, B. 1988. Enhancement of seed Germination by plant growth regulators infused via acetona. Seed Sci. and Technol. 16. 391-404.

Pienfield, N. J. y Davis H. V. 1978. Hormonal changes during after-ripening of Acer platanoides L. seeds. Zeitschrift fur Pflanzenphysiologie. 90, 171-181.

Pons, T. L. y Van der Toorn. 1988. Establishment of Plantago lanceolata L. and P. mayor L. among grass. Occol. 75: 394-399.

Radosevich, S. R. 1986. Reproduction, dispersal, germination and survival. En Weed Ecology. John Wiley & Sons. 265 p.

Rapoport, H. E., Díaz-Bentacourt M.E. y López-Moreno I. Aspectos de la Ecología Urbana en la Ciudad de México. Limusa. México. 197 p.

Robbins, W. W. 1942. Weed Control. Mac. Graw. Hill. N. Y. 660 p.

Roberts, E. H y S. K. Benjamin. 1979. The interaction of light, nitrate and alternanting temperature on the germination of Chenopodium album, Capsella bursa-pastoris and Poa annua before and after Chilling. Seed Sci. & Technol. 7: 379-382.

Roberts, H. A. 1981. Seed banks in soils. *Adv. Appl. Biol.* 6:1-55.

Roberts, E. H. y S. Totterdell. 1981. Seed dormancy in Rumex species in response to environmental factors. *Plant, Cell and Environment* 4: 97-106.

Roberts, E. H. 1972. *Viability of Seeds*. Chapman and Hall. L. T. D. London. 448 p.

Rzedowski, J y G. Rzedowski. 1979. La flora fanerogámica del Valle de México I. Compañía editorial Continental. vol 1.403 pp.

Sánchez, O. 1968. *La Flora del Valle de México*. Editorial Herrero, S. A. 519 p.

Schafer, D. E. and D. O. Chilcote. 1970. Factors influencing persistence and depletion in buried seed populations II. The effects of soil, temperature and moisture. *Crop. Science* 10.

Senden, J. W., A. J. Schenkeveld and H. J. Verkaar. 1986. The Combined effect of temperature and red:far-red ratio on the germination of some short-lived chalk grass land species. *Acta Oecol.* 7(21) 251-259.

Siegel, S. M. 1950. Effects of exposure of seeds to various physical agents I. effects of brief exposure to heat and cold on germination and light sensitivity. *Botan. Gaz.* 112: 57-70.

Silverton, J.W. 1984. Phenotypic variety in seed germination Behavior: the ontogeny and evolution of somatic polymorphism. *Amer. Naturalist.* 124 (1): 1-16.

Slater, R.J. and J. M. Bryant. 1982. RNA metabolism during breakage of seed dormancy by low temperature treatment of Acer platanoides Norway maple. *Ann. Bot.* 50, 141-149.

Smith, H. y M. G. Holms 1977. Light quality photoperception and plant strategy . *Ann. Rev. Plant. Physiol.* 33: 481-518.

Stanton, M. L. 1984. Seed variationIn wild radish: efect of seed size on components of seedling and adult fitness. *Ecology* 65 (4):1105-1112

Thompson, P. A. 1970a. Characterization of the germination response to temperatures of species and ecotypes. *Nature.* 225: 827-831.

Thompson, P. A. 1970b. Germination of species of Caryophyllaceae in relation to their geographical distribution in Europe. *Ann. Bot.* 34, 427-449.

Thompson, K. and J. P. Grime; G. Mason. 1977. Seed germination in response to diurnal fluctuations of temperature. *Nature* 1267: 147-149.

Thompson, K. and J. P. Grime.1983. A coparative study of germination respounses to diurnally-fluctuacting temperatures. *Journal of Applied Ecology* 20:141-156.

Thompson, K. and J. C. Whathey. 1984. A thermoradiant bar apparatus for the study of germination requeriments of buried seeds in situ. *New Phytol* 96; 459-471.

Trewavas, A. J. and R. E. Clelan 1983. Is plant development regulated by chance in the concentration of growth substance or by chances in the sensivity to growth substances?. *Trends Biochem. Sci.* 8: 354-357.

Tool, E. H., V. K. Tool., H. A. Borthwick & S. B. Hendricks. 1954. Interaction of temperature and lightin germination of seed. *Plant Physiology.* 30 :473-478.

Townsend, C. C. 1971. Hooker's sicon, Pl. 7,4: Tab. 3637.

Van Dersel, W. R. 1943. American Land its History and Uses. Oxford Univ. N.Y. 215 p.

Vázquez-Yanes, C. 1974a. Estudios sobre la ecofisiología de la germinación de una zona cálida húmeda. tesis de doctorado. Fac. de Ciencias. U.N.A.M.

Vázquez-Yanes, C. 1974b. Studies on the germination of seeds of Ochroma lagopus Sw. Turrialba 24:176-179.

Vaughan, J. G. 1976 The structure and utilization of oil seeds. Chapman and Hall. London. 279 p.

Villegas, M. 1979. Malezas de la Cuenca de México. Instituto de Ecología, A. C. México. 137 p.

Villiers, T. A. 1972. Seed dormancy. En: Kozlowski T.T (Ed.). Seed Biology. vol 2. Academic. Press. N.Y. 447 p.

Webb, D. P; Van Staden, J. and Wareing p. F. 1973. Seed dormancy in Acer changres in cytokinins, gibberellins and germination promoters during the breaking of dormancy in Acer saccharum Marshi. Journal of Experimental Botany. 24, 105-116

Went, F. W. 1957. The experimental control of plant growth. Chronica Botanica, Waltham, Mass., USA. 343 p.

Wesson, G. and P. I. Wareing. 1986. The role of light in the germination of natural occurring populations of buried weed seeds. J. Exp. Bot. 20: 402-413.

Wilcox, R. J. and R.C. Leffel. 1987. Oilseed Crops en: Christie B. R. (ed.) Hanbook plant science in agric. vol 2. C. R. C. Press. Inc. Florida 275 pp.