

# MANUAL PARA EL CULTIVO Y PROPAGACIÓN DE CYCADAS

---

Miguel Ángel Pérez Farrera  
Andrew Peter Vovides Papalouka

---



## Agradecimientos

Agradecemos a la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) su apoyo en la realización de este manual a través del "Proyecto piloto para el establecimiento de viveros *in situ* para la propagación, conservación y comercialización de las cycadas *Dioon merolae* y *Ceratozamia norstogii* en la reserva de la Biósfera La Sepultura, Chiapas" (FB177/C120/94) de donde se desprende este manual como producto final del mismo proyecto.

A los Biólogos Jesús de la Cruz Rodríguez, Rigoberto Hernández Jonapá, al MVZ Carlos Tejeda Cruz y al Ing. Nevín Coutiño López por la asistencia y colaboración en el trabajo de campo del mismo proyecto.

A la Bióloga Laura Noble Camargo en la digitalización, edición y realización del mapa de distribución de cycadas.

También deseamos agradecerle a las siguientes instituciones que colaboraron y apoyaron de una u otra forma la realización de este manual: Instituto de Historia Natural, a través del Departamento de Áreas Naturales, a la Escuela de Biología de la Universidad de Ciencias y Artes del Estado de Chiapas y al Instituto de Ecología A.C.

## Introducción

Las cycadas son el grupo de las plantas vasculares con semillas más antiguas y primitivas que se conocen en la actualidad (Crane, 1988). Se originaron hace 300 millones de años, tuvieron su mayor distribución y desarrollo en la Tierra hace 180 millones de años, durante el período Jurásico, en la era Mesozoica (Eckenwalder, 1980) y fueron el componente más importante de la vegetación terrestre, jugando un papel muy destacado como un recurso alimenticio para los herbívoros de aquel tiempo.

La mayoría de las especies son arborescentes, por lo que frecuentemente son confundidas con palmas y helechos arborescentes. No obstante, no tienen relación alguna con estos. Dentro de las plantas vasculares, las cycadas están colocadas en el grupo de las gimnospermas. En casi todas las especies, las hojas o frondas son grandes y pinnadas implantadas formando una corona sobre la parte apical del tallo (Scagel *et al.*, 1980).

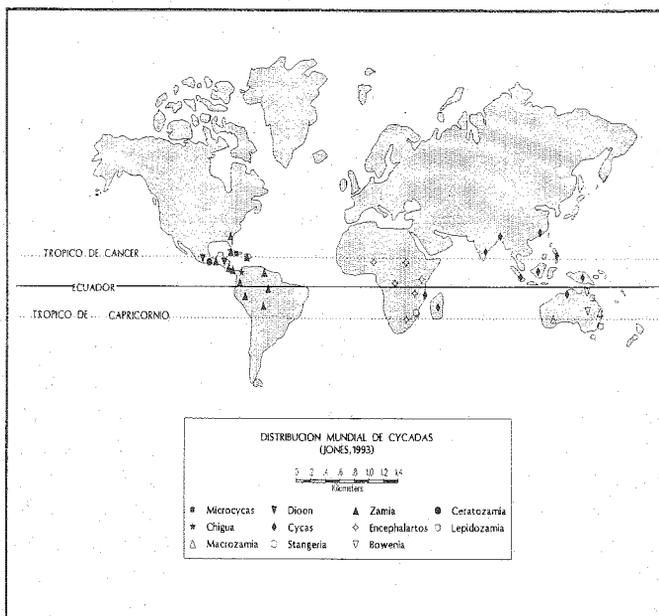
Aunque, antaño constituyeron un grupo dominante sobre la superficie terrestre, hoy en día sólo se encuentran distribuidas en la franja de zonas tropicales y subtropicales del mundo y están representadas por 11 géneros, agrupados en tres familias: la familia *Cycadaceae*, con un solo género *Cycas*, que se localiza en Oceanía, Australia, China, Vietnam, India hasta el este de África y la Isla de Madagascar; *Stangeriaceae* con dos géneros: *Stangeria*, endémica del sur de África y *Bowenia* endémica de Australia; *Zamiaceae*, con los siguientes géneros: *Ceratozamia* presente en México, Guatemala y Belice, *Chigua*, endémica de Colombia, *Dioon*, que se halla en México y una especie en Honduras; *Encephalartos*, endémica de África; *Lepidozamia* y *Macrozamia*, endémicas de Australia; *Microcycas*, género endémico de Cuba, y *Zamia*, que se distribuye desde las costas del sur de E.U. (Florida y Georgia), México, Centroamérica, Antillas hasta Sudamérica (Bolivia) (Jones, 1993) (figura 1). En su medio natural, las cycadas viven en ambientes xéricos, hídricos y méxicos con suelos pobres (Schutzman, 1987).

A nivel mundial, los 11 géneros vivientes están representados por unas 185 especies de cycadas (Jones, 1993) y México es uno de los países más importante en el neotrópico en lo que respecta a este grupo de plantas. Se han reportado cerca de 35 especies para nuestro país, de las cuales el 80 % son endémicas. Esto significa que casi un 19 %

de la diversidad reportada a nivel mundial se encuentra en nuestra nación, lo que la convierte en uno de los centros más grandes y diversos de cycadas en América (Vovides e Iglesias, 1994).

En México, se encuentra únicamente, la familia Zamiaceae de la que se han reportado los géneros *Ceratozamia*, *Dioon* y *Zamia* (Vovides *et al.*, 1983). Este grupo de plantas está en peligro de extinción debido a la destrucción de sus hábitat y a la colecta ilegal, situación que se agudiza por su lento crecimiento y limitada propagación natural (Chávez y Vovides, 1993). Además, sus semillas presentan letargo, lo cual hace que también su germinación sea pausada (Dehgan, 1983).

Figura 1. Distribución mundial de las cycadas



## Importancia

Desde el punto de vista evolutivo, las cycadas tienen una gran importancia, ya que por ser un grupo representativo de las plantas con semillas vivientes más primitivas que se conocen, constituyen un ejemplo de la evolución de las plantas vasculares (Eckenwalder, 1980).

También muchas de estas especies juegan un papel muy importante dentro de los grupos indígenas, quienes las utilizan como planta religiosa, usando sus hojas en ceremonias y rituales. En Chiapas, las hojas de *Dioon merolae* son utilizadas en las fes-

Figura 2



tividades de la Santa Cruz y las de *Ceratozamia robusta* en las de la virgen de la Candelaria (Pérez Farrera y Rodríguez Garza, 1992; Pérez Farrera y Vovides, 1996 en revisión) (figura 2).

Además de su importancia religiosa y evolutiva, las cycadas tienen una de carácter ecológico. Muchas especies crecen en suelos pobres, rocosos y poco profundos, muy susceptibles a la erosión, por lo que actúan como formadoras y retenedoras de suelo. También aportan apreciables cantidades de nitratos a sus ecosistemas (Halliday y Pate, 1976; Grove *et al.*, 1980; Guo-Fan *et al.*, 1993) (figura 3). Por otro lado, se ha resaltado a las cicadáceas como taxa filogenéticamente basal y menos especiosa, lo que junto con su importancia evolutiva, religiosa y ecológica, la hace merecedora de más atención desde el punto de vista de la conservación (Stiassny, 1992).

Figura 3



## Aspectos generales

### Morfología de las estructuras reproductivas

Las cycadas se encuentran incluídas dentro de un grupo de plantas llamadas gimnospermas, caracterizadas por presentar semillas desnudas, es decir, que no se encuentran encerradas dentro de la pared del ovario formando una fruta, como en las angiospermas. También son dioicas, esto es, presentan sexos separados. Las estructuras reproductivas se originan en la parte apical del tallo. Estas estructuras son conos, denominados técnicamente estróbilos. Al cono masculino se le conoce como microstróbilo y al femenino como megastróbilo (figura 4,5).

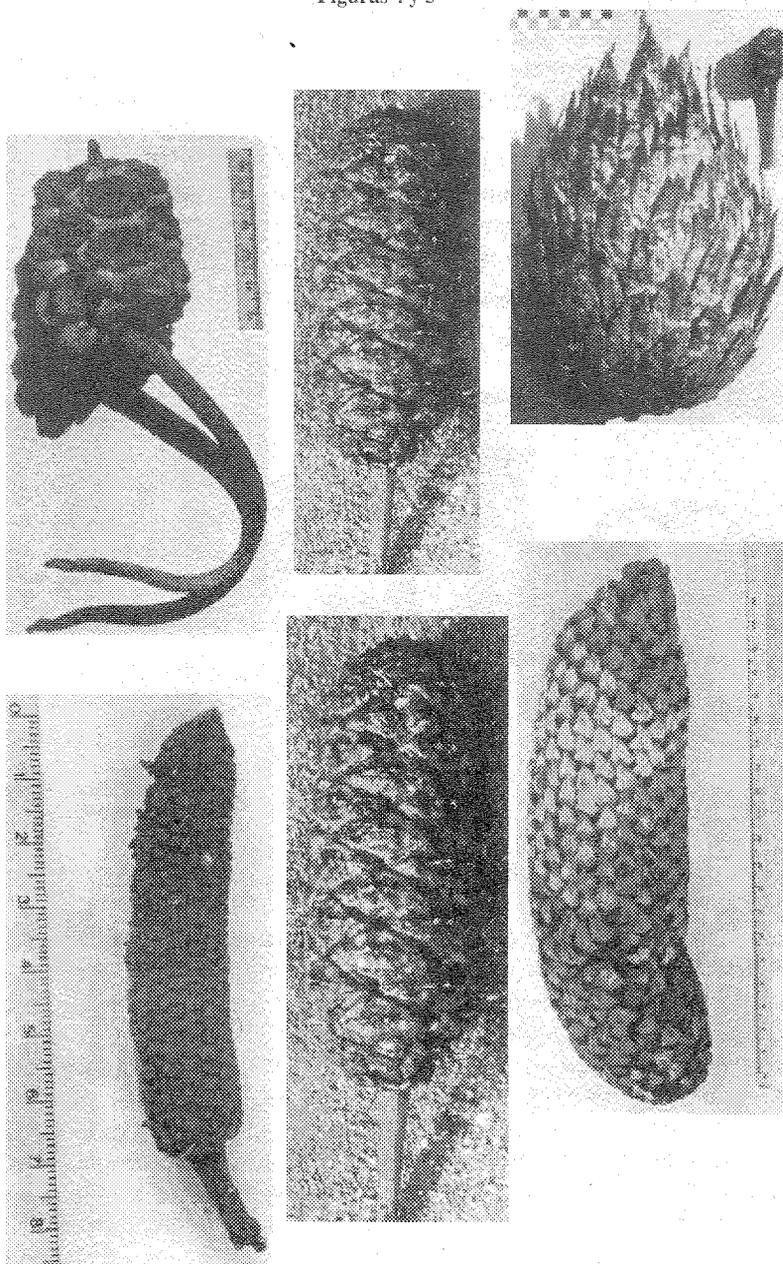
Cada cono está formado por escamas; las del femenino se denominan megasporófilos y las del masculino, microsporófilos (figura 6). Es dentro del cono femenino en donde se forman las semillas. El microstróbilo se encarga de producir el polen, que se forma dentro de bolsas polínicas llamadas microsporangios, ubicados en el envés de cada microsporófilo (figura 7).

Los conos femeninos en los tres géneros que se encuentran en México (*Zamia*, *Ceratozamia* y *Dioon*) difieren en cuanto a forma, tamaño y color, por lo que es importante identificarlos (figura 5).

El megastróbilo, que en *Dioon* es ovoide, lanoso y erecto cuando está inmaduro, emerge del centro de la corona de la hoja; de péndulo a semipéndulo al madurar; de color blanco cuando está inmaduro a café moreno-café claro cuando alcanza la madurez (figura 4a). El cono masculino o microstróbilo es alargado, cilíndrico, de color verdoso-blanquecino y pubescente cuando está inmaduro, moreno oscuro a moreno claro cuando está maduro (figura 5a). Los megasporófilos son deltoides, lanosos, imbricados e inermes (figura 6a). La parte externa de los microsporófilos son cuneiformes, imbricados, dispuestos en una espiral (figura 7a).

El megastróbilo en la mayoría de las especies de *Ceratozamia* es cilíndrico, grueso, de color verde cuando está inmaduro, café a café rojizo al madurar, pedúnculo largo y tomentoso (figura 4b). El microstróbilo es alargado, cilíndrico, de color verde cuando está inmaduro, cambiando a blanco-amarillento cuando alcanza la maduración, y el pedúnculo es largo-semilargo (figura 5b). Los megasporófilos son hexagonales, armados con dos espinas gruesas en forma de cuernos, erectos o divergentes (figura 6b). El

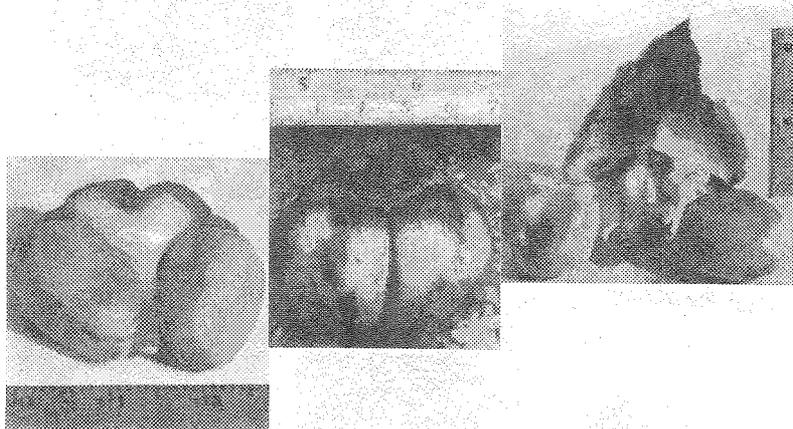
Figuras 4 y 5



microsporófilo es cuneiforme, armado con dos espinas en la parte apical, aplanado en la parte estéril (figura 7b).

En el género *Zamia*, el megastróbilo es cilíndrico, grueso, corto, tomentoso, de color café claro a café oscuro cuando está maduro, de pedúnculo largo, erecto a decumbente, tomentoso, algunas veces glabros (figura 4c). El microstróbilo es cilíndrico, delgado, en forma de mazorca de maíz, de color café claro, pedúnculo largo, erecto a decumbente y tomentoso (figura 5c). Los megasporófilos y microsporófilos son inermes y hexagonales (figura 6c, 7c).

Figura 6 (a, b y c)



## Morfología de la semilla

Las semillas de las cycadas tienen una capa carnosa exterior denominada sarcotesta, que cubre a la capa interior dura conocida como esclerotesta. El embrión está fijado en el gametofito femenino y a menudo es impropriadamente llamado endospermo. El embrión maduro y ensanchado, absorbe el alimento desde el gametofito por medio del suspensor (Dehgan, 1983) (figura 8).

La esclerotesta de las semillas de las cycadas van de esféricas a ovoides, lisas, y en algunas especies, presenta una corónula, que está siempre bien desarrollada, como en el caso de la especie *Ceratozamia norstogii* (figura 20). El color de la sarcotesta varía de especie en especie, por ejemplo en *Dioon* es principalmente blanco

Figura 7 (a, b y c)

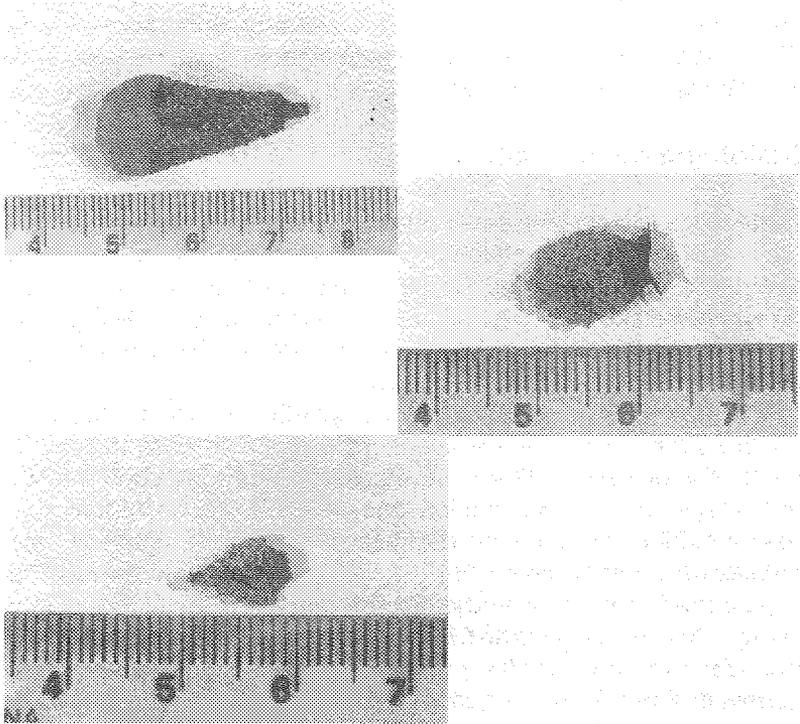
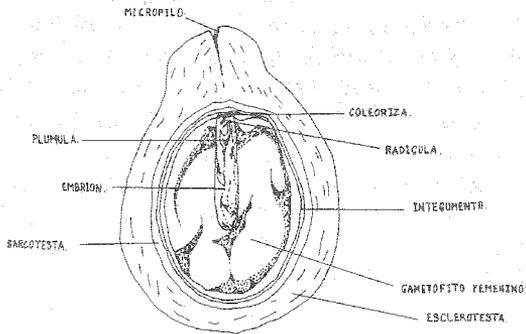


Figura 8



o crema cuando esta inmadura y amarilla cuando está madura; en *Ceratozamia* es blanco cuando está inmadura y de blanco-amarillento cuando logra la madurez. En la mayoría de las especies de *Zamia* son rojas cuando la semilla está madura (figura 6) y algunas son de color naranja o amarillo.

## Fisiología de la semilla

Cuando las semillas de las cycadas están maduras, es decir, cuando el embrión está completamente desarrollado, la germinación puede presentarse en tres a cuatro semanas. El período de maduración de las semillas varía de acuerdo a la especie. En la mayoría de los casos dura aproximadamente un año, pero en algunas puede tardar hasta dos (Vovides, 1992).

En la germinación de semillas, las cycadas, presentan tres tipos de letargo que están interrelacionados: la capa carnosa fresca exterior (sarcotesta) que tiene un efecto inhibitorio, la capa interior dura (esclerotesta), y el embrión, que en la mayoría de las cycadas está inmaduro al momento de abscisión del cono (cuando éste empieza a abrirse) (figura 19). En varias especies, el remover la capa carnosa fresca es suficiente para permitir la germinación. Por ejemplo, varias especies de *Dioon*, *Macrozamia*, *Lepidozamia* y también *Zamia loddigesii* Miq. y *Z. fischeri* Miq. están entre las que germinan sin dificultad (Dehgan, 1983; Dehgan & Schutzman, 1989).

No obstante, la esclerotesta gruesa es el mayor obstáculo para la germinación de las especies de cycadas. Aunque las semillas pueden aparecer completamente maduras, a veces los embriones están todavía en estados tempranos de desarrollo. Ejemplos extremos de esto se presentan en *Encephalartos*, *Cycas* (Dehgan, 1983) y en algunas especies de *Ceratozamia* (Pérez Farrera, dato no publicado). Dyer (1965) y Giddy (1980) han sugerido el almacenamiento de semillas de *Encephalartos* por seis meses y en *Ceratozamia norstogii* de tres a cuatro meses (Pérez Farrera, dato no publicado) antes de sembrarse. Investigaciones recientes con especies de *Cycas*, también indican que es necesario el almacenamiento. Lo mismo puede decirse para *Z. floridana* y *Z. furfuracea* (Dehgan, 1983). Este almacenamiento le da oportunidad al embrión de desarrollarse más y crecer.

## Conservación

Uno de los puntos más importantes a que se llegó en la Segunda Conferencia Internacional sobre la Biología de las Cycadas (Cycad 90) fue la necesidad de su conservación a través de la propagación, lo cual podría reducir las presiones de los saqueos en su hábitat. Muchos viveristas erróneamente piensan que el cultivo de estas plantas en viveros tradicionales no es económicamente rentable, dado que el crecimiento es lento en la mayoría de las especies, propiciando con esto el saqueo en las poblaciones naturales. No obstante, los viveristas comerciales deben considerar seriamente la propagación artificial (Vovides e Iglesias, 1994).

El manejo sostenido y propagación de las cycadas puede ocurrir en dos niveles:

1.- Un nivel de "alta tecnología" donde se hace investigación a fondo en colaboración con los jardines botánicos y los viveros comerciales para incrementar el crecimiento y germinación de las plantas, como las realizadas por Dehgan, (1983); Dehgan y Johnson (1983); Dehgan y Schutzman, (1983); Dehgan y Schutzman, (1989); Dehgan y Almira (1993) y Pérez Farrera (1994) usando reguladores de crecimiento y fertilizantes de acción lenta. Las técnicas de cultivo de tejidos pueden ser una buena alternativa, aunque todavía están en desarrollo (Chávez y Vovides, 1993; Osborne, 1990).

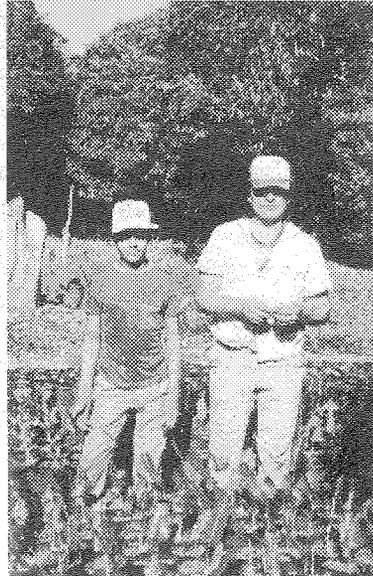
2.- Un nivel de "tecnología alterna" desarrollada para los campesinos en el hábitat de las cycadas, los cuales pueden manejar y propagar las cicadáceas *in situ* como una pequeña industria. Esto puede realizarse a partir de la colecta de semillas maduras de plantas madres adultas de las poblaciones naturales. Una parte de lo que cultiven podría comercializarse y otra podría ser reintroducida a su ambiente. Esto puede llevarse a cabo con base en un manejo sostenido que incluye la reintroducción y monitoreo de las poblaciones naturales en colaboración con expertos, lo que reduciría la presión ejercida por la colecta y el saqueo ilegal de las poblaciones naturales. Los campesinos actuarían como guardias de su propio recurso y contarían con incentivos para conservar un hábitat productivo (Vovides e Iglesias, 1994).

En lo que concierne a la conservación de cicadáceas mexicanas, se está llevando a cabo su propagación en el nivel dos, con la supervisión de los autores. En Chiapas, campesinos de los ejidos La Sombra de la Selva, Tres Picos y Nueva Independencia, municipio

de Villaflores, han establecido viveros *in situ* de *Ceratozamia norstogii* y *Dioon merolae* en los ejidos de Andrés Quintana Roo, municipio de Jiquipilas y La Sombra de la Selva (figura 9) en la Reserva de la Biósfera La Sepultura y con *Zamia soconuscensis* y *Ceratozamia matudae* en el ejido Las Golondrinas, municipio de Acacoyagua, Chiapas, en la Reserva de la Biósfera El Triunfo.

Otros viveros similares están en marcha en Veracruz con la propagación de *D. edule* en el ejido el Palmar (Vovides e Iglesias, 1994) (figura 10) y en Alvarado, Veracruz con la propagación de *Zamia furfuracea*.

Figuras 9 y 10



## Propagación y cultivo de cycadas

### Colecta de semillas

Para la colecta de semillas, existen básicamente dos técnicas. La primera consiste en esperar el período de maduración de los conos femeninos, el cual varía según la especie. En el caso de algunas especies de *Zamia* y *Ceratozamia* la duración es aproximadamente de un año, pero en algunas de *Dioon* puede durar hasta dos años o más. De ninguna manera deben cortarse los conos inmaduros (conos pequeños) (figura 11a) para intentar obtener semillas viables, ya que estos no se han desarrollado. Al madurar los conos, se observan las escamas que se han abierto (figura 11b); las semillas se extraen aflojando los megasporófilos. Éstas tienen una capa carnosa (sarcotesta) de color rojo como en algunas especies de *Zamia* (por ejemplo *Z. splendens*), blanco-amarillento como en las *Ceratozamia* (por ejemplo *C. norstogii*) o amarillo como en *Dioon* (por ejemplo *D. merolae*) (figura 6).

La segunda técnica consiste en tener en observación el cono femenino, actividad que se puede realizar de la siguiente manera: antes de cortar el cono se extrae una escama de la parte media del mismo y se quita una semilla, mientras está *in situ*. Se corta la semilla a la mitad longitudinalmente y se observa el embrión, si la semilla presenta embrión a la mitad o 3/4 de largo del gametofito (figura 12c), entonces el cono se puede cortar y las semillas pueden colectarse. Esto nos indica que las semillas están maduras. Pero si al cortar la semilla se observan dos cámaras (arquegonios), entonces el cono no debe cortarse debido a que todavía no se ha formado el embrión de la semilla (figura 12a) y se vuelve a tapar el cono. Esto indica que sus semillas no fueron fertilizadas, y tardarán en madurar hasta un año ó más después de la fertilización (en el caso de *Dioon*, o casi diez meses en *Zamia* o *Ceratozamia*). Sí al cortar la semilla, ésta presenta un proembrión (como un hilo delgado enroscado como un resorte o suspensor que ocupa 1/3 de la mitad del largo de la semillas) (figura 12b), el cono tampoco debe cortarse, puesto que no ha desarrollado completamente el embrión y debe esperarse unos ocho meses o más para el caso de *Dioon* y unos tres meses para *Ceratozamia* y *Zamia*.

Una vez recolectadas las semillas, deben limpiarse. Esta actividad consiste en eliminar la capa carnosa o sarcotesta de las semillas, debido a que presenta sustancias inhibitorias a la germinación,

## Maduración de las semillas

Algunos estudios de maduración en semillas de cycadas han demostrado que muchas especies presentan letargo por embrión inmaduro y en este estado son incapaces de germinar. Si las semillas se mantienen almacenadas adecuadamente, el embrión continúa su desarrollo lentamente hasta alcanzar su madurez, después de lo cual puede ser capaz de germinar. Este largo período de almacenamiento es conocido como periodo posmaduración, el cual es variable para cada especie. Algunas especies de *Ceratozamia*, *Dioon* y *Zamia* presentan períodos cortos de posmaduración, los cuales requieren unos 30 días para que sus semillas maduren (Hubbuch, 1987; Jones, 1993), mientras que en *Bowenia*, *Cycas*, *Encephalartos*, *Lepidozamia*, *Macrozamia* y *Stangeria* este lapso puede ser hasta de seis a 12 meses (Jones, 1993).

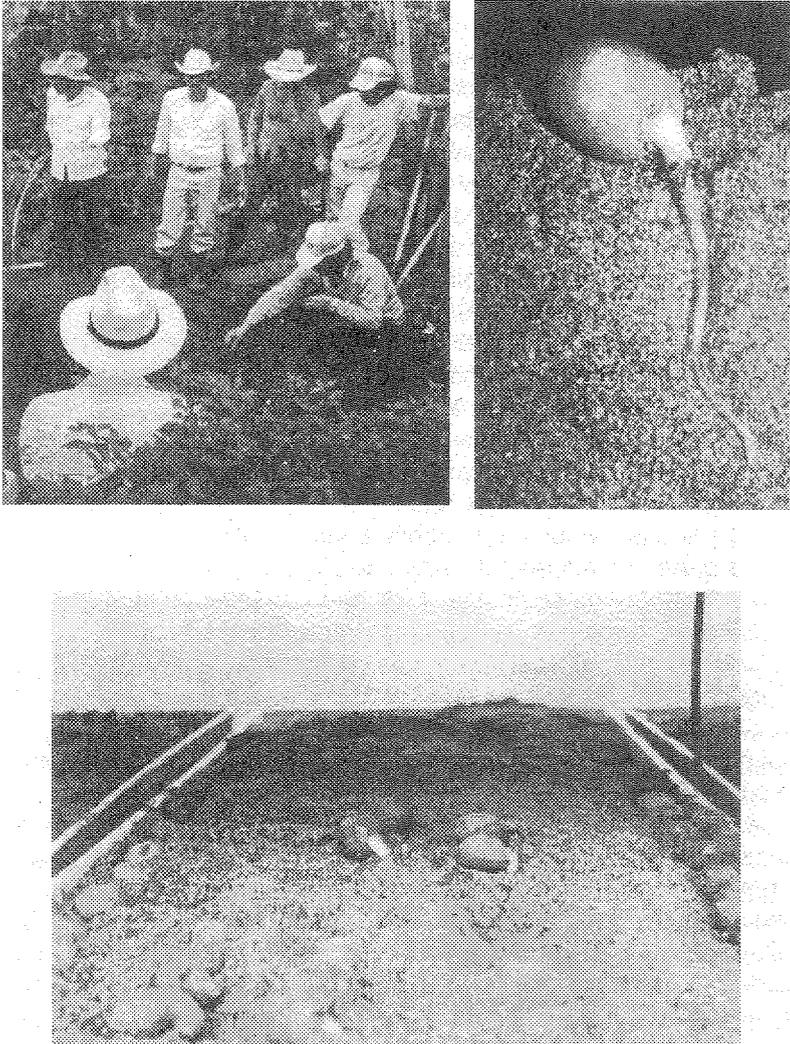
Cuando las semillas colectadas están maduras, como en el caso de *Dioon merolae*, especie que no presenta letargo de embrión inmaduro, la germinación se realiza aproximadamente en 30 días, mientras que las semillas de *Ceratozamia norstogii*, que presentan letargo de embrión no desarrollado, necesitan unos tres meses de almacenamiento para su adecuada maduración.

## Prueba de fertilidad

Después de la colecta o del almacenamiento, las semillas pueden someterse a una prueba de fertilidad, que consiste en colocarlas en un balde con agua. Las que se hundan son fértiles y las que floten, infértiles. Estas últimas deben desecharse, debido a que después de la polinización algunas semillas no logran fertilizarse, y por lo tanto no desarrollaron un embrión, formando bolsas de aire, lo que hace que floten. También cuando las semillas han sido almacenadas por mucho tiempo, el gametofito se seca, por la deshidratación, dando como resultado el encogimiento del gametofito femenino y la separación subsecuente de la esclerotesta, lo que da lugar a la formación de bolsas de aire, razón por las que también flotan. A diferencia de muchas otras semillas, la viabilidad, en este caso, no se restablece por rehidratación.

Este método de prueba es muy efectivo para muchas especies de cycadas, aunque no funciona en especies asiáticas como *Cycas circinalis* y *C. rumphii*, las que son indiferentes a este método de flotación (Dehgan y Yuen, 1983; Dehgan y Schutzman, 1989). La distribu-

Figuras 13 (a y b) y 14



ción restringida y endémica de muchas especies de cycadas ha impedido la realización de pruebas de flotación en semillas. Aunque este método es un medio rápido para determinar la fertilidad o viabilidad de las semillas, lo más recomendable es revisar el embrión.

## Cultivo

Las semillas se siembran horizontalmente con un 1/3-1/2 de su superficie sumergida en el sustrato (figura 13b y 14). El suelo debe tener buen drenaje y no debe estar compactado. Las semillas pueden sembrarse en camas germinativas o almácigos, los que deben ser de 1.5 m ancho por 5 m de largo x 20 cm de alto, dejando espacios de 50 cm entre un almácigo y otro (figura 13a). El medio germinativo puede ser arena gruesa (en el caso de *Dioon*) y arcilla con tierra de hoja (para el caso de *Ceratozamia*). Al año de haber germinado pueden transplantarse en bolsas de vivero de polietileno o en maceteras individuales pequeñas.

Según Dehgan (1983), el medio germinativo adecuado para el cultivo de las cycadas de hábitat méxicos, como las especies de *Zamia* (por ejemplo, *Zamia loddigesii*, *Z. fischeri*) y algunas especies de *Ceratozamia*, es el siguiente:

- 1 parte por volumen Metro-Mix 500 o una mezcla similar de suelo.
- 1 parte por volumen de arena fina.
- 1 parte por volumen de perlita ó vermiculita.
- 1 parte por volumen de viruta de pino.
- 2.25 Kg/m<sup>3</sup> de dolomita y 1.25 kg/m<sup>3</sup> de micronutrientes.

Se puede intentar una segunda mezcla para taxa de hábitat xéricos (por ejemplo, *Z. furfuracea*, *Dioon* y algunas especies de *Ceratozamia*). La perlita puede ser reemplazada por grava "solita", tezontle o cualquier otra arcilla porosa de origen volcánico. El "Osmocote", un fertilizante de acción lenta, puede aplicarse sobre la superficie después del trasplante.

Ambas mezclas tienen buen drenaje y favorecen la absorción de nutrientes por parte de la planta, así como también le dan una buena aireación, un aspecto muy importante, ya que el cultivo se ve afectado negativamente por la reducción severa del oxígeno en el suelo, lo que influye directamente en la utilización del nitrógeno. Un problema asociado con estas mezclas es la rápida extensión de la raíz primaria característica de todas las cycadas. Para superar este problema, la raíz puede ser cortada cerca de la base de la raíz primaria y después se remoja en ácido indolbutírico (IBA) a 2,000 ppm. durante cinco segundos, para después transplantarla, dando como resultado el desarrollo de dos o tres raíces primarias. Cada uno desarrolla varias raíces secundarias y numerosos pelos absorbentes (Dehgan y Almira, 1993). El medio debe ser humedecido antes de la segunda semana para evitar la

deseccación de las hojas (Dehgan, 1983). Esto permite que la planta tenga mejor absorción de los nutrientes y el agua, dando como resultado un buen crecimiento.

Para su germinación es importante tener humedad en el medio germinativo y una temperatura de 21-27°C con sombra parcial (Vovides, 1992) y una humedad relativa de 60-70% (Giddy, 1990). Esta temperatura se puede obtener fácilmente en regiones más cálidas, no obstante, en regiones más frías, puede lograrse con un sistema de nebulización intermitente y cables calentadores.

Una vez germinadas, las plántulas pueden transplantarse en túneles de plástico en un ambiente controlado con un rango de temperatura de 28-30°C. Bajo estas condiciones de cultivo, se puede aplicar regularmente cada fin de semana fertilizantes líquidos en forma de N-K-P, 3-1-5 en una dilución 1:1000 (Smith, 1978a; Smith, 1978b; Giddy, 1990). También se recomienda un pH de sustrato de 6.5-7.0 (Dehgan y Almira, 1993)

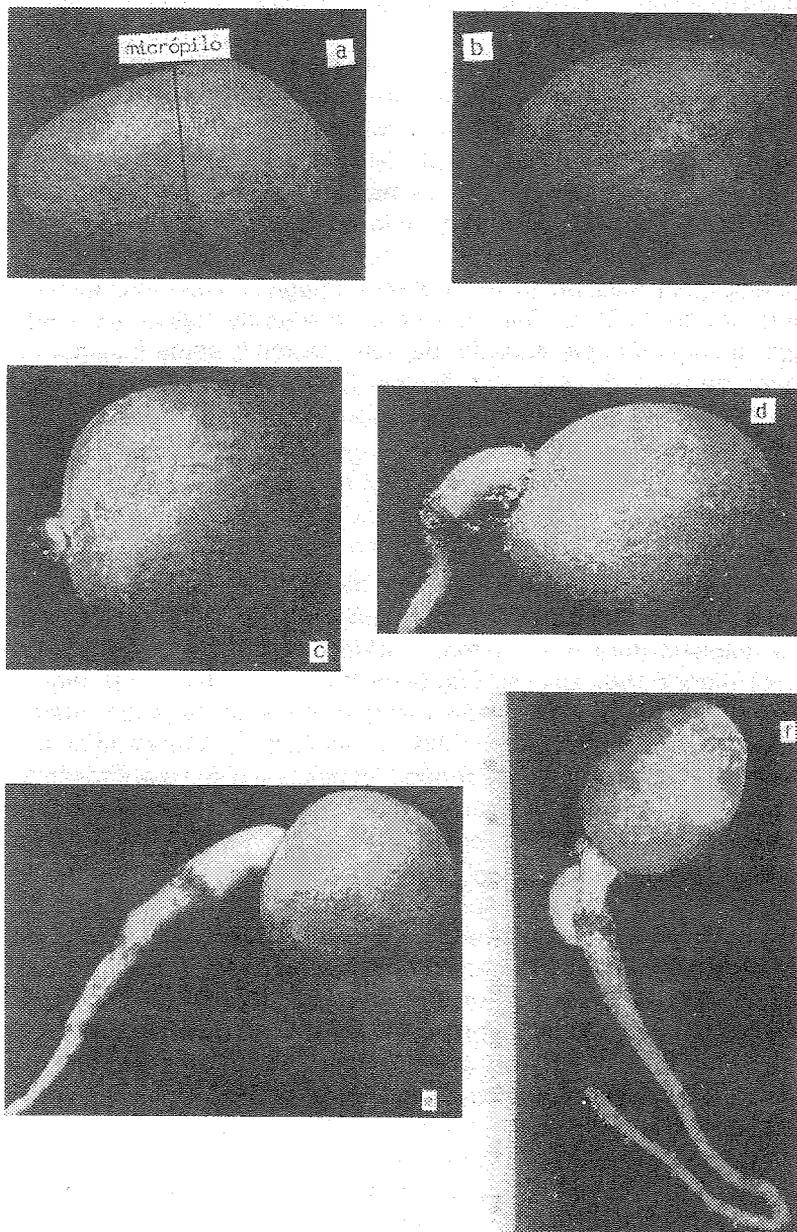
## Germinación

En *Dioon merolae* la germinación se da cuando la radícula emerge (figura 15a, b, c). Ésta presenta un color que va de blanco a beige, consistencia dura y un diámetro aproximado de 5 mm (a los 24 días) (figura 15d), que se engruesa y forma un hipocótilo (figura 15e), desde donde emerge una raíz que se alarga, llegando a medir 25 cm de largo a los cuatro meses de siembra y pudiéndose observar la formación de raíces laterales. El hipocótilo se va engrosando conforme se desarrolla la plántula (figura 15f) (Pérez Farrera, 1994).

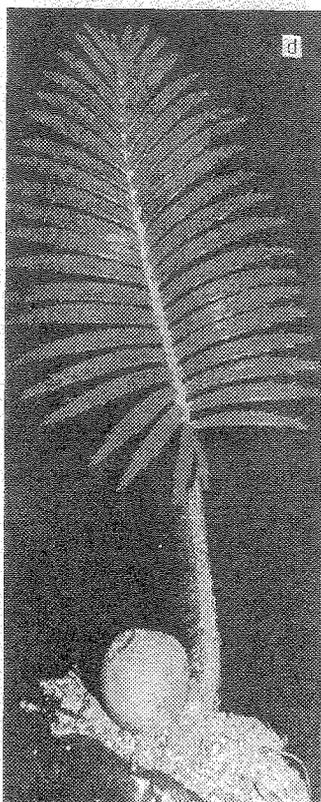
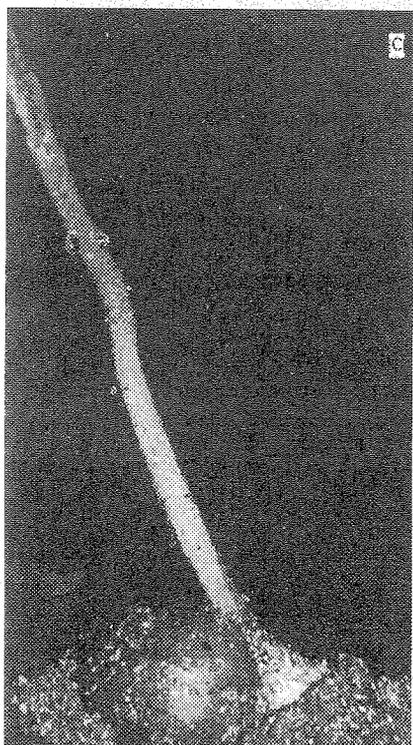
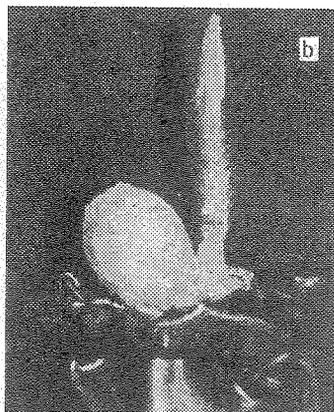
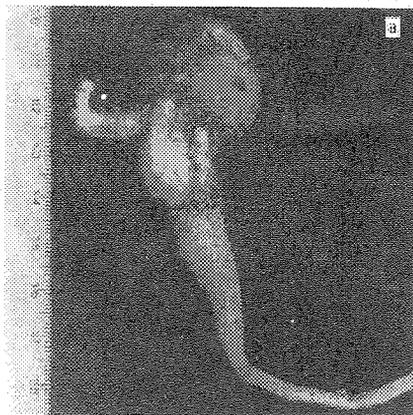
El vástago comienza a emerger a los cinco meses de siembra de un ensanchamiento que se produce en la base del hipocótilo (figura 15f), principalmente por una abertura en donde se desarrolla una yema vellosa que al crecer se alarga (figura 16a, b, c, d) y da origen a la hoja primaria, aplanada y plegada, de color verde claro, pubescente y flexible, y a medida que crece se va abriendo y endureciendo, hasta volverse coriácea (a los seis meses de siembra). Los folíolos son opuestos a subopuestos, presentan dos a tres espinulas en cada uno de los márgenes y de una a dos espinas en el ápice (Pérez Farrera, 1994).

De la misma manera se presenta la germinación en *Ceratozamia norstogii*. Al mes de haberse sembrado, las semillas germinan, y a los tres meses emergen la primera hoja con cuatro o seis folíolos.

Figura 15 (a, b, c, d, e y f)



Figuras 16 (a, b, c y d)



## Germinación rápida

Se puede acelerar la germinación de las semillas que presentan embrión inmaduro tratándolas con un proceso de escarificación. La escarificación química con ácido sulfúrico concentrado ( $H_2SO_4$ ) ha dado muy buenos resultados, seguido por un remojo en ácido giberélico ( $GA_3$ ) a 1000 ppm. El tiempo de exposición varía en cada especie. *Z. floridana* requiere una exposición de 60 minutos en  $H_2SO_4$ , seguida por un remojo de 48 horas en  $GA_3$  (Dehgan y Johnson, 1983), mientras que *Z. furfuracea* necesita sólo de 20-25 minutos de  $H_2SO_4$  y 24 horas de remojo en  $GA_3$  (Dehgan y Schutzman, 1983). Se recomienda, en general para las semillas de las cycadas, un remojo en  $H_2SO_4$  de 20-30 minutos seguido por uno en  $GA_3$  a 1000 ppm durante 24 horas (Dehgan y Almira, 1993).

La germinación rápida puede lograrse mediante la escarificación mecánica ó química. La mecánica puede obtenerse con el lijamiento de las semillas. La escarificación química mediante el remojo de las semillas en ácido sulfúrico o clorhídrico. Dehgan (1983), Dehgan y Johnson (1983) y Dehgan y Schutzman (1989) han reportado muy buenos resultados con la escarificación química. Smith (1978a) señala buenos resultados mediante la mecánica. Es importante mencionar que el empleo de cualquier método de escarificación nos compromete a establecer la búsqueda de un delicado punto de equilibrio en el que al mejorar la permeabilidad no se reduzca la protección natural de la semilla, ya que si se aplica más efecto del necesario, el embrión puede resultar dañado.

En general, todas las semillas de cycadas maduras parecen responder positivamente a la exposición del  $GA_3$ , no obstante en *Dioon merolae* este procedimiento parece tener un efecto negativo, no así la escarificación (Pérez Farrera, 1994).

## Producción de semillas por polinización manual

Antiguamente, se pensaba que las cycadas eran polinizados por el viento. Investigaciones recientes han demostrado que la polinización la efectúan insectos. En *Zamia* se han identificado dos grupos de insectos: curculiónidos (gorgojos) y langúridos (escarabajos) (Tang, 1987; Norstog, 1987; Norstog y Fawcett, 1989; Vovides, 1991; Norstog *et al.*, 1992; Donaldson, 1997). *Dioon merolae* parece presentar este mismo patrón de polinización, no obstante, en *Ceratozamia* se presentan únicamente

Figuras 17 y 18 (a y b)

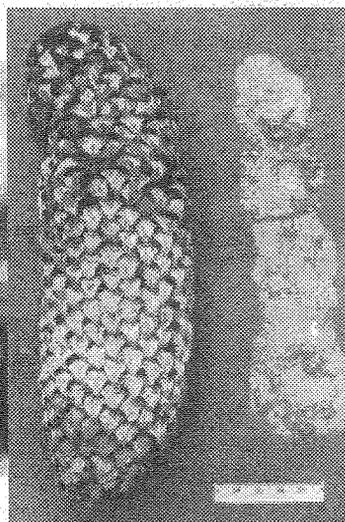
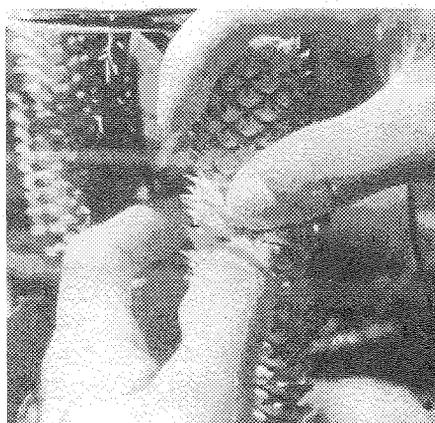
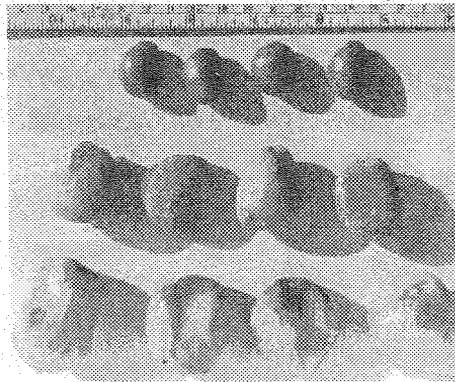


Figura 19



langúridos (Pérez Farrera obs. pers; Vovides, 1991). Estos insectos se reproducen en los conos masculinos, donde realizan su ciclo de vida y son los responsables directos del transporte del polen de las plantas masculinas a las femeninas. Cuando el cono masculino empieza a liberar el polen, los insectos salen del cono masculino y visitan el femenino, atraídos por el aumento de la temperatura y por algunos olores.

Figura 20 (a, b y c)



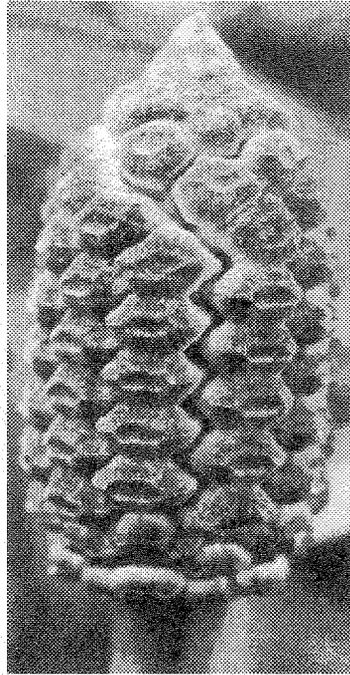
llevando a cabo de esta manera la polinización (figura 22).

La técnica de polinización manual es fácil de aprender, la única dificultad es el tiempo de operación y adquisición del polen y la identificación del cono femenino receptivo -para efectuar la polinización. Para la obtención del polen, es necesario que el cono masculino esté maduro, lo cual se reconoce porque justo antes de soltar el polen, su eje empieza a elongarse, las escamas se separan y los microsporangios se abren, liberando el polen (figura 17,18a,b). La liberación empieza pausadamente al principio y más rápido después, y puede

durar de unos días hasta unas semanas, de acuerdo a la especie, pero generalmente se da en un período de 10 a 12 días (Giddy, 1990). En *Dioon merolae* y *Ceratozamia norstogii* suele tardarse hasta dos semanas (Pérez Farrera, obs. pers.) (figura 19).

Para obtener el polen, es necesario coleccionar el cono masculino al momento de su liberación. Nunca debe cortarse cuando está inmaduro (escamas cerradas), puesto que no se han desarrollado completamente los microsporangios. El cono se puede envolver en un pliego de papel estraza o periódico y colocarlo dentro de una caja en un lugar seco y ventilado. Posteriormente, conforme se vayan abriendo los microsporangios o bolsas polínicas, se puede sacudir el cono sutil y periódicamente, para ayudar a la liberación del polen, el cual puede almacenarse en un frasco pequeño limpio, seco y de plástico. Estos frascos deben ir etiquetados con el nombre de la especie, localidad donde se realizó la colecta del cono masculino, fecha y nombre del colector. Los frascos pueden colocarse en una

Figura 21



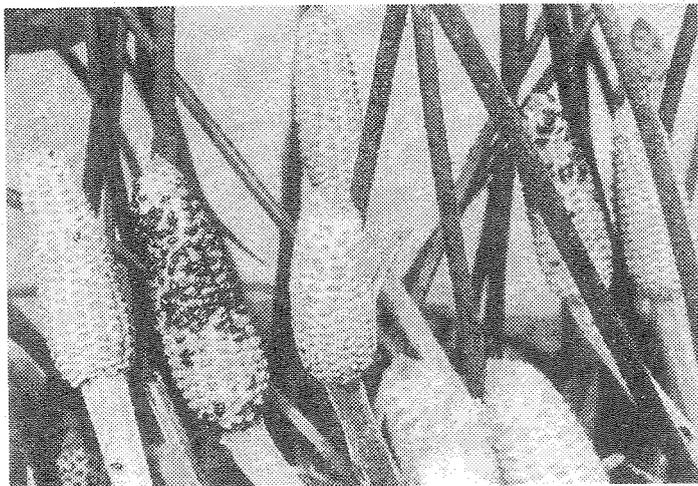
caja de plástico y guardarse en el congelador del refrigerador. El polen puede mantener su viabilidad por algunos años y puede utilizarse cuando sea la época de polinización. Recientes estudios en *Encephalartos* han demostrado que el polen puede almacenarse exitosamente en nitrógeno líquido (-196°C) sin pérdida de viabilidad (Jones, 1993).

## Técnica de polinización

La polinización de las cycadas, en su hábitat natural, ocurre cuando los conos femeninos están receptivos (figura 20). Esto puede identificarse, en los casos de *Ceratozamia* y *Zamia*, cuando las escamas del cono femenino se abren ligeramente a lo largo del cono. En *Dioon*, solo las escamas estériles basales del cono se hinchan y se abren ligeramente, lo que puede durar una semana o dos, según sea la especie. Para la polinización manual, es necesario que el cono femenino esté en esta etapa receptiva (figura 21).

Existen básicamente dos técnicas de polinización artificial. En una, el polen colectado en seco se coloca en la parte superior del cono femenino, después de haber quitado algunas escamas, y con una pipeta se sopla para que éste penetre entre los megasporófilos (Giddy, 1990). La segunda técnica consiste en colocar el polen en una tasa de agua y con una jeringa inyectarlo entre las escamas superiores y laterales del cono en el caso de *Ceratozamia* y *Zamia*. Para el caso de *Dioon* es recomendable quitar la tapa superior del cono femenino con una navaja filosa y soplar el polen desde arriba; una vez hecha la polinización, se vuelve a colocar la tapa superior del cono. Es aconsejable que se repitan los procesos de polinización artificial varias veces, durante el tiempo que el cono femenino está receptivo, para asegurar la obtención de un máximo número de semillas fecundadas (Vovides, 1992).

Figura 22



## Bibliografía

Crane, P., 1988. "Major clades and relationships in higher gymnosperms" en Beck (ed.) *Origin and evolution of gymnosperms*, pp. 218-277. Columbia Univ. Press, N. Y.

Chávez, V. M. y A. P. Vovides, 1993. "Regeneración *in vitro* de tres especies de *Zamia*" en *Boletín Amaranto*, 6(4):12-17.

Dehgan, B., 1983. "Propagation and growth of cycads. A conservation strategy" en *Proc. Fla. State Hort. Soc.*, 96:137-139.

Dehgan, B. y C. R. Johnson, 1983. "Improved seed germination of *Zamia floridana* (*sensu lato*) with  $H_2SO_4$  and  $GA_3$ " en *Scientia Hort.*, 19:357-361.

Dehgan, B. y B. Schutzman, 1983. "Effect of  $H_2SO_4$  and  $GA_3$  on seed germination of *Zamia furfuracea*" en *HortScience*, 18(3):371-372.

Dehgan, B. y B. Schutzman, 1989. "Embryo development and germination of *Cyca* seeds" en *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 114(1):125-129.

Dehgan, B. y Fe Almira, 1993. "Horticultural practices and conservation of cycads in Stevenson" en D.W. y K. Norstog (eds.) *Proceedings of Cycad '90*. Second International Conference on Cycad Biology, pp. 322-328. Milton, Queensland, Australia.

Dehgan, B. y C. K. K. H Yuen, 1983. "Seed morphology in relation to dispersal, evolution and propagation of *Cycas* L." en *Botanical Gazette*, 144:412-418.

Dyer, R. A., 1986. "The cycads of southern Africa" en *Bothalia* 8:404-515.

Donaldson, J., 1997. "Is there a floral parasite mutualism in cycad pollination" The pollination biology of *Encephalartos villous* (*Zamiaceae*) en *American Journal of Botany* 84:1398-1406.

Eckenwalder, 1980. "Cycads: The prime of their lives" en *Fairchild Tropical Garden Bulletin*, Vol. 35(1):11-19.

Giddy, C., 1980. *Cycadas of South Africa*. C. Struik Publisher, Cape Town South Africa.

Giddy, C., 1990. "Conservation through cultivation" en *Memoirs of the New York Botanical Garden*, 57:89-93.

Grove, T. S., A. M. O'Connel y Malajezuk, 1980. "Effects of fire on the growth, nutrient content and rate of nitrogen fixation of the cycad *Macrozamia riedlei*" en *Aust. J. Bot.*, 271-281.

Guo Fan, L., D. Ting-Xiu, Z. Lin y Si-Yuan, 1993. "Root nodules and nitrogen fixation in *Cycas panzhihuaensis*." en Stevenson, D.W. y K. J. Norstog (Eds.) *Proc. Cycads 90*, 2nd International Conference on Cycad Biology, pp.165-168. Pcsa, Milton, Australia.

Halliday, J y J. S. Pate, 1976. "Symbiotic nitrogen fixation by coralloid roots of the cycad *Macrozamia riedlei*: Physiological characteristic and ecological significance" en *Aust. J. Plant Physiol.*, 3:349-358.

Hubbuck, C., 1987. "Cycads: Propagation and container culture" en *Fairchild Tropical Garden Bulletin*, 42 (3):5-8.

Jones, D. L., 1993. *Cycads of the world. Ancient plants in today's landscape*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.

Moretti, A., G. Siniscalco G. y Vázquez Torres, 1981. "Cicasinas y macrozamina en cícadas mexicanas" en *VIII Congreso Mexicano de Botánica*. 17-23 Octubre, pp. 154-155. México.

Norstog, K. J., 1987. "Cycads and the origin of insect pollination", en *American Scientist*, Vol. 75:270-279.

Norstog, K. J., Fawcett P. K y A. P. Vovides, 1992. "Beetle pollination of two species of *Zamia*: evolutionary and ecological considerations" en *Palaeobotanist*, 41:149-158.

Norstog, K. J. y P. K. Fawcett, 1989. "Insect-Cycad symbiosis and its relation to the pollination of *Zamia furfuracea* (Zamiaceae) by *Rhopalotria mollis* (curculionidae)" en *Amer. J. Bot.*, 76(9):1380-1394.

Osborne, R., 1990. "Micropragation in cycads" en *Memoirs of the New York Botanical Garden*, 57:82- 88.

Pérez Farrera, M. A., 1994. *Estudio sobre germinación en semillas de espadaña *Dioon merolae* De Luca, P. S. Sabato y Vázquez Torres (Zamiaceae)*. Tesis de Licenciatura. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas.

Pérez Farrera, M. A. y A. P. Vovides, 1996. "Ethnobotany of *Dioon merolae* in the Central Depression of Chiapas" en *Journal of the Ethnobotany* (En revisión).

Pérez Farrera, M. A. y J. A. Rodríguez Garza, 1992. "The espadaña *Dioon merolae* (Zamiaceae) during Santa Cruz Festivity in Suchiapa, Chiapas" en *III International Congress Ethnobotany*, p. 134. México, D.F. Abstracts.

Rothschild, M., Nash R. J. y E. A. Bell, 1986. "Cycasin in the endangered butterfly *Eumaeus atala florida*" en *Phytochemistry*, 25:1853-1854.

Scagel, R. F., G. E. Rouse, J. R. Stein, R. J. Bandon, W. B. Schofiola y T. M. Taylor, 1980. *El reino vegetal. Los grupos de plantas y sus relaciones evolutivas*. 3 ed. Edit. Omega, Barcelona, España.

Spencer, P. S., P. B. Nunn, A. C. Hungon, A. C. Ludolph, S. M. Ross, D. N. Roy y R. C. Robertson, 1987. "Guam amyotrophic lateral sclerosis-parkinsonism-dementia linked to a plant excitant neurotoxin" en *Science*, 237:517-522.

Schutzman, 1987. "Mesoamerican *Zamias*" en *Fairchild Tropical Garden Bulletin*, Vol. 42(3):16-20.

Smith, S., 1978a. "Seed scarification to speed germination of ornamental cycads (*Zamia* spp.)" en *HortScience*, 13(4):436-438.

Smith, S., 1978b. "N and K fertilization of Florida Coontie *Zamia integrifolia* Ait." en *HortScience*, 13(4):438-439.

Stiassny, M. L. J., 1992. "Phylogenetic analysis and the role of systematics in the biodiversity crisis" en N. Eldredge (ed.) *Systematics ecology and the biodiversity crisis*, pp. 109-120. Columbia Univ. Press. New York.

Tang, W., 1987. "Insect pollination in the cycad *Zamia pumila* (Zamiaceae)" en *American Journal Botany*, 74:90-99.

Vega, A. y E. A. Bell. 1967. "α-amino-β-methylaminopropionic acid, a new amino acid from seed of *Cycas circinalis*" en *Phytochemistry*, 6:759-762.

Vovides, A. P., J. Rees y M. Vázquez Torres, 1983. *Flora de Veracruz. Familia Zamiaceae*. Fascículo 26.

Vovides, A. P., 1991. "Insect symbionts of some mexican cycads in their natural habitat" en *Biotropica*, 23(1):102-104.

Vovides, A. P., 1992. "Polinización y producción de semillas de cicadáceas y su germinación" en *Boletín Amaranto*, año 5, núm. 1:13-16.

Vovides, A. P. y C. G. Iglesias, 1994. "An integrated conservation strategy for the cycad *Dioon edule* Lindl." en *Biodiversity and Conservation*, 3:137-141.

Whiting, M. G., 1963. "Toxicity of cycads" en *Economic Botany*, 17:271-302.

## Glosario

*Decumbente:* Que está inclinado hacia el suelo, con los extremos ascendentes.

*Imbricado:* Se refiere a los folíolos de las hojas pinnadas (hojas como palma) que se encuentran sobrepuestas (como persianas), esto es, donde un folíolo está encima de otro.

*Inerme:* Hace referencia a que la estructura, que puede ser una hoja, fruto o tronco, no tiene espinas o aguijón.

*Semilla:* es un óvulo maduro de un fruto seco, que consiste en embrión, reserva alimenticia almacenada (gametofito o endospermo) y cubierta protectora (escleroteca). Es la unidad de dispersión de las plantas.

*Germinación:* Proceso de reactivación del sistema metabólico de la semilla, que comienza con la emergencia de la radícula (raíz) y de la plúmula (tallo) hasta el desarrollo de una plántula normal.

*Glabro:* Se refiere a cualquier estructura (hojas, tronco, frutos) que no tiene ningún indumento (como pueden ser pelo, espinas o glándulas).

*In situ:* En el mismo lugar de origen o en el mismo sitio.

*Letargo:* es la falta de crecimiento de cualquier parte de una planta resultante de factores internos o externos.

*Semilla con letargo:* es aquella que no llega a germinar, aunque haya absorbido agua y esté expuesta a condiciones favorables para su crecimiento (temperatura y oxígeno).

*Posmaduración:* proceso que transcurre desde el almacenamiento de semillas con embrión inmaduro hasta su completa maduración.

*Escarificación:* tratamiento que se utiliza en las semillas para acelerar su germinación.

*Endémico:* que sólo crece y existe en un lugar único y determinado de una región geográfica.

*Taxa:* es cada uno de los niveles de categoría en la clasificación taxonómica.

*Viabilidad:* Se refiere a semillas o embriones que están vivos.

Este *Manual para el cultivo y propagación de cycadas*  
de Miguel Ángel Pérez Farrera  
y Andrés P. Vovides Papalouka  
se terminó de imprimir durante el mes de noviembre  
de 1997 en los talleres de P7 Ediciones  
en la Ciudad de México.

La edición y el cuidado de la producción  
estuvieron a cargo de Raúl Marcó del Pont Lalli,  
Coordinador de Participación Social  
y Publicaciones del INE.

El tiraje fue de 500 ejemplares  
más sobrantes para reposición.