

00345



UNIVERSIDAD NACIONAL <sup>7</sup>  
AUTONOMA DE MEXICO <sup>2 ej</sup>

FACULTAD DE CIENCIAS

DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO

EFFECTO DEL AMBIENTE HIDRICO Y DE LA CALIDAD DE LA LUZ  
DURANTE EL DESARROLLO Y LA DESHIDRATACION DE SEMILLAS  
MADURAS DE *Sicyos deppei* G. DON (CUCURBITACEAE),  
SOBRE LA GERMINACION.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE  
MAESTRA EN CIENCIAS (BIOLOGIA VEGETAL)

P R E S E N T A

HELIA REYNA OSUNA FERNANDEZ

DIRECTORA DE TESIS:

M. en C. ALICIA ENRIQUETA BRECHU FRANCO

MEXICO, D. F.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

1994



Universidad Nacional  
Autónoma de México



## **UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso**

### **DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis 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.

La presente tesis se realizó en el laboratorio de Citología de la Facultad de Ciencias, U.N.A.M., bajo la Dirección de la M. en C. Alicia E. Brechú Franco. Fué apoyada por la Beca-Tesis de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA), UNAM así como por el Proyecto IN200692 DGAPA-UNAM. Fué sustentada ante el siguiente jurado:

Dr. Guillermo Laguna Hernández

Dra. Alma Orozco Segovla.

M. en C. Alicia Brechú Franco.

Dr. David Díaz Pontones.

Dr. Alfonso Larqué Saavedra.

M.en C. Margarita Ponce Salazar.

Dra. Judith Márquez Guzmán.

## DEDICATORIA

A la memoria de mi Mamá Sarita, por su cariño.

A la memoria de mi Tia Popo, por su amor, ejemplo y toda la felicidad que siempre me dió.

A mi mamá, por el apoyo y entusiasmo que me da con su amor.

A mi tío, por su cariño y apoyo que me da como padre.

A mi Abuelo, por su cariño.

A mi hermana Marisa, por su cariño, consejos y ayuda que siempre me ha dado.

A mi hermana Sara, por su cariño y apoyo en todo momento.

A mi sobrino Jafet, por su presencia que me permite seguir adelante día a día y por todo lo que me da con su sonrisa.

## AGRADECIMIENTOS

A la M. en C. Alicia Brechú Franco, por su dirección y apoyo constantes en la realización de este trabajo, por su cariño e invaluable amistad.

A los integrantes del jurado, por la revisión y sugerencias que enriquecieron este trabajo.

A la Dra. Alma Orozco Segovia, por su asesoría durante el desarrollo del trabajo y su apoyo brindado a través del laboratorio de Ecofisiología Vegetal del Centro de Ecología, UNAM.

Al Dr. Guillermo Laguna Hernández por su participación en el Comité Tutorial, ayuda y apoyo brindados en la realización del trabajo.

A la Dra. Judith Márquez Guzmán, por su apoyo y cariño que hacen grato el trabajo diario realizado en el laboratorio.

A los Ingenieros Alfredo Martínez Singuenza y Martín Islas Olmos, de la Dirección General de Obras y Servicios Generales de la UNAM, por facilitar las instalaciones, apoyo y asesoría para el desarrollo de los cultivos.

Al M. en C. Victor Barradas del Centro de Ecología, UNAM, por su colaboración en la construcción y manejo de equipos de laboratorio.

A la M. en C. María Esther Sánchez del laboratorio de Ecofisiología del Centro de Ecología, UNAM por su amabilidad y ayuda en el manejo de equipos de laboratorio.

A la Biol. Ana Isabel Bieler y al P. de Biol. Alfredo Gamboa del laboratorio de Microcine de la Facultad de Ciencias, por su ayuda en el procesamiento del material fotográfico.

Al M. en C. Leonidas Zambrano Polanco y familia, por su sincera amistad, ayuda y apoyo brindados en la realización de éste trabajo.

Al Biol. Ricardo Wong, por su amistad, apoyo y su gran ayuda en el trabajo tanto de campo como de laboratorio.

A la Sra. Dionisia Franco Vda. de Brechú y a la Srita. Guadalupe Brechú Franco por su amistad y colaboración.

A mis compañeros del laboratorio de Citología por su disposición de brindar amistad y ayuda en todo momento y hacer del laboratorio un lugar muy agradable de trabajo.

A mi amiga Alejandra por todos los momentos compartidos, por su sinceridad, cariño y ayuda en cualquier momento.

A mi amiga Rosa Maria, por el cariño y gran apoyo que representa una amistad sincera.

# INDICE

PAGINA

1.0. RESUMEN.	1
2.0. INTRODUCCION.....	1
2.1. OBJETIVOS.....	3
3.0. ANTECEDENTES.....	4
3.1. Malezas.....	4
3.2. Efecto materno.....	4
3.3. Deshidratación.....	5
3.4. Permanencia de las semillas en el suelo y latencia.....	7
3.5. Germinación.....	12
3.6. Efecto de la luz (Fitocromo).....	14
3.7. Investigaciones realizadas.....	20
4.0 CARACTERISTICAS GENERALES DE <i>Sicyos deppel</i> .....	21
4.1. Ubicación taxonómica.....	22
4.2. Descripción específica.....	22
4.3. Distribución.....	23
4.4. Nombres comunes.....	23
5.0. MATERIALES Y METODOS.	
5.1. Materiales y Procedimientos Generales.....	24
5.1.1. Características de los frutos colectados.....	24
5.1.1.1. Peso fresco.....	24
5.1.1.2. Longitud.....	24
5.1.1.3. Color.....	24
5.1.1.4. Contenido de humedad.....	24
5.1.2. Características de los filtros.....	25
5.1.3. Población objetivo.....	25
a) Definición.....	25
b) Características generales.....	25
5.1.4. Diseño estadístico.....	26
a) Marco de muestreo.....	26
b) Unidad última de muestreo.....	26
c) Método de muestreo.....	26
d) Comparabilidad de las muestras.....	26

e) Especificación de variables y escalas de medición.....	27
f) Captación de la información.....	27
g) Modelo estadístico.....	27
h) Análisis e interpretación de la información.....	29
5.2. Materiales y Procedimientos particulares de cada experimento.....	30
5.2.1. Extracción de pigmentos, cuantificación de clorofilas y estructura de frutos de <i>S.deppei</i> desarrollados bajo luz natural y luz filtrada.....	30
5.2.1.1. Trabajo de campo.....	30
5.2.1.2. Trabajo de laboratorio.....	33
a) Extracción y cuantificación de clorofilas.....	33
b) Estudio estructural.....	34
5.2.2. Respuesta germinativa de semillas maduras de <i>S. deppei</i> deshidratadas en un ambiente hídrico controlado..	35
5.2.2.1. Trabajo de campo.....	35
5.2.2.2. Trabajo de laboratorio.....	36
a) Deshidratación en un ambiente controlado.....	37
b) Condiciones de germinación.....	37
5.2.3. Respuesta germinativa de semillas maduras hidratadas de <i>S.deppei</i> , deshidratadas en condiciones de campo y en un ambiente hídrico controlado.....	39
5.2.3.1. Trabajo de campo.....	39
5.2.3.2. Trabajo de laboratorio.....	40
5.2.4. Respuesta germinativa bajo diferentes calidades de luz, de semillas maduras de <i>S.deppei</i> en tres etapas de deshidratación del fruto (verde, amarillo y negro).....	41
5.2.4.1. Trabajo de campo.....	41
5.2.4.2. Trabajo de laboratorio.....	42
a) Condiciones de germinación.....	42
b) Escarificación.....	46



## 6.0. RESULTADOS Y DISCUSION.

A) Extracción de pigmentos, cuantificación de clorofilas y estructura de frutos de <i>S.deppei</i> desarrollados bajo luz natural y luz filtrada.....	47
6.1. Características de los frutos colectados.....	47
6.1.2. Extracción y cuantificación de clorofilas.....	48
6.1.3. Estudio estructural.....	54
B) Respuesta germinativa de semillas maduras de <i>S.deppei</i> deshidratadas en un ambiente hídrico controlado.....	60
6.2.1. Características de los frutos colectados.....	60
6.2.2. Germinación después de la deshidratación en un ambiente controlado.....	61
C) Respuesta germinativa de semillas maduras hidratadas de <i>S.deppei</i> deshidratadas en condiciones de campo y en un ambiente hídrico controlado.....	63
6.3.1. Germinación después de la deshidratación en campo y en un ambiente controlado.....	63
D) Respuesta germinativa bajo diferentes calidades de luz, de semillas maduras de <i>S.deppei</i> en tres etapas de deshidratación del fruto (verde, amarillo y negro).....	72
6.4.1. Contenido de humedad.....	72
6.4.2. Respuesta germinativa de frutos escarificados y no escarificados en tres etapas de deshidratación, bajo diferentes condiciones de luz.....	72
7.0. Conclusiones.....	93
8.0. Bibliografía.....	95
9.0. Apéndice.....	102
9.1. Cuadros de ANOVA y Pruebas de rango múltiple.....	102
9.2. Registros meteorológicos de Ciudad Universitaria y de Milpalta..	112

## INDICE DE CUADROS

CUADRO	PAGINA
1. Evaluación de las micas utilizadas para las condiciones de luz roja y luz roja lejana.....	45
2. Condiciones de luz en las que germinaron las semillas de <i>S. deppel</i> en el laboratorio.....	45
3. Resultados de peso, longitud, color y contenido de humedad de frutos verdes maduros hidratados, desarrollados en campo con filtro y sin filtro.....	47
4. Area bajo la curva (cm <sup>2</sup> ) de los espectros de absorción de los extractos acetónicos de clorofilas de frutos de <i>S. deppel</i> en diferentes etapas de desarrollo.....	51
5. Cuantificación de clorofilas a, b y a+b (mg/10g de peso fresco), de frutos maduros hidratados a las semanas 1, 3 y 5 de desarrollo con y sin filtro.....	51
6. Relación rojo/rojo lejano en campo, bajo los filtros de luz y bajo la malla de las casas de sombra del cultivo de <i>S. deppel</i> .....	53
7. Resultados de peso, longitud, contenido de humedad y color, de frutos de <i>S. deppel</i> colectados en San Pedro Atocpan (Oct-1992).....	60
8. Germinación y contenido de humedad de frutos de <i>S. deppel</i> deshidratados en un ambiente hídrico controlado (Urea-8% H.R.) durante 5, 10 y 15 días.....	61
9. Porcentajes de germinación y contenido de humedad de los frutos de <i>S. deppel</i> deshidratados en un ambiente controlado (Urea-8% H.R.) y en campo (Jardín Botánico), a los 5, 7 y 9 días de deshidratación.....	63
10. Color y contenido de humedad de los frutos de <i>S. deppel</i> colectados en San Pedro Atocpan (Oct-Nov, 1992).....	72
11. Temperaturas promedio máximas y mínimas de las cámaras de germinación en el laboratorio.....	73
12. Porcentajes de germinación de frutos escarificados y no escarificados, en tres etapas de deshidratación del fruto (frutos verdes, amarillos y negros), expuestos a 4 calidades de luz.....	75

## INDICE DE FIGURAS

FIGURA	PAGINA
1. Estructuras de las formas Pr y Pfr del grupo cromóforo del fitocromo.....	16
2. Esquema de los intermediarios del fitocromo.....	16
3. Infraestructura construida para el cultivo de <i>S.deppei</i> en el Vi-vero Alto del Jardín Botánico, UNAM.....	31
4. Metodología seguida para la extracción y cuantificación de cloro-filas de frutos de <i>S.deppei</i> desarrollados bajo luz natural y luz filtrada.....	34
5. Metodología seguida para determinar la germinación de semillas de <i>S.deppei</i> deshidratadas en un ambiente controlado (Urea-8% H.R.)....	36
6. Cámara de deshidratación en un ambiente hidrico controlado .....	38
7. Metodología seguida para observar la germinación de semillas de <i>S.deppei</i> deshidratadas en condiciones de campo y en un ambiente hi-drico controlado.....	40
8. Metodología seguida para determinar la germinación de semillas de <i>S.deppei</i> en tres etapas de deshidratación del fruto, bajo diferen-tes calidades de luz.....	42
9. Transmitancia de los filtros Gaam Color para luz roja y luz roja lejana.....	44
10. Espectros de absorción de extractos acetónicos obtenidos de fru-tos de <i>S.deppei</i> desarrollados con y sin filtro, en diferentes e-tapas de desarrollo (semanas 2 y 3 ).....	49
11. Espectros de absorción de extractos acetónicos obtenidos de fru-tos de <i>S.deppei</i> desarrollados con y sin filtro, en diferentes e-tapas de desarrollo (semanas 4 y 5).....	50
12. Cuantificación de clorofilas a y b (mg/10g de peso fresco), de -frutos maduros hidratados con y sin filtro.....	52
13. Cuantificación de clorofilas a+b (mg/10g de peso fresco), de fru-tos maduros hidratados con y sin filtro .....	52
14. Corte longitudinal de fruto verde maduro hidratado.....	58
15. Corte longitudinal de cubierta seminal (exotesta) en semilla ma-dura hidratada.....	58
16. Corte longitudinal de cubierta seminal (exotesta y mesotesta) en semilla madura hidratada.....	58

17. Cuerpos protéicos en células cotiledonarias de semilla madura hidratada.....	59
18. Corte longitudinal de fruto verde y semilla madura hidratada.....	59
19. Corte longitudinal de cubierta seminal (epidermis de exotesta)....	59
20. Corte longitudinal de fruto verde y semilla madura hidratada.....	59
21. Porcentajes de germinación y contenido de humedad de frutos deshidratados durante 5, 10 y 15 días, en un ambiente controlado.....	62
22. Precipitación, temperaturas máximas y mínimas registradas en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía, UNAM, durante los meses de mayo a noviembre de 1992.....	64
23. Porcentajes de germinación de frutos deshidratados durante 5, 7 y 9 días en un ambiente controlado (Urea-8% H.R.) y en campo - (Jardín Botánico).....	66
24. Porcentajes de germinación y contenido de humedad de frutos deshidratados en campo durante 5, 7 y 9 días.....	66
25. Porcentajes de germinación y contenido de humedad de frutos deshidratados en un ambiente controlado (Urea-8% H.R.), durante 5, 7 y 9 días.....	68
26. Porcentajes de germinación de frutos escarificados y no escarificados en tres etapas de deshidratación (frutos verdes, amarillos y negros), expuestos a diferentes calidades de luz.....	74
27. Porcentajes de germinación de frutos amarillos escarificados expuestos a diferentes calidades de luz.....	76
28. Porcentajes de germinación de frutos escarificados verdes y negros expuestos a diferentes calidades de luz.....	78
29. Porcentajes de germinación de frutos verdes no escarificados, expuestos a diferentes calidades de luz.....	80
30. Porcentajes de germinación de frutos amarillos no escarificados, expuestos a diferentes calidades de luz.....	80
31. Porcentajes de germinación de frutos negros no escarificados, expuestos a diferentes calidades de luz.....	84
32. Porcentajes de germinación de frutos verdes escarificados y no escarificados, expuestos a diferentes calidades de luz.....	84
33. Precipitación, temperaturas máximas y mínimas registradas en el Observatorio Meteorológico de Geografía, UNAM (1991) y en el Municipio Magdalena Contreras (1992).....	88

## 1.0 RESUMEN.

*Sicyos deppel* "Atatana" o "Chayotillo", es una arvense anual muy agresiva causante de severas pérdidas en cultivos básicos del país, cuyas semillas llevan a cabo el establecimiento de nuevas poblaciones. Se estudió el efecto de la calidad de luz y la humedad relativa sobre el contenido de clorofilas, estructura y germinación de las diásporas expuestas a estos factores; en condiciones de campo (desarrollo de los frutos en la planta) y en condiciones de laboratorio.

En frutos con diferentes etapas de desarrollo, expuestos a luz natural y a luz filtrada con una longitud de onda del Rojo lejano (730nm), se determinó el contenido de clorofilas, tamaño, peso y contenido de humedad de los frutos, así como también se realizó un estudio histoquímico comparativo entre ambas condiciones. La luz roja lejana provocó una disminución en el contenido de clorofilas, tamaño y peso de los frutos, respecto a aquellos desarrollados bajo luz natural. Las pruebas de Acido Peryódico-Reactivo de Schiff y Cloroyoduro de Zinc, detectaron mayor proporción de granos de almidón en cotiledones y epidermis de exotesta, en frutos desarrollados bajo luz natural.

Para evaluar la germinación de las diásporas deshidratadas en atmósferas con diferente porcentaje de Humedad Relativa (H.R.), se hizo un cotejo de la respuesta de los frutos maduros, expuestos por 5, 7 y 9 días a deshidratación tanto en condiciones naturales de campo, como en ambiente controlado al 8% de H.R. con Urea. En el campo, la deshidratación fué gradual y leve, de 83% a 79% y 78% de H.R., con valores de germinación inferiores al 30% y sin diferencia entre ellos. En cambio la deshidratación en el ambiente controlado fué rápida y progresiva, del 45% a 29% y a 12% de H.R., con un incremento en la germinación del 33% al 41% y al 46%.

Para evaluar el efecto de la calidad de la luz, sobre la germinación se hizo el registro en frutos de *S.deppel* escarificados y no escarificados, en tres etapas de deshidratación (frutos verdes, amarillos y negros) bajo 4 diferentes calidades de luz (Luz blanca, roja, roja lejana y obscuridad). Se encontró que la respuesta fotoblástica de la semilla sufre un cambio conforme avanza el proceso de deshidratación, convirtiéndose de fotoblástica positiva a indiferentes, si su cubierta seminal no es alterada pero si lo es, se pierde su sensibilidad a la luz.

## 2.0. INTRODUCCION

El presente trabajo de investigación forma parte del proyecto "Semillas y Plántulas de Arvenses" del Laboratorio de Citología Vegetal de la Facultad de Ciencias, UNAM.

Este proyecto comprende investigaciones que se enfocan hacia la respuesta de las semillas de malas hierbas de cultivos, a factores ambientales, proporcionando una perspectiva biológica al problema de las arvenses, para apoyar los trabajos agronómicos a través de un mayor conocimiento de estas plantas y su relación con el cultivo. Así, estos conocimientos pueden ser aprovechados en los estudios de control de plantas nocivas.

La maleza anual que se desarrolla al mismo tiempo que los cultivos, provoca un detrimento en la producción de éstos, pues en el momento en que el crecimiento de las arvenses es más prolífico, se convierten en una amenaza seria para el cultivo debido por una parte, a la competencia por nutrimentos, agua, luz, espacio, y por otra, porque a partir de ella se formarán las semillas que invadirán el suelo, parte de las cuales germinarán en la siguiente temporada del cultivo.

La presente investigación, representa un trabajo específico sobre la fisiología de la germinación de una maleza muy agresiva como es *Sicyos deppel*, complementado con un estudio sobre la estructura, que sustenta esta respuesta.

*Sicyos deppel*, perteneciente a la familia de las Cucurbitaceas, es una arvense anual que causa severas pérdidas en cultivos básicos, tales como frijol, maíz, trigo y cebada. Debido a su hábito trepador y amplio crecimiento vegetativo provoca el acame de las plantas, disminuyendo así los rendimientos del cultivo. Aunado a esto, presenta una elevada producción de frutos monosporicos espinosos (diáspora), a lo largo de su desarrollo, cuya presencia encarece las labores de deshierbe y cosecha, por lo que los terrenos invadidos generalmente son abandonados (Zepeda y Kohashi, 1991). Esta especie mantiene una proporción considerable de semillas sin germinar, debido al desarrollo de un estado de latencia, relacionado principalmente con cubiertas seminales impermeables, generando así un banco de semillas persistente en el suelo, que es la fuente de futuras invasiones a los

terrenos de cultivo (Brecht et al, 1992).

El control de la germinación y de la sensibilidad de las semillas a los factores del medio, se alcanza a través de distintos grados de latencia en las mismas, tal estado puede tener su origen como respuesta a las condiciones ambientales en que se formaron y se deshidrataron los frutos sobre la planta (efecto materno).

El trabajo de Zambrano (1992) sobre la germinación, con luz de diferente longitud de onda, de frutos maduros y deshidratados que se habían desarrollado bajo dos condiciones lumínicas, señala una influencia importante de este factor sobre la respuesta germinativa.

Los frutos maduros de *S. deppel*, van modificando su coloración durante la deshidratación: de verde a amarillo y por último a café oscuro, y por lo tanto, el embrión va recibiendo los cambios correspondientes al tipo de longitud de onda que deja filtrar el pericarpio. Ello puede representar un estímulo captado por fotorreceptores entre los que se encuentra el fitocromo, que incide sobre procesos metabólicos involucrados en el establecimiento de la latencia. Así, un estudio sobre la capacidad de germinación de las semillas contenidas en frutos de diferente coloración (diferentes etapas de desarrollo), permitiría detectar la sensibilidad de las mismas a la calidad de luz que están recibiendo.

Otro factor trascendental es la Humedad Relativa del medio a la que se encuentran expuestos los frutos, ya que, de acuerdo a la naturaleza de las principales reservas almacenadas en la semilla, esta condición afecta el contenido de Humedad Relativa Interno durante la deshidratación, el cual puede repercutir en el grado de impermeabilidad de las cubiertas seminales.

Tomando en consideración la importancia de los factores Calidad de luz y Humedad Relativa, durante la etapa que comprende desde frutos maduros hidratados (verdes), hasta frutos maduros deshidratados (negros), se realizó el presente estudio con base en el objetivo general de aportar conocimientos sobre el efecto de estos factores (calidad de luz y humedad relativa), en la estructura y respuesta fisiológica de frutos de *S. deppel* en diferentes etapas de deshidratación.

Para cumplir con este objetivo, se realizaron los siguientes objetivos particulares:

## 2.1. OBJETIVOS.

- a) Determinar las características generales de las semillas de *Sicyos deppei* (color, peso, tamaño, contenido de humedad y contenido de clorofila), que maduraron bajo luz natural y luz filtrada.
- b) Comparar la estructura de las semillas maduras desarrolladas bajo luz natural y luz filtrada (730nm), mediante microscopía fotónica e histoquímica.
- c) Estudiar la respuesta germinativa de semillas de *S. deppei* deshidratadas en campo y en un ambiente hídrico controlado, a partir de frutos maduros hidratados de color verde.
- d) Estudiar la respuesta germinativa de semillas maduras de *S. deppei* en tres etapas de deshidratación del fruto, bajo diferentes calidades de luz.



### 3.0 ANTECEDENTES

#### 3.1. MALEZAS

Las malezas o arvenses constituyen uno de los problemas de mayor importancia en la actividad agrícola, cuyos daños directos e indirectos afectan a los cultivos desde su establecimiento hasta su madurez, por lo que se consideran como plantas nocivas e indeseables por el hombre (Agundis, 1984). Baker define una maleza como una población de plantas que crece completa o predominantemente en situaciones perturbadas por el hombre (Hill, 1977). Los terrenos agrícolas reciben semillas maduras y viables en su mayoría, por la diseminación, y son enterradas en el suelo por los movimientos realizados durante las labores de cultivo, formando así, un reservorio de semillas viables conocido como banco de semillas (National Academy of Sciences, 1978).

La respuesta germinativa puede ser modificada por las condiciones ambientales en que ocurre la floración y la fructificación. Las condiciones de temperatura, fotoperiodo y calidad de la luz durante la floración y/o maduración de los frutos de varias especies de malezas afectan la respuesta germinativa de sus semillas (Gutterman, 1982). Las semillas pueden presentar variaciones en su respuesta a la luz, debido a las condiciones particulares en que se produjeron y maduraron en la planta madre (Mayer y Shain, 1974).

#### 3.2. EFECTO MATERNO

El efecto materno es la contribución de la planta madre al fenotipo de su descendencia, además de la contribución cromosómica esperada de los padres. Incluye todas las influencias que tienen lugar antes de la dispersión de las semillas (efectos que ocurren después de la formación del embrión pero antes de la dispersión). Se distinguen tres diferentes clases de efectos maternos en plantas: citoplásmicos, endospermo nuclear y fenotípico. El efecto citoplásmico se deriva del hecho en que los organelos tales como plástidos y mitocondrias pueden ser directamente transferidos de la planta madre a la descendencia durante la formación y desarrollo del óvulo, y esta transmisión es independiente de los genes nucleares. El efecto vía el endospermo, aunque el endospermo no es siempre triploide,

generalmente contiene más dosis de genes maternos que paternos. la planta madre tiene un papel más importante en determinar las características de esta fuente de nutrimentos. El efecto fenotípico resulta del ambiente que rodea o del genotipo de la planta madre, vía estructura o fisiología.

El entendimiento e identificación de efectos maternos tiene importantes consecuencias para poder comprender la distribución de las plantas, dentro y entre poblaciones y comunidades.

En semillas, una gran proporción de su variación está bajo control materno, y este control parece tener un gran componente ambiental. El efecto materno influye: el tamaño de las semillas; su composición mineral; el control de la latencia primaria y germinación a través de los tejidos que rodean al embrión, en particular la cubierta seminal (Roach y Wulff, 1987).

Todos estos factores determinan parcialmente, las posibilidades de las semillas de permanecer latentes en el suelo o de germinar enterradas en él o bajo un dosel vegetal.

### 3.3. DESHIDRATACION

Un proceso importante en la maduración de las semillas, es la deshidratación durante su desarrollo en la planta madre.

La deshidratación durante la maduración de la semilla es una parte integral del desarrollo en la mayoría de semillas. La subsecuente hidratación de la semilla madura, no latente, le lleva a la germinación. Es posible que la desecación juegue algún papel en el disparo de los procesos esenciales para la germinación. Estructuralmente, se han realizado pocos estudios respecto a semillas secas, sin embargo, en estudios con *Sinapis arvensis* se ha observado que durante la deshidratación de la semilla ocurren cambios estructurales en el embrión y tejidos de almacenamiento, asociados con la pérdida de agua y reducción en la tasa de metabolismo. Las células y organelos se reducen y muestran signos de alteración de la estructura y permeabilidad de las membranas. El retículo endoplásmico se reduce, el citoplasma contiene pocos ribosomas y la mitocondria muestra una estructura simplificada (Edwards, 1976).

En relación con la capacidad de resistir la deshidratación, el desarrollo de la semilla puede ser dividido en dos fases: inicialmente es

una fase intolerante a la desecación cuando la deshidratación de la semilla es fatal, seguida de una fase tolerante cuando la subsecuente rehidratación lleva a la germinación. La transición de las semillas de la intolerancia a la tolerancia a la desecación ocurre en un momento particular en el transcurso de su desarrollo; estos cambios ocurren en diferentes estadios de desarrollo para las diferentes especies (Chen y Burris, 1990).

Los cambios que ocurren en la semilla durante el paso de la intolerancia a la tolerancia a la deshidratación son completamente desconocidos. Presumiblemente, la desecación causa la pérdida de ARNm involucrados en la síntesis de proteínas del desarrollo; al mismo tiempo, es activado el genoma para la producción de ARNm relacionado con la germinación. La producción de enzimas exclusivamente asociadas con eventos de postgerminación es también inducida por la deshidratación de la semilla en desarrollo (Bewley y Black, 1985).

La mayoría de las semillas retienen su viabilidad cuando se secan. Con base en esto se han dividido en dos grupos principales: semillas recalcitrantes y semillas ortodoxas. Las semillas recalcitrantes deben mantener un contenido de humedad relativamente alto durante el almacenamiento para mantener su máxima viabilidad y las ortodoxas son semillas que pueden ser almacenadas en un estado de bajo contenido de humedad. Se ha sugerido que la intolerancia a la desecación de las semillas recalcitrantes se debe a que por su alto contenido de humedad, han iniciado ciertos eventos de la germinación lo que las hace más sensibles a la desecación; esto indica muy poca o nula latencia en las semillas maduras (Hong y Ellis, 1990). Altas temperaturas durante la deshidratación o la deshidratación muy rápida o excesiva, pueden reducir drásticamente la viabilidad. Probablemente muchas semillas pueden metabolizar a una tasa muy baja cuando tienen más de 6% de contenido de humedad y en semillas con 15% de humedad, el metabolismo quizá sea substancial. En semillas de *Sinapis arvensis* con 6-15% de contenido de agua marcadas con  $^{14}\text{CO}_2$  (radioactivo), lo incorporan a compuestos orgánicos. Granos secos de avena marcados con etanol radioactivo, lo incorporan en azúcares, aminoácidos y proteínas (Edwards, 1976).

Conforme la semilla se desarrolla, ocurre una considerable síntesis de proteínas pero cesa conforme la desecación procede durante las etapas finales de maduración. En la semilla seca se conservan componentes

involucrados en la síntesis de proteínas: ribosomas, ARNt, factores de iniciación y elongación, aminoácidos y aminoacil ARNt sintetetasas. La mayoría de los componentes esenciales del complejo de síntesis de proteínas están conservados en la semilla seca, así, la síntesis de proteínas puede comenzar inmediatamente cuando las semillas son hidratadas.

Mientras la deshidratación se lleva a cabo, compuestos fenólicos son oxidados a compuestos que quizá contribuyan a la impermeabilidad de las cubiertas, así, la dureza de las cubiertas también depende del grado de deshidratación (Bewley y Black, 1985).

Una vez que las semillas se han deshidratado, caen en la superficie del suelo donde quedan expuestas a fluctuaciones de los factores ambientales tales como temperatura, luz y humedad y, si las condiciones no son favorables para la germinación, las semillas permanecen en el suelo formando así un banco de semillas.

#### 3.4. PERMANENCIA DE LAS SEMILLAS EN EL SUELO Y LATENCIA

Una semilla que aún en condiciones favorables para la germinación no germina, se considera latente.

La suspensión del crecimiento del embrión impuesto por condiciones no favorables del medio, se denomina quiescencia, y la suspensión del crecimiento por inhibición endógena, se denomina latencia (Jann y Amen, 1977).

La latencia es una adaptación a condiciones estacionales no favorables. La latencia exhibida por las semillas durante su maduración en la planta madre se conoce como latencia primaria; ésta puede ser latencia innata o latencia condicional primaria (latencia forzada). La latencia condicional es una condición dinámica que regula la germinación de acuerdo a los requerimientos fisiológicos de las semillas en relación con los cambios del medio. Ocurren cambios bioquímicos que provocan que las semillas pasen de un estado de latencia innata a no latencia, estos cambios se conocen en conjunto como postmaduración. Sin embargo, las semillas no pasan abruptamente de la latencia a la no latencia, lo hacen teniendo un estado intermedio conocido como latencia condicional durante el cual las semillas germinan sólo bajo un rango limitado de condiciones ambientales. Conforme transcurre la postmaduración, semillas con latencia condicional se vuelven

no latentes. Así, hay un gradiente o continuo de cambios en la respuesta de germinación de las semillas conforme pasan de la latencia a la latencia condicional y a la pérdida de latencia (Baskin y Baskin, 1985). Las semillas se desprenden de la planta madre con diferentes grados de latencia (polimorfismo, heteroblasticidad). Frecuentemente la variación se refleja en el color, tamaño o grosor de las cubiertas de las semillas. La latencia permite distribuir la germinación en el tiempo a través de su rompimiento bajo ciertas condiciones ambientales; puede llevar también a una distribución de la germinación en el espacio. En semillas que requieren de luz para germinar, la germinación no ocurre en el suelo a profundidades donde no penetra la luz adecuada. Esto es importante en semillas pequeñas donde sus reservas pueden permitir un limitado desarrollo de las plántulas en el suelo.

Semillas de muchas especies pueden entrar en un estado de latencia secundaria cuando las condiciones no son favorables para la germinación. Aunque la latencia tiene una base genética, hay una gran plasticidad en la expresión genética determinada por efectos correlativos entre la planta y el medio. Las semillas pueden diferir en sus características de latencia dependiendo de su posición en la planta madre; también el estado hormonal que se establece durante su desarrollo y maduración puede influenciar el grado de latencia (Bewley y Black, 1985).

Los mecanismos de latencia residen principalmente en dos sitios: las cubiertas embrionarias (pericarpio, testa, perispermo y endospermo), y el embrión en sí mismo (Bradbeer, 1988).

El mecanismo de latencia que evita el movimiento de agua a través de la cubierta seminal se conoce como "impermeabilidad". La latencia impuesta por cubiertas impermeables puede tener diferentes efectos: Interferencia con la toma de agua, restricción mecánica, interferencia con el intercambio gaseoso o prevenir la salida de inhibidores (Quinnlivan, 1971). La impermeabilidad al agua de las cubiertas es una latencia física exógena que puede o no estar combinada con otros mecanismos de latencia; se piensa que involucra el depósito de sustancias impermeables incluyendo ceras, lignina, taninos, suberina, pectinas y derivados de quinonas. Puede haber una relación entre el color de las cubiertas seminales y su permeabilidad al agua. Los factores que afectan la impermeabilidad de las cubiertas son: la composición de las cubiertas, factores ambientales como la

humedad, temperatura, luz y fertilidad del suelo, así como factores genéticos heredables. En la naturaleza, las cubiertas seminales pueden ser dañadas por abrasión mecánica (especialmente en los cultivos), por el paso a través del tracto digestivo de animales y aves, por el fuego y por el ataque de microorganismos. Factores genéticos y condiciones ambientales afectan la proporción de semillas impermeables producidas (Rolston, 1978). Dentro de los factores ambientales que tienen un papel en la latencia se encuentran: el factor edáfico, temperatura y luz (flujo fotónico, fotoperíodo y calidad). Los factores que operan en el rompimiento de la latencia son: la postmaduración, bajas temperaturas ( $1-10^{\circ}\text{C}$ ) o estratificación, temperaturas alternantes, escarificación y la luz. La mayoría de semillas latentes requieren la aplicación de más de un factor antes de poder romper la latencia (Bradbeer, 1988).

Respecto a los cambios que se dan en la semilla por acción de los diferentes factores que pueden romper la latencia se manejan principalmente dos teorías: la teoría hormonal de la latencia que atribuye el control de la latencia a varios reguladores del crecimiento; inhibidores tales como ABA y promotores tales como giberelinas, citoquininas y etileno. De acuerdo con esta teoría, una semilla latente podría contener un alto nivel de inhibidores y/o un bajo nivel de promotores, y la postmaduración involucraría un cambio en el balance entre ambos. La segunda teoría es la del patrón de la pentosa-fosfato (PPP). De acuerdo con esta teoría, la glucólisis es el patrón predominante del metabolismo de la glucosa-6-fosfato en las semillas latentes. Durante la postmaduración, el metabolismo de la glucosa-6-fosfato es cambiado al de la PPP; este cambio se asocia con el rompimiento de la latencia. Sin embargo, no existe evidencia substancial de alguna de estas teorías como un mecanismo universal de la latencia en semillas. Así, las reacciones metabólicas específicas asociadas con la inducción, mantenimiento y rompimiento de la latencia no son conocidas (Baskin y Baskin, 1985).

El éxito de las plantas pioneras, al igual que el de hierbas anuales depende de la potencialidad de sus semillas para sobrevivir latentes en el suelo y de germinar sólo cuando las condiciones externas son favorables (Vázquez y Orozco, 1982). La latencia en semillas de plantas anuales es un estado dinámico caracterizado por un continuo de cambios en las respuestas fisiológicas a la temperatura, luz y otras condiciones

ambientales. La sobrevivencia de plantas anuales parece depender de tres mecanismos principales: a) la dispersión de las semillas para establecerse en microhabitats adecuados, b) la germinación en el tiempo adecuado y c) la germinación de sólo parte de las semillas en un tiempo determinado, aún bajo condiciones óptimas (Gutterman, 1980). Estudios de los principios del control ambiental de la germinación, podrían resultar en la interpretación y si es posible, la predicción de la conducta en semillas de malezas. En plantas anuales, el banco de semillas permite a las poblaciones reestablecerse rápidamente, este banco representa un solapamiento de generaciones e incrementa la variabilidad genética y estabilidad dentro de las poblaciones (Baskin y Baskin, 1985).

Dentro de los factores que previenen la germinación de semillas enterradas se encuentran: altos niveles de CO<sub>2</sub> en el suelo, aireación inadecuada, inducción de un requerimiento de luz después de que las semillas se han enterrado y producción de inhibidores volátiles (Baskin y Baskin, 1980).

La capacidad de formar un banco de semillas persistente depende de factores tales como: número de semillas producidas, forma y tamaño de las semillas, resistencia al ataque de microorganismos y presencia de mecanismos que eviten la germinación. Los patrones estacionales de germinación en el banco de semillas están controlados por la respuesta de las semillas a factores ambientales, particularmente luz, temperatura y humedad. Dentro de estos mecanismos, el requerimiento de luz regulado por el fitocromo, se considera el más importante, particularmente en semillas pequeñas (Bewley y Black, 1985). Una baja relación rojo/rojo lejano, poca disponibilidad de agua, bajas temperaturas y latencia primaria de las semillas son condiciones que se encuentran frecuentemente al final de la estación de crecimiento, cuando muchas semillas se dispersan y caen al suelo (Pons, 1991).

La mayor parte de los trabajos sobre la latencia en semillas contenidas en el suelo y fotoblastismo han sido realizados en zonas templadas. En los trópicos pocos trabajos han tenido como uno de sus objetivos ver el efecto de la luz en la germinación de semillas enterradas (Karssen, 1980 en Orozco y Vázquez, 1992).

Muchas de las semillas que germinan al ser removido el suelo, es en respuesta a la luz. La imposición de la latencia en algunas semillas sensibles a la luz, ocurre cuando la semilla está aún unida a la planta

madre y se acerca a la madurez. Así, la latencia puede deberse al fotoperiodo durante el desarrollo de la semilla o debida a la presencia de cubiertas con clorofila. El fotoperiodo puede afectar el grosor de la cubierta seminal y el grado de latencia; las cubiertas con clorofila reducen la longitud de onda roja que provee a la semilla de un medio luminoso de baja relación rojo:rojo lejano (Attridge, 1990). Cresswell y Grime (1981) sugieren que las semillas rodeadas por clorofilas durante la deshidratación contienen un muy bajo fotoequilibrio para iniciar la germinación y requerirán del estímulo luminoso para germinar. Por otro lado, semillas que se deshidratan en la ausencia de clorofilas, contienen un alto nivel de Pfr (Fitocromo metabólicamente activo), y germinarán sin el requerimiento de luz. Así, los requerimientos de luz de las semillas son afectados por: a) la madurez de la semilla al momento de la colecta, b) retención o eliminación de tejidos que rodeen a las semillas en su desarrollo, c) las condiciones de luz durante su deshidratación post-cosecha y d) transmisión de la cubierta seminal.

Con base en los trabajos desarrollados sobre el banco de semillas de diferentes comunidades se sabe que el fotoblastismo es un fenómeno claramente asociado con la permanencia de semillas en el suelo. La luz es un factor importante en la germinación de muchas semillas y la respuesta fotoblástica puede variar en éstas en diferentes grados, lo que depende de las especies y de las condiciones particulares del suelo.

El banco de semillas es un conjunto dinámico que está formado por semillas que difieren entre sí en la época en que fueron producidas, en los progenitores, en el tiempo de permanencia en el suelo, eventos que los llevaron hasta él, microambientes ocupados, etc., y por lo tanto con diferentes capacidades de germinar y establecerse (Orozco, 1989). El suelo modifica tanto el flujo luminoso como la relación rojo:rojo lejano, constituye por sí mismo un filtro de luz donde la composición espectral de la luz que penetra el suelo puede ser más inhibitoria que estimulante de la germinación ya que transmite una proporción relativamente alta de luz rojo lejano. La calidad y cantidad de la luz que penetra, depende del tipo de suelo y de sus características físicas. Dentro de estas propiedades, la transmisión de luz es afectada por el contenido de humedad y el tamaño de las partículas (un incremento en el contenido de arena fina, disminuye la transmisión en el rango de 400 a 800nm) (Woolley y Stoller, 1978). La luz en



el suelo tiene tres componentes: a) la luz que pasa a través de los espacios vacíos en la estructura del suelo, b) la luz que pasa a través de partículas y agregados, y c) la luz reflejada entre las partículas y agregados. La naturaleza total de la luz transmitida depende de las proporciones en las cuales estén presentes estos componentes. Otros factores presentes en el suelo que pueden afectar la germinación de las semillas son: el nitrógeno (en forma de nitrato de potasio), el CO<sub>2</sub>, sustancias alifáticas, aromáticas y aminoácidos así como ácidos fenólicos (Bliss y Smith, 1985).

La germinación de las semillas en el suelo depende también de la tasa de conversión del fitocromo (Pfr a Pr) en la oscuridad (Orozco y Vázquez, 1992).

El dosel vegetal, provoca también una disminución selectiva de la radiación. Causa una gran disminución en las longitudes de onda azul y roja y en menor proporción en el verde, mientras que el rojo lejano es grandemente transmitido. La distribución espectral de la energía debajo del dosel, depende parcialmente de la elevación solar y de las condiciones del cielo; es también dependiente de la edad, altura, índice de área foliar y contenido de clorofila de la vegetación. El dosel vegetal puede tener un efecto inhibitorio de la germinación en las semillas que se encuentren debajo de él (Holmes y Smith, 1977).

### 3.5. GERMINACION

Cuando se presentan las condiciones externas propicias (luz, temperatura y humedad), así como los requerimientos internos de la semilla, la germinación puede llevarse a cabo. Este proceso está sujeto a una regulación muy precisa donde varios factores del medio juegan un papel importante. Estudios de los principios de control del medio en la germinación (relación semilla-medio), podrían resultar en la interpretación y posible predicción del comportamiento en campo de las malezas (Karssen, 1982).

La germinación inicia con la imbibición y termina con el alargamiento de la radícula. Incluye numerosos eventos como son la hidratación de proteínas y otras moléculas, cambios estructurales, respiración, síntesis de macromoléculas y crecimiento celular (Bewley y Black, 1985).

Se considera que los principales eventos que conducen a la germinación se llevan a cabo en tres fases: a) Imbibición (absorción de agua por las semillas secas), b) Fase de activación (metabolismo activo) y c) germinación (protrusión de la raíz a través de la testa) (Simon, 1984).

Los principales factores requeridos para la germinación son: agua, temperatura y oxígeno. Todas las semillas requieren suficiente humedad para la imbibición y posterior germinación, sin embargo, excesivas cantidades de agua pueden reducir la permeabilidad de las cubiertas al oxígeno e inhibir la germinación. Respecto a la temperatura, cada especie tiene un rango de temperatura donde puede ocurrir la germinación; el oxígeno es el aceptor terminal de electrones en la respiración y la ausencia o insuficiencia de oxígeno inhibe la respiración necesaria para la germinación de las semillas y puede resultar una acumulación de productos potencialmente tóxicos como resultado de la respiración anaerobia, tales como acetaldehído, etanol y lactato.

La imbibición es un proceso físico que no es influido por la temperatura (de 0 a 40°C). Durante la imbibición se recupera la integridad de las membranas que se había modificado con la deshidratación de la semilla, aunque la salida de solutos ocurre antes de que la integridad de las membranas sea completamente reestablecida. El proceso de imbibición es reversible durante la primera fase, caracterizada por un incremento en la toma de agua y oxígeno. En esta fase, la semilla embebida puede ser deshidratada y rehidratada sin perder su viabilidad. Una vez que el crecimiento de la radícula y desarrollo de la plántula han comenzado, el proceso de germinación no puede revertirse por deshidratación sin provocar la muerte de la plántula. La síntesis de proteínas juega un papel importante en la germinación, en el crecimiento del eje embrionario y en la síntesis de enzimas hidrolíticas y de la maquinaria celular utilizada para la movilización de reservas. La síntesis de proteínas ocurre dentro de pocas horas una vez iniciada la imbibición antes de que recomience la síntesis de ARNm. Las semillas secas contienen dos clases de ARNm: ARNm residual que codifica para proteínas sintetizadas durante la embriogénesis y, ARNm almacenado que fué sintetizado durante la embriogénesis pero es traducido durante la germinación para producir proteínas requeridas en el proceso de germinación (Bradbeer, 1988).

Además de los principales factores requeridos para la

germinación: temperatura, humedad y oxígeno, la luz es también un factor que puede intervenir en el proceso. El efecto de la luz en la germinación depende de la intensidad y duración de la radiación, calidad de la radiación, contenido de humedad de la semilla y el tiempo de exposición a la radiación, incluyendo el desarrollo de la semilla en la planta madre (Bradbeer, 1988).

Las plantas son influidas por diversas características de la luz como su intensidad y composición espectral, no sólo en el proceso básico de la fotosíntesis sino también en otras respuestas, como la germinación y durante todas las etapas del crecimiento aéreo de la planta. Uno de estos procesos es la germinación fotorregulada o fotoblastismo cuyo pigmento receptor es el fitocromo (Orozco y Vázquez, 1992).

### 3.6. EFECTO DE LA LUZ (FITOCROMO).

La importancia de la luz en las plantas no se limita únicamente a la fotosíntesis. Por diversos mecanismos las plantas captan las "señales" lumínicas del medio y responden biológicamente a las variaciones lumínicas del mismo, abarcando distintas fases del ciclo biológico (germinación, latencia, floración, etc).

La fotomorfogénesis (el control por la luz del desarrollo, por un proceso independiente de la fotosíntesis), engloba el sistema fitocromo, el fotorreceptor a la luz azul/UV (criptocromo), fototropismo y fotonastias. (Barceló *et al*, 1990).

Las respuestas del fitocromo son importantes a través de toda la historia de vida de las plantas, incluyendo la regulación de diversos fenómenos fotomorfogenéticos como la germinación de semillas, establecimiento de plántulas, detección de otras plantas, reacciones para evadir la sombra y la inducción del desarrollo reproductivo. Estas variadas respuestas fotomorfogenéticas no están todas controladas por una sola especie molecular del fitocromo. Existen múltiples formas del fitocromo, y en algunos casos son identificables por diferencias espectrofotométricas, bioquímicas y fisiológicas, es posible que una función sensora fundamental, manifestada en diversas formas, esté por debajo de la aparente diversidad de los papeles fisiológicos (Smith *et al*, 1990). En plántulas de *Arabidopsis thaliana* ha sido posible distinguir entre la acción de un fitocromo lábil a la luz (Tipo I) y un fitocromo estable en la luz (Tipo II). Al menos tres

genes discretos codifican estos fitocromos: *phy A*, *phy B* y *phy C*. La posibilidad de que diferentes especies de fitocromo jueguen diferentes papeles en el espectro de la fotomorfogénesis, puede en principio probarse a través del análisis de plantas mutantes que son deficientes en especies individuales del fitocromo (Whitelam y Smith, 1991). Smith y Whitelam, 1990, resume estos aspectos concluyendo que : a) múltiples modos de acción del fitocromo pueden reconocerse con base en diferentes características fisiológicas. b) una familia de genes codifica las diferentes formas moleculares del fitocromo, dentro de la cual existen subfamilias o genes cercanamente relacionados. c) Los miembros de la familia de genes del fitocromo se expresan diferencialmente en respuesta a señales ambientales y del desarrollo y d) estudios fisiológicos en plantas silvestres, mutantes y transgénicas, son consistentes con la hipótesis de que diferentes miembros de la familia genética del fitocromo codifiquen para fotorreceptores que tienen diferentes papeles fisiológicos.

El fitocromo es una proteína soluble en agua con un peso molecular aproximadamente de 120 000 daltons (Kendrick, 1976 en Orozco y Vázquez, 1992). La secuencia de los aminoácidos (1128 aminoácidos), es ahora conocida así como gran parte de la estructura secundaria y cuaternaria del fitocromo. (Attridge, 1990). Su grupo activo es un cromóforo tetrapirrólico que tiene un arreglo circular cuando el fitocromo está metabólicamente activo (Pfr), y absorbe la longitud de onda de 730nm. La forma inactiva (Pr), tiene un arreglo lineal y su pico de absorción se encuentra en 665nm (Kendrick y Frankland, 1983 en Orozco y Vázquez, 1992). (Fig. 1). Cuando Pr absorbe el rojo se convierte en Pfr y cuando Pfr absorbe rojo lejano, se convierte en Pr (pasando a través de Intermediarios). Debido a que las dos formas absorben en su espectro de 300 a 700nm, la luz monocromática provoca un equilibrio, mezcla de Pr y Pfr conocido como estado fotoestacionario o fotoequilibrio (Pfr/P total) que se produce con cada tipo de radiación. Es un índice que proporciona la concentración del fitocromo activo (Pfr) del fitocromo total de la célula o muestra . La efectividad del fitocromo en terminar con la latencia está determinada por el valor de fotoequilibrio alcanzado en la semilla, dependiendo de que la especie alcance su propio umbral de respuesta, así, el valor requerido depende de la especie. La luz del rojo lejano continuo de 720nm, causa un nivel bajo de Pfr del orden de 3-6% (estado fotoestacionario = 0.03-0.06), la irradiación de corto tiempo

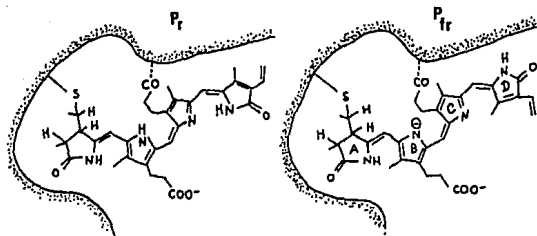


Fig. 1. Estructuras de las formas Pr y Pfr del grupo cromóforo del fitocromo (Rudiger, 1983 en Barceló, 1990).

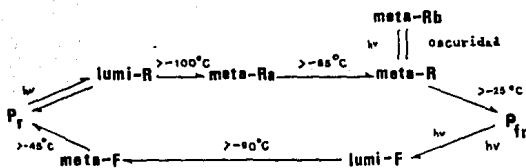


Fig. 2. Esquema de los intermediarios del fitocromo (Eiffeld y Rudiger 1985 en Attridge, 1990).

con luz roja cercana, determina un elevado estado fotoestacionario del orden de 0.8 (80% de Pfr) (Barceló et al, 1990). El tiempo necesario para que Pfr actúe, después del cual la fotorreversión Pfr a Pr no se lleva a cabo, es llamado tiempo de escape (Bewley y Black, 1985). Este tiempo de escape varía entre las especies con el periodo de imbibición y la temperatura. Smith y Holmes, 1977 señalan que el tiempo de respuesta requerido por el fitocromo para adaptarse a los cambios en la distribución espectral de la energía, es de alrededor de 5 a 10 segundos bajo luz de día y de alrededor de 30 segundos bajo un dosel vegetal.

El fitocromo es sintetizado en la forma Pr que es mucho más estable que la forma Pfr, la cual se degrada 100 veces más rápido que Pr .

Respecto a la localización intracelular del fitocromo, existen principalmente dos áreas de investigación: una relaciona al fitocromo con los organelos, se le ha asociado con la mitocondria, reticulo endoplásmico rugoso, cloroplastos y el núcleo (Hilton, 1983); la otra área, utilizando técnicas inmunológicas lo ubican en el citoplasma (Attridge, 1990). En cuanto al mecanismo de acción del fitocromo se proponen tres hipótesis: una que actúa a nivel de activación de ciertos genes (regulación diferencial de la expresión génica). En este modelo, se propone que Pfr debe interactuar con una sustancia o estructura , generando así una señal interna ("acoplamiento de Pfr"). En un segundo paso, esta señal interna tiene que interactuar con la maquinaria genética regulando así su expresión. Sin embargo, muchos pasos están aún abiertos a discusión: el proceso de acoplamiento, la naturaleza de la señal interna, su transmisión en el citoplasma y el mecanismo molecular de la respuesta (Haupt, 1990). Otra hipótesis propone que regula la permeabilidad de las membranas. Marmé, 1977, resume el conocimiento de las membranas como posibles sitios de acción primaria del fitocromo; los datos que presenta apoyan la idea de que el fitocromo se localiza en varias membranas y muestra una variedad de efectos tales como: modular actividad enzimática (como la ATPasa), modular el metabolismo de moléculas unidas a la membrana (sustancias como las giberelinas) y controlar la actividad de enzimas unidas a la membrana (como la colina acetiltransferasa). La permeabilidad de membranas y la actividad de enzimas unidas a la membrana puede estar modulada vía fitocromo. La última hipótesis propone que el fitocromo se asocia a una enzima, del tipo de las cinasas, activa en la forma Pfr. Singh y Song, 1990 mencionan que el

fitocromo quizá no tenga una actividad como proteína kinasa pero que es posible que una proteína kinasa esté funcionalmente asociada con el fitocromo y propone un modelo de los cambios en la topografía del cromóforo del fitocromo al exponerlo a la luz roja y roja lejana.

Los cambios en el contenido de fitocromo pueden deberse a procesos de rehidratación del pigmento, destrucción del pigmento, nueva síntesis, reversión ( de Pfr a Pr) o reversión inversa (de Pr a Pfr), que sufre el fitocromo durante la formación de la semilla o cuando se encuentra latente (Orozco y Vázquez, 1992).

La fotoconversión no ocurre directamente entre Pr y Pfr, sino a través de intermediarios (Fig.2). Algunos de estos pasos pueden ocurrir sólo en semillas altamente hidratadas, mientras otros ocurren en semillas con muy bajos contenidos de humedad. Si la aparición de un intermediario requiere luz, recibe el prefijo "lumi", si se puede producir en la obscuridad, recibe el prefijo "meta". La mayoría de los intermediarios tienen cortos tiempos de vida; la deshidratación de la semilla puede inhibir la formación de algunos de estos intermediarios, sin embargo, todas las transformaciones del fitocromo entre Pr y Pfr no se conocen por completo. La reversión de Pfr por efecto de la temperatura puede ser muy importante durante la deshidratación que acompaña la maduración de la semilla, la reversión es más rápida en altas temperaturas que en bajas temperaturas (Attridge, 1990; Hecht y Mohr, 1990).

La influencia de la luz en la germinación de las semillas se ha dividido en dos tipos de respuesta: 1) Respuestas de baja energía (LER), donde opera el sistema reversible rojo/rojo lejano y la respuesta es independiente del tiempo de irradiación. La respuesta se inicia con la formación de Pfr y se incrementa con la concentración de Pfr o requiere un umbral de concentración de Pfr. La luz roja es más efectiva y las respuestas pueden ser revertidas por subsecuente exposición a rojo lejano; y 2) Respuestas de alta energía (HIR). En este caso, la respuesta es iniciada por irradiación continua con luz rojo lejano, la longitud de onda de máxima efectividad usualmente está entre 710 y 720nm. El espectro de acción de este tipo de respuesta tiene un pico secundario de considerable magnitud en la región azul del espectro. La germinación es inhibida por la tasa de flujo y es dependiente del ciclaje del fitocromo (requiere una alta tasa de las fotoconversiones Pr---Pfr); la fotoinhibición de la germinación de las

semillas por iluminación prolongada es una manifestación de la reacción de alta energía (HIR). La duración del estímulo combinado con el flujo fotónico son factores que determinan uno u otro tipo de respuesta (Cone y Kendrick, 1986), (Kendrick y Spruit, 1977).

Las semillas cuya respuesta a la luz se conoce se han dividido básicamente en tres grupos: 1) fotoblásticas positivas: no germinan en la oscuridad y son producidas por plantas heliófilas (requieren luz solar intensa para crecer); 2) fotoblásticas negativas: su germinación es inhibida por la luz; y 3) especies indiferentes a la luz. (Cone, 1970). Una de las principales diferencias entre semillas fotoblásticas positivas y negativas es que la luz blanca estimula la germinación de las fotoblásticas positivas pero inhibe completamente la germinación de las negativas. Parece que las semillas fotoblásticas positivas reaccionan al componente rojo y las negativas al componente rojo lejano de la luz blanca. La germinación de ambos tipos de semillas es usualmente inhibida por luz azul (Botha y Small, 1988).

El contenido de humedad de la semilla es crucial para su respuesta a la luz, ya que durante la imbibición se desarrolla la sensibilidad a ésta. El rojo lejano transforma el fitocromo en Pr en semillas secas, este efecto sólo puede ser revertido, con luz roja, en condiciones de hidratación. El periodo de hidratación del fitocromo puede determinar la germinación o latencia de la semilla bajo un clima lumínico determinado. En la semilla seca, las condiciones lumínicas ambientales (flujo fotónico y calidad de luz), las tasas de hidratación y deshidratación y la reversión en la oscuridad determinan la cantidad de Pfr en la semilla.

La sensibilidad de las semillas a la luz es grandemente influida por las condiciones ambientales durante la maduración y la deshidratación de las semillas (Cone y Kendrick, 1986).

La acción fundamental del fitocromo es detectar las variaciones del balance del rojo:rojo lejano de la radiación natural. Esta detección de las diferencias en la calidad espectral por el fitocromo, podría permitir a la planta detectar no sólo la presencia sino también la proximidad de otras plantas cercanas (Smith et al, 1990). Su función fundamental en las semillas es inducir o imponer la latencia cuando las condiciones lumínicas son desfavorables para el establecimiento de las plantas, tanto por el efecto de un dosel que reduce el valor de la relación rojo:rojo lejano, como por el



efecto del suelo, cuando las semillas se encuentran enterradas (Orozco y Vázquez, 1992). El fotocontrol de la germinación es generalmente considerado como una estrategia que asegura que pequeñas semillas sólo germinen a una profundidad que permita a la plántula emerger en la luz de una apropiada calidad antes de que se agoten las reservas alimenticias (Attridge, 1990).

### 3.7. INVESTIGACIONES REALIZADAS

Los estudios sobre *S. deppel* han enfocado diferentes aspectos de la especie, principalmente en su acción como maleza. Así, se ha investigado su participación como albergue de entomofauna nociva asociada (Anaya y Zepeda, 1981) y la respuesta a herbicidas para su control en terrenos de temporal (González, 1985; Urzúa, 1993).

Por su parte, el trabajo de Zepeda (1988), da un giro hacia un aspecto biológico básico y además de evaluar el decremento que provoca sobre el rendimiento y cosecha del maíz, centra su atención en la propia planta y describe el ciclo de vida de la misma.

Considerando que el problema de *S. deppel* como maleza, se deriva de las semillas que produce en gran proporción (30,000 por planta, según Zepeda, 1988) y a partir de las cuales se realiza la repoblación del terreno, se iniciaron estudios en el Laboratorio de Citología, Fac.de Ciencias, UNAM, con el propósito de conocer la fisiología de las semillas en respuesta a varios factores ambientales y las bases estructurales que la sustentan.

Así, a partir de semillas maduras listas para su dispersión, se procedió al desarrollo de esta línea. Cruz (1989), determina el porcentaje de germinación y emergencia de plántulas en cuatro diferentes profundidades del suelo durante los meses de la temporada de lluvias, así como también el efecto de la escarificación y la luz en la respuesta de las semillas. Alcázar (1990) estudia el desarrollo e histoquímica de la semilla. En este mismo año, se investiga la capacidad de infestación de semillas sometidas a un ambiente húmedo (Osuna, 1990). Wong (1991) abarca el estudio de la influencia de la temperatura en la ruptura de la latencia de las semillas y en el trabajo de Brechú *et al* (1991) evalúa el efecto de las condiciones

ambientales en primavera-verano sobre la fructificación y germinación. Estos trabajos han permitido esbozar una idea general de la estrategia de supervivencia de la especie, a partir de sus diásporas, en donde una alta proporción presenta cubiertas seminales impermeables.

Sin embargo, muchas de las características fisiológicas y estructurales, dependen en gran medida de las condiciones de maduración sobre la planta. De esta manera, se procedió a investigar el efecto materno sobre los frutos durante su formación y deshidratación, para conocer su repercusión sobre el fruto monospórico que se dispersa.

El primer trabajo al respecto, realizado por Zambrano (1992), investiga la respuesta fisiológica y estructural de las semillas maduras, influidas por la calidad de luz durante su desarrollo.

Continuando con esta línea de investigación, se propone el presente trabajo que considera la influencia que tienen los factores Humedad Relativa y Calidad de luz durante la etapa de formación, maduración y la deshidratación de los frutos de *S.deppel*, sobre la germinación de su diáspora.

#### 4.0. CARACTERISTICAS GENERALES DE *Sicyos deppel*

*S.deppel* es una arvense anual que causa severas pérdidas en cultivos básicos, principalmente frijol, cebada, trigo y maíz. Además de su amplio crecimiento vegetativo, presenta una producción abundante de semillas las cuales a la madurez caen a los terrenos y son enterradas durante las labores de cultivo, formando así un banco de semillas, fuente de futuras invasiones. Su establecimiento inicia con la temporada de lluvias, a lo largo de la cual hay una emergencia asincrónica de plántulas reflejo de una marcada heteroblasticidad.

Los métodos de control implican la eliminación de la maleza mediante deshierbes manuales así como el empleo de herbicidas. Sin embargo, presenta resistencia al herbicida 2,4-D ampliamente usado para el control de arvenses de hoja ancha. Para su control se han utilizado otros herbicidas que han funcionado con mayor o menor eficiencia (Kohashi-Shibata et al, 1990). El uso constante del 2,4-D para el control de malezas de hoja ancha en las zonas cerealeras, ha dado como resultado que aquellas especies tolerantes a este herbicida poco a poco se hayan convertido en las malezas

más problemáticas; tal es el caso del chayotillo. Los mejores tratamientos químicos para el control del chayotillo han sido el uso de Triasulfuron, Thifensulfuron, Dicamba y Bromoxinil (Urzúa, 1993). Los estudios sobre la biología de esta maleza, proporcionan información y antecedentes útiles para poder desarrollar o hacer más eficientes las medidas de control.

#### 4.1. UBICACION TAXONOMICA.

(Cronquist, 1988)

División: Magnoliophyta.

Clase: Magnoliopsida.

Subclase: Delleniidae.

Orden: Violales.

Familia: Cucurbitacea.

Género: *Sicyos*

Especie: *Sicyos deppel* G. Don.

#### 4.2. DESCRIPCION ESPECIFICA.

*Sicyos deppel* es una hierba trepadora anual. Presenta tallos ramificados de varios metros de largo, estriados, glabros o escasamente hirsutos. Zarcillos 3-4 fidos, subglabros. Hojas con peciolo de 1 a 9 cm de largo, hirsutos, limbo ovado, de 2 a 15-20cm de largo y de ancho, ápice acuminado, márgenes serrulados, base profundamente cordada. Inflorescencia masculina de 8 a 18cm de largo, sobre pedúnculos de más de 10cm de largo. Flores con pedicelos de 5 a 12 mm de largo; corola amarillo verdosa, de 3 a 6mm de largo y de 3 a 6-12mm de diámetro. Inflorescencia femenina en glomérulos, sobre pedúnculos de 1 a 2-3 cm de largo, flores en número de 5 a 15. Fruto triangular ovoide, de 6 a 8mm de largo de color café o negro al madurar, con cerdas espinosas frágiles, caducas, de color amarillo, de 2 a 4 mm de largo, levemente tuberculado (Rodríguez, 1985).

#### 4.3. DISTRIBUCION.

Se distribuye en regiones de nueve estados del país: Jalisco, Guanajuato, Michoacán, Querétaro, México, Tlaxcala, Hidalgo, Puebla y Veracruz; se encuentra principalmente a alturas de 1800 a 2000 m o mayores a 2000m y está cada vez más difundida en los cultivos, en los Valles Altos del país (Zepeda, 1988).

#### 4.4. NOMBRES COMUNES.

Se le conoce como Acarino, Ximacol, Calabacilla, Atatana, Chayotillo, Tatana, Tlapaloso o Tlapalozón. (Zepeda, 1988).

## 5.0 MATERIALES Y METODOS

### 5.1. Materiales y Procedimientos generales.

#### 5.1.1. Características de los frutos colectados.

##### 5.1.1.1. Peso fresco.

Para cada uno de los experimentos en los que se determinó el peso, se utilizaron 100 frutos de cada condición y cada fruto se pesó en balanza analítica para obtener un promedio.

##### 5.1.1.2. Longitud.

De la misma colecta realizada para la determinar el peso de los frutos, se midió el eje longitudinal de cada fruto (del extremo micropilar al extremo calazal) con un Vernier Scala 222-A, (frutos de cada condición), obteniendo un promedio.

##### 5.1.1.3. Color.

De las muestras colectadas para medir peso y longitud, se observó el color que predominaba en cada lote (frutos de cada condición probada en cada experimento), comparando el color con tablas de referencia (Kornerup y Wanscher, 1963).

##### 5.1.1.4. Contenido de humedad.

Para esta prueba se siguió el método de secado a la estufa propuesto por Moreno (1984). Se colectaron 125 frutos desarrollados con filtro y sin filtro (250 frutos totales), con 3 semanas de desarrollo después de anthesis. Las dos muestras se dividieron en 5 lotes de 25 frutos cada uno. Se utilizaron 10 cajas de aluminio de 5cm de diámetro (numeradas en la base y en la tapa), para introducir los frutos en la estufa. Para frutos verdes se utilizó un tiempo de 2 horas a 103°C y para frutos amarillos y negros 1 hora a 103°C. En esta prueba, los datos tomados en balanza analítica fueron los siguientes:

- a) Peso de cada caja vacía: antes de realizar esta lectura, las cajas permanecieron en la estufa y después se colocaron 15 minutos en un desecador.
- b) Peso de cada caja con 25 frutos.
- c) Peso de cada caja después de permanecer en la estufa 1 o 2 horas a 103°C y 15 minutos en un desecador a temperatura ambiente.

Con estos datos, se calculó el contenido de humedad en porcentaje, de los frutos en los distintos lotes, calculando después un promedio:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{P_2 - P_3}{P_2 - P_1} \times 100$$

$P_1$  = Peso en gramos de la caja vacía.

$P_2$  = Peso en gramos de la caja + los frutos.

$P_3$  = Peso en gramos de la caja + los frutos después del secado en la estufa.

### 5.1.2. Características de los filtros.

Los filtros se elaboraron con dos micas Gam sobrepuestas: una roja (# 245) y una azul (# 850). La relación Rojo/Rojo lejano medida para la luz transmitida por estas micas fué de 0.036.

### 5.1.3. POBLACION OBJETIVO.

#### a) Definición.

En el presente trabajo las poblaciones objetivo que son aquellas respecto a las cuales se harán las extrapolaciones o se inferirán los resultados del estudio, fueron: las poblaciones de *S.deppii* de los terrenos de cultivo de la Zona Oriental del Valle de México y la población del Vivero Alto del Jardín Botánico de la UNAM.

#### b) Características generales.

##### ▪ Criterios de inclusión.

Los criterios de inclusión o características presentes para considerar a las unidades como parte de la población fueron:

a) tamaño del fruto: de 5 a 6mm de longitud (aproximadamente 3 semanas de desarrollo después de antesis).

b) estado de desarrollo y color de los frutos: frutos maduros hidratados, color verde oscuro; frutos maduros en etapa intermedia de deshidratación,

color verde grisáceo; y frutos deshidratados, color negro.

c) germinación: se consideró germinada una semilla cuando se presentó la emergencia de la radícula a través de las cubiertas (de 3 a 5mm de longitud de la radícula).

• Criterios de exclusión.

Se excluyeron los frutos con semillas no maduras, frutos perforados por insectos, frutos de menor tamaño, frutos en diferente etapa de desarrollo y frutos de diferente color, al ser estas las características de las unidades que interfieren en el estudio.

#### 5.1.4. DISEÑO ESTADÍSTICO.

a) Marco de muestreo.

El marco de referencia o sitios donde se localizaron todas las unidades de las poblaciones estudiadas fueron: la localidad de San Pedro Atocpan, D.F. y el Vivero Alto del Jardín Botánico de la UNAM.

b) Unidad última de muestreo.

El elemento que dió origen al valor de las variables obtenidas (Unidad experimental), fué una caja Petri o una "muñeca" de papel estrasa, con 25 frutos cada una, en las diferentes condiciones probadas.

c) Método de muestreo.

Se realizó un muestreo aleatorio simple con tarjetas numeradas (todas las unidades tienen la misma probabilidad de quedar incluidas en la muestra).

d) Comparabilidad de las muestras.

Se consiguió por medio de la asignación aleatoria de las unidades a los grupos de estudio. La validez interna estuvo dada por las mismas características de los frutos en los diferentes muestreos (color, tamaño, estado de desarrollo), igual número de lotes y frutos en las diferentes condiciones probadas, así como la colocación de los lotes en las mismas condiciones propuestas para los diferentes tratamientos (escarificación, ambiente hídrico, luz y temperatura).

La validez externa (extrapolación de los resultados de las

poblaciones del Vivero y de San Pedro Atocpan a los cultivos de la zona Oriental del Valle de México, se fundamentó en la elección de una muestra representativa de la población y la asignación aleatoria de los lotes en los diferentes tratamientos de los factores probados.

e) Especificación de variables y escalas de medición.

La variable se clasifica como numérica discreta (número de semillas germinadas). La escala de medición empleada es absoluta (conteo del número de semillas germinadas por caja Petri o por "muñeca" de papel). El intervalo entre cada conteo fué cada 8 días. En cada tratamiento probado se realizaron 4 conteos semanales de los lotes para obtener la germinación final al mes .

f) Captación de la Información.

En cada tratamiento se utilizaron hojas de registro para recabar los siguientes datos: fecha, tratamiento, No. caja o No. de "muñeca" de papel, No. de semillas germinadas, % de germinación y Valor transformado (V.T.). (Méndez, 1990).

g) Modelo estadístico.

Para los experimentos de calidad de luz durante el desarrollo de los frutos en la planta madre y de deshidratación en diferentes ambientes hídricos, se planteó un modelo completamente aleatorizado con un criterio de clasificación.

Los factores probados fueron los siguientes de acuerdo a cada experimento:

Experimento 1.- Calidad de luz recibida por los frutos en plantas madre, con dos niveles o tratamientos: sin filtro y con filtro.

Experimento 2.- Ambiente hídrico durante la deshidratación de los frutos, con dos niveles o tratamientos: humedad relativa en campo y humedad relativa en el laboratorio (Urea 8% H.R.).

El modelo empleado es el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$$

$Y_{ij}$  = Representa el % de germinación en la unidad experimental j-ésima (1 caja petri o 1 "muñeca" de papel), sometida al tratamiento (población i-ésima).



- $\mu$  = Representa la media general de la población que contiene los tratamientos.
- $\tau_i$  = Representa el efecto del tratamiento ( $\tau_i = \mu_i - \mu$ , donde  $\mu_i$  es la media de la población o tratamiento  $i$ -ésimo).
- $\varepsilon_{ijk}$  = Es el error aleatorio ocasionado por todos los factores no constantes en cada uno de los tratamientos estudiados. Se considera de distribución normal, con media cero y varianza  $\sigma$ .

Para el experimento 3 correspondiente a la etapa de deshidratación del fruto y calidad de luz sobre la germinación, se planteó un modelo factorial  $2 \times 3 \times 4$ , completamente aleatorizado, con tres criterios de clasificación con interacción.

Los factores probados fueron los siguientes:

- Escarificación, con dos niveles o tratamientos: escarificados y no escarificados.
- Etapas de deshidratación del fruto, con tres niveles o tratamientos: fruto verde, fruto verde grisáceo y fruto negro.
- Luz de germinación, con cuatro niveles o tratamientos: luz blanca, luz roja, luz roja lejana y obscuridad.

El modelo empleado es el siguiente:

$$Y_{ijkl} = \mu + a_i + b_j + c_k + (ab)_{jk} + (ac)_{ik} + (bc)_{jk} + (abc)_{ijk} + \varepsilon_{ijkl}$$

- $Y_{ijkl}$  = Representa el % de germinación en la unidad experimental  $l$ -ésima, sometida a los tratamientos:  $a_i$ ,  $b_j$  y  $c_k$ .
- $\mu$  = Representa la media general de la población que contiene los tratamientos.
- $a_i$  = Representa el efecto del tratamiento  $a$  (escarificación) sobre la variable de respuesta (germinación).
- $b_j$  = Representa el efecto del tratamiento  $b$  (etapa de deshidratación del fruto), sobre la variable de respuesta (germinación).
- $c_k$  = Representa el efecto del tratamiento  $c$  (luz de germinación), sobre la variable de respuesta (germinación).
- $(ab)_{jk}$ ,  $(ac)_{ik}$ ,  $(bc)_{jk}$   
Representa los posibles efectos conjuntos de interacción por parejas, en la variable de respuesta.

(abc)<sub>ijk</sub> Representa el posible efecto de interacción de los tres tratamientos:  $a_i$ ,  $b_j$  y  $c_k$  sobre la variable de respuesta (germinación).

$\epsilon_{ijkl}$  Representa el error aleatorio ocasionado por todos los factores no constantes o no controlados en cada uno de los tratamientos estudiados. Se considera de distribución normal, con media cero y varianza  $\sigma^2$ . (Méndez, 1976).

#### h) Análisis e interpretación de la información.

Los resultados se analizaron mediante un análisis de varianza con un nivel de probabilidad ( $\alpha$ ) 0.05, utilizando los programas estadísticos STATGRAPHICS versión 2.1. y SYSTAT versión 3.0.

Previamente se realizó una transformación de los porcentajes de germinación obtenidos, aplicando raíz cuadrada a cada valor de porcentaje y una transformación arcosenica para tener una distribución que se acerca a la normal, ya que la respuesta germinativa es de tipo binomial.

Todos los análisis de varianza que se presentan en los resultados, se realizaron con los valores transformados.

Después de realizar los análisis, se tuvieron dos alternativas:

a) El caso de los análisis de varianza donde no se rechazó  $H_0$ , es decir, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos al nivel de significancia usado. Esto implica que la variabilidad entre las poblaciones estudiadas es del mismo orden de magnitud que las de los errores y por esto se considera que las medias de los tratamientos (como poblaciones) son iguales.

b) El caso de los análisis de varianza donde se rechaza la  $H_0$ , es decir, se considera que hay diferencias significativas entre las medias de tratamientos. En este caso, se aplicaron pruebas de Rango Múltiple de intervalos de confianza a un nivel de probabilidad  $\alpha = 0.05$  (Tuckey), para distinguir los niveles que causan la diferencia.

## 5.2. Materiales y Procedimientos particulares de cada experimento.

### 5.2.1. EXTRACCION DE PIGMENTOS. CUANTIFICACION DE CLOROFILAS Y ESTRUCTURA DE FRUTOS DE *Sicyos deppel* DESARROLLADOS BAJO LUZ NATURAL Y LUZ FILTRADA.

Ya que la semilla de *S.deppel* se desarrolla rodeada por un fruto fotosintético, se realizó esta prueba con el objetivo de determinar las características generales de las semillas (color, peso, tamaño, contenido de humedad, contenido de clorofila y composición), que maduraron bajo luz natural y luz filtrada

#### 5.2.1.1. Trabajo en campo.

En Diciembre de 1990, se construyeron dos casas de sombra en el Vivero Alto del Jardín Botánico de la UNAM (fig.3), una con soportes de madera y otra con soportes metálicos. La casa con soportes de madera (60.3 m<sup>2</sup>), se cubrió con malla plástica de mosquitero tanto en la parte superior como a los lados. Esta malla permitió el paso de luz natural con una relación Rojo/Rojo lejano de 1.44 (esta lectura se realizó utilizando un espectroradiómetro SKYE SKR-100 (Scotland). En los extremos se colocó malla de gallinero para facilitar la entrada de polinizadores y una adecuada aereación para impedir que se elevara demasiado la temperatura. En la casa de sombra con soportes metálicos (33.88 m<sup>2</sup>), se colocó malla de mosquitero en la parte superior, y los lados y extremos se cubrieron con malla de gallinero. En ambas casas se instalaron guías de alambre en posición horizontal y vertical como soporte para el crecimiento de las plantas, cuyo hábito es trepador.

En Mayo de 1991 se escarificaron 400 frutos deshidratados de café, cosechados en Noviembre de 1990, directamente de plantas de *S.deppel* desarrolladas en cultivos de maíz, en la localidad de San Pedro Atocpan, D.F. Los frutos escarificados se sembraron en bolsas de plástico negro con aproximadamente 1 Kg de tierra preparada (bolsas de 30cm de largo por 15cm

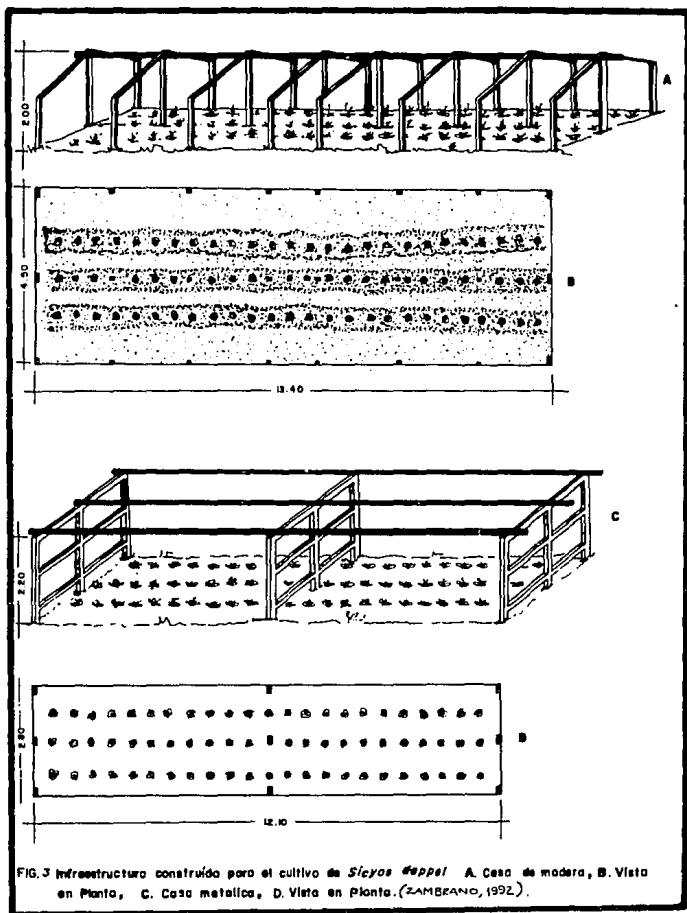


FIG. 3 Infraestructura construída para el cultivo de *Sicyos #eppei*. A. Casa de madera, B. Vista en Planta, C. Casa metálica, D. Vista en Planta. (ZAMBRANO, 1992).

de ancho), y se colocaron en la casa de sombra con soportes de madera (428 frutos distribuidos en 107 bolsas). En el terreno de las casas de sombra, se trazaron 3 surcos a una distancia de 80cm entre ellos y en los surcos se hicieron huecos cada 50 cm para el transplante. En el mes de Julio de 1991 cuando las plantas tenían aproximadamente 30 cm de altura, se transplantaron a las casas de sombra (170 plantas distribuidas en ambas casas). En los meses de Julio y Septiembre, las plantas se fertilizaron con Floraphyl (fertilizante granulado con Macro y Micronutrientes), agregando 50g alrededor de cada planta. En el mes de Agosto, se fertilizaron con Superfosfato triple (granulado). Debido a la presencia de plagas (mosquita blanca y chapulín principalmente), se aplicaron los insecticidas Folidol y Temik (en Julio y Agosto respectivamente). Periódicamente durante el desarrollo del cultivo, se realizaron deshierbes manuales.

El 13 de Agosto de 1991 (aproximadamente 45 días después de la emergencia), las plantas iniciaron la floración y para Septiembre ya había frutos desarrollados.

A partir del 10 de septiembre de 1991, se marcaron 240 infrutescencias con una semana de desarrollo después de anthesis (frutos con 5mm de longitud aproximadamente). El marcaje se realizó con etiquetas para colgar pintadas de colores, cada color correspondía a una fecha de marcaje y de este modo, se cosecharon los frutos conociendo su tiempo de desarrollo. A las infrutescencias desarrolladas sin filtro (120 en total), se les colocaron solamente etiquetas y a las desarrolladas con filtro (120 infrutescencias) se les colocaron etiquetas y filtros. Se marcaron también 100 infrutescencias con y sin filtro para las colectas necesarias para determinar el peso, longitud, color y contenido de humedad de los frutos.

Después del marcaje, se colectaron cada semana (durante 4 semanas), 30 infrutescencias con filtro y 30 sin filtro para las pruebas de extracción y cuantificación de pigmentos.

Para las distintas pruebas, todos los frutos se recogieron en bolsas de plástico negras, para ser trasladados al laboratorio y evitar así la exposición de los frutos a la luz en el trayecto.

Del período que abarcó el cultivo (de mayo a octubre de 1991), se consultaron los datos de Temperaturas máximas y mínimas así como de precipitación, en el Colegio de Geografía, UNAM.

Para evaluar los filtros en el campo, cada 15 días se midió la relación Rojo/Rojo lejano bajo los filtros de 10 infrutescencias en cada casa de sombra, calculando un promedio. Esta relación fué medida con el sensor del equipo SKR-100, Sky Instruments LTD, Scotland.

#### 5.2.1.2. Trabajo de laboratorio.

##### a) Extracción y cuantificación de clorofilas.

La metodología seguida se muestra en la Fig.4. Para la extracción de clorofilas, de los frutos colectados semanalmente se extrajo la semilla y se maceró el fruto en un mortero en frío (colocando el mortero sobre hielo), con 30ml de acetona al 100% y una pisco de Carbonato de Magnesio ( $MgCO_3$ ) como conservador. (Strain *et al*, 1971). Posteriormente se filtró el macerado en un embudo con papel filtro (Whatman. No.1) para leer los extractos en el espectrofotómetro.

Los extractos provenientes de los dos tratamientos lumínicos, se corrieron en un espectrofotómetro (Spectronic-21), haciendo la lectura de absorbancia cada 10nm en un intervalo comprendido entre 400 y 800nm, empleando acetona pura como blanco. De los espectros obtenidos, se calculó el área bajo la curva empleando un método gravimétrico. Para la determinación de la cantidad de clorofila (mg/10g peso fresco), se leyó la absorción en 644 y 662nm, aplicando la ecuación de Holm, 1954 (en Sestak, 1971), para una solución de acetona al 100%, la cual es la siguiente:

$$\text{clorofila a} = 9.78 A_{662} - 0.99 A_{644}$$

$$\text{clorofila b} = 21.4 A_{644} - 4.65 A_{662}$$

$$\text{clorofila a+b} = 5.13 A_{662} - 20.41 A_{644}$$

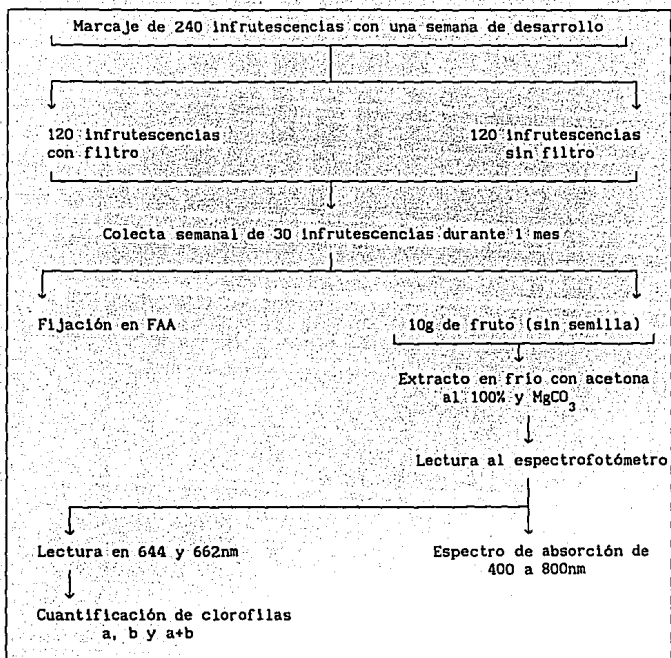


Fig.4. Metodología seguida para la extracción y cuantificación de clorofilas de frutos de *S. deppei* desarrollados bajo luz natural y luz filtrada.

#### b) Estudio estructural.

El 5 de Octubre de 1991, se colectaron 10 frutos desarrollados con y sin filtro (5 de cada uno), con 3 semanas de desarrollo después de antesis. Los frutos se cortaron con navaja en un plano transmediano y se fijaron en FAA (Formol-Alcohol etílico-Ac. Acético Glacial-Agua) por un tiempo mínimo de 48hrs. Las muestras se procesaron por el método propuesto por Johansen (1940) para obtener cortes en parafina, aplicando

posteriormente pruebas histoquímicas.

Después de la fijación en FAA, las muestras se lavaron con agua corriente durante 2 horas para posteriormente deshidratar el tejido en un tren de alcohol 30%, alcohol 50%, alcohol 70%, alcohol 85%, alcohol 96% y alcohol 100% (3 horas en cada alcohol). Después del tren de alcoholes, el tejido se colocó 5 minutos en xilol, 12 horas en xilol-paraplast 1:1 y 48 horas de inclusión en paraplast en estufa a 55-58°C. Con un microtomo de rotación American Optical Mod. 820, se obtuvieron cortes de 8 a 10 µm.

Los cortes desparafinados se tificaron con la técnica doble Safranina-Verde Rápido para observar la estructura celular. Se realizaron las siguientes pruebas histoquímicas para la detección y localización de ciertos productos químicos en los diferentes tejidos del fruto y la semilla:

- a) Acido Peryódico-Reactivo de Schiff: tñe de color rosa intenso polisacáridos insolubles.
- b) Permanganato de Potasio: tñe de color café los taninos.
- c) Fluoroglucina-Acido Clorhídrico: tñe de rojo violáceo la lignina.
- d) Rojo Oleoso: tñe de color rojo la cutina.
- e) Azul negro de Naftol: tñe de color azul intenso las proteínas.
- f) Cloroyoduro de Zinc: tñe de color morado intenso el almidón, de azul la celulosa y/o hemicelulosa y de amarillo o naranja la cutina y/o suberina.

Las observaciones y análisis de los cortes seriados se llevaron a cabo en un microscopio fotónico American Optical Mod. Phase Star.

#### 5.2.2. RESPUESTA GERMINATIVA DE SEMILLAS MADURAS DE *Sicyos deppei* DESHIDRATADAS EN UN AMBIENTE HIDRICO CONTROLADO (UREA- 8% DE HUMEDAD RELATIVA)

Los siguientes experimentos se realizaron para cumplir con el objetivo de estudiar la respuesta germinativa de semillas de *S. deppei* deshidratadas en campo y en un ambiente hidrico controlado, a partir de frutos verdes maduros hidratados.

##### 5.2.2.1. Trabajo de campo.

En la localidad de San Pedro Atocpan, D.F., se eligió un cultivo de maíz completamente invadido por plantas de *S. deppei*. De estas plantas desarrolladas sobre el cultivo, el 30 de Octubre de 1992, se colectaron infrutescencias maduras hidratadas para ser trasladadas al laboratorio y montar la prueba de deshidratación en un ambiente controlado. Los criterios



utilizados para coleccionar los frutos fueron el color (verde oscuro) y el tamaño (5mm de longitud aproximadamente). Debido a que pocos días después este cultivo fué eliminado por los dueños del terreno, no fué posible hacer un marcaje de infrutescencias maduras hidratadas para observar la deshidratación en el campo y compararla con la deshidratación en el ambiente controlado. Por esto, el experimento se realizó solamente en el laboratorio.

### 5.2.2.2. Trabajo de laboratorio.

La metodología seguida fué la siguiente:

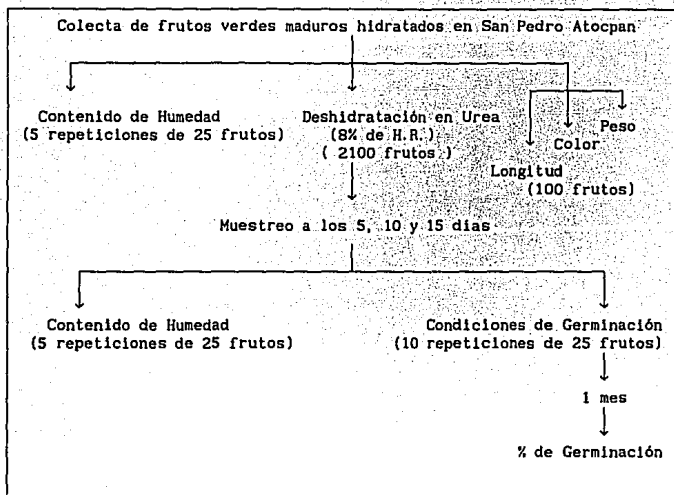


Fig.5. Metodología seguida para determinar la germinación de semillas de *S.deppel* deshidratadas en un ambiente controlado (Urea-8% H.R.).

De las infrutescencias colectadas, se seleccionaron los frutos cuya semilla estuviera completamente formada. Para ésto, de cada infrutescencia se separó un fruto y se cortó en plano transmediano para verificar el desarrollo de la semilla. Las infrutescencias con semillas no

totalmente formadas se desecharon y sólo se utilizaron los frutos donde la semilla estaba totalmente desarrollada. Una vez separados los frutos, se formaron diferentes grupos para realizar las distintas pruebas.

a) Deshidratación en un ambiente controlado.

Se separaron 2100 frutos en cajas Petri (100 frutos por caja) y se desinfectaron con Captán 50 al 0.02% [cis-N-((triclorometil)tio)-4-ciclohexeno-1,2-dicarboximida]. Para obtener el ambiente hídrico controlado, se utilizaron 30 cajas de plástico herméticas CIPSA de 11cm de largo x 10.5cm de alto x 11cm de ancho, lavadas previamente con detergente y desinfectadas con Captán 50 al 0.02%. En el fondo de cada caja se colocaron 5ml de agua destilada y 50g de urea cristales ( $\text{NH}_2\text{CONH}_2$  P.M. = 60.059, grado reactivo, Baker analyzed), que de acuerdo a Winston y Bates (1960), proporciona un porcentaje de humedad relativa del 8% (a 25°C).

Para separar los frutos de los cristales de urea, se colocaron dos mallas de alambre en cada caja. Una malla con una abertura de 3-4mm y sobre esta, otra malla de mosquitero para evitar la caída de los frutos en los cristales de urea. Estas mallas se lavaron previamente con detergente y se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 4% y Captán 50 al 0.02% de concentración. Sobre la malla de mosquitero se colocaron 70 frutos por caja (formando 7 hileras de 10 frutos cada una), para realizar 3 muestreos a los 5, 10 y 15 días de deshidratación en este ambiente controlado. (fig.6).

En cada muestreo, se seleccionaron al azar 13 frutos de cada caja, se mezclaron y se tomaron 380 frutos para dividirlos en las siguientes pruebas:

- a) 125 frutos para la prueba de contenido de humedad (5 repeticiones de 25 frutos cada una).
- b) 250 frutos para la prueba de germinación (10 repeticiones de 25 frutos cada una).

Las cajas permanecieron en una cámara de luz fluorescente (lámparas SOLAR de 39w, blanco frío), a una Temperatura máxima promedio de 26°C y Temperatura mínima de 22°C.

b) Condiciones de germinación.

Los 250 frutos seleccionados se colocaron en cajas Petri (25

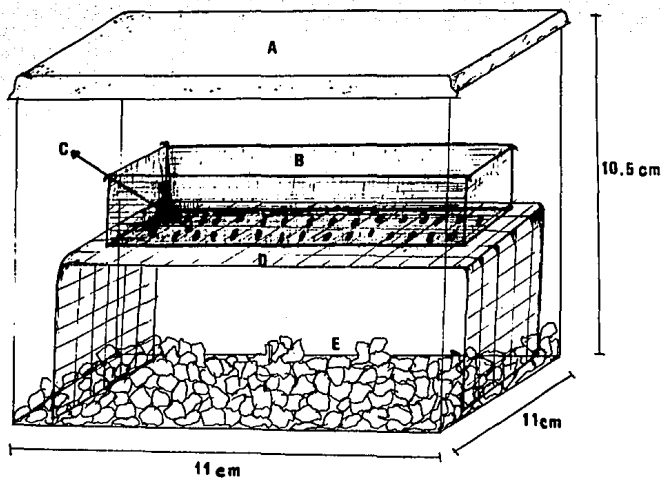


Fig. 6. Cámara de deshidratación en un ambiente hídrico controlado (Urea- 8% Humedad Relativa).

- A = Tapa hermética                      B = Malla de mosquitero  
 C = Frutos de S.deppeii              D = Malla (abertura 3-4mm)  
 E = Cristales de Urea

frutos por caja) y se desinfectaron con Captán 50 al 0.02% . Los frutos se colocaron en "muñecas" de papel absorbente de 27 x 22cm ("sanitas Interdobladas, M.R.") utilizando dos hojas en la base (sólo la más interna se desinfectó con Captán) y sobre estas se colocó 1 hoja más de papel absorbente desinfectada con Captán sobre la cual se pusieron los frutos formando 5 hileras de 5 frutos cada una. En estas condiciones se enrollaron las toallas y se colocaron previamente numeradas, en forma vertical dentro de bolsas transparentes de polietileno para conservar la humedad (5 "muñecas" por bolsa). Las bolsas se colocaron en charolas de plástico para darles soporte y permanecieron en una cámara en condiciones de obscuridad con temperaturas promedio de 25.4°C (Máx.) y 22.3°C (Mín. ).

Diariamente se revisó la humedad de las "muñecas" de papel, agregando Captán 50 como riego en caso necesario. Semanalmente se hicieron revisiones para registrar las semillas germinadas. Las "muñecas" eran cambiadas en caso de presentarse contaminación. Se consideró una semilla germinada cuando la radícula salía a través de la cubierta seminal. Se obtuvo el porcentaje de germinación después de 1 mes de permanecer los frutos en las "muñecas".

### 5.2.3. RESPUESTA GERMINATIVA DE SEMILLAS MADURAS HIDRATADAS DE S.deppeii DESHIDRATADAS EN CONDICIONES DE CAMPO Y EN UN AMBIENTE HIDRICO CONTROLADO.

#### 5.2.3.1. Trabajo de Campo.

En la casa de sombra de madera, se eliminó el cultivo de *S.deppeii* desarrollado de mayo a octubre de 1991. Se preparó el suelo para establecer un nuevo cultivo a partir de los frutos que se dispersaron. A finales de julio y principios de agosto de 1992, comenzaron a emerger las plántulas. En los meses de agosto y septiembre, las plantas se fertilizaron con Floraphyl (50g alrededor de cada planta). El 21 de Septiembre las plantas iniciaron floración y para el 2 de octubre ya había frutos verdes maduros hidratados.

El 10 de Noviembre de 1992, se colectaron infrutescencias maduras verdes hidratadas de *S.deppeii* en este cultivo, para montar en el laboratorio la prueba de deshidratación en el Ambiente controlado. Para comparar la deshidratación en el Ambiente controlado (Urea 8% H.R.) con la deshidratación en campo, en esta misma fecha se marcaron 300 infrutescencias

verdes maduras hidratadas (con frutos de aproximadamente 5mm de longitud) en el cultivo, mediante etiquetas pintadas de diferente color.

Se realizaron 3 muestreos a los 5, 7 y 9 días de deshidratación tanto en campo como en laboratorio. En campo, se colectaron 75 etiquetas en cada muestreo y en laboratorio, se tomaron de las cajas con urea 380 frutos. De los frutos provenientes del campo y laboratorio se realizaron pruebas de germinación y contenido de humedad.

#### 5.2.3.2. Trabajo de laboratorio.

La metodología seguida en esta prueba fué la siguiente:

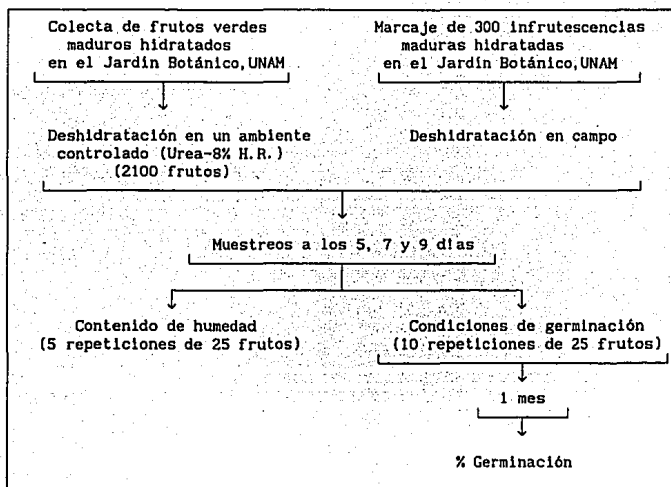


Fig.7. Metodología seguida para observar la germinación de semillas de *S.deppel* deshidratadas en condiciones de campo y en un ambiente hidrico controlado.

Antes de colocar los frutos en las cajas de ambiente controlado, se les agregaron 20g de Urea a cada una de ellas además de los 50g agregados para el experimento No.2 por lo que las cajas tenían un total de 70g de

Urea.

5.2.4. RESPUESTA GERMINATIVA DE SEMILLAS MADURAS DE *S.deppei* EN TRES ETAPAS DE DESHIDRATACION DEL FRUTO (VERDE, AMARILLO Y CAFE), BAJO DIFERENTES CALIDADES DE LUZ.

5.2.4.1. Trabajo de Campo.

En el cultivo desarrollado de mayo a octubre de 1991, en el Jardín Botánico de la UNAM se colectaron frutos de *S.deppei* y se consideraron 4 principales etapas de desarrollo del fruto a partir de que la semilla se encontraba totalmente desarrollada (aproximadamente 4 semanas después de antesis), en base al color del mismo:

- a) Fruto hidratado: color verde oscuro (28F<sub>8</sub>).
- b) Inicio de la deshidratación: color verde grisáceo (30C<sub>6</sub>).
- c) Final de la deshidratación: color castaño amarillento (5F<sub>4</sub>).
- d) Fruto deshidratado: color negro (8F<sub>3</sub>).

El color se determinó comparándolo con tablas de referencia (Kornerup y Wanscher, 1963). En base a esto, se seleccionaron 3 etapas de desarrollo del fruto para realizar el experimento de germinación bajo diferentes calidades de luz: inicio de la deshidratación, etapa intermedia y final de la deshidratación (frutos deshidratados).

Para realizar esto, en el cultivo de maíz elegido en San Pedro Atocpan, D.F. completamente invadido por plantas de *S.deppei* (cultivo del cual se colectaron los frutos para el experimento 2), se hicieron las siguientes colectas de los frutos en las 3 etapas de desarrollo seleccionadas, directamente de las plantas de *S.deppei* desarrolladas sobre el cultivo:

- a) el 23 de octubre y el 17 de noviembre de 1992, se colectaron frutos verdes maduros hidratados color verde grisáceo (29D<sub>7</sub>), correspondientes a la etapa de inicio de la deshidratación.
- b) el 13 y 18 de noviembre se colectaron frutos en una etapa intermedia de deshidratación, color amarillo grisáceo (2D<sub>4</sub>).
- c) el 19 y 20 de noviembre se colectaron frutos en la etapa final de deshidratación, color negro (6F<sub>3</sub>).

Después de su cosecha, los frutos se trasladaron al laboratorio para realizar las pruebas de germinación, contenido de humedad y fijación en FAA para el estudio estructural.

#### 5.2.4.2. Trabajo de laboratorio.

La metodología seguida fué la siguiente:

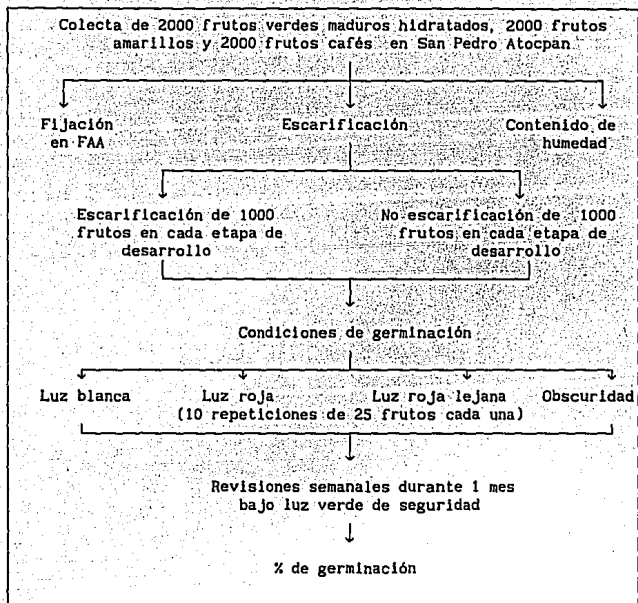


Fig.8. Metodología seguida para determinar la germinación de semillas de *S.deppel* en tres etapas de deshidratación del fruto, bajo diferentes calidades de luz.

Al igual que en los otros experimentos (Experimentos 2 y 3), de las infrutescencias colectadas se seleccionaron los frutos cuya semilla estuviera completamente formada para dividirlos en las distintas pruebas.

#### a) Condiciones de germinación.

Los frutos colectados en las tres etapas de desarrollo, se colocaron en condiciones de germinación bajo luz blanca, luz roja, luz roja lejana y obscuridad. Para esto, los frutos se dividieron en grupos de 25 y se colocaron en cajas Petri para desinfectarlos con Captán 50 al 0.02%. En cada caja Petri se colocaron 3 discos de papel absorbente en la base, los 25 frutos y se cubrió con la tapa de la caja Petri. Las cajas se regaron con Captán para mantener un nivel suficiente de humedad para la germinación.

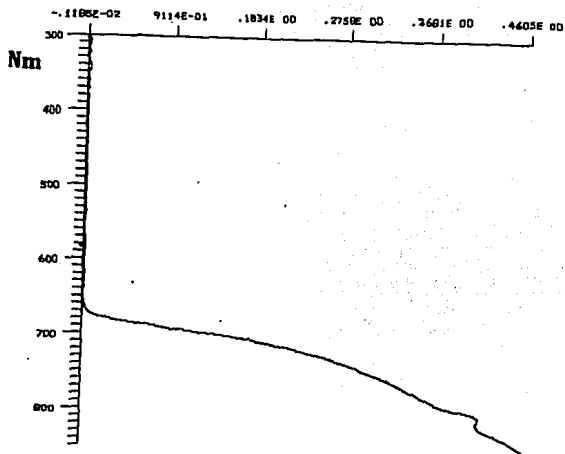
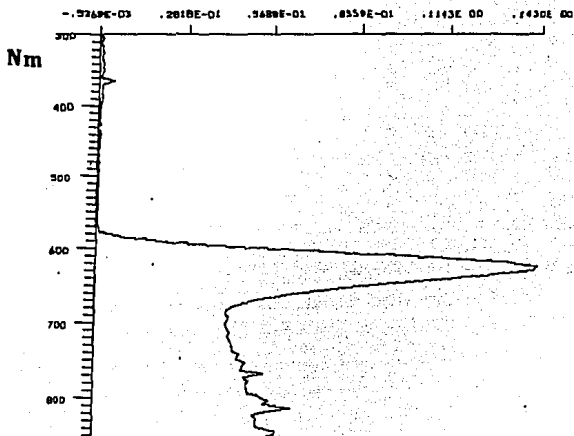
Las cajas Petri se dividieron en grupos de 10 para cada condición de luz (10 repeticiones de 25 frutos cada una en cada condición de luz). Excepto en la condición de obscuridad, las cajas Petri se introdujeron en cajas de germinación de 45cm de largo x 34cm de ancho x 3cm de altura (como base), y las tapas se formaron con los distintos filtros como se indica a continuación:

- a) Luz blanca: cajas de germinación cubiertas con papel celofán incoloro. Estas cajas se colocaron bajo luz fluorescente (2 lámparas de 39w SOLAR, blanco frío).
- b) Luz roja: cajas de germinación cubiertas con mica roja Gam Color # 245, colocadas bajo luz fluorescente (2 lámparas de 39w SOLAR, blanco frío).
- c) Luz roja lejana: cajas de germinación cubiertas con mica roja Gam Color #245 y mica azul Gam Color # 850 sobrepuestas, con la mica azul en la parte interna de la caja, colocadas bajo luz incandescente (2 focos incandescentes OSRAM de 25w).
- d) Obscuridad: cada caja Petri se cubrió totalmente con papel aluminio y se mantuvieron en una cámara bajo luz verde de seguridad.

Para seleccionar las condiciones de germinación bajo luz roja y luz roja lejana, de las micas utilizadas se midieron los siguientes parámetros: Espectro de absorción (transmitancia vs nm), (fig.9), Relación Rojo/Rojo lejano (R:RL), flujo fotónico de 300 a 850nm (F:F) y Radiación fotosintéticamente activa (RFA). Estas lecturas se hicieron con un espectroradiómetro portátil LICOR LI-1800 (Nebraska,USA). Los datos obtenidos se muestran en el Cuadro 1.

En el interior de cada caja de germinación, bajo la tapa de una caja Petri, se midió la relación Rojo/Rojo lejano con el espectroradiómetro SKYE SKR-100 (Scotland), y el flujo fotónico con el Quantómetro-radiómetro LICOR LI-185B (Lincoln,Nebraska), en las tres condiciones de luz (Luz roja,





**Fig. 9** Transmittancia de los filtros GAAM-COLOR para luz: (A) luz roja con una mica roja No 245 y luz fluorescente, (B) luz roja lejana con una mica roja No 245 y una azul NO 805 con luz incandescente.

Condición	R:RL	F:F ( $\mu \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	RFA
Filtro rojo con luz fluorescente	2.425	10.71	9.0002
Filtro rojo + azul con luz incandescente	0.007	28.51	1.182
Filtro rojo con luz solar	0.7517	0.019	0.006
Filtro rojo + azul con luz solar	0.0105	549.4	41.42
Luz solar (control)	1.0830	591.8	352.20

Cuadro 1. Evaluación de las micas utilizadas para las condiciones de luz roja y luz roja lejana, de acuerdo a los parámetros: R:RL, F:F y RFA.

Luz	R/RL	Flujo fotónico ( $\mu \text{ mol m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$ )	Lámparas
Roja	5.50	0.414	2 de 39w fluorescentes
Roja lej.	0.0337	5.346	2 de 25w incandescentes
Blanca	7.50	1.446	2 de 39w fluorescentes

Cuadro 2. Condiciones de luz en las que germinaron las semillas de *S.deppel* en el laboratorio.

luz roja lejana y luz blanca). Los valores medidos se muestran en el Cuadro 2.

Las cámaras donde se encontraban las cajas de germinación se cubrieron previamente con papel aluminio para una mejor distribución de la luz. En estas cámaras (cámara de luz fluorescente, cámara de luz incandescente y cámara de luz verde), se midió diariamente las temperaturas máximas y mínimas a lo largo del experimento y se mantuvo un fotoperiodo de 12 horas. Se realizó una rotación diaria de las cajas de germinación en el espacio de las cámaras. Diariamente se revisó la humedad de las cajas Petri y semanalmente se registró el porcentaje de germinación durante 1 mes, en las diferentes condiciones de luz. Estas revisiones se hicieron en la cámara de luz verde de seguridad.

#### b) Escarificación.

Este experimento decidió hacerse con frutos escarificados y no escarificados, considerando los resultados de Zambrano (1992), donde se encontró que la respuesta a la luz de los frutos cafés de *S.deppel*, se dió en los frutos que habían sido escarificados, así como por los resultados de otros trabajos (Cruz, 1989; Osuna, 1990; Wong, 1991), donde se confirmó la presencia de una latencia impuesta por cubierta seminal dura en frutos deshidratados de *S.deppel*.

En este experimento, tanto con los frutos verdes hidratados como con los frutos amarillos, la escarificación se realizó perforando el extremo calazal del fruto con una aguja desinfectada con alcohol 96 y Captán 50. Los frutos deshidratados negros, se escarificaron mecánicamente con lija de papel # 120 (escarificando el extremo calazal). Con los frutos verdes y amarillos no se escarificó mecánicamente con lija debido al elevado contenido de humedad de los frutos.

## 6.0 RESULTADOS Y DISCUSION

Debido a que el fruto de *S. deppel* es monospórico y la semilla se dispersa rodeada por el fruto deshidratado indehisciente, se usará indistintamente el término "diáspora", "fruto monospórico" o "semilla", a lo largo de los resultados y discusión.

### A) EXTRACCION DE PIGMENTOS, CUANTIFICACION DE CLOROFILAS Y ESTRUCTURA DE FRUTOS DE *S. deppel* DESARROLLADOS BAJO LUZ NATURAL Y LUZ FILTRADA.

#### 6.1. Características de los frutos colectados.

Los resultados obtenidos de peso, color, longitud y contenido de humedad de los frutos desarrollados bajo luz natural y luz filtrada son los siguientes:

CONDICION	PESO (g)	LONGITUD (mm)	COLOR (*)	CONTENIDO DE HUMEDAD (%)
Con filtro	0.0616 <sup>±</sup> 0.02	7.46 <sup>±</sup> 0.6	Verde grisáceo (30 C <sub>6</sub> )	69.64 <sup>±</sup> 8.3
Sin filtro	0.086 <sup>±</sup> 0.01	8.54 <sup>±</sup> 0.7	Verde oscuro (28 F <sub>8</sub> )	73.30 <sup>±</sup> 1.1.

Cuadro 3. Resultados de peso, longitud, color y contenido de humedad de frutos maduros hidratados (verdes), desarrollados en campo con filtro y sin filtro.

Los análisis de varianza aplicados a los datos registrados demostraron diferencias significativas en el peso ( $F_c = 5.989$ , N.S. = 0.0139. Apéndice A, Cuadro 1), y longitud ( $F_c = 239.601$ , N.S. = 0.00. Apéndice A, Cuadro 2) de los frutos, resultando significativamente mayor el desarrollo de los frutos sin filtro respecto a aquellos que recibieron luz filtrada (Apéndice A, cuadros 3 y 4).

En cuanto al contenido de humedad, no hubo diferencias significativas entre los frutos de los dos tratamientos lumínicos ( $F_c = 0.94$ , N.S. = 0.3707. Apéndice A, Cuadro 5).

La evaluación cualitativa del color dominante en las poblaciones de semillas desarrolladas con filtro, las señala con un tono

verde-grisáceo, mientras que aquellas desarrolladas sin filtro, se designan como verdes-oscuras.

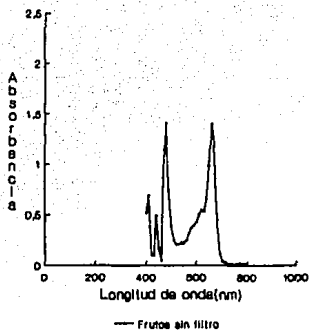
#### 6.1.2. Extracción y cuantificación de clorofilas.

Los resultados obtenidos de los espectros de absorción durante las 5 semanas de desarrollo, muestran que aunque no todos los picos se presentaron en las mismas longitudes de onda, la amplitud de los picos es mayor en los extractos provenientes de frutos sin filtro, es decir, hay una mayor cantidad de pigmentos ( Figs.10 y 11). Los resultados del área bajo la curva confirmaron lo anterior, siendo mayor el área de los espectros de los frutos desarrollados sin filtro (Cuadro 4).

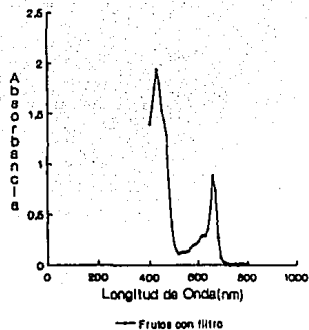
De acuerdo a esto, la diferencia en los extractos es principalmente cuantitativa. Esto se corroboró con la determinación de la cantidad de clorofila en los extractos durante las semanas 1, 3 y 5 de desarrollo (Cuadro 5) (Figuras 12 y 13). Sin filtro, se tiene una mayor cantidad de ambas clorofilas, las cuales aumentan durante el desarrollo y disminuyen durante el inicio del proceso de deshidratación y amarillamiento del fruto (semana 5).

Tanto la calidad como la cantidad de luz afectan la proporción de pigmentos fotosintéticos producidos. Por ejemplo, Boardman (1977), al comparar la fotosíntesis de plantas de sol y de sombra, menciona que el contenido de clorofila en hojas de plantas de sombra es menor que en plantas de sol y que ambos fotosistemas en plantas de sombra tienen menor proporción de clorofilas a y b. Nil y Kuroiwa (1988) encuentran una relación semejante al evaluar el contenido de clorofila en hojas de durazno (*Prunus persica*), desarrolladas en condiciones de sombra y de iluminación. La acumulación de almidón en los cloroplastos de hojas desarrolladas en condiciones de iluminación fué mayor que la de los cloroplastos de hojas desarrolladas en condiciones de sombra, lo cual puede repercutir en un menor número de cloroplastos como ocurre en hojas de *Spinacia oleracea* desarrolladas en la sombra, donde la calidad de luz parece afectar más la relación de clorofila a/b (Cui et al, 1991).

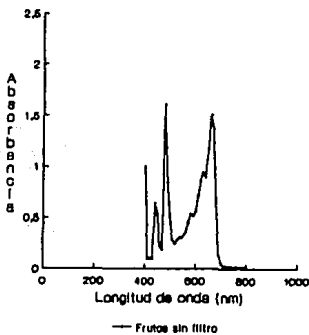
La luz filtrada con una relación rojo/rojo lejano baja (Cuadro 6), pudo provocar una menor síntesis de pigmentos como se observa en los espectros, lo que se reflejó en colores siempre más pálidos y de tonalidades



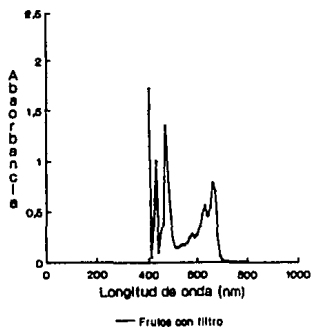
Dois semanas de desarrollo



Dois semanas de desarrollo

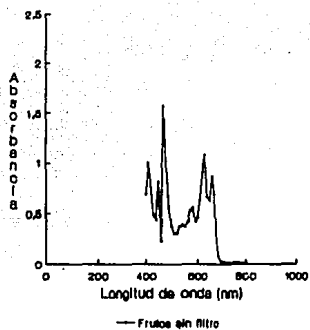


Tres semanas de desarrollo

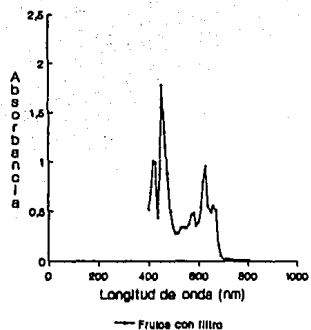


Tres semanas de desarrollo

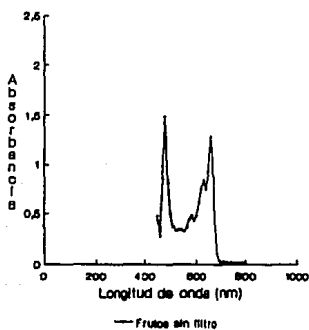
FIG 10. ESPECTROS DE ABSORCION DE EXTRACTOS ACETONICOS OBTENIDOS DE FRUTOS DESARROLLADOS CON Y SIN FILTRO DE *S. deppel* EN DIFERENTES ETAPAS DE DESARROLLO.



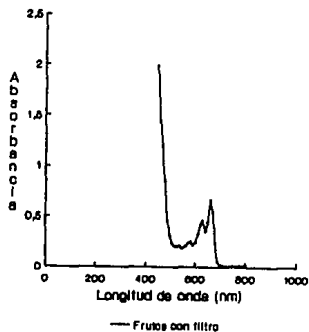
Cuatro semanas de desarrollo



Cuatro semanas de desarrollo



Cinco semanas de desarrollo



Cinco semanas de desarrollo

FIG.11. ESPECTROS DE ABSORCION DE EXTRACTOS ACETONICOS OBTENIDOS DE FRUTOS DESARROLLADOS CON Y SIN FILTRO DE *S. deppel* EN DIFERENTES ETAPAS DE DESARROLLO.

Condición de luz	Tiempo de desarrollo	Dos semanas	Tres semanas	Cuatro semanas	Cinco semanas
Con filtro		1.4	1.9	2.3	1.6
Sin filtro		2.6	3.0	2.9	2.4

Cuadro 4. Area bajo la curva ( $\text{cm}^2$ ) de los espectros de absorción de los extractos acetónicos de clorofilas, de frutos de *Sicyos deppel* en diferentes etapas de desarrollo (tiempo después de antesis) bajo diferentes condiciones de luz.

	CONDICION	SEMANA 1	SEMANA 3	SEMANA 5
Clorofila a	Con filtro	8.33	7.61	6.43
	Sin filtro	13.15	14.26	12.18
Clorofila b	Con filtro	3.55	6.05	4.87
	Sin filtro	7.67	12.2	10.78
Clorofilas a+b	Con filtro	11.88	13.66	11.31
	Sin filtro	20.82	26.46	22.97
Relación a/b	Con filtro	2.34	1.25	1.32
	Sin filtro	1.71	1.16	1.12

Cuadro 5. Cuantificación de clorofilas a, b y a+b (mg/10g peso fresco), de frutos maduros hidratados a las semanas 1, 3 y 5 de desarrollo (después de antesis), con filtro y sin filtro.



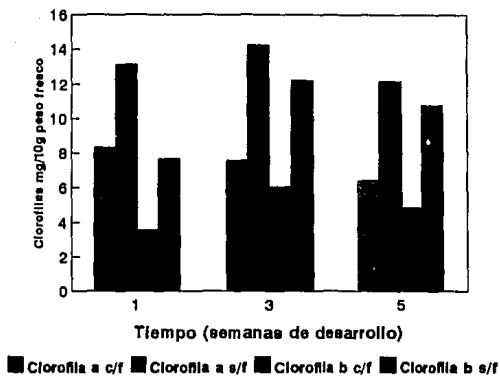


FIG.12 CUANTIFICACION DE CLOROFILAS A Y B (MG/10G DE PESO FRESCO), DE FRUTOS MADUROS HIDRATADOS A LAS SEMANAS 1, 3 Y 5 DE DESARROLLO (DESPUES DE ANTESIS), CON FILTRO Y SIN FILTRO.

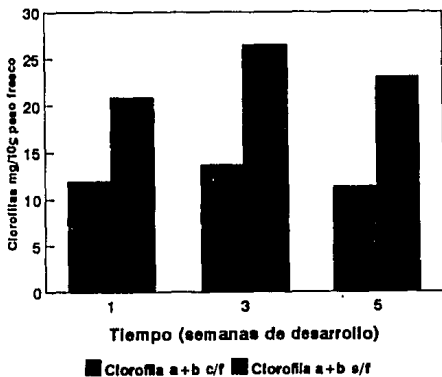


FIG.13 CUANTIFICACION DE CLOROFILAS A+B (MG/10G DE PESO FRESCO), DE FRUTOS MADUROS HIDRATADOS CON FILTRO Y SIN FILTRO.

Tiempo (días)	Filtros R/RL casa de sombra (madera)	Filtros R/RL casa de sombra (metal)	Malla (control)
0 (29-Agos-1991)	0.072	0.047	1.46
15 (12-Sept-1991)	0.241	0.283	1.35
30 (26-Sept-1991)	0.085	0.107	1.52
Promedio (x)	0.133	0.146	1.44

Cuadro 6. Relación Rojo/Rojo lejano en campo bajo los filtros de luz y bajo la malla de las casas de sombra, del cultivo de *S.deppei*.

verde grisáceas en frutos desarrollados con filtro, respecto a los frutos desarrollados sin filtro, cuyo color fué siempre de tonalidades verdes (verde oscuro).

La luz interviene en las etapas de biosíntesis de la clorofila. Esta biosíntesis se realiza en el cloroplasto, con enzimas sintetizadas en citoplasma y codificadas en el núcleo. Durante el proceso de síntesis de clorofilas, una vez formada la clorofilida a, se esterifica con fitol dando la clorofila a. Para la formación de la clorofilida, se forma un complejo de protoclorofilida-holocromo que requiere luz. La luz de 650nm permite la transformación del complejo en clorofilida a-holocromo, cuyo máximo de absorción es de 680nm. La iluminación determina también una más rápida formación de protoclorofilida, al inducir enzimas que catalizan el proceso (Barceló *et al*, 1990).

En los frutos de *S.deppel* que se desarrollaron bajo luz filtrada, con una relación rojo/rojo lejano baja, esta radiación pudo inhibir la biosíntesis de la clorofila en sus últimas etapas, donde la luz de 650-680nm es requerida para la formación de la clorofilida, que al esterificarse forma la clorofila. Al incidir predominantemente la longitud de onda del rojo lejano (730nm), pudo detenerse el proceso, provocando así una disminución en el contenido de clorofila de los frutos desarrollados bajo luz filtrada respecto a los que se desarrollaron bajo luz natural. Como lo propone Deng *et al* (1989), en cloroplastos de cotiledones de espinaca desarrollados bajo luz roja, la proporción de membranas tilacoidales apiladas y no apiladas se incrementó, y el promedio de capas membranales en cada apilamiento fué mayor que en las plantas desarrolladas bajo luz blanca. Los cloroplastos adaptados a la luz roja, presentaron una disminución en la relación de clorofila a/b y un incremento en los niveles del fotosistema II. La adaptación de los cloroplastos a diferentes calidades de luz, parece estar controlado a nivel de la estabilidad de ARNm's que codifican los componentes protéicos de los fotosistemas I y II.

En *S.deppel* tal efecto de la luz filtrada sobre los pigmentos, repercutió a su vez en los productos derivados de la fotosíntesis (almidón), causando una menor acumulación en los frutos desarrollados con filtro que resultaron con un peso y tamaño promedio menores al de los frutos desarrollados bajo luz natural.

### 6.1.3. Estudio estructural.

Se consideró como semilla madura hidratada, aquella etapa en la que la cubierta seminal está formada por la diferenciación del tegumento externo (testa), y los cotiledones ocupan el total del volumen interno. En esta etapa, la testa comprende dos capas celulares: exotesta y mesotesta. La exotesta está constituida por tres capas: epidermis, hipodermis y capa esclerenquimatosa. La hipodermis es bistratificada en la región calazal y central, y pluriestratificada en la región micropilar, la cual forma dos protuberancias en cada una de las caras de la semilla (Fig.14). La capa esclerenquimatosa está constituida por osteoesclereidas cuyas paredes están muy engrosadas. La mesotesta es una zona de paredes comprimidas con abundantes espacios y poco engrosadas. Tal descripción corresponde a la etapa VII del desarrollo de *S. deppei* descrita por Alcázar (1990).

Con base en esta descripción, los resultados de las pruebas histoquímicas aplicadas a los cortes de frutos maduros verdes hidratados desarrollados bajo luz natural (sin filtro) y luz filtrada (con filtro) mostraron que no hay diferencias en la respuesta de las semillas expuestas a los dos tratamientos, de acuerdo a las siguientes pruebas:

a) Permanganato de potasio, con el que se observó reacción positiva en las paredes radiales del esclerénquima en la exotesta que se tifen de color café (Fig 15).

b) Fluoroglucina-HCl, con la que sólo hubo reacción positiva en las paredes radiales del esclerénquima (exotesta), tiñéndose de rojo violáceo.

c) Rojo oleoso, cuya reacción positiva en rojo se observó en la epidermis del pericarpio, hipodermis pluriestratificada y paredes radiales y tangenciales del esclerénquima (exotesta), cutícula nucelar y cutícula de cotiledones (Fig. 16).

d) Azul negro de naftol, la reacción positiva con cuerpos protéicos en hipodermis de la exotesta, mesotesta y cotiledones (Fig 17).

Sin embargo, con las pruebas que detectan polisacáridos insolubles y almidón, si se lograron establecer diferencias entre los frutos desarrollados con y sin filtro:

e) Acido peryódico-reactivo de Schiff: tanto en los frutos desarrollados con filtro como en los desarrollados sin filtro, la prueba resultó positiva en las paredes celulares de la epidermis del pericarpio así como de exotesta en la hipodermis y en el esclerénquima (paredes radiales y paredes tangenciales en forma de estalactitas). Además fué positiva en la mesotesta, restos de

nucela y paredes celulares cotiledonarias. (foto.Fig 18). La diferencia entre los frutos desarrollados con y sin filtro fué la presencia de un mayor número de gránulos de almidón presentes en el parénquima del pericarpio, epidermis de exotesta y mesotesta de los frutos desarrollados sin filtro (Fig.19).

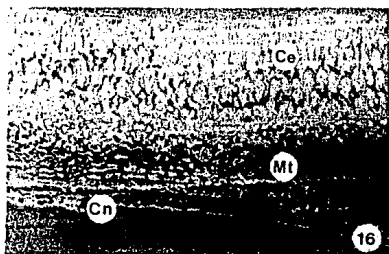
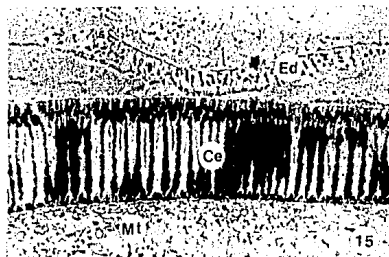
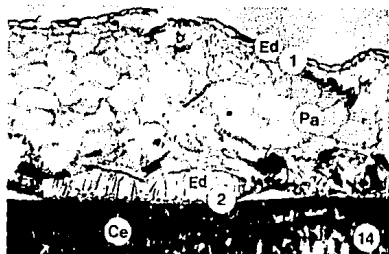
f) Cloroyoduro de Zinc: los frutos desarrollados sin filtro presentaron una mayor cantidad de gránulos de almidón en los tejidos del fruto y semilla (Parénquima del pericarpio, exotesta:epidermis ehipodermis, mesotesta y células de aleurona), en comparación con los frutos desarrollados con filtro donde la cantidad de los gránulos de almidón disminuyó notablemente en los diferentes tejidos, sobre todo en el pericarpio (Foto.Fig 20).

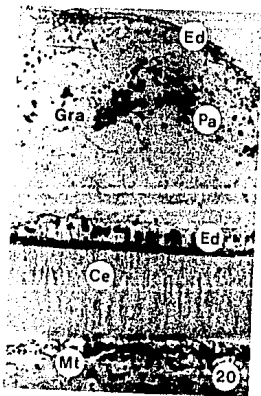
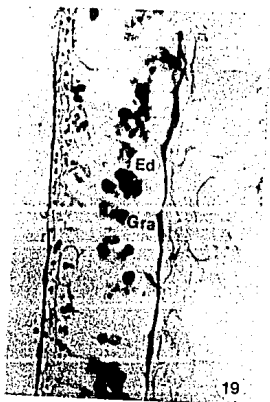
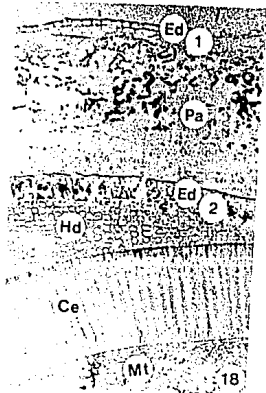
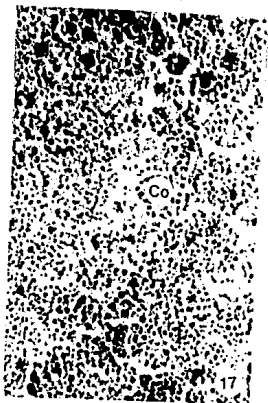
Estando el fruto de *S.deppel* formado por tejidos fotosintéticos, capaces de aportar nutrimentos durante el desarrollo de la semilla, fué muy importante la calidad de luz a la que quedaron expuestos ya que aquellos que recibieron una longitud de onda roja lejana, vieron afectado su rendimiento fotosintético con una disminución en la síntesis de polisacáridos como el almidón. Esto no ocurrió en los frutos desarrollados bajo luz blanca, donde inciden longitudes de onda de todo el espectro fotosintéticamente útil, con lo que el rendimiento es mayor y aumenta la cantidad de almidón sintetizado. Los datos concuerdan con la evaluación del peso y tamaño menores de los frutos desarrollados con filtro.

Estos resultados concuerdan con lo encontrado a nivel ultraestructural por Zambrano (1992) en los frutos de *S.deppel* desarrollados con filtro y sin filtro, donde se apreció en el pericarpio y en epidermis de exotesta de frutos maduros hidratados, una mayor cantidad de gránulos de almidón y de cloroplastos grandes, con tilacoides en grana en aquellos desarrollados bajo luz natural. Por el contrario, en frutos formados bajo filtro, se encontró menor cantidad de granos de almidón y cloroplastos pequeños, electrodensos y sin organización de sus tilacoides en grana.

Durante el desarrollo de los cloroplastos, en presencia de luz, la membrana interna del proplasto se invagina y evoluciona hacia la formación de los tilacoides. En ausencia de luz, las invaginaciones forman estructuras tubulares en lugar de evolucionar a tilacoides, constituyendo un etioplasto (Barceló *et al*, 1990). La luz tiene un marcado efecto en la actividad fotosintética, así como es un factor muy importante en promover el desarrollo ultraestructural del cloroplasto en diferentes especies

- Fig. 14. Corte Longitudinal de fruto verde maduro hidratado. Tinción Safranina-Verde Rápido.  $Ed_1$  = Epidermis del fruto Pa = Parénquima del fruto  $Ed_2$  = Epidermis de exotesta Ce = Capa esclerenquimática 40X. Campo Claro.
- Fig. 15. Corte longitudinal de cubierta seminal (exotesta), en semilla madura hidratada. Tinción con Permanganato de Potasio. Ed = Epidermis de exotesta Ce = Capa esclerenquimática Mt = Mesotesta 40X. Contraste de fases.
- Fig. 16. Corte longitudinal de cubierta seminal (Exotesta y Mesotesta), en semilla madura hidratada. Tinción con rojo oleoso. Ce = Capa esclerenquimática Mt = Mesotesta Cn = Cutícula nucelar 40X. Contraste de fases.
- Fig. 17. Cuerpos protéicos en células cotiledonarias de semilla madura hidratada. Tinción con Azul negro de naftol.  
Co = Cotiledón 160X. Campo claro.
- Fig. 18. Corte longitudinal de fruto verde y semilla madura hidratada. Tinción Acido Peryódico-Reactivo de Schiff.  $Ed_1$  = Epidermis del fruto Pa = Parénquima del fruto  $Ed_2$  = Epidermis de Exotesta Hd = Hipodermis de Exotesta Ce = Capa esclerenquimática Mt = Mesotesta 40X Campo claro.
- Fig. 19. Corte longitudinal de cubierta seminal (Epidermis de exotesta). Tinción Acido peryódico-Reactivo de Schiff. Ed = Epidermis Gra = Gránulos de almidón 160X Campo claro.
- Fig. 20. Corte longitudinal de fruto verde y semilla madura hidratada. Tinción Cloroyoduro de Zinc.  $Ed_1$  = Epidermis del fruto Pa = Parénquima del fruto  $Ed_2$  = Epidermis de exotesta Ce = Capa esclerenquimática Mt = Mesotesta Gra = Gránulos de almidón 40X Campo claro.







(Boardman, 1977; Nil y Kuroiwa, 1988).

De acuerdo a lo anterior, la calidad de luz recibida por los frutos durante su desarrollo, afecta procesos desde nivel ultraestructural como lo es el desarrollo de los cloroplastos, así como la síntesis de clorofila y formación de polisacáridos, que se ven reflejados en características macroscópicas como el color, peso y tamaño de los frutos.

B) RESPUESTA GERMINATIVA DE SEMILLAS MADURAS DE *S.deppei* DESHIDRATADAS EN UN AMBIENTE HIDRICO CONTROLADO.

6.2.1. Características de los frutos colectados.

6.2.2. Germinación después de la deshidratación en un ambiente controlado.

Las características de los frutos colectados en San Pedro Atocpan el 30 de Octubre de 1992, fueron las siguientes:

	Peso(g)	Longitud(mm)	Contenido de humedad (%)	Color *
Frutos verdes maduros hidratados	0.126 <sup>+</sup> 0.03 <sub>-</sub> 0.03	9.26 <sup>+</sup> 0.78 <sub>-</sub> 0.78	79.48 <sup>+</sup> 7.5 <sub>-</sub> 7.5	Verde Grisáceo (29D7)

\* De acuerdo a Kornerup (1963).

Cuadro 7. Resultados de peso, longitud, contenido de humedad y color, de frutos de *S.deppei* colectados en San Pedro Atocpan (Octubre, 1992).

Los resultados obtenidos de Germinación y Contenido de Humedad, de los frutos colectados del Ambiente hídrico controlado en los 3 muestreos: 5, 10 y 15 días de deshidratación en Urea (8% de H.R.), fueron los siguientes:

Tiempo de deshidratación en un Ambiente Controlado (Urea-8% H. R. )	% Germinación	% Humedad
5 días	23.76 ± 1.7	30.95
10 días	37.1 ± 2.7	12.33
15 días	33.7 ± 1.6	11.81

Cuadro 8. Germinación y Contenido de humedad de frutos de *S. deppel* deshidratados en un ambiente hidrico controlado (Urea-8% H.R. ) durante 5, 10 y 15 días.

El Análisis de Varianza (Apéndice B, Cuadro 6), mostró que el tiempo de permanencia en un ambiente de desecación controlado (8% H.R. ), ejerció una influencia significativa en la respuesta de germinación (Fc:8.761, N.S.:0.0030). A su vez, el Análisis de Rango Múltiple (Apéndice B, Cuadro 7) permitió distinguir que en los muestreos de los días 10 y 15, se obtuvieron porcentajes de germinación sin diferencia significativa entre ellos (37.1 y 33.7% respectivamente), pero que ambos fueron diferentes y superiores a los alcanzados en el muestreo a los 5 días (23.76%).

El incremento en el porcentaje de germinación que se logró con el transcurso del tiempo, está relacionado con el contenido de humedad de las semillas (Figura 21). Es evidente que la disminución en el contenido de humedad, desde un 79.5% inicial en semillas verdes maduras (con las que se inició el experimento), hasta un 30.95% después de 5 días de deshidratación, promovió la germinación de un 23.76% de semillas de la población. Al incrementarse la desecación hasta un 12% de contenido de humedad aproximadamente (12.33 y 11.81% a los 10 y 15 días respectivamente), se logró un aumento significativo en la respuesta, con 37.1% y 33.7% de germinación a los 10 y 15 días respectivamente.

Estos resultados permiten proponer que a medida que se deshidratan las semillas, el porcentaje de germinación va aumentando hasta llegar a alcanzar un contenido de humedad favorable para la germinación de una cierta proporción máxima de semillas de la población, cuyo nivel en este caso, fué cercano o superior al 33% con un 12% aproximado de contenido de humedad.

Cabe mencionar que aunque el Análisis de Varianza agrupa las

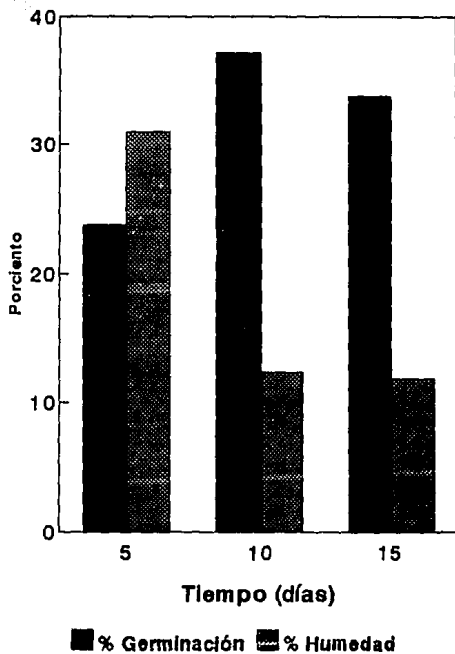


FIG.21 PORCENTAJES DE GERMINACION Y CONTENIDO DE HUMEDAD DE FRUTOS DESHIDRATADOS DURANTE 5, 10 Y 15 DIAS, EN UN AMBIENTE CONTROLADO (UREA, 8% H.R.),

respuestas a los 10 y 15 días sin diferencias significativas entre ambas, se observó una tendencia a disminuir el porcentaje de germinación con el tiempo, debido a un mayor descenso en el contenido de humedad de las semillas (37.1% de germinación con 12.3% de contenido de humedad en 10 días y 33.7% de germinación con 11.81% de contenido de humedad en 15 días). Debido a la rápida pérdida de humedad de los frutos en el ambiente controlado (de 79.5% a 30.95%), se decidió repetir el experimento disminuyendo los tiempos de muestreo a cada tercer día (Experimento No.3).

C) RESPUESTA GERMINATIVA DE SEMILLAS MADURAS HIDRATADAS DE *S.deppel* DESHIDRATADAS EN CONDICIONES DE CAMPO Y EN UN AMBIENTE HIDRICO CONTROLADO.

6.3.1. Germinación después de la deshidratación en campo y en un ambiente hidrico controlado.

Los porcentajes de germinación y contenido de humedad de los frutos deshidratados en un ambiente controlado (Urea) y en campo (Jardín Botánico), a los 5, 7 y 9 días de deshidratación fueron los siguientes:

	Jardín Botánico		Urea (8% H.R.)	
	% Germ.	% Hum.	% Germ.	% Hum.
5 días	25.40 <sup>±</sup> 2.0	82.03	33.70 <sup>±</sup> 1.7	44.55
7 días	24.90 <sup>±</sup> 2.3	78.64	41.10 <sup>±</sup> 1.5	29.60
9 días	31.20 <sup>±</sup> 2.9	76.89	45.60 <sup>±</sup> 3.3	11.10

Cuadro 9 . Porcentajes de germinación y contenido de humedad de los frutos de *S.deppel* deshidratados en un ambiente controlado (Urea 8% H.R) y en Campo (Jardín Botánico), a los 5, 7 y 9 días de deshidratación.

Las condiciones de Temperaturas máximas y mínimas, así como de precipitación y humedad relativa de la zona donde se desarrolló el cultivo (Jardín Botánico), se muestran en la Fig.22 (Apéndice, Cuadros B, E y H).

El Análisis de Varianza global que compara el efecto del tiempo en días y el efecto de los sitios donde ocurrió la deshidratación (Campo o Jardín Botánico y Ambiente controlado o Urea), señala que no hay un efecto conjunto de los factores (Días \* Sitio Fc: 1.441; N.S.:0.2457); pero sí hay

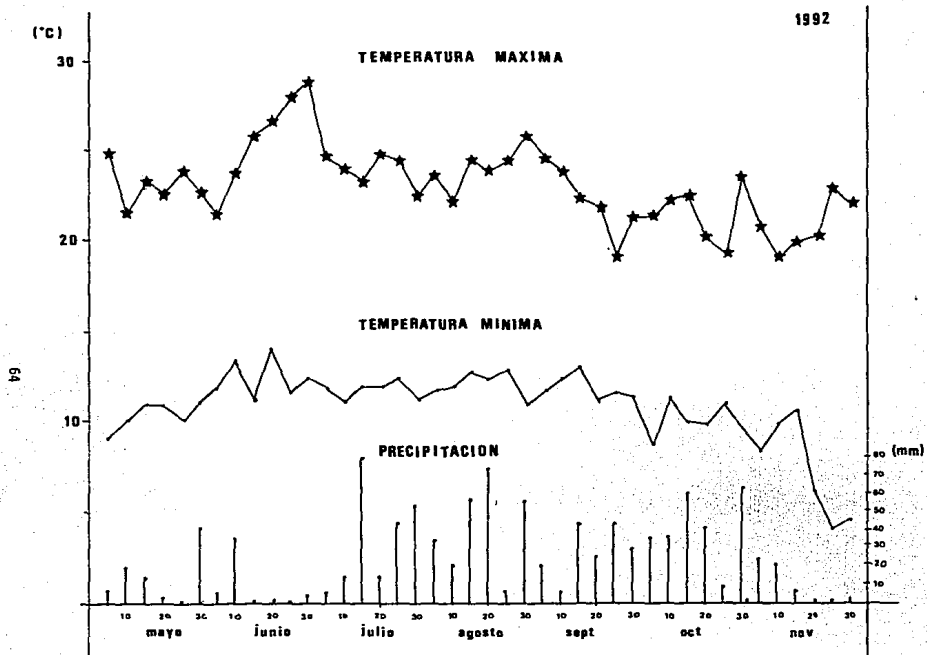


Fig.22. Precipitación, Temperaturas máximas y mínimas registradas en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía, UNAH, México, D.F., durante los meses de mayo a noviembre de 1992.

influencia significativa cuando se consideran individualmente (Sitio Fc: 43.337, N.S.: 0.0000; Días Fc: 6.825, N.S.: 0.0023) (Apéndice C, Cuadro 8).

Así, para el efecto de Sitio, se aprecia en el Análisis de Rango Múltiple (Apéndice C, Cuadro 9) un mayor porcentaje de germinación promedio de los tres muestreos, en semillas deshidratadas en ambiente controlado (40.128%), respecto al obtenido en semillas deshidratadas en campo (27.203%) (Figura 23). Por su parte, el Análisis de Rango Múltiple por el efecto del tiempo en Días, muestra un incremento en los porcentajes de germinación del día 5 (29.58%) al día 7 (33.02%) cuyo valor no presenta diferencias significativas respecto al registrado en el día 9 (38.39%) (Apéndice C, Cuadro 10).

La figura 23 permite apreciar que los valores significativos de los factores Sitio y Días, se debieron principalmente a la influencia de los resultados obtenidos en ambiente controlado, por lo que se decidió hacer un análisis por separado de cada uno de los sitios, para observar su comportamiento.

Así, el Análisis de Varianza para la deshidratación en campo (Apéndice C, Cuadro 11) mostró que aunque se observa una tendencia a aumentar la germinación conforme aumenta el tiempo de exposición al ambiente de desecación, estadísticamente no existe una influencia significativa del factor tiempo en Días (Fc: 1.97; N.S.:0.1590), sobre la respuesta de germinación. En el campo, la humedad relativa fué de alrededor del 80% (Apéndice, Cuadro H.), mientras que en el ambiente controlado fué del 8%.

Durante la deshidratación en el ambiente controlado, el Análisis de Varianza (Apéndice C, Cuadro 12) reveló que el tiempo de exposición sí afectó la respuesta de germinación (Fc: 6.589, N.S.:0.0047), la cual aumentó significativamente de 33.74% en el día 5, a 41.07% en el día 7 y permaneció sin diferencias estadísticas en el día 9, con 45.58% (Apéndice C, Cuadro 13).

Nuevamente en este caso, el incremento en el porcentaje de germinación estuvo estrechamente relacionado con la deshidratación que sufren las semillas con el paso del tiempo. Así, se puede apreciar que en el Jardín Botánico, donde la pérdida de humedad fué en una proporción leve (de 82.03 a 76.89% de contenido de humedad) durante los tres muestreos, los porcentajes de germinación no mostraron diferencias significativas entre sí (Fig.24). En los 3 muestreos, los frutos colectados presentaron un color

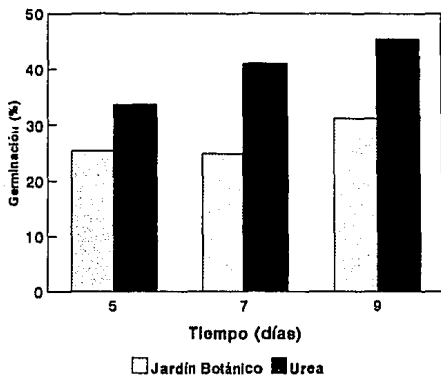


FIG.23 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS DESHIDRATADOS DURANTE 5, 7 Y 9 DIAS EN UN AMBIENTE CONTROLADO (UREA 8% H.R.,) Y EN CAMPO (JARDIN BOTANICO).

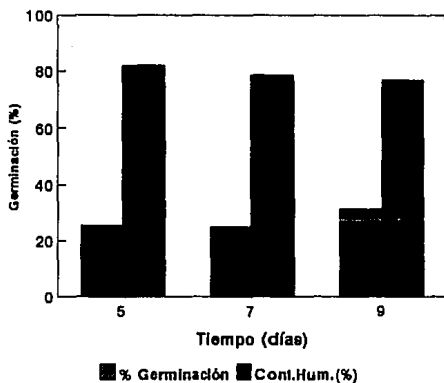


FIG.24 PORCENTAJES DE GERMINACION Y CONTENIDO DE HUMEDAD DE FRUTOS DESHIDRATADOS EN CAMPO, DURANTE 5,7 Y 9 DIAS.

verde, por lo que en el tiempo de deshidratación probado (9 días), no se observó una etapa de deshidratación marcada en los frutos.

En cambio, en la deshidratación en el ambiente controlado, el tiempo de exposición al ambiente de desecación sí afectó significativamente la germinación. En este tratamiento, se observó una disminución drástica en el contenido de humedad durante los tres días registrados, que favoreció el incremento en el porcentaje de germinación (Figura 25). De esta forma, desde el 79.48% de contenido de humedad inicial como semilla madura hidratada, al 44.55% de contenido de humedad a los 5 días, se obtuvo un 33.7% de germinación; posteriormente un decremento hasta 29.6% de contenido de humedad a los 7 días, promovió 41.1% de germinación y por último, un 11.1% de contenido de humedad a los 9 días, se reflejó en 45.6% de germinación. Desde el primer muestreo a los 5 días de deshidratación, al colectar los frutos de las cajas herméticas con Urea se observó que algunos frutos se deshidrataron hasta la etapa de fruto café, etapa que no se alcanzó en el campo, y la proporción de estos frutos se incrementó a los 7 y 9 días.

Con base en los resultados de ambos experimentos de deshidratación, puede decirse que junto con el proceso de deshidratación se llevan a cabo cambios fisiológicos que le permiten alcanzar mayores porcentajes de germinación. Cabe señalar que en las condiciones de deshidratación en el laboratorio en el tiempo probado (máximo 15 días de deshidratación), los frutos alcanzaron un contenido de humedad del 11% (11.8% en el experimento 2 y 11.1 en el experimento 3), el cual es superior al que los frutos negros alcanzaron al deshidratarse de forma natural en la planta madre donde los frutos alcanzaron un contenido de humedad del 9.15% (Cuadro 10, experimento 4).

La deshidratación es una parte integral en la formación de la diáspora y se considera la fase final normal de maduración en la mayoría de las semillas.

La subsecuente hidratación de las semillas maduras no latentes de *S. deppel*, les llevó a la germinación (33.7% en el primer experimento y 44.55% en el segundo). Sin embargo, del 50 al 70% de la población de semillas permaneció en estado latente (Fig. 23). En las semillas germinadas, la deshidratación en el ambiente controlado, les permitió completar su desarrollo y alcanzar el estado de maduración requerido para poder germinar (frutos negros).



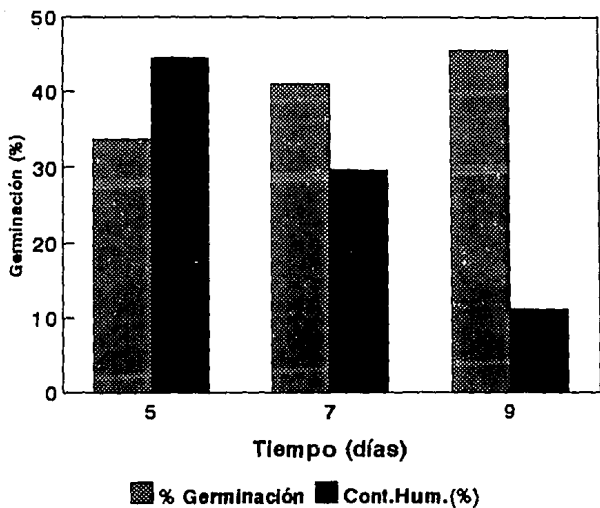


FIG.25 PORCENTAJES DE GERMINACION Y CONTENIDO DE HUMEDAD DE FRUTOS DESHIDRATADOS EN UN AMBIENTE CONTROLADO (UREA 8% H.R.), DURANTE 5, 7 Y 9 DIAS.

El resto de las semillas no germinaron a pesar de la deshidratación y permanecieron latentes. Algunos factores que pudieron promover el estado de latencia fueron: la impermeabilidad de las cubiertas (ya que con la deshidratación pueden ser oxidados compuestos fenólicos a compuestos que contribuyan a la impermeabilidad), embriones morfológica y/o fisiológicamente inmaduros o presencia de sustancias inhibidoras.

En el campo (frutos verdes), la no germinación del resto de las semillas (70%), se pudo deber principalmente a una inmadurez embriológica.

En *S.deppei*, la disminución del contenido de humedad se presenta cuando la semilla ha alcanzado un máximo de acumulación de materiales de reserva, momento en el que se puede hablar de madurez fisiológica, como ocurre en *Glicine max* (Obendorf *et al.*, 1980) y a partir del cual comienza la tolerancia a la desecación y los frutos monospóricos pierden humedad de manera relativamente rápida.

El inicio de la deshidratación puede representar el disparo que estimula el desarrollo de los procesos que promueven la capacidad de germinar, como en *Acer pseudoplatanus* y en *Acer platanoides* (Hong y Ellis, 1990).

La adquisición de la tolerancia a la desecación está generalmente acompañada por el desarrollo de la capacidad de la semilla para germinar; los atributos necesarios quizá son adquiridos en un breve periodo de desarrollo. En los experimentos realizados, los frutos colectados con aproximadamente tres semanas de desarrollo después de anthesis, lograron alcanzar los mayores porcentajes de germinación, después de estar sujetos a un periodo de alrededor de 10 días de deshidratación.

El incremento en los porcentajes de germinación de semillas deshidratadas en ambiente controlado, puede deberse a un metabolismo que aun en estas condiciones de desecación, puede ocurrir de forma substancial. Bewley y Black (1985) señalan que en semillas de *Sinapis arvensis* con un contenido de agua del 6 al 15% H.R., se detectó la incorporación de CO<sub>2</sub> 14 en compuestos orgánicos; a su vez en granos secos de avena, se presentó incorporación de etanol radiactivo en azúcares, aminoácidos y proteínas.

Ya que la deshidratación en *S.deppei* permitió alcanzar los mayores porcentajes de germinación, se propone que se estén llevando a cabo procesos similares a los observados en semillas secas de otras especies, los

cuales se describen a continuación.

Estructuralmente, se han realizado pocos estudios respecto a semillas secas, sin embargo, parece que contienen organelos intactos y no presentan daño en la estructura de las membranas celulares. En semillas de maíz, Chen y Burris (1990), estudian los cambios en la membrana por efecto de la desecación. Proponen que la estabilización de la membrana quizá está dada por azúcares solubles como la rafinosa y la sacarosa cuyo porcentaje se incrementó significativamente con la desecación de las semillas.

Los cambios que ocurren en la semilla durante la deshidratación aún se desconocen, sin embargo, se presume que la desecación causa la pérdida de ARNm para proteínas del desarrollo y permanentemente suprime el genoma de tal forma que ya no se sintetiza más de este ARNm. Al mismo tiempo, se propone que es activado el genoma para la producción de ARNm relacionado con la germinación (se desconoce cómo ocurre esta activación). La producción de enzimas exclusivamente asociadas con eventos de postgerminación, es también inducida por la deshidratación de las semillas en desarrollo.

El destino del ARNm durante la deshidratación, ha tenido considerable interés en los últimos años. Con base en estudios con algodón, se propone que hay dos clases de ARNm presentes en el embrión de la semilla seca: (Dure y Galau, 1981)

1) ARNm residuales: son los ARNm producidos durante el desarrollo de la semilla y que no son destruidos durante las últimas etapas de maduración y deshidratación. No se consideran importantes para la germinación y quizá sean degradados tempranamente durante la imbibición.

2) ARNm conservados ó almacenados: son los ARNm que se traducen en proteínas que son parte integral de la germinación o eventos de postgerminación, como es la movilización de reservas. Son ARNm para proteínas/enzimas esenciales para la integridad metabólica de la semilla en germinación, por lo que son preservados en la semilla seca. Estos ARNm conservados pueden dividirse en dos grupos:

a) ARNm de enzimas esenciales de procesos celulares, no necesariamente únicos para la germinación; y

b) ARNm de proteínas esenciales para el éxito del proceso de germinación que culmina con el alargamiento de la radícula (Bewley y Black, 1985).

En semillas de *Sinapis arvensis*, la síntesis de proteínas ocurre

aparentemente utilizando el RNAm almacenado (Edwards, 1976). La síntesis de proteínas en semillas de algodón, ocurre simultáneamente con la pérdida de los RNAm's almacenados (Dure y Galau, 1981). La presencia de ARN mensajeros almacenados, se ha confirmado en otras especies como trigo, centeno, chícharo y rábano.

No hay suficiente evidencia de la presencia en semillas secas, de ARNm para proteínas únicas para la germinación. Sin embargo, se ha postulado que el ARNm para la carboxipeptidasa C (una enzima involucrada en la movilización de proteínas de reserva en los cotiledones del algodón en germinación), se conserva durante el periodo de semilla seca y se traduce en la enzima, cuando se alcanza la etapa de postgerminación (Dure y Galau, 1981). Para explicar cómo discriminan las células de la semilla embebida entre los ARNm utilizados en la germinación y los que deben ser destruidos, se propone que los ARNm conservados están protegidos al ser almacenados en el núcleo, ya sea en estado activado (poliadenilado) o listos para ser activados. Estos ARNm almacenados serían liberados del núcleo a los sitios de síntesis de proteínas en el citoplasma cuando fueran requeridos. En centeno se ha encontrado que la mayoría de los ARNm están en forma de mRNP (ribonucleoproteínas mensajeros), es decir, ARNm asociados a proteínas, por lo que están rodeados y protegidos por ellas (Bewley y Black, 1985).

Actualmente se acepta que la mayoría de los componentes esenciales del complejo de síntesis de proteínas, están conservados en la semilla seca, incluyendo los ARNm. La síntesis de proteínas inicia después de minutos de hidratación de la semilla y parte del ARNm conservado es utilizado para ello. En pocas horas, hay una síntesis *de novo* de ARNm y conforme el conservado es degradado, la síntesis de proteínas que lleva a completar la germinación, se hace dependiente de esta síntesis *de novo*. Algunos de estos nuevos ARNm quizá codifiquen para las mismas proteínas que los mensajeros conservados, y otros codifiquen para diferentes productos, como proteínas esenciales para el crecimiento de la radícula (Bewley y Black, 1985).

Por otro lado, se propone también que la deshidratación de la semilla quizá conduzca a una reducción en los niveles de Acido abscísico (ABA) y las semillas puedan germinar al ser rehidratadas. La síntesis de proteínas alcanza un máximo cuando disminuyen los niveles de ABA y disminuye cuando el ABA se incrementa (Dure y Galau, 1981). Durante el desarrollo de

la semilla, el suministro de ABA de la planta al embrión, parece suprimir la germinación, prolongando el desarrollo. La reducción del ABA por la desecación en los últimos estados de maduración, podría permitir que ocurra la germinación. El ABA parece ser un factor que impide que el embrión pase directamente de la embriogénesis a la germinación, mientras está unido a la planta; se piensa también que interrumpe la traslocación de ciertos ARNm de proteínas sintetizadas justo después de la germinación en embriones inmaduros (Bewley y Black, 1985).

Ya que la deshidratación permitió alcanzar los mayores porcentajes de germinación, en *S.deppel* quizá se estén llevando a cabo los procesos antes mencionados, observados en semillas secas de otras especies.

D) RESPUESTA GERMINATIVA BAJO DIFERENTES CALIDADES DE LUZ, DE SEMILLAS MADURAS DE *S.deppel*. EN TRES ETAPAS DE DESHIDRATAción DEL FRUTO (VERDE, AMARILLO Y NEGRO).

6.4.1 Contenido de humedad.

Los resultados del porcentaje de humedad de los frutos colectados en San Pedro Atocpan (octubre-noviembre-1992), son los siguientes:

Etapa de deshidratación	Color (*)	Contenido de humedad (%)
Frutos verdes	Verde grisáceo (29D7)	79.45 ± 7.5
Frutos amarillos	Amarillo grisáceo (2C4)	62.06 ± 1.04
Frutos negros	Negro (6F3)	9.15 ± 1.1

\* De acuerdo a Kornerup (1963).

Cuadro 10 . Color y contenido de humedad de los frutos de *S.deppel* colectados en San Pedro Atocpan (oct-nov, 1992).

6.4.2. Respuesta germinativa de frutos escarificados y no escarificados en tres etapas de deshidratación bajo diferentes condiciones de luz.

Las temperaturas promedio, máximas y mínimas de las cámaras de germinación, fueron las siguientes:

Cámara	T° Máxima	T° Mínima
Luz fluorescente	26° C	22° C
Luz incandescente	26° C	21.6° C
Luz verde	25.4° C	22.3° C

Cuadro 11 . Temperaturas promedio, máximas y mínimas de las cámaras de germinación.

Los porcentajes de germinación después de un mes (Cuadro 12, Fig.26), mostraron que en semillas de frutos verdes y negros hay un efecto positivo del factor escarificación, ya que propició la respuesta de germinación en altos porcentajes. Sin embargo, en semillas de frutos amarillos, a pesar de haber realizado todos los experimentos con una precaución especial en el mantenimiento de las condiciones asépticas, se presentó una alta pudrición en los lotes de semillas escarificadas, lo cual se reflejó en porcentajes de germinación semejantes o inferiores a los de semillas no escarificadas. Debido a ello, en el lote de frutos amarillos no pudo determinarse si la escarificación permite alcanzar mayores porcentajes de germinación al eliminarse la barrera de impermeabilidad, como ocurrió en los frutos verdes y negros, donde se pone de manifiesto que la impermeabilidad se establece desde la etapa de fruto verde maduro hidratado.

Cabe resaltar, que las semillas de frutos amarillos, además de sufrir una disminución en su nivel de hidratación (de 79.45% en frutos verdes a 62.06% en amarillos), éstas han alcanzado también una etapa más avanzada de maduración que da como consecuencia un cambio en el metabolismo y en la acumulación de sustancias que puede hacerlas muy sensibles a la alteración de su cubierta.

De manera global, al comparar frutos verdes, amarillos y negros se observa un aumento en la maduración de las semillas, con mayores porcentajes de germinación en las etapas de frutos amarillos y negros (Fig.26). Aunque las semillas de frutos verdes tenían el tamaño promedio de la semilla madura, es necesario que ocurran otros cambios que se presentan junto con la deshidratación, que les permiten alcanzar mayores porcentajes

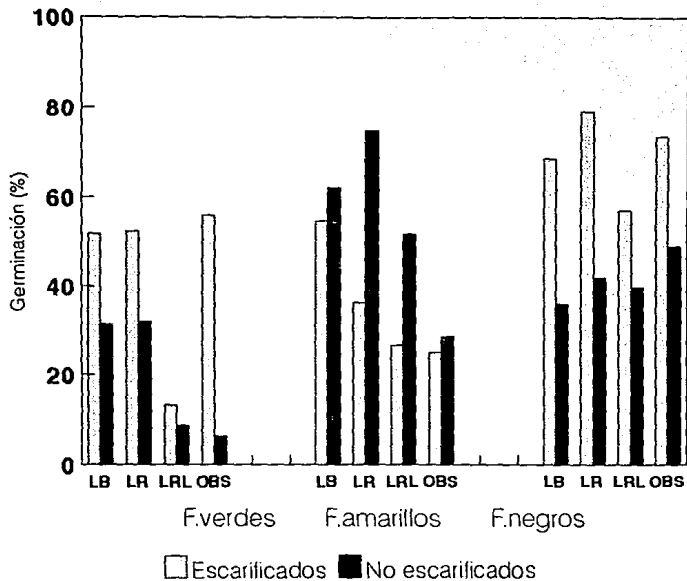


FIG.26 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS ESCARIFICADOS Y NO ESCARIFICADOS EN TRES ETAPAS DE DESHIDRATACION (FRUTOS VERDES, AMARILLOS Y NEGROS), EXPUESTOS A DIFERENTES CALIDADES DE LUZ (LUZ BLANCA, LUZ ROJA, LUZ ROJA LEJANA Y OSCURIDAD).

de germinación. Estas modificaciones incluyen: cambios estructurales en el embrión y tejidos de almacenamiento, reducción en la tasa de metabolismo, activación del genoma para la producción de ARNm relacionado con la posterior germinación, producción de enzimas asociadas a eventos de postgerminación, cambios en la síntesis del fitocromo, así como cambios importantes en la cubierta seminal como son la impermeabilidad (oxidación de compuestos) y la transmitancia de la luz (Bewley y Black, 1985).

Etapa de deshidratación	Calidad de luz	Luz Blanca	Luz Roja	Luz Roja lejana	Obsc.
Frutos Verdes	Escarificados	52.0	52.4	13.2	56.0
	No escarific.	31.6	32.0	8.8	6.4
Frutos Amarillos	Escarificados	54.8	36.4	26.8	25.2
	No escarific.	62.0	74.8	52.0	28.8
Frutos Negros	Escarificados	68.8	79.2	57.2	73.6
	No escarific.	36.0	42.0	39.6	49.2

Cuadro 12. Porcentajes de germinación de frutos escarificados y no escarificados, en tres etapas de deshidratación del fruto (frutos verdes, amarillos y negros), expuestos a cuatro calidades de luz.

Al analizar la respuesta bajo las diferentes calidades de luz, a pesar del problema de pudrición, en el grupo de frutos amarillos escarificados, una visión global permite observar una tendencia a la indiferencia por la calidad de luz, al ser semejante la respuesta bajo Luz roja, Luz roja lejana y oscuridad (Fig.27). El incremento en el porcentaje de germinación bajo luz blanca, podría explicarse por el mayor flujo fotónico (mayor cantidad de luz) que representa esta condición lumínica.

Con el objeto de no introducir en el análisis estadístico de los resultados, la influencia del tratamiento de semillas de frutos amarillos escarificados, se consideró para la evaluación sólo la respuesta de semillas de frutos verdes y negros.

El Análisis de Varianza, que considera las dos etapas de maduración de los frutos escarificados: frutos verdes y negros, mostró un efecto significativo tanto de manera individual como conjunta, de todos los



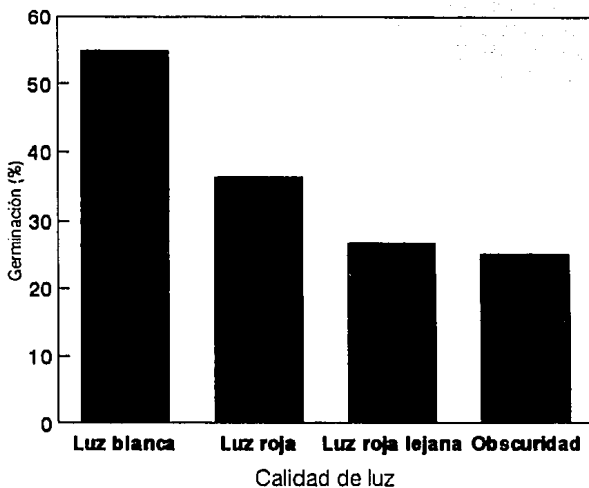


FIG.27 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS AMARILLOS ESCARIFICADOS EXPUESTOS A DIFERENTES CALIDADES DE LUZ (LUZ BLANCA, LUZ ROJA, LUZ ROJA LEJANA Y OSCURIDAD).

factores probados: etapa de deshidratación del fruto, 4 semanas de germinación y las condiciones de luz (Apéndice D, Cuadro 14). La prueba de Rango Múltiple indica una respuesta de germinación mayor en el grupo de semillas de frutos negros (41.37%), en relación al grupo de semillas de frutos verdes (30.85%) (Apéndice D, Cuadro 15).

Centrando la atención en cada etapa de deshidratación, para analizar el efecto de la calidad de la luz, se observa que tanto en los frutos verdes como en los negros, se encontró una influencia significativa de este factor sobre la germinación (Frutos verdes Fc: 93.24, N.S.:0.000) (Apéndice D, Cuadro 16). (Frutos negros Fc: 22.307, N.S.:0.000) (Apéndice D, Cuadro 17). Ambos grupos (frutos verdes y negros), mostraron semejanzas en los porcentajes de germinación bajo luz blanca, luz roja y oscuridad, con una inhibición de la germinación con luz roja lejana, como lo muestran los análisis de Rango múltiple (Apéndice D, Cuadros 18 y 19). (Fig.28).

La semejanza en los porcentajes de germinación en luz blanca y oscuridad, con los obtenidos en luz roja, señalan a los frutos verdes y negros escarificados, como indiferentes a la presencia de luz, pero sensibles a la calidad de la misma, al ser inhibida la germinación por el rojo lejano. Esta respuesta en *S.deppei*, se ha observado en otras especies como *Galotropis procerea*, *Bidens spec.*, *Synedrella nodiflora*, *Mentzelia aspera* L. y *Ruellia tuberosa* L., que responden como indiferentes a la presencia de luz (porcentajes de germinación semejantes en luz blanca y oscuridad), pero son inhibidas con la luz roja lejana. Algunas especies pueden responder también como indiferentes, pero no son inhibidas con el rojo lejano (porcentajes de germinación semejantes en luz blanca, oscuridad y luz roja lejana); es decir, son indiferentes tanto a la presencia como a la calidad de luz, como se ha observado en *Pennisetum setosum* (Sw.)L.Rich, *Echinochloa colona* (L.). Link y *Senecio formosus* H.B.K. (Van Rooden *et al* 1970).

Pasando a los resultados con frutos no escarificados, en el análisis estadístico se consideraron conjuntamente las tres etapas de deshidratación: frutos verdes, amarillos y negros debido a que en los frutos amarillos no se presentó el problema de pudrición.

El Análisis de Varianza, de los frutos no escarificados en las tres etapas de deshidratación, mostró al igual que en los frutos escarificados, un efecto significativo de los factores probados sobre la

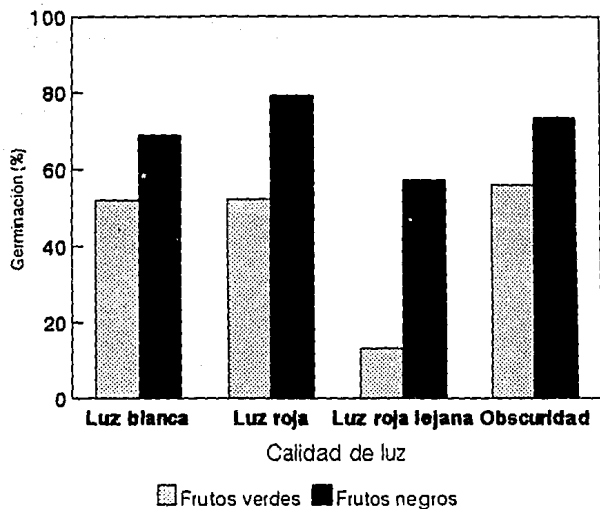


FIG.28 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS ESCARIFICADOS VERDES Y NEGROS, EXPUESTOS A DIFERENTES CALIDADES DE LUZ (LUZ BLANCA, LUZ ROJA, LUZ ROJA LEJANA Y OSCURIDAD).

germinación: etapa de deshidratación del fruto, 4 semanas de germinación y las condiciones de luz, tanto de manera individual como conjunta (Apéndice D, Cuadro.20). La prueba de Rango Múltiple indicó que hay diferencias significativas en la respuesta germinativa de los frutos en las tres etapas de deshidratación (Apéndice D, Cuadro.21), con mayores porcentajes de germinación en frutos amarillos (29.7%), el cual fué superior y diferente al porcentaje de germinación de frutos negros (18.9%) y éste a su vez fué superior y diferente al de frutos verdes (12.4%).

Al analizar cada grupo de frutos no escarificados por separado, se aprecia que en los frutos verdes y amarillos hay un efecto significativo de la luz sobre la germinación (Apéndice D, Cuadros 22 y 23); pero en frutos negros ya no hubo diferencias debidas a este factor (Apéndice D, Cuadro 24).

Las semillas de frutos verdes no escarificados respondieron como fotoblásticas positivas, al resultar significativamente mayores los porcentajes de germinación bajo luz roja y luz blanca, con respecto a la luz roja lejana y oscuridad (Apéndice D, Cuadro 25 ) (Figura 29).

En frutos amarillos, que no se escarificaron, no se presentó el problema de pudrición de las semillas y se incrementaron los porcentajes de germinación. Se mantuvo la respuesta como fotoblásticas positivas al resultar significativamente mayores los porcentajes de germinación bajo luz roja respecto a luz blanca, luz roja lejana y oscuridad (Apéndice D, Cuadro.26). Sin embargo, se observó una tendencia a convertirse en indiferentes a la presencia y calidad de luz, al aumentar los porcentajes de germinación en luz roja lejana y oscuridad, respecto a los frutos escarificados (Figura.30).

Las semillas de frutos negros se comportaron como fotoblásticas indiferentes (tanto a la calidad como a la presencia de luz). El análisis de varianza no mostró un efecto significativo de la luz sobre la germinación (Cuadro.36) y por tanto no hubo diferencias significativas entre las cuatro condiciones de luz (Fig.31). En frutos negros no escarificados, se pierde entonces la sensibilidad a la luz y la semilla se vuelve indiferente. En algunas especies como en *Hordeum morinum* se ha observado que al avanzar la maduración de la semilla se pierde el requerimiento lumínico al disminuir el contenido de clorofilas en los tejidos que rodean a la semilla (Cresswell y Grime, 1981). La relación entre el color de la semilla y la impermeabilidad

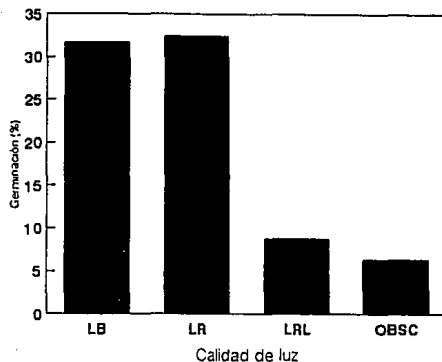


FIG.29 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS VERDES NO ESCARIFICADOS, EXPUESTOS A DIFERENTES CALIDADES DE LUZ (LUZ BLANCA, LUZ ROJA, LUZ ROJA LEJANA Y OSCURIDAD).

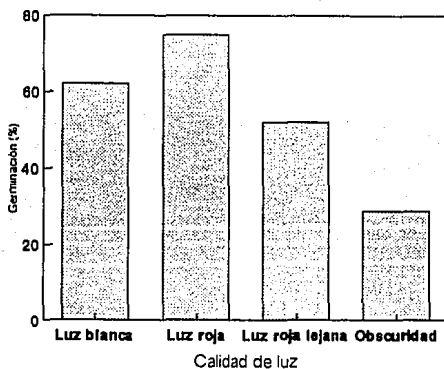


FIG.30 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS AMARILLOS NO ESCARIFICADOS, EXPUESTOS A DIFERENTES CALIDADES DE LUZ (LUZ BLANCA, LUZ ROJA, LUZ ROJA LEJANA Y OSCURIDAD).

de las cubiertas se ha reportado en diversos trabajos (Rolston, 1978). En leguminosas como el chícharo, el oscurecimiento de las cubiertas seminales a tonos café, y su impermeabilidad, depende de la presencia de oxígeno en las últimas etapas de la deshidratación. La impermeabilidad de las cubiertas está asociada con los altos niveles de compuestos fenólicos y su nivel de oxidación presentes en ellas. La oxidación de los compuestos fenólicos está catalizada por la catecol oxidasa que es muy activa en la cubierta seminal durante la deshidratación y es dependiente del oxígeno (Marbach y Mayer, 1975). Es posible que en *S.deppei* pudieran ocurrir procesos similares que le dan el color café o negro a los frutos y contribuir a su impermeabilidad.

La respuesta en frutos escarificados de *S.deppei* con porcentajes de germinación semejantes bajo luz blanca, luz roja y oscuridad, puede deberse a los siguientes factores:

- a) a la acumulación durante el desarrollo de la semilla de suficiente fitocromo en forma Pfr, que les permite alcanzar su umbral de respuesta o fotoequilibrio requerido para germinar y al exponerlas a estas diferentes condiciones lumínicas, responden como indiferentes a la presencia de luz.
- b) a la acumulación del fitocromo total (Pt), donde aún con bajas proporciones de Pfr es posible que alcancen su umbral de respuesta; o bien
- c) al incremento en el nivel de Pfr derivado de las fototransformaciones dadas por el efecto de la luz, ya que en frutos verdes, aunque la impermeabilidad de la semilla se ha perdido por escarificación, gran parte del embrión permanece envuelto por tejidos fotosintéticos con clorofila, que están actuando como filtro. La cubierta con clorofila reduce la longitud de onda roja y la semilla se encuentra en un medio lumínico de baja relación rojo/rojo lejano. Las semillas contendrían así un bajo estado fotoestacionario o fotoequilibrio, con gran proporción del fitocromo en su forma inactiva Pr; por lo tanto el nivel de Pfr presente en la semilla estaría por debajo del nivel requerido para estimular la germinación, siendo necesario el estímulo luminoso dado por luz blanca y roja. La respuesta al estímulo luminoso en el desarrollo de semillas con tejidos clorofilicos, se ha encontrado en otras especies como en *Atriplex hastata*, *Stachys sylvatica*, *Tragopogon pratensis* y *Myosotis arvensis* (Cresswell y Grime, 1981). En *S.deppei* este estímulo se obtendría por la luz roja y blanca, que permitieron la germinación del 60% de las semillas, mientras que en

obscuridad podría formarse Pfr a partir de intermediarios (Bartley, 1984).

Otro aspecto importante es la inhibición de la germinación bajo luz roja lejana, tanto en los frutos verdes como en los frutos negros escarificados. El efecto inhibitorio de la luz roja lejana en el 40% de las semillas de frutos negros y en el 90% de las semillas de frutos verdes, revela una influencia de la condición lumínica en interacción con la cubierta seminal. La forma Pfr acumulada durante el desarrollo, se transformaría a la forma inactiva Pr al ser colocados bajo luz roja lejana, ya que es un medio con una relación R/RL de 0.03 (Cuadro 2), o bien, disminuiría el fitocromo total (Pt). Las semillas tendrían un fotoequilibrio por debajo de su umbral de respuesta (el nivel de Pfr presente sería inferior al nivel requerido para germinar). Esta inhibición dada por la luz roja lejana se observa también en los frutos no escarificados.

En los frutos negros no escarificados se incrementaron los porcentajes de germinación bajo esta calidad de luz roja lejana, es decir, la inhibición disminuyó a tal grado que no se encontraron diferencias entre las cuatro condiciones lumínicas lo que refleja la indiferencia de las semillas. En frutos verdes y negros escarificados y no escarificados, al considerar como 100% al mayor porcentaje de germinación alcanzado (frutos verdes escarificados 56% en oscuridad y no escarificados 32% en luz roja; frutos negros escarificados 79.2% en luz roja y no escarificados 49.2% en oscuridad), se observa que en efecto la luz roja lejana no está siendo tan inhibitoria en frutos negros como en verdes ( en frutos negros inhibió la germinación en un 27.8% mientras que en frutos verdes la inhibió en un 76.4%). Por lo tanto, el incremento en la germinación bajo esta calidad de luz en frutos negros, no se debe al aumento en la maduración dada por el desarrollo de frutos verdes a negros, sino a una disminución en el efecto inhibitorio dado por la luz roja lejana.

La respuesta observada en *S. deppel* se sustentaría en el fitocromo preexistente (Pfr o Pt), que se acumula durante el desarrollo de la semilla. Este nivel acumulado de fitocromo de los frutos verdes escarificados, se retuvo posiblemente durante la deshidratación de la semilla hasta la etapa de fruto negro, donde se observa el mismo comportamiento de indiferencia por la presencia de luz, con inhibición en rojo lejano donde el efecto inhibitorio fué menor en comparación al

encontrado en los frutos verdes, es decir, hay una tendencia a la indiferencia tanto a la presencia como a la calidad de luz a medida que madura la semilla. En *Arabidopsis thaliana* se ha sugerido que la forma del fitocromo inducida por el tratamiento de luz durante el desarrollo de la semilla, persiste y actúa en la semilla seca (Roach, 1987). En esta misma especie, la semilla en desarrollo es sensible a los cambios espectrales de luz, hasta que inicia la deshidratación. En ese momento el fitocromo se estabiliza en la forma fotoinducida, antes de la deshidratación (Hayes y Klein, 1974).

La diferencia entre los frutos escarificados y no escarificados radica en la respuesta obtenida bajo obscuridad en los frutos verdes. En frutos escarificados la germinación en obscuridad fué semejante a la de luz blanca y luz roja, mientras que en los no escarificados fué semejante a la de luz roja lejana (Fig.32). Mientras que en los frutos escarificados el fitocromo preexistente (Pfr o Pt), les permitiría alcanzar su umbral de respuesta y ser indiferentes a la presencia de luz, en los no escarificados el fitocromo no sería el suficiente para alcanzar este nivel requerido para germinar. En los frutos escarificados con el fitocromo preexistente y la suficiente hidratación de los tejidos dada por la escarificación, se presentó la germinación respondiendo como indiferentes a la presencia de luz; mientras que en los no escarificados, ya que no se ha alterado la cubierta, el fitocromo preexistente no alcanzó el umbral requerido para desencadenar la germinación pero pudo influir en las siguientes funciones: regulación diferencial de la expresión génica y regulación de la permeabilidad de membranas y de enzimas unidas a la membrana (Marmé, 1977; Haupt, 1990).

Así, de acuerdo a los resultados de *S.deppei* ante las diferentes calidades de luz, se logra apreciar que la respuesta fotoblástica de la semilla sufre un cambio conforme avanza el proceso de maduración y deshidratación, convirtiéndose de fotoblásticas positivas a indiferentes si su cubierta seminal no sufre deterioro. En cambio, si la cubierta es alterada, se pierde su sensibilidad a la presencia de luz desde la etapa de fruto verde.

En las tres condiciones de luz de los frutos escarificados: luz



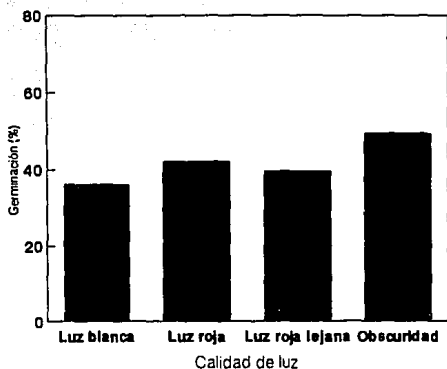


FIG.31 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS NEGROS NO ESCARIFICADOS, EXPUESTOS A DIFERENTES CALIDADES DE LUZ (LUZ BLANCA, LUZ ROJA, LUZ ROJA LEJANA Y OSCURIDAD).

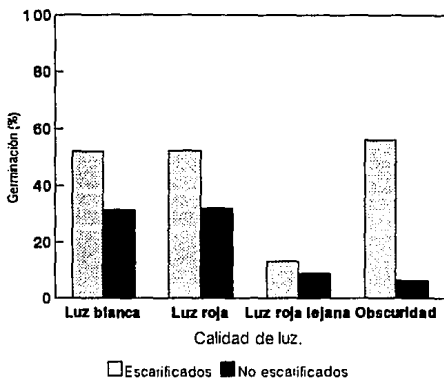


FIG.32 PORCENTAJES DE GERMINACION DE FRUTOS VERDES ESCARIFICADOS Y NO ESCARIFICADOS, EXPUESTOS A DIFERENTES CALIDADES DE LUZ (LUZ BLANCA, LUZ ROJA, LUZ ROJA LEJANA Y OSCURIDAD).

blanca, luz roja y oscuridad, el 50% de las semillas de frutos verdes y 20% de las semillas de frutos negros no germinaron. Ya que estas semillas presentaron altos porcentajes de viabilidad, la germinación estaría bloqueada por otros factores no relacionados con el fitocromo y la impermeabilidad, como pueden ser embriones inmaduros (morfológica y/o fisiológicamente) o presencia de sustancias inhibitoras.

En frutos no escarificados, debido a la barrera de impermeabilidad impuesta por su cubierta, el porcentaje de semillas latentes fué mayor que en semillas escarificadas (68% en frutos verdes y 50% en frutos negros) Así, desde esta etapa de desarrollo (Frutos verdes maduros hidratados), se establece la impermeabilidad, cuyo nivel se va incrementando a medida que se alcanza la etapa de semilla madura hidratada. Conforme se llega a esta etapa (fruto negro deshidratado), se pierde una gran cantidad de humedad (de 79.5% a 9.15%) (Cuadro 10), y se incrementa la impermeabilidad. Esto se ha observado en otras especies como en *Strophostyles helvola*, en cuyas semillas se encontró que con contenidos de humedad del 21%, se incrementa la impermeabilidad. En muchas especies de leguminosas, contenidos de humedad del 5-6% causan una condición de impermeabilidad "absoluta" o "irreversible" ya que las semillas no se hidratan al exponerlas a medios húmedos (Quinlivan, 1971).

En el caso de *S.deppel* aunque se encontró que una proporción de los frutos verdes con altos contenidos de humedad fueron impermeables, este grado de impermeabilidad se incrementó hasta la etapa de fruto negro. El alto contenido de humedad de los frutos verdes (79.5%) podría provocar que la impermeabilidad no sea tan marcada, mientras que en frutos negros con 9% de humedad, la impermeabilidad se incrementa. De acuerdo a lo anterior, la disminución en el contenido de humedad de la semilla aumenta la impermeabilidad. Sin embargo, con los experimentos 2 y 3 (deshidratación en un ambiente controlado y en campo), la rápida deshidratación en el laboratorio, permitió alcanzar mayores porcentajes de germinación. La relación entre el ambiente hídrico que determina el contenido de humedad de la semilla y la influencia de éste en la impermeabilidad, se ha reportado en diversos trabajos (Quinlivan, 1971; Rolston, 1978). En *S.deppel*, es posible que en los frutos desecados en el laboratorio, el proceso de impermeabilización no tuvo tiempo de concluirse por la desecación rápida.

Los resultados de germinación obtenidos con las semillas de frutos negros, se compararon con los obtenidos por Zambrano (1992) respecto a la germinación de semillas maduras de *S.deppel* (café y negro), desarrolladas bajo luz natural (sin filtro) y bajo luz roja lejano (con filtro), expuestas a diferentes calidades de luz en condiciones de laboratorio: al exponer las semillas recién cosechadas a tres condiciones de luz (luz roja, luz roja lejana y oscuridad), las semillas no escarificadas no rebasaron el 10% de germinación en ninguna de las condiciones lumínicas, y las escarificadas alcanzaron porcentajes de germinación de 46 a 80% en las diferentes condiciones. Aunque los porcentajes de germinación fueron bajos en las semillas no escarificadas, se observó un efecto negativo de la luz roja sobre la germinación y una promoción del proceso por la luz roja lejana y la oscuridad. Respecto a las semillas escarificadas, Zambrano considera que de acuerdo a la respuesta a la luz, hay tres categorías en la población de semillas recién cosechadas:

- a) el 50% fueron semillas fotoblásticas indiferentes.
- b) el 30% fueron semillas fotoblásticas negativas al favorecerse su germinación en la oscuridad (tanto las desarrolladas con filtro como sin filtro) y bajo luz roja lejana (sólo aquellas desarrolladas con filtro).
- c) el 20% fueron semillas con latencia endógena no relacionada con la luz.

Después de 6 meses de cosecha, la mayor parte de la población de semillas escarificadas y no escarificadas expuestas a luz blanca, luz roja, luz roja lejana y oscuridad, se comportaron como fotoblásticas indiferentes y una pequeña proporción de semillas desarrolladas con filtro, mostró un requerimiento de luz para germinar (fotoblásticas positivas).

Al comparar estos resultados con los de la presente investigación (sólo con lo referente a los frutos negros), se observa que en ambos trabajos, la escarificación tuvo un efecto significativo en la germinación, lo cual confirma que en *S.deppel* la cubierta seminal impermeable es uno de los principales mecanismos que impone latencia afectando la germinación, como se ha reportado en otros trabajos (Cruz, 1989; Osuna, 1990; Wong, 1991; Brechú Franco et al, 1992). Sin embargo, los porcentajes de germinación en los frutos no escarificados no fueron similares. En el presente estudio los frutos no escarificados presentaron porcentajes de germinación alrededor del 50% comparado con el 10% de los resultados de Zambrano. En cuanto a la respuesta a la luz de las semillas no

escarificadas, en el presente trabajo la mitad de la población de semillas (50%) resultó indiferente a la luz y el resto de la población permaneció latente; Zambrano encuentra una tendencia al fotoblastismo negativo con promoción de la germinación bajo luz roja lejana y oscuridad y un efecto inhibitorio de la luz roja; alrededor del 90% de la población permaneció latente.

Respecto a las semillas escarificadas, en ambas investigaciones alrededor del 20% de la población de semillas presentaron latencia endógena no relacionada con la luz ni con la impermeabilidad de las cubiertas. En el presente estudio, el resto de la población mostró una tendencia a la indiferencia por la luz, mientras que en los resultados de Zambrano el 50% fué indiferente y en un 30% de la población se presentó fotoblastismo negativo. Esta respuesta de fotoblastismo negativo no se observó en el presente estudio.

Al comparar ambos trabajos, es notorio el efecto que ejerce el ambiente en que se desarrollan y maduran las semillas, sobre su posterior germinación. Los resultados de Zambrano se obtuvieron a partir de semillas cosechadas a finales de noviembre de 1991, en cultivos de *S.deppei* desarrollados en el Vivero Alto del Jardín Botánico de la UNAM. En el presente trabajo, las semillas se colectaron en los meses de octubre y noviembre de 1992, en un cultivo de *S.deppei* desarrollado sobre plantas de maíz en San Pedro Atocpan, D.F. Las diferentes condiciones de suelo, temperatura, humedad, precipitación y tiempo en que se desarrollaron los cultivos (1991 y 1992), afectaron diferencialmente el desarrollo de las semillas en la planta madre y por tanto también su respuesta germinativa después de la cosecha.

De acuerdo a los registros meteorológicos (Fig.33), las temperaturas máximas y mínimas fueron en general más bajas en la zona del cultivo de San Pedro Atocpan en 1992, a las temperaturas alcanzadas en el Jardín Botánico de la UNAM en 1991. La precipitación fué mayor en la zona de San Pedro Atocpan, a la registrada en la UNAM (150mm de diferencia). Como se determinó en un trabajo anterior, en un cultivo de *S.deppei* desarrollado en la temporada de primavera-verano (Brechú, et al. 1991), las condiciones de temperatura y precipitación afectan la emergencia, germinación, floración y fructificación del "chayotillo". Las condiciones que rodearon a las poblaciones de semillas de *S.deppei* de los dos sitios y de diferentes años,

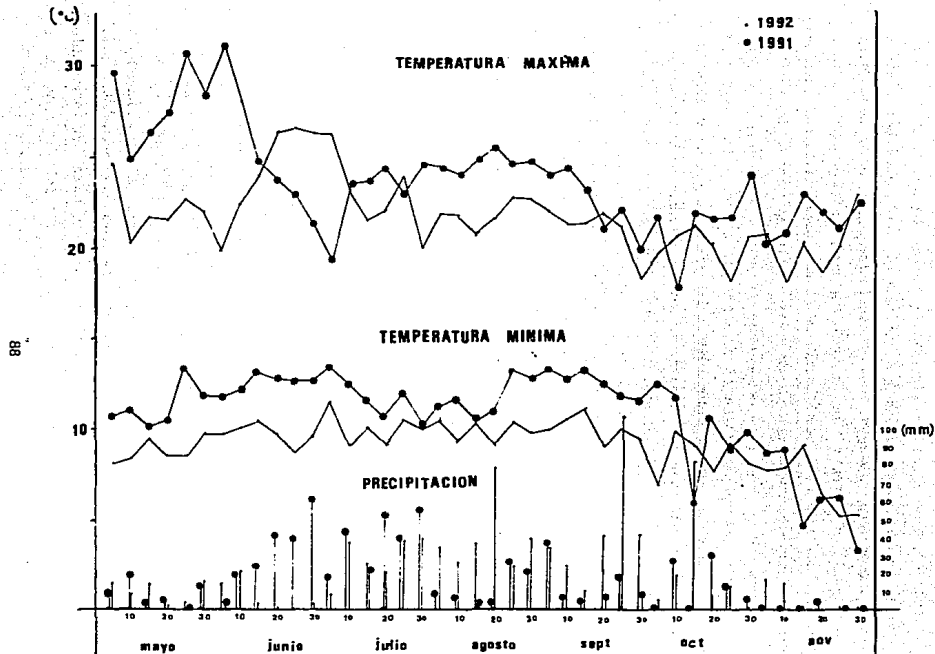


Fig.33. Precipitación, Temperaturas máximas y mínimas registradas en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía, UNAM, México, D.F.(1991) y en el Municipio Magdalena Contreras, D.F. Desviación Alta (1992). (Milpalta).

durante su desarrollo (variables ambientales) antes de su dispersión (efecto materno), afectaron su respuesta germinativa y su grado de latencia. Esto se ha observado en otros trabajos (Roach y Wulff, 1987), donde se señala que semillas de diferentes poblaciones o de diferente origen geográfico, varían en sus requerimientos para germinar y en su grado de latencia. En la semilla, una gran proporción de su variación está dada por un efecto materno y este control materno parece tener un importante componente ambiental. Por ejemplo, la disponibilidad de agua para la planta madre en soya, puede afectar el peso final de la semilla; la nutrición mineral afecta el peso y contenido hormonal de la semilla; diferentes temperaturas afectan el tamaño y acumulación de sustancias en la semilla; la duración del día afecta el peso de la semilla como en *Chenopodium nobrum*. Sin embargo, se requieren más investigaciones para identificar con precisión las causas ambientales y sus consecuencias en el efecto materno bajo condiciones naturales.

Como lo señala Gutterman (1985), durante el desarrollo de la planta madre y maduración de la semilla, los factores ambientales pueden afectar y cambiar la viabilidad, latencia y germinación de las semillas. Dentro de estos factores menciona: la duración del día, intensidad y calidad de luz, edad de la planta madre, posición de la semilla en la planta y ambiente en que se desecan. La influencia de estos factores puede ser de gran valor como una estrategia de sobrevivencia de plantas anuales al producirse en la misma planta, semillas con diferente capacidad de germinación.

El papel que desempeña el fitocromo en la respuesta a la luz de las semillas de *S.deppei*, es de gran importancia ecológica. Debido a su amplio crecimiento vegetativo, las semillas se desarrollan bajo diferentes condiciones de luz. En una misma rama, la parte superior puede estar expuesta a la luz directa del sol, mientras que la parte inferior puede encontrarse en condiciones de sombra, debido a la cubierta vegetal dada por el dosel vegetal. Así, al dispersarse las semillas después de su maduración y deshidratación sobre la planta madre, presentan una variedad de requerimientos lumínicos para la germinación. Esto les permitiría explotar diferentes habitats y lograr así una mayor área de distribución. El efecto de la posición del fruto o de las semillas en el fruto en la planta madre, influye grandemente en las semillas dispersadas que difieren en sus requerimientos para germinar, como ocurre en *Hesembryanthemum nodiflorum*

(Gutterman, 1980), o en semillas de apio (Thomas et al, 1978). Esta heteroblasticidad o producción de una población de semillas con una variación en su capacidad de germinación, asegura que sólo parte de la población de semillas germine, mientras el resto permanece latente en el banco de semillas del suelo, el cual es la fuente de futuras emergencias en los terrenos de cultivo. La heteroblasticidad es uno de los mecanismos más importantes para el crecimiento de las malezas (Gutterman, 1985).

El ambiente al que estuvo expuesto el cultivo de 1992, favoreció la formación de una población de semillas donde cerca del 50% fueron quiescentes, sin impedimento de cubierta impermeable ni requerimiento especial de luz para germinar. Este porcentaje de semillas quiescentes, concuerda con los siguientes resultados:

- a) Con el porcentaje de semillas recién formadas y escarificadas, capaces de germinar, obtenido por Zambrano (1992).
- b) Con el porcentaje de semillas no escarificadas con 6 meses de almacenamiento, capaces de germinar (Zambrano, 1992).
- c) Con el porcentaje de semillas no escarificadas, enterradas a 15 y 25cm de profundidad, registradas de junio a septiembre, por Cruz (1989).
- d) Con el porcentaje de semillas que alcanzaron la capacidad de germinar en campo, de diciembre a junio de 1991, reportado por Wong (1991).

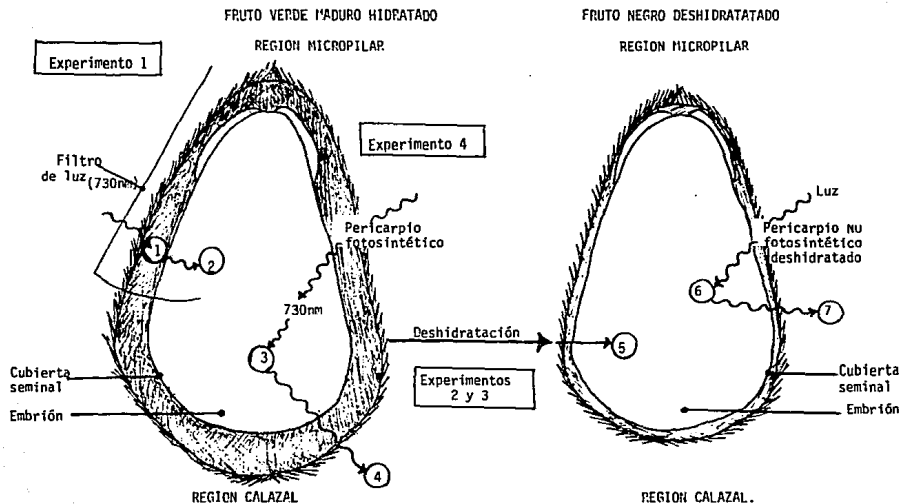
Esto implica que *S.deppei* prepara una población de semillas en la que al menos el 50% podrá realizar el proceso de germinación en la temporada favorable y que para esta proporción de semillas no es indispensable un cierto tipo de luz, lo cual les permite germinar a diferentes profundidades. Esto concuerda con los mayores porcentajes de germinación de *S.deppei* en profundidades de 15 y 25cm (Cruz, 1989). De acuerdo a Wolley y Stoller(1978), la luz puede penetrar en suelo húmedos para inducir la germinación de semillas sensibles a la luz sólo hasta 2mm de profundidad. Sin embargo, la luz que penetra a través del suelo se ve afectada por las propiedades físicas del mismo (Bliss y Smith, 1985).

La germinación de *S.deppei* en el campo, está sujeta entonces por un lado, a las diferentes características de las semillas dispersadas, resultado del efecto materno y por otro lado, al efecto de varios factores ambientales (luz, temperatura y humedad), a las que quedan expuestas en el suelo después de su dispersión, donde cierta proporción del banco de semillas podría germinar al darse las condiciones propicias para

desencadenar la germinación.

Finalmente, se presenta a continuación un modelo con base en los resultados obtenidos en la presente investigación, considerando la respuesta global de *S.deppel* a los diferentes factores probados.





1. Disminución en el contenido de clorofilas.
2. Disminución en la síntesis de almidón, reflejado en un menor peso y longitud de los frutos.
3. Provoca un bajo fotoequilibrio ( Pr, Pfr)
4. Germinación:  
Frutos escarificados: Indiferentes  
Frutos no escarificados: Fotoblásticos positivos

5. Incremento en el porcentaje de germinación.
6. Se pierde la respuesta diferencial al estímulo luminoso.
7. Germinación :  
Frutos escarificados: Indiferentes  
Frutos no escarificados: Indiferentes.

## 7.0. CONCLUSIONES

- La luz con una baja relación rojo/rojo lejano, que incidió sobre los frutos en desarrollo, provocó una disminución en el contenido de clorofilas, tamaño y peso de los frutos, respecto a los desarrollados bajo luz natural.
- Los frutos desarrollados sin filtro, presentaron mayor cantidad de gránulos de almidón en los tejidos del fruto y la semilla, en comparación con los frutos desarrollados con filtro.
- Durante el proceso de deshidratación, hay un incremento en la maduración de los frutos que les permite alcanzar mayores porcentajes de germinación, cuando la cubierta no es dañada.
- En el campo, donde la pérdida de humedad fué gradual y leve, no fueron significativas las diferencias de germinación en los días muestreados pero se observó una tendencia a aumentar la germinación conforme transcurrió el tiempo.
- La condición de desecación controlada, donde se presentó una pérdida de humedad más rápida por parte de las semillas, favoreció que un mayor número de éstas, no desarrollaran impermeabilidad de sus cubiertas y permitió alcanzar los mayores porcentajes de germinación.
- Desde la etapa de fruto verde maduro hidratado, alrededor del 30% de la población es capaz de germinar (semillas quiescentes).
- La capacidad de germinación de los frutos de *S. deppel* en diferentes etapas de deshidratación, les confiere mayor capacidad para invadir terrenos de cultivo.
- La calidad de luz que proporciona el fruto durante la maduración y deshidratación de la semilla, afectan los requerimientos lumínicos para su posterior germinación.

\* Los tejidos fotosintéticos del fruto que rodean a las semillas, promueven un bajo fotoequilibrio que provoca un requerimiento lumínico para la germinación en frutos verdes y amarillos, el cual se va perdiendo hasta la etapa de fruto deshidratado negro; cuando la cubierta permanece sin daño. Si la cubierta es alterada, la semilla responde como indiferente a la luz, desde la etapa de fruto verde.

\* Desde la etapa de frutos verdes maduros hidratados se establece la impermeabilidad, cuyo nivel se incrementó en la etapa de frutos negros.

\* La etapa de frutos amarillos es muy susceptible a la pudrición si su cubierta sufre alguna alteración.

\* La dispersión de las semillas con diferentes requerimientos lumínicos para germinar, les podría permitir explotar diferentes hábitats y lograr así una mayor área de distribución.

## 8.0 BIBLIOGRAFIA

- Agundis, M.O. 1984. Logros y aportaciones de la investigación agrícola en el combate de la maleza. INIA, SARH., Publicación Num.115. México.
- Anaya, R.S. y Zepeda, A.S. 1981. Entomofauna asociada al chayotillo *Sicyos deppel* G. Don (Cucurbitaceae) en Texcoco, México. Resumen del XXIV Congreso Nacional de Entomología, Oaxtepec, Morelos.
- Alcázar, M.A. 1990. Desarrollo e histoquímica de la semilla *Sicyos deppel* G. Don (Cucurbitaceae) maleza de cultivos de maíz. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D.F.
- Attridge, T.H. 1990. Light and plant responses. Ed. Edward Arnold. Great Britain. pp. 23-37.
- Barceló, C., Nicolás, R.G., Sabater, G.B. y Sánchez, T.M. 1990. Fisiología Vegetal. Ed. Pirámide. Madrid. pp. 606-633.
- Bartley, R.M. y Frankland, B. 1984. Phytochrome intermediates and action spectra for light perception by dry seeds. *Plant Physiol.* 74, 601-604.
- Baskin, M.J. y Baskin, C.C. 1980. Ecophysiology of secondary dormancy in seeds of *Ambrosia artemisiifolia*. *Ecology*, Vol. 61 (3): 475-480.
- Baskin, M.J. y Baskin, C.C. 1985. The annual dormancy cycle in buried weed seeds: A continuum. *BioScience*, Vol. 35, No. 8, pp. 492-498.
- Bewley, J.D. y Black, M. 1985. *Seeds physiology of development and germination*. Plenum Press, New York. 367p.
- Bliss, D. y Smith, H. 1985. Penetration of light into soil and its role in the control of seed germination. *Plant, Cell and Environment*. 8: 475-483.
- Boardman, N.K. 1977. Comparative photosynthesis of sun and shade plants. *Ann. Rev. Plant. Physiol.* 28: 355-77.
- Botha, C.F. y Small, C.J.G. 1988. The germination response of the negatively photoblastic seeds of *Citrullus lanatus* to light of different spectral compositions. *J. Plant Physiol*, Vol. 132, pp. 750-753.
- Brechú, F.A., Osuna, F.R., y Zambrano, P.L. 1991. Efecto de las condiciones ambientales en primavera-verano sobre la fructificación y germinación del "chayotillo". *Memorias del XII Congreso Nacional de la Ciencia de la Maleza*. Acapulco, Gro.
- Brechú, F.A., Cruz, G.F., Márquez, G.J. y Laguna, H.G. 1992. Germination of *Sicyos deppel* (Cucurbitaceae) seeds as affected by scarification and

- light. Weed Science, Vol.40:54-56.
- Bradbeer, W.J. 1988. Seed dormancy and germination. Ed. Chapman and Hall, New York. 146p.
  - Chen, Y. y Burris, S.J. 1990. Role of carbohydrates in desiccation tolerance and membrane behavior in maturing maize seed. Crop Sci, 30: 971-975.
  - Come, D. 1970. Les obstacles a la germination. Masson et cie editeurs, Paris. 162 p.
  - Cone, W.J. y Kendrick, E.R. 1986. Photocontrol of seed germination. En Kendrick, E.R. y Kronenberg, G.H.M. 1986. Photomorphogenesis in plants. Martinus Nijhoff Publishers. The Netherlands. pp.443-462.
  - Cresswell, E.G. y Grime, J.P. 1981. Induction of a light requirement during seed development and its ecological consequences. Nature Vol. 291. pp. 583-585.
  - Cronquist, A. 1988. The Evolution and Classification of Flowering Plants. Allen Press, New York. 555 p.
  - Cruz, G.F. 1989. Germinación y establecimiento de plántulas de "atatana" (*Sicyos deppei*, Cucurbitaceae), maleza del maíz. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM. México, 53p.
  - Cui, M., Vogelmann, T.C. y Smith, W.K. 1991. Chlorophyll and light gradients in sun and shade leaves of *Spinacia oleracea*. Plant, Cell and Environment 14: 493-500.
  - Deng, X.W., Tonkyn, C.J., Peter, G.F., Thornber, P.J. y Grissem, W. 1989. Post-transcriptional control of plastid mRNA accumulation during adaptation of chloroplast to different light quality environments. The Plant Cell, Vol.1. pp.645-654.
  - Dure, L. y Galav, A.G. 1981. Developmental biochemistry of cotton seed embryogenesis and germination. Plant Physiol. 68: 187-194.
  - Edwards, M. 1976. Metabolism as a function of water potential in air-dry seeds of Charlock (*Sinapis arvensis* L.). Plant Physiol. 58: 237-239.
  - Fernández, G. y Johnston, M. 1987. Pretratamiento de hidratación-deshidratación y germinación de semillas de rabanito.  $\phi$ YTON 47(1/2): 25-32.
  - González, I.R. 1985. Evaluación de herbicidas para el control del "chayotillo" (*Sicyos deppei*) y su efecto en componentes de rendimiento en *Triticale* de temporal. Memorias del VI Congreso Nacional de la maleza.

- Taxco, Guerrero. pp.179-193.
- Gutterman, Y. y Porath, D. 1975. Influences of photoperiodism and light treatments during fruits storage on the phytochrome and on the germination of *Cucumis phophetarum* L. and *Cucumis sativus*. L. seeds. *Oecologia* (Berl.) 18: 37-43.
  - Gutterman, Y. 1977. Influence of environmental conditions and hormonal treatments of the mother plants during seed maturation, on the germination of their seeds. En: *Advances in plant reproductive physiology*, C.P. Malik (eds). Kalyani publishers, New Delhi, India. pp.288-294.
  - Gutterman, Y. 1980. Influences on seed germinability: phenotypic maternal effects during seed maturation. *Israel Journal of Botany*, Vol.29, pp: 105-117.
  - Gutterman, Y. 1982. Phenotypic maternal effect of photoperiod on seed germination. En Khan, A. (Ed). *The physiology and biochemistry of seed development dormancy and germination*. Elsevier Biomedical Press. Dordrecht, The Netherlands.
  - Gutterman, Y. 1985. Flowering, seed development and the influences during seed maturation on seed germination of annual weeds. pp.1-25. En: Duke, S.O. *Weed Physiology*. Vol. I. Reproduction and Ecophysiology. CRC. Press. Inc. Florida.
  - Haupt, W. 1990. Signal transduction in photomorphogenesis. *Photochemistry and Photobiology*. Vol.52, No.1, pp.261-263.
  - Hayes, G.R. y Klein, H.W. 1974. Spectral quality influence of light during development of *Arabidopsis thaliana* plants in regulating seed germination. *Plant and Cell Physiol.* 15: 643-653.
  - Hecht, U. y Mohr, H. 1990. Relationship between phytochrome photoconversion and response. *Photochemistry and Photobiology*. Vol.51, No. 3, pp.369-373.
  - Hilton, R.J. 1983. An association of phytochrome with the chloroplast envelope membranes of *Spinacia oleracea* L.: a preliminary observation. *New Phytol.* 95: 175-178.
  - Hill, T.A. 1977. *The biology of weeds*. Edward Arnold Publishers. Great Britain. pp.63.
  - Holmes, M.G. y Smith, H. 1977. The function of phytochrome in the natural environment--II. The influence of vegetation canopies on the spectral

- energy distribution of natural daylight. Photochemistry and Photobiology, Vol. 25, pp. 539-545.
- Hong, T.D. y Ellis, R.H. 1990. A comparison of maturation drying, germination, and desiccation tolerance between developing seeds of *Acer pseudoplatanus* L. and *Acer platanoides* L. New Phytol. 116: 589-596.
  - Jann, R.C. y Amen, R.D. 1977. What is germination?. pp. 7-26. En: Khan, A.A. The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination. North-Holland publishing company. New York.
  - Johansen, D.A. 1940. Plant Microtechnique. McGraw-Hill, Book Company. Inc. New York. 523p.
  - Karssen, C.H. 1982. Seasonal patterns of dormancy in weed seeds. pp. 243-270. En Khan, A.A. The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination. Elsevier Biomedical Press. New York.
  - Kendrick, R.E. y Spruit, C.J.P. 1977. Phototransformations of phytochrome. Photochemistry and Photobiology, Vol. 26, pp. 201-214.
  - Kohashi-Shibata, J., Zepeda, A.S. y Gómez, A.J.R. 1990. Creclimiento, floración y fructificación de la maleza *Sicyos deppel* G. Don "Chayotillo" (Familia Cucurbitaceae). Agrociencia Serie Fitociencia 1: 11-26.
  - Kornerup, A. y Wanscher, J.H. 1963. Methuen "Handbook of colour". 3ed. Fletcher and Son Ltd, Nor Which.
  - Marbach, I. y Mayer, M.A. 1975. Changes in catechol oxidase and permeability to water in seeds coats of *Pisum elatius* during seed development and maturation. Plant Physiol. 56: 93-96.
  - Marmé, D. 1977. Phytochrome: Membranes as possible sites of primary action. Ann. Rev. Plant. Physiol. 28: 173-198.
  - Mayer, A.M. y Shain, Y. 1974. Control of seed germination. Ann. Rev. Plant. Physiol. 25: 167-193.
  - Mckersie, D.B. y Stinson, H.R. 1980. Effect of dehydration on leakage and membrane structure in *Lotus corniculatus* L. seeds. Plant Physiol. 66: 316-320.
  - Méndez, I. 1976. Comparación de medias de población. Comunicaciones técnicas. Vol. 3. No. 17. Serie azul: Monografías. IIMAS, UNAM.
  - Méndez, I. 1990. El Protocolo de Investigación: lineamientos para su elaboración y análisis. 2a. Ed. Trillas, México. 210 p.
  - Moreno, E. 1984. Análisis Físicoquímico y Biológico de semillas Agrícolas.

Instituto de Biología, UNAM. México. 383p.

- National Academy of Sciences. 1978. Plantas nocivas y Cómo combatir las. Vol.2. Limusa. México. pp. 19-54.
- Nii, N. y Kuroiwa, T. 1988. Anatomical changes including chloroplast structure in peach leaves under different light conditions. Journal of Horticultural Science. 63 (1): 37-45.
- Obendorf, R.L., Ashworth, E.N. y Rytko, G.T. 1980. Influence of seed maturation on germinability in soybean. Crop Science. Vol.20: 483-486.
- Orozco, S.A. 1989. Fisiología y Ecología del fitocromo: su función en las semillas. Bol. Soc. Bot. México. 49: 71-84.
- Orozco, S.A. y Vázquez, Y.C. 1992. Los sentidos de las plantas: la sensibilidad de las semillas a la luz. Ciencia. 43: 399-411.
- Osuna, F.R. 1990. Capacidad de Infestación de semillas de *Sicyos deppei* G. Don (Cucurbitaceae) e *Ipomoea purpurea* L. Roth (Convolvulaceae), sometidas a un ambiente húmedo. Tesis de Licenciatura, Fac. de Ciencias, UNAM. México. 92p.
- Pons, T.L. 1991. Induction of dark dormancy in seeds: its importance for the seed bank in the soil. Functional Ecology. 5 (5): 669-675.
- Quinlivan, B.J. 1971. Seed coat impermeability in legumes. J. Austral. Inst. Agric. Sci. 37: 283-295.
- Roach, D.A. y Wulff, R.D. 1987. Maternal effects in plants. Ann. Rev. Ecol. Sys. 18: 209-235.
- Rodríguez, J.C. 1985. Cucurbitaceae. En: Rzedowski, J. y G.C. Rzedowski (eds). Flora fanerogámica del Valle de México. Vol. II. Dicotyledonae. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas-IPN. e Instituto de Ecología, México. pp. 415-422.
- Rolston, M.P. 1978. Water impermeable seed dormancy. The Botanical Review. Vol. 44. No. 3. pp. 365-396.
- Rooden, V.J., Akkermans, L.M. y Van Der Veen, R. 1970. A study on photoblastism in seeds of some tropical weeds. Acta Bot. Neerl. 19: 257-64.
- Shropshire, W. 1973. Photoinduced parental control of seed germination and the spectral quality of solar radiation. Solar Energy. Vol. 15. pp. 99-105.
- Simon, E.W. 1984. Early events in germination. pp. 77-110. En: Murray, D.R. Seed physiology. Vol I. Academic Press. Australia.
- Singh, B.R. y Song, P.S. 1990. Phytochrome and protein phosphorylation.



Photochemistry and Photobiology. Vol.52, No.1.pp.249-254.

- Smith, H. y Holmes, M.G. 1977. The function of phytochrome in the natural environment III. Measurement and calculation of phytochrome photoequilibria. Photochemistry and photobiology. Vol.25.pp.547-550.
- Smith, H., Casal, J.J. y Jackson, G.M. 1990. Reflection signals and the perception by phytochrome of the proximity of neighbouring vegetation. Plant, Cell and Environment. 13: 73-78.
- Smith, H. y Whitelam, G.C. 1990. Phytochrome, a family of photoreceptors with multiple physiological roles. Plant, Cell and Environment. 13: 695-707.
- Strain, H.H., Cope, B.T. y Svec, W.A. 1977. Analytical procedures for the isolation, identification, estimation and investigation of the chlorophylls. In: Colowick, S.P. y Kaplan, N.O. (eds). Methods in enzymology: Photosynthesis. Vol. 23: 452-477.
- Thomas, T.H., Gray, D. y Biddington, N.L. 1978. The influence of the position of the seed on the mother plant on seed and seedling performance. Acta Horticulturae 83.pp.57-66.
- Urzúa, S.F. 1993. Control químico del chayotillo (*Sicyos deppel*) y Avena loca (*Avena fatua*) en trigo de verano en Cuautlalpan, Edo.de México. Memorias XIV Congreso Nacional de la Ciencia de la Maleza. Puerto Vallarta, Jalisco.
- Vázquez, Y.C. y Orozco, S.A. 1982. Longevidad, latencia y germinación de las semillas de *Verbesina greenmanii*. Efecto de la calidad de la luz. Turrialba: Vol.32, Num.4. pp.457-462.
- Whitelam, G.C. y Smith, H. 1991. Retention of phytochrome-mediated shade avoidance responses in phytochrome-deficient mutants of *Arabidopsis*, Cucumber and Tomato. J.Plant.Physiol. Vol.139, pp. 119-125.
- Winston, P.W. y Bates, D.H. 1960. Saturated solutions for the control of humidity in biological research. Ecology, Vol.41 (1): 232-237.
- Wong, R. 1991. Influencia de la temperatura en la ruptura de la latencia de semillas de las arvenses *Ipomoea purpurea* (Convolvulaceae) y *Sicyos deppel* (Cucurbitaceae). Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM. México. 68p.
- Wooley, T.J. y Stoller, W.E. 1978. Light penetration and light induced seed germination in soil. Plant Physiol, 61: 597-600.
- Zambrano, P.L. 1992. Estructura y Respuesta Fisiológica de las semillas

maduras de *Sicyos deppel* G. Don (Cucurbitaceae), influenciadas por la calidad de la luz durante su desarrollo. Tesis de Maestría. Fac. de Ciencias, UNAM. 142p.

- Zepeda, A.S. 1988. Estudio preliminar de la Biología de la Arvense *Sicyos deppel* G. Don y el efecto de poblaciones naturales sobre el rendimiento y la cosecha de maíz, *Zea mays* L. Tesis de Maestría en Ciencias, Centro de Botánica, Colegio de Postgraduados, Chapingo, México. 98p.
- Zepeda, A.S. y Kohashi, S.B. 1991. Efecto de la maleza chayotillo *Sicyos deppel* (Cucurbitaceae) de emergencia tardía sobre maíz. Agrociencia Serie Fotociencia Vol.2. Num.2.

## 9.0 APENDICE

### 9.1. CUADROS DE ANOVA Y PRUEBAS DE RANGO MULTIPLE.

APENDICE A. EXTRACCION DE PIGMENTOS, CUANTIFICACION DE CLOROFILAS Y ESTRUCTURA DE FRUTOS DE *S. DEPPEI* DESARROLLADOS BAJO LUZ NATURAL Y LUZ FILTRADA.

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F <sub>c</sub>	N.S.
Tratamiento					
Filtro	0.265375	1	0.265375	5.989	0.0133 *
Error	0.8773897	198	0.0044313		
Total	0.9039272	199			

\* Significativo.

Cuadro 1. Análisis de Varianza del peso de frutos de *S. deppel* desarrollados en campo bajo dos condiciones lumínicas (con filtro y sin filtro).

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F <sub>c</sub>	N.S.
Tratamiento					
Filtro	110.63281	1	110.63281	239.601	0.0000 *
Error	91.424075	198	0.4617378		
Total	202.05689	199			

\* Significativo.

Cuadro 2. Análisis de Varianza de la longitud de frutos de *S. deppel* desarrollados en campo bajo dos condiciones lumínicas (con filtro y sin filtro).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%			
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos
Con filtro	100	0.0615310	•
Sin filtro	100	0.0845690	•

Cuadro 3 . Análisis de Rango Múltiple del peso de frutos de *S.deppel* desarrollados con filtro y sin filtro.

Método : Intervalos HSD de Tukey al 95%			
Nivwl	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos
Con filtro	100	7.4580000	•
Sin filtro	100	8.945500	•

Cuadro 4 . Análisis de Rango Múltiple de la longitud de frutos de *S.deppel* desarrollados con filtro y sin filtro.

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Tratamiento					
Filtro	33.415840	1	33.415840	0.940	0.3707 *
Error	284.32572	8	35.540715		
Total	317.74156	9			

\* No significativo.

Cuadro 5 . Análisis de Varianza del contenido de humedad de frutos de *S.deppel* desarrollados bajo dos condiciones luminicas (con filtro y sin filtro).

APENDICE B. RESPUESTA GERMINATIVA DE SEMILLAS MADURAS DE S.DEPEPEI DESHIDRATADAS EN UN AMBIENTE HIDRICO CONTROLADO.

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Tratamiento					
Dias	495.79023	2	247.89512	8.761	0.0030 *
Error	424.43142	15	28.295428		
Total	920.22165	17			

\* Significativo.

Cuadro 6 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de semillas deshidratadas de *S.deppeii* durante 5, 10 y 15 días, en un ambiente hidrico controlado (Urea-8% H.R.).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%				
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos	
Día 5	6	25.130000	•	
Día 10	6	35.223333	•	
Día 15	6	37.071667	•	

Cuadro 7 . Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de semillas deshidratadas de *S.deppeii* durante 5, 10 y 15 días en un ambiente controlado (Urea-8% H.R.).

APENDICE C. RESPUESTA GERMINATIVA DE SEMILLAS MADURAS HIDRATADAS DE S. DEPPEI, DESHIDRATADAS EN CONDICIONES DE CAMPO Y EN UN AMBIENTE HIDRICO CONTROLADO.

F.V.	S. C.	G. L.	C. M.	Fc	N. S.
Efectos principales	3295.1123	3	1098.3708	18.996	0.0000
Sitio	2505.8344	1	2505.8344	43.337	0.0000 *
Días	789.2779	2	394.6390	6.825	0.0023 *
Interac. de Fact.	166.61383	2	83.306915	1.441	0.2457
Días-Sitio	166.61383	2	83.306915	1.441	0.2457
Error	3122.3820	54	57.821888		
Total	6584.1081				

\* Significativo.

Cuadro 8. Análisis de Varianza de frutos de *S. deppei* deshidratados durante 5, 7 y 9 días en un ambiente hidrico controlado (Urea-8% H.R.) y en Campo.

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%

Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos
Jardín Botánico	30	27.203000	.
Urea	30	40.128000	.

Cuadro 9. Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de semillas de *S. deppei* deshidratadas en campo (Jardín Botánico) y en un ambiente hidrico controlado (Urea - 8% H. R.).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95 %

Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos
Día 5	20	29.581500	.
Día 7	20	33.020000	.
Día 9	20	38.395000	.

Cuadro 10. Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de semillas de *S. deppei* deshidratadas a los 5, 7 y 9 días en campo y en un ambiente hidrico controlado.

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Tratamiento Dias	242.32982	2	121.16491	1.970	0.1590 *
Error	1660.4242	27	61.497193		
Total	1902.7540	29			

\* No significativo.

Cuadro 11 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de semillas de *S.deppei* deshidratadas durante 5, 7 y 9 días en campo (Jardín Botánico).

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Tratamiento Dias	713.56194	2	356.78097	6.589	0.0047 *
Error	1461.9577	27	54.146583		
Total	2175.5197	29			

\* Significativo.

Cuadro 12 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de semillas de *S.deppei* deshidratadas durante 5, 7 y 9 días en un ambiente hidrico controlado (Urea-8% H.R.).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95 %					
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos		
Día 5	10	33.741000	*		
Día 7	10	41.067000	*		
Día 9	10	45.576000	*		

Cuadro 13 . Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de semillas de *S.deppei* deshidratadas en un ambiente hidrico controlado (Urea-8% H.R.).

APENDICE D. RESPUESTA GERMINATIVA BAJO DIFERENTES CALIDADES DE LUZ, DE SEMILLAS MADURAS DE *S.deppei* EN TRES ETAPAS DE DESHIDRATACION DEL FRUTO (VERDE, AMARILLO Y NEGRO).

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Efectos principales	108170.07	7	15452.867	196.254	0.0000
Fruto	8848.79	1	8848.793	112.381	0.0000*
Semana	79447.42	3	26482.473	336.331	0.0000*
Luz	19873.85	3	6624.618	84.134	0.0000*
Interac.de Fact.	7463.4365	15	497.56243	6.319	0.0000*
Fruto-semana	2999.8480	3	999.94934	12.699	0.0000*
Fruto-luz	1192.5271	3	397.50902	5.048	0.0020*
Semana-luz	3271.0614	9	363.45127	4.616	0.0000*
Error	23385.575	297	78.739311		
Total	139019.08	319			

\* Significativo.

Cuadro 14. Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de frutos escarificados de *S.deppei* en dos etapas de desarrollo (verdes y negros), bajo diferentes condiciones de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%			
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos
Frutos Verdes	160	30.854938	*
Frutos negros	160	41.372063	*

Cuadro 15. Análisis de Rango múltiple de los porcentajes de germinación de frutos escarificados de *S.deppei* en dos etapas de desarrollo bajo diferentes condiciones de luz.



F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Semanas	26575.622	3	8858.541	8858.541	0.000 *
Luz	14797.975	3	4932.658	93.244	0.000 *
Error	7617.678	144	52.901		

\* Significativo.

Cuadro 16 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de frutos verdes escarificados de *S.deppei*, bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Semanas	55923.606	3	18641.202	197.705	0.000 *
Luz	6309.775	3	2103.258	22.307	0.000 *
Error	13577.437	144	94.288		

\* Significativo.

Cuadro 17 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de frutos negros escarificados de *S.deppei*, bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRLR y OBSC).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%				
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos	
Luz roja lejana	40	14.311000	•	
Luz blanca	40	34.862750	•	
Luz roja	40	36.578000	•	
Obscuridad	40	37.668000	•	

Cuadro 18 . Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de frutos verdes escarificados de *S.deppei*, bajo diferentes calidades de luz.

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%				
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos	homógenos
Luz roja lejana	40	31.108500		•
Luz Blanca	40	42.787500		•
Luz roja	40	43.426000		•
Obscuridad	40	48.166250		•

Cuadro 19 . Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de frutos negros escarificados de *S.deppei*, bajo diferentes condiciones de luz.

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Efectos principales	115307.37	8	14413.421	215.614	0.0000
Fruto	24464.81	2	12232.405	182.988	0.0000 *
Semana	86155.73	3	28718.578	429.609	0.0000 *
Luz	4686.83	3	1562.276	23.371	0.0000 *
Interac.de Fact.	13981.908	21	665.8051	9.960	0.0000
Fruto-semana	6056.563	6	1009.4272	15.100	0.0000
Fruto-luz	4489.509	6	748.2515	11.193	0.0000
Semana-luz	3435.836	9	381.7595	5.711	0.0000
Error	30081.677	450	66.848171		
Total	159370.96	479			

\* Significativo.

Cuadro 20 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de frutos de *S.deppei* no escarificados en tres etapas de desarrollo (verdes, amarillos y negros), bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%					
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos		
Frutos verdes	160	12.413812	•		
Frutos cafés	160	18.985687	•		
Frutos amarillos	160	29.734187	•		

Cuadro 21 . Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de frutos de *S.deppei* no escarificados en tres etapas de desarrollo, bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Semanas	12893.120	3	4297.707	90.624	0.000 *
Luz	3608.899	3	1202.966	25.366	0.000 *
Error	6828.976	144	47.423		

\* Significativo.

Cuadro 22 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de frutos verdes no escarificados de *S.deppei*, bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Semanas	41635.109	3	13878.370	199.743	0.000 *
Luz	5179.818	3	1726.606	24.850	0.000 *
Error	10005.304	144	69.481		

\* Significativo.

Cuadro 23 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de frutos amarillos no escarificados de *S.deppei*, bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	Fc	N.S.
Semanas	37684.066	3	12561.355	186.258	0.000
Luz	387.620	3	129.207	1.916	0.130 *
Error	9711.460	144	67.441		

\* No significativo.

Cuadro 24 . Análisis de Varianza de los porcentajes de germinación de frutos negros no escarificados de *S.deppel* bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRL y OBSC)

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%			
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos
Obscuridad	40	6.746750	•
Luz roja lejana	40	8.869500	•
Luz blanca	40	15.770500	•
Luz roja	40	18.268500	•

Cuadro 25 . Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de frutos verdes no escarificados de *S.deppel*, bajo diferentes condiciones de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

Método: Intervalos HSD de Tukey al 95%			
Nivel	Conteos	Promedio	Grupos homogéneos
Obscuridad	40	22.425750	•
Luz blanca	40	27.919500	•
Luz roja lejana	40	30.347750	•
Luz roja	40	38.243750	•

Cuadro 26 . Análisis de Rango Múltiple de los porcentajes de germinación de frutos amarillos no escarificados de *S.deppel*, bajo diferentes calidades de luz (LB, LR, LRL y OBSC).

## 9.2. REGISTROS METEOROLOGICOS DE CIUDAD UNIVERSITARIA Y MILPALTA

Cuadro A. Precipitación (mm) registrada en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía-UNAM, D.F., durante los meses de Mayo a Noviembre de 1991.

Fecha	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov
1	4.7	0.0	1.3	0.0	4.7	0.0	0.8
2	Inap	0.4	3.5	0.0	6.0	5.1	0.0
3	4.0	0.1	5.6	4.3	17.8	12.2	0.0
4	0.0	0.0	1.6	3.2	4.5	16.0	0.0
5	1.9	0.0	6.7	1.7	4.3	29.5	0.0
	10.6	0.5	18.7	9.2	37.3	62.8	0.8
6	3.9	0.0	31.3	2.0	6.3	0.6	0.0
7	Inap	0.0	Inap	0.0	2.0	0.3	0.1
8	10.0	4.9	2.7	5.1	0.0	2.2	0.1
9	2.0	1.4	10.0	0.0	0.0	16.4	0.0
10	5.9	14.1	Inap	0.0	0.0	8.2	0.0
	21.8	20.4	44.0	7.1	8.3	27.7	0.2
11	0.0	1.5	0.0	0.4	0.0	Inap	0.0
12	0.0	1.0	17.8	0.1	0.4	0.0	0.0
13	4.8	0.1	3.6	Inap	1.2	0.0	0.0
14	0.1	3.0	1.5	1.0	1.0	0.0	0.0
15	0.0	20.4	0.6	0.0	1.8	0.0	0.0
	4.9	26.0	23.5	1.5	4.4	0.0	0.0
16	4.5	0.0	0.0	0.6	0.0	0.0	0.0
17	0.0	12.4	0.0	0.0	1.6	0.0	0.0
18	1.0	13.4	17.4	0.4	5.5	0.0	3.9
19	0.0	5.5	6.8	1.9	Inap	4.0	0.0
20	0.0	12.6	31.0	0.0	0.0	28.2	0.0
	5.5	43.9	55.2	2.9	7.1	32.2	3.9
21	0.0	2.1	4.0	0.0	7.7	9.0	0.0
22	0.0	0.0	24.0	Inap	10.6	0.2	0.0
23	0.0	8.5	10.8	11.8	0.6	2.4	0.0
24	0.0	2.9	2.6	11.6	0.0	0.0	0.0
25	0.0	28.5	1.2	1.2	0.0	0.0	0.0
	0.0	42.0	42.6	24.6	18.9	11.6	0.0
26	9.5	35.0	15.4	16.8	0.0	0.0	0.0
27	2.9	1.2	34.8	0.9	0.4	0.5	0.0
28	1.9	7.9	3.8	0.2	6.9	0.0	0.0
29	0.0	10.2	0.6	1.1	0.0	1.7	0.0
30	0.0	7.6	3.5	3.3	1.7	5.0	0.0
31	0.0		0.0	0.0		1.6	
	14.3	61.9	58.1	22.3	9.0	8.8	0.0
TOTAL	57.1	194.7	241.1	67.6	85.0	143.1	4.9

Cuadro B. Precipitación (mm) registrada en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía-UNAM, D.F., durante los meses de Mayo a Noviembre de 1992.

Fecha	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
1	0.0	0.9	0.0	20.4	6.4	0.0	0.3
2	0.0	0.7	2.2	0.0	0.0	0.2	22.2
3	0.2	Inap	3.1	9.1	0.0	1.8	2.1
4	3.7	1.0	0.0	1.3	1.2	0.3	Inap
5	4.7	5.1	0.0	3.5	12.6	33.8	1.9
	8.6	7.7	5.3	34.3	20.2	36.1	26.5
6	14.2	34.3	0.0	13.1	0.0	0.8	5.2
7	3.5	0.4	0.5	1.2	2.5	0.0	16.6
8	1.0	0.0	9.2	0.0	Inap	3.5	0.0
9	0.1	0.0	7.3	4.4	5.7	0.0	0.1
10	0.7	2.8	Inap	2.1	0.0	33.5	0.0
	19.5	37.5	17.0	20.8	8.2	37.8	21.9
11	Inap	0.0	2.0	18.1	1.5	1.0	0.0
12	0.0	0.0	7.2	10.7	0.0	39.7	5.9
13	13.0	0.0	21.4	9.0	0.0	8.0	0.0
14	1.9	0.0	41.1	4.5	20.3	13.2	0.3
15	0.0	0.0	10.3	16.2	22.6	0.0	0.7
	14.9	0.0	82.0	58.5	44.4	61.9	6.9
16	0.8	0.0	1.1	4.0	8.3	0.0	0.0
17	0.9	0.0	12.3	2.7	0.0	1.0	0.0
18	1.2	0.7	0.8	14.9	0.2	5.3	0.0
19	0.0	0.0	0.5	21.2	13.6	9.5	0.0
20	0.8	0.0	0.0	31.5	6.3	25.7	0.0
	3.7	0.7	14.7	74.3	28.4	41.5	0.0
21	0.5	0.0	14.9	0.0	0.0	7.4	0.0
22	1.3	0.0	12.7	0.0	2.6	0.0	0.0
23	0.0	0.0	7.3	0.0	34.5	2.5	0.0
24	0.2	0.0	5.9	5.0	6.0	Inap	0.0
25	Inap	0.0	3.3	2.5	0.2	0.0	0.0
	2.0	0.0	44.1	7.5	43.3	9.9	0.0
26	6.4	0.0	31.1	14.8	23.5	0.0	0.0
27	6.8	0.0	2.6	20.3	5.2	0.0	0.0
28	6.2	0.0	2.5	12.0	0.8	0.0	0.0
29	0.8	4.7	3.8	0.0	0.5	0.0	0.0
30	2.8	Inap	0.0	10.1	0.0	0.0	0.0
31	20.0		14.4	0.0		0.1	
	43.0	4.7	54.4	57.2	30.0	0.1	0.0
TOTAL	91.7	50.6	217.5	252.6	174.5	187.3	55.3

Cuadro C. Precipitación (mm) registrada en el Departamento de Hidrometría de la Secretaría de Agricultura y recursos hidráulicos, en el Municipio Magdalena Contreras, D.F., estación Desviación Alta, durante los meses de Mayo a Noviembre de 1992.

Fecha	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
1	0.0	9.5	1.5	10.0	0.0	0.0	1.0
2	0.0	Inap	3.0	17.0	8.5	0.0	0.0
3	0.0	Inap	Inap	Inap	0.0	Inap	8.5
4	0.0	0.0	5.0	6.0	0.0	2.0	6.5
5	14.5	4.5	Inap	1.5	27.0	2.5	Inap
	14.5	14.0	9.5	34.5	35.5	4.5	16.0
6	Inap	2.0	0.0	14.0	Inap	11.5	2.0
7	7.0	18.5	0.0	4.0	11.5	Inap	5.0
8	2.0	0.0	24.5	2.0	3.5	Inap	8.5
9	Inap	0.0	10.5	Inap	2.0	6.5	Inap
10	Inap	0.0	3.0	7.0	7.0	0.0	0.0
	9.0	20.5	38.0	24.0	24.0	18.0	15.5
11	1.0	3.0	Inap	5.5	Inap	11.0	0.0
12	0.0	1.0	1.0	9.0	0.0	32.0	0.0
13	2.5	0.0	3.5	Inap	0.0	31.0	0.0
14	9.5	0.0	14.5	18.5	0.0	4.0	Inap
15	Inap	0.0	7.0	4.5	11.0	4.5	1.0
	13.0	4.0	26.0	37.5	11.0	82.5	1.0
16	Inap	0.0	5.0	13.0	19.0	0.0	1.5
17	Inap	0.0	6.0	9.0	6.0	6.0	0.0
18	1.0	0.0	9.0	34.0	0.0	Inap	0.0
19	2.5	Inap	1.5	15.5	Inap	1.0	0.0
20	0.0	Inap	Inap	8.0	16.5	1.0	0.0
	3.5	0.0	21.5	79.5	41.5	8.0	1.5
21	1.0	0.0	0.0	6.5	0.0	2.0	0.0
22	1.0	0.0	25.0	0.0	Inap	6.5	0.0
23	0.0	0.0	3.5	0.0	4.0	Inap	0.0
24	1.0	0.0	8.5	0.0	93.0	4.0	0.0
25	1.0	0.0	2.5	17.0	10.0	Inap	0.0
	4.0	0.0	39.5	23.5	107.0	12.5	0.0
26	0.0	0.0	7.5	8.5	6.0	0.0	0.0
27	4.5	0.0	21.5	5.5	20.0	0.0	0.0
28	3.0	0.0	2.0	13.0	12.0	0.0	0.0
29	2.0	1.0	2.0	11.0	2.5	0.0	0.0
30	2.0	2.5	7.0	0.0	2.0	0.0	0.0
31	3.5	Inap	Inap	2.0	0.0	0.0	0.0
	15.0	3.5	40.0	40.0	42.5	0.0	0.0
TOTAL	59.0	42.0	174.5	242.0	261.5	125.5	35.0

Cuadro D Temperaturas Máximas y Mínimas diarias (°C), registradas en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía-UNAM, D.F., durante los meses de mayo a junio de 1991.

Fecha	Mayo		Junio		Julio		Agosto	
	T°Máx.	T°Mín.	T°Máx.	T°Mín.	T°Máx.	T°Mín.	T°Máx.	T°Mín.
1	28.0	11.3	30.5	11.0	18.2	13.4	24.5	9.0
2	28.6	9.6	31.0	12.8	19.8	12.7	25.1	13.8
3	29.8	10.4	30.4	11.7	19.0	13.9	23.8	11.0
4	30.2	10.5	30.5	11.8	20.5	14.5	24.4	11.6
5	30.9	13.0	30.6	11.6	20.2	13.5	24.8	11.5
x	29.5	10.9	30.6	11.8	19.4	13.6	24.5	11.4
6	24.2	14.0	29.7	10.6	26.8	13.6	23.2	13.8
7	24.5	11.0	26.8	11.7	19.5	13.5	23.2	12.9
8	25.9	12.0	31.3	13.0	24.2	12.0	23.8	11.8
9	25.6	7.9	26.5	12.3	23.3	11.5	25.2	11.7
10	24.8	10.4	25.5	13.9	23.5	12.8	25.3	9.5
x	25.0	11.1	27.9	12.3	23.5	12.7	24.1	11.9
11	27.0	10.5	23.5	11.1	21.5	11.2	24.9	10.8
12	25.8	10.6	25.6	11.1	24.2	10.1	24.0	10.1
13	26.4	10.5	26.4	14.0	25.5	11.5	23.7	9.0
14	24.5	10.4	26.0	15.1	23.0	13.5	25.8	10.1
15	27.6	9.6	22.3	15.4	24.3	12.8	26.3	12.0
x	26.3	10.3	24.8	13.3	23.7	11.8	24.9	10.4
16	27.0	11.0	25.2	11.3	24.4	9.8	26.2	10.8
17	27.5	10.2	25.0	13.7	24.8	12.3	26.4	12.3
18	27.4	11.5	25.5	13.7	24.0	10.0	26.0	9.5
19	27.2	9.2	21.6	13.2	25.5	10.4	24.8	10.0
20	28.2	10.5	22.4	12.5	24.2	12.2	24.8	13.1
x	27.5	10.5	23.9	12.9	24.6	10.9	25.6	11.1
21	29.3	13.2	24.3	11.9	23.4	12.8	23.9	14.7
22	30.1	13.5	26.0	11.8	23.9	12.8	25.9	12.0
23	30.8	13.0	22.9	13.4	22.7	13.2	25.5	11.7
24	31.5	13.6	19.8	13.5	20.8	12.0	24.2	15.0
25	30.2	14.9	22.6	12.9	24.6	10.5	24.3	13.5
x	30.4	13.6	23.1	12.7	23.1	12.3	24.7	13.4
26	29.4	13.1	20.2	12.5	24.2	13.2	23.5	13.7
27	28.2	12.1	21.9	13.9	24.8	11.4	24.8	13.0
28	26.6	11.6	22.0	14.8	24.2	8.2	26.3	13.3
29	26.4	12.0	22.1	12.9	25.2	9.6	24.2	14.1
30	28.4	11.6	19.5	9.5	24.6	10.5	24.3	13.5
31	31.5	11.8			24.4	9.0	26.3	9.8
x	28.4	12.0	21.3	12.7	24.6	10.3	24.9	12.9



Continuación Cuadro D.

Fecha	Septiembre		Octubre		Noviembre	
	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.
1	25.8	11.0	20.5	13.0	21.3	8.2
2	25.8	13.5	23.0	13.3	23.2	9.0
3	24.7	14.0	19.8	13.1	21.9	9.3
4	24.3	14.5	22.9	10.8	18.0	9.5
5	20.6	14.6	19.2	13.5	17.6	9.0
x	24.2	13.5	21.9	12.7	20.4	9.0
6	23.0	14.6	17.4	13.1	23.3	9.2
7	23.8	15.1	16.0	11.4	20.5	9.0
8	24.9	11.1	16.5	11.1	17.8	9.8
9	25.5	12.9	20.5	12.0	20.2	10.8
10	25.0	10.8	18.5	12.4	22.0	7.6
x	24.4	12.9	17.8	12.0	20.8	9.2
11	23.8	13.1	18.9	8.0	23.0	4.2
12	23.6	13.7	21.1	5.3	21.9	3.5
13	22.3	13.0	23.9	5.4	21.8	7.0
14	23.8	11.0	24.2	4.0	25.2	5.0
15	22.3	11.0	22.4	8.9	25.0	5.0
x	23.2	13.4	22.1	6.3	23.3	4.9
16	19.2	12.9	21.1	9.2	24.9	6.0
17	16.9	13.5	22.3	9.0	19.8	6.8
18	23.8	11.0	21.9	12.8	22.9	6.8
19	22.9	13.1	21.9	11.9	21.2	6.5
20	22.5	13.0	20.5	11.7	21.6	6.4
x	21.1	12.7	21.6	10.9	22.1	6.5
21	21.5	12.1	19.2	8.7	21.2	7.3
22	19.8	12.8	21.2	8.9	22.1	6.8
23	22.6	13.9	24.0	9.6	22.0	3.8
24	23.9	9.2	21.8	7.6	18.2	8.0
25	23.0	11.8	22.2	10.5	20.6	6.5
x	22.2	12.0	21.7	9.1	20.8	6.5
26	19.8	13.8	24.0	12.0	20.2	3.8
27	21.4	10.1	23.8	9.9	21.0	3.5
28	16.3	10.5	24.0	11.5	19.5	3.0
29	22.0	11.4	24.8	10.0	23.2	2.9
30	21.0	13.4	25.2	8.3	24.8	4.1
31			22.8	10.0		
x	20.1	11.8	24.1	10.3	21.7	3.5

Cuadro E. Temperaturas Máximas y Mínimas diarias (°C), registradas en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía-UNAM, D.F., durante los meses de mayo a junio de 1992.

Fecha	Mayo		Junio		Julio		Agosto	
	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Mín.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Mín.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Mín.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Mín.
1	27.3	7.4	20.5	10.6	27.3	12.3	23.1	11.0
2	24.8	9.2	22.1	12.5	27.8	11.2	22.2	11.6
3	24.2	10.2	20.8	14.5	25.5	11.0	25.1	13.8
4	24.2	9.0	20.8	10.3	20.7	13.0	24.5	11.5
5	23.8	9.5	23.8	11.8	22.4	11.8	24.2	11.3
x	24.9	9.1	21.6	11.9	24.7	11.9	23.8	11.8
6	21.4	9.4	25.6	13.8	27.4	14.0	22.5	13.1
7	19.0	10.2	26.3	12.0	25.7	10.0	25.1	10.0
8	22.2	10.0	23.3	13.9	23.5	12.0	23.3	10.9
9	22.8	9.0	22.2	13.5	22.0	10.5	19.2	12.0
10	22.8	12.3	21.6	13.6	22.8	10.1	20.5	13.4
x	21.6	10.2	23.8	13.4	24.3	11.3	22.1	11.9
11	20.8	9.5	23.8	13.6	24.2	10.0	25.8	13.1
12	25.4	11.1	25.3	12.9	23.3	12.0	25.3	12.0
13	25.1	12.3	26.5	12.0	24.8	11.0	25.0	13.5
14	21.2	13.0	27.0	9.5	21.8	12.8	23.0	12.0
15	24.2	9.2	27.4	8.7	22.8	13.3	24.4	13.6
x	23.3	11.0	26.0	11.3	23.4	11.8	24.7	12.8
16	22.1	10.2	27.9	16.0	25.2	11.0	24.3	13.2
17	22.8	7.5	27.8	13.3	24.1	13.0	21.9	13.5
18	22.8	8.7	25.9	16.5	24.2	11.0	23.1	13.4
19	20.9	12.4	24.1	13.0	24.9	12.3	24.8	9.8
20	24.8	15.5	28.0	12.5	25.3	11.9	25.5	13.1
x	22.7	10.9	26.7	14.3	24.7	11.8	23.9	12.6
21	23.8	9.2	28.2	12.0	24.5	11.5	24.1	12.0
22	20.9	9.1	27.4	11.4	26.0	12.3	25.3	12.8
23	24.5	11.2	27.6	13.1	23.7	11.9	23.5	14.5
24	25.8	10.5	28.5	10.2	24.8	12.5	25.2	13.1
25	24.4	11.2	28.4	11.9	23.5	13.5	24.3	13.0
x	23.9	10.2	28.0	11.7	24.5	12.3	24.5	13.1
26	24.6	9.5	28.8	11.6	23.5	13.5	23.8	12.1
27	23.9	9.3	28.4	11.5	22.6	11.5	25.8	10.5
28	23.5	11.0	29.8	12.0	22.5	10.7	29.2	11.2
29	22.5	11.0	28.9	14.4	20.1	12.5	25.0	12.0
30	20.3	14.1	28.8	12.4	22.0	10.5	26.8	9.6
31	21.3	12.0			23.5	10.4	25.2	12.0
x	22.7	12.0	28.9	12.4	22.4	11.5	26.0	11.2

Continuación Cuadro E.

Fecha	Septiembre		Octubre		Noviembre	
	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.
1	24.8	12.7	21.9	5.8	23.5	9.4
2	24.2	11.5	20.4	5.2	20.4	10.3
3	25.8	10.6	19.5	11.5	18.2	8.0
4	24.2	12.8	22.0	9.5	22.3	7.5
5	23.8	11.8	23.6	12.5	20.0	6.7
x	24.6	11.9	21.5	8.9	20.9	8.4
6	25.2	12.1	22.2	11.6	17.6	10.2
7	19.7	13.3	20.2	12.5	17.2	11.8
8	25.2	11.2	20.8	12.9	17.6	10.0
9	25.8	13.5	23.3	12.9	21.1	10.0
10	24.3	13.0	26.0	8.3	21.8	8.1
x	24.0	12.6	22.5	11.6	19.1	10.0
11	21.0	13.2	22.4	8.2	24.2	8.5
12	19.5	13.8	19.4	13.4	23.3	10.6
13	23.5	12.5	21.9	11.6	19.0	13.5
14	24.0	13.7	22.5	10.4	15.8	11.0
15	23.8	13.1	25.8	8.0	18.4	10.5
x	22.4	13.3	22.4	10.3	20.1	10.8
16	22.1	11.3	25.1	9.0	18.5	9.9
17	24.8	12.3	21.0	11.0	19.8	6.8
18	24.1	11.5	17.5	9.2	20.1	5.5
19	24.5	11.3	18.0	12.0	21.4	5.0
20	25.8	10.5	19.8	9.0	21.5	3.8
x	24.3	11.4	20.3	10.0	20.3	6.2
21	25.2	10.5	20.8	9.8	21.2	2.0
22	23.2	8.9	20.2	11.2	23.2	3.6
23	20.0	14.1	18.2	12.8	22.5	6.2
24	19.8	12.3	15.2	11.2	24.8	5.5
25	21.8	13.1	22.0	11.1	24.7	4.4
x	22.0	11.8	19.3	11.2	23.3	4.3
26	23.8	13.5	23.2	6.0	23.1	5.2
27	20.2	13.2	23.0	4.3	21.8	6.4
28	15.9	12.8	23.8	5.0	22.7	3.5
29	16.0	9.6	25.0	6.5	21.8	3.7
30	19.5	8.3	23.2	8.8	21.0	4.3
31			24.3	7.8		
x	19.1	11.5	23.8	6.4	22.1	4.6

Cuadro F. Temperaturas Máximas y Mínimas diarias (°C), registradas en el Departamento de Hidrometría de la Secretaría de Agricultura y recursos hidráulicos, en el Municipio Magdalena Contreras, D.F., estación Desviación Alta, durante los meses de Mayo a Noviembre de 1992.

Fecha	Mayo		Junio		Julio		Agosto	
	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.
1	25.0	7.5	18.5	9.0	29.0	8.5	23.5	10.5
2	22.0	9.5	20.0	11.0	26.0	9.0	22.0	10.5
3	22.5	8.0	21.5	7.0	26.0	10.5	19.0	11.0
4	27.0	7.5	19.5	10.5	23.5	11.0	21.5	10.5
5	23.5	8.0	20.0	11.0	27.0	9.0	23.5	10.5
x	24.6	8.1	19.9	9.7	26.3	11.4	21.9	10.6
6	23.5	8.0	22.0	8.5	21.0	10.5	22.0	10.5
7	20.0	9.5	20.0	7.0	27.0	8.5	20.0	8.5
8	18.5	7.5	25.0	10.5	25.5	11.0	23.5	9.0
9	22.0	7.5	23.0	11.0	19.0	9.0	22.0	8.5
10	17.0	9.5	21.5	13.5	22.5	6.5	21.5	11.0
x	20.2	9.0	22.3	10.1	23.0	9.1	21.8	9.5
11	22.0	8.0	20.0	12.0	22.5	8.5	19.0	11.0
12	20.0	10.0	23.5	12.0	23.0	11.0	21.5	9.0
13	23.5	11.5	21.5	9.0	21.0	9.0	18.5	10.5
14	23.5	10.0	26.0	10.5	23.0	11.0	23.5	11.0
15	19.5	8.0	28.5	8.5	19.0	11.0	21.5	10.5
x	21.7	9.5	23.9	10.4	21.7	10.1	20.8	10.4
16	22.0	7.5	27.0	9.0	21.0	9.0	23.5	9.0
17	24.0	8.0	23.0	11.0	22.5	10.5	22.0	11.0
18	21.5	8.0	29.0	8.5	23.0	9.0	19.0	11.0
19	20.0	10.0	28.5	9.0	22.5	8.5	20.0	7.0
20	20.0	9.5	24.0	11.0	21.0	9.0	23.5	8.5
x	21.5	3.5	26.3	9.7	22.0	9.2	21.6	9.3
21	24.0	8.0	24.0	10.5	27.0	10.5	22.0	10.5
22	22.0	8.0	26.5	9.0	23.0	10.5	23.5	11.0
23	18.5	7.5	26.5	9.0	24.5	9.0	21.5	9.0
24	23.5	9.5	27.0	7.5	22.5	10.5	23.5	11.0
25	25.5	10.0	28.5	7.5	23.0	12.5	23.5	10.5
x	22.7	8.6	26.5	8.7	24.0	10.6	22.8	10.4
26	24.0	9.5	22.0	10.5	22.5	12.5	20.0	10.5
27	23.5	8.0	28.5	9.0	22.5	10.5	21.5	9.0
28	21.5	10.0	24.0	8.5	19.0	9.0	23.5	10.5
29	21.5	10.0	30.0	11.0	17.0	10.5	23.5	10.5
30	20.0	11.5	27.0	9.0	18.5	9.0	23.5	7.5
31	21.5	10.0			20.5	9.0	24.0	10.5
x	22.0	9.8	26.3	9.6	20.0	10.1	22.7	9.8

Continuación Cuadro F.

Fecha	Septiembre		Octubre		Noviembre	
	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.	T <sup>o</sup> Máx.	T <sup>o</sup> Min.
1	22.0	11.0	19.0	8.5	22.5	8.5
2	23.5	9.0	20.5	5.5	19.0	9.0
3	23.5	9.0	17.0	6.0	22.5	7.0
4	19.0	11.0	22.0	5.5	16.5	7.0
5	22.0	10.5	20.5	9.0	22.5	7.0
x	22.0	10.1	19.8	6.9	20.6	7.7
6	19.0	8.5	21.0	9.0	12.0	9.0
7	23.5	10.5	20.5	10.5	22.5	8.5
8	17.5	10.5	19.0	10.5	19.0	6.5
9	23.5	12.5	20.5	11.0	16.5	7.0
10	23.5	11.0	22.0	8.5	20.5	8.5
x	21.4	10.6	20.6	18.0	18.1	7.9
11	22.0	11.0	24.5	10.5	20.5	9.0
12	20.5	11.0	21.0	11.0	23.0	10.5
13	20.5	10.5	18.5	10.5	22.5	11.0
14	22.0	11.0	21.0	7.0	18.5	8.5
15	22.0	11.0	20.5	7.0	22.5	7.0
x	21.4	11.2	21.1	9.2	21.4	9.2
16	20.5	9.0	23.0	8.5	18.5	8.5
17	21.0	9.0	20.5	9.0	19.0	6.0
18	23.5	10.5	17.0	7.0	18.5	5.5
19	20.5	8.5	24.5	8.5	20.5	7.0
20	24.0	9.0	16.0	5.5	16.5	5.5
x	21.9	9.2	20.2	7.7	18.6	6.5
21	23.5	11.0	18.5	7.0	21.0	3.5
22	24.0	9.0	19.0	9.0	19.0	5.5
23	21.0	11.0	19.0	10.5	18.5	6.0
24	18.5	9.0	18.5	10.5	23.5	5.5
25	18.5	11.0	15.5	9.0	18.5	6.0
x	21.1	10.2	18.1	9.2	20.1	5.3
26	19.0	11.0	20.5	8.5	25.0	5.5
27	22.0	11.0	17.0	7.0	20.5	6.0
28	19.0	11.0	20.5	10.5	23.5	4.0
29	15.5	8.5	22.5	6.0	23.5	5.5
30	15.5	6.5	23.0	9.0	22.0	6.0
31			20.0	8.5		
x	18.2	9.5	20.6	8.2	22.9	5.4

Cuadro G. Porcentajes de humedad relativa diaria registrados en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía-UNAM, D.F., durante los meses de Mayo a Noviembre de 1991.

Fecha	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
1	64.62	51.91	94.33	58.54	77.66	79.37	82.33
2	51.41	62.58	88.58	69.12	87.04	82.83	72.50
3	63.08	62.33	95.70	80.91	78.54	87.29	77.80
4	50.87	50.95	90.91	74.50	88.33	83.04	74.91
5	48.33	49.41	97.33	85.54	93.58	91.41	84.70
6	72.54	48.50	87.75	77.50	89.62	91.16	76.66
7	67.41	69.29	84.16	71.58	84.62	91.95	76.70
8	71.28	69.25	84.29	73.04	69.66	91.45	86.66
9	66.04	70.41	81.79	65.29	59.70	86.66	71.46
10	71.12	83.08	80.41	75.37	66.58	87.04	68.33
11	54.08	94.29	79.70	57.12	73.62	80.45	64.29
12	57.87	72.87	84.79	62.50	74.41	69.95	67.45
13	67.95	79.50	81.04	73.33	87.25	59.41	67.04
14	67.00	79.16	84.20	69.79	77.54	60.58	62.91
15	56.87	91.16	75.16	65.16	79.79	47.37	60.29
16	65.20	75.83	70.41	65.95	68.00	62.33	62.83
17	52.79	74.21	71.16	69.83	86.45	70.25	70.33
18	55.16	87.00	84.02	69.50	71.70	75.25	78.66
19	56.20	87.41	82.32	80.79	81.33	79.45	73.41
20	52.75	87.12	86.79	74.79	73.62	83.58	76.41
21	57.20	83.16	83.91	69.95	69.45	90.00	70.00
22	55.44	71.91	83.66	60.87	73.91	84.20	56.66
23	50.66	81.62	84.00	75.29	81.45	76.54	51.41
24	44.29	90.25	88.87	76.04	71.83	74.75	73.08
25	55.87	89.33	74.16	72.08	72.70	74.41	68.29
26	51.12	96.66	80.25	80.83	76.20	75.75	77.91
27	73.29	85.70	81.75	77.45	61.54	75.45	63.92
28	76.25	83.29	74.29	72.91	93.45	75.62	69.79
29	68.79	86.91	66.12	69.70	78.91	77.50	66.83
30	66.95	92.83	76.62	78.50	85.66	78.50	65.34
31	65.58		62.79	71.75		72.87	
TOT.	8506.06	2397.86	2571.26	2245.52	2334.14	2416.41	2118.90
x	274.38	79.92	81.97	72.43	77.80	77.94	70.63

Cuadro H. Porcentajes de humedad relativa diaria registrados en el Observatorio Meteorológico del Colegio de Geografía-UNAM, D.F., durante los meses de Mayo a Noviembre de 1992.

Fecha	Mayo	Junio	Julio	Agosto.	Sept.	Oct.	Nov.
1	61.83	90.25	75.41	88.33	54.00	49.20	65.40
2	71.33	83.70	73.91	82.12	76.12	55.30	69.70
3	64.12	88.37	80.25	85.62	66.12	73.50	81.80
4	73.87	94.25	86.66	85.08	57.54	68.90	67.70
5	85.83	89.41	73.29	82.70	60.75	72.20	70.30
6	86.33	87.66	67.16	92.08	67.50	69.10	76.90
7	83.70	76.33	73.95	77.50	69.57	68.10	81.70
8	78.79	83.04	78.50	74.62	60.37	70.30	76.50
9	74.37	89.62	87.54	88.87	64.66	62.70	70.00
10	90.12	90.12	79.62	91.45	61.58	63.50	73.60
11	79.50	89.50	86.29	91.66	63.66	71.40	69.30
12	68.04	76.37	79.87	80.62	70.33	77.70	68.90
13	84.08	62.54	87.04	81.00	65.33	72.20	70.90
14	93.08	50.33	92.20	83.41	70.79	72.70	79.60
15	78.33	57.66	95.12	89.79	74.58	66.90	70.40
16	76.04	67.79	90.20	98.25	71.95	59.30	67.60
17	79.41	68.16	85.08	91.50	64.62	69.50	65.50
18	77.70	72.83	86.00	91.33	62.62	72.60	68.20
19	73.91	78.70	85.83	85.20	64.41	70.10	61.40
20	75.70	66.29	79.91	82.54	65.58	75.80	62.70
21	73.45	69.83	79.87	79.20	54.66	72.60	62.80
22	74.20	62.29	86.79	75.95	66.20	61.00	56.90
23	69.70	56.29	87.79	83.62	76.16	70.10	60.20
24	64.91	53.83	84.83	79.66	78.25	75.70	58.50
25	82.37	53.25	84.50	90.04	73.91	59.60	58.60
26	85.29	55.41	89.29	87.08	70.83	56.50	69.00
27	88.83	57.91	93.25	82.29	75.62	53.90	64.90
28	86.70	65.45	91.04	85.79	75.80	57.30	61.80
29	82.25	78.66	96.25	77.87	68.80	61.70	58.70
30	95.37	69.37	82.95	75.20	54.30	64.60	58.80
31	91.91		86.37	84.67		70.60	
TOT.	2451.06	2185.21	2606.76	2625.04	2002.61	2064.60	2028.30
x	79.10	72.80	84.10	84.70	66.70	66.60	67.61