

MANUAL  
PARA EL CULTIVO  
Y PROPAGACIÓN DE CYCADAS

EL NIÑO  
S O L O  
X I  
B I



MANUAL PARA EL CULTIVO Y PROPAGACION DE  
CYCADAS

MIGUEL ANGEL PEREZ FARRERA  
ANDREW P. VOVIDES

## INDICE

PAG.	
	PREFACIO..... 1
	INTRODUCCION..... 2
	IMPORTANCIA..... 3
	ASPECTOS GENERALES..... 3
	MORFOLOGIA DE ESTRUCTURAS REPRODUCTIVAS..... 3
	MORFOLOGIA DE LA SEMILLA..... 4
	FISIOLOGIA DE LA SEMILLA..... 4
	CONSERVACION..... 5
	PROPAGACION CULTIVO DE CYCADAS..... 13
	COLECTA DE SEMILLA..... 13
	TOXINA DE LAS SEMILLAS..... 13
	ALMACENAMIENTO DE LAS SEMILLAS..... 14
	MADURACION DE LAS SEMILLAS..... 14
	PRUEBA DE FERTILIDAD..... 14
	CULTIVO..... 15
	GERMINACION..... 16
	GERMINACION RAPIDA..... 16
	PRODUCCION DE SEMILLAS POR POLINIZACION MANUAL..... 17
	TECNICA DE POLINIZACION..... 18
	BIBLIOGRAFIA..... 26
	GLOSARIO..... 29

## LISTA DE FIGURAS Y PIES DE FOTOS

Figura 1. Distribución mundial de cycadas.

Figura 2. Uso de hojas de *Dioon merolae* en la festividad de la Santa Cruz en Suchiapa, Chiapas.

Figura 3. Importancia de las cycadas como formadora y retenedora de suelos.

Figura 4. Cono femenino ó megastróbilo a) megastróbilo de *Dioon merolae*, b) megastróbilo de *Ceratozamia norstogii*, c) megastróbilo de *Zamia splendens*.

Figura 5. Cono masculino o microstróbilo a) microstróbilo de *Dioon merolae*, b) microstróbilo de *Ceratozamia* sp. c) microstróbilo de *Zamia soconuscensis*.

Figura 6. Megasporoforilo y semilla. a) *Dioon merolae* b) *Ceratozamia* sp. c) *Zamia splendens*

Figura 7. Microsporoforilo y microsporangio (cámaras polínicas). a) *Dioon merolae* b) *Ceratozamia* sp. c) *Zamia soconuscensis*

Figura 8. Morfología de una semilla madura de cycada

Figura 9. Vivero *in situ* de *Ceratozamia norstogii* en el ejido La Sobra de la Selva, municipio de Villaflores, Chiapas

Figura 10. Vivero *in situ* de *Dioon edule* en el ejido el palmar, en el estado de Veracruz

Figura 11. a) cono femenino inmaduro de *Dioon merolae* b) cono maduro de *D. merolae*

Figura 12. Proceso de maduración de la semilla de *D. merolae*. a) semilla inmadura, observándose las cámaras de los arquegonios, b) semilla inmadura, desarrollo de un proembrión con un suspensor y los cotiledones diferenciados, c) semilla madura, con su embrión completamente desarrollado a 1/3 con respecto al gametófito femenino.

Figura 13. Semillas maduras de cycadas a) semillas de *Dioon merolae* con la capa carnosa sarcotesta b) semillas de *Dioon merolae* observándose la esclerotesta c) semillas de *Ceratozamia norstogii* observándose la esclerotesta.

Figura 14. Método de siembra de las semillas en maceteras

Figura 15. método de siembra de las semillas en almácigos

Figura 16. Proceso de germinación de *D. merolae*. a) micrópilo de la semilla, b) ruptura de la esclerotesta, c) emergencia de la radícula, a los 24 días de siembra, d) elongación y crecimiento de la radícula a los 40 días de siembra, e) engrosamiento del hipocotilo, f) engrosamiento y elongación de la raíz y emergencia de la fronda, a los 150 días de siembra.

Figura 17. Proceso de crecimiento de la fronda de *D. merolae*. a) emergencia de la fronda a los 160 días de siembra, b) elongación de la fronda c) crecimiento y elongación de la fronda a los 5 meses y medio de siembra, d) plántula de *D. merolae* a los 6 meses de siembra.

Figura 18. Colecta de conos masculinos o microstróbilos maduros de *Ceratozamia norstogii*, para la colecta de polen.

Figura 19. cono femenino o megastróbilo dehiscente de *Ceratozamia norstogii*.

Figura 20. cono femenino o megastróbilo receptivo de *Zamia furfuracea*

Figura 21. insectos polinizadores sobre conos masculinos de *Zamia furfuracea*.

## AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) su apoyo al proyecto FB177/C120/94 "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" lo cual conllevó la realización de 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 Ingeniero Nevín Coutiño López por la asistencia y colaboración del trabajo de campo del mismo proyecto.

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

Así también deseamos agradecer 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.

## **Prefacio**

Las cycadas pertenecen al grupo de las gimnospermas más primitivas, tienen mucha demanda en la decoración de interiores, exteriores y diseño paisajista como plantas de ornato, pero generalmente éstas no se encuentran disponibles en el comercio o son excesivamente costosas. La producción a gran escala de estas plantas es frecuentemente obstaculizado debido a la dificultad en su propagación, la indisponibilidad y escasez de semillas y por su tasa de crecimiento lento.

La micropropagación vegetativa por medio de cultivo vegetal todavía no ha tenido éxito y la colecta de la planta en su hábitat no solamente es inadecuado, sino irresponsable, agravando la supervivencia de estas taxa en peligro de extinción.

Las cycadas son pobremente conocidas en horticultura, en parte, debido a que estas plantas infrecuentemente son cultivadas por viveristas. Su escasez en el mercado, no obstante, es causado por una escasez en la información horticultural. Existe muy poca literatura publicada sobre el cultivo de cycadas, especialmente no existe un libro dedicado a la propagación de estas plantas.

El objetivo principal de este manual es proveer de información básica sobre la propagación y cultivo de cycadas tomando en cuenta nuestras investigaciones sobre *Dioon merolae*, *D. edule*, *Ceratozamia norstogii*, *Zamia furfuracea* y la literatura disponible. Este manual está enfocado a jardineros, arquitectos en paisajes, horticultores, botánicos, conservacionistas y personas orientadas hacia el cultivo y conservación de plantas en peligro de extinción.

## **INTRODUCCION**

Las cycadas son el grupo las plantas vasculares con semillas más antiguas y primitivas con que se conocen en la actualidad (Crane, 1988). Se originaron hace 300 millones de años y 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 sobre la vegetación en la tierra, jugando un papel muy importante como un recurso alimenticio para los herbívoros de aquel tiempo.

La mayoría de las especies son arborescentes, las cuales 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 gimnospermas. En casi todas las especies, las hojas ó frondas son grandes y pinnadas implantadas formando una corona sobre la parte apical del tallo (Scagel *et al.*, 1980).

Aunque, las cycadas, constituyeron un grupo bastante dominante en la tierra, alcanzando su mayor distribución durante la era Mesozoica, siendo uno de los componentes dominantes en la vegetación de ese tiempo. Hoy en día, solo se encuentran distribuidas en la franja de zonas tropicales y subtropicales del mundo y están representadas por 11 géneros, agrupados en 3 familias: la familia *Cycadaceae* con un solo género *Cycas* que se distribuye en Oceanía, Australia, China, Vietnam, India hasta el este de África y la Isla de Madagascar; *Stangeriaceae* con dos géneros; *Stangeria* endémica de sur de África; *Bowenia* endémica de Australia; *Zamiaceae* con los géneros *Ceratozamia* que se distribuye en México, Guatemala y Belice; *Chigua* endémica de Colombia; *Dioon* se encuentra 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, Georgia), México, Centroamérica, Antillas hasta Sudamérica (Bolivia) (Jones, 1993) (figura 1). En su medio natural, las cycadas viven en suelos pobres en ambientes xéricos, hídricos y méxicos (Schutzman, 1987).

A nivel mundial, los 11 géneros vivientes están representados por unas 185 especies de cycadas (Jones, 1993). México es uno de los países más importantes en el neotropico de este grupo de plantas. Se han reportado cerca de 35 especies para nuestro país, del cual el 80 % son endémicos. Esto implica que casi un 19 % de la diversidad reportada a nivel mundial se encuentra en México. Esto hace al país, uno de los centros más grandes y diversos de cycadas en América (Vovides & Iglesias, 1994).

En México, se encuentra únicamente, la familia *Zamiaceae* en la que se han reportado los géneros *Ceratozamia*, *Dioon* y *Zamia* (Vovides *et al.*, 1983). No obstante, este grupo de plantas se encuentran en peligro de extinción debido a la destrucción de sus hábitats y a la colecta ilegal; esta situación se agudiza debido a su lento crecimiento, y limitada propagación natural (Chávez y Vovides, 1993). Además, sus semillas presentan letargo, lo cual hace que su germinación sea lento (Dehgan, 1983).

## IMPORTANCIA

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

Así también, muchas especies juegan un papel muy importante dentro de los grupos indígenas, utilizando estos como planta religiosa, usando sus hojas en ceremonias y ritos religiosos, *Dioon merolae* y *Ceratozamia robusta* son ejemplo de esto. En Chiapas sus hojas son utilizadas en las festividades de la Santa Cruz y de la virgen de la Candelaria respectivamente (Pérez Farrera y Rodríguez Garza 1992; Pérez Farrera & Vovides 1996 en revisión.) (figura 2).

Además, de la importancia religiosa y evolutiva, las cycadas tienen una importancia ecológica. Muchas especies crecen en suelo pobres, rocoso y poco profundos; los cuales son muy susceptibles a la erosión, actuando estas como formadoras y retenedoras de suelo, así también, aportan apreciables

cantidades de nitratos a su ecosistemas (Halliday & Pate, 1976; Grove *et al.*, 1980; Guo-Fan *et al.*, 1993) (figura 3). Por otro lado, se ha resaltado ha las cicadáceas como taxa filogenéticamente basal y menos especiosa, por lo cual debido a su importancia, evolutiva, religiosa y ecológica merecen más atención desde el punto de vista conservacionista (Stiassny, 1992).

## **ASPECTOS GENERALES MORFOLOGIA DE LAS ESTRUCTURAS REPRODUCTIVAS**

Las cycadas se encuentran incluidas dentro de un grupo de plantas llamadas gimnospermas, las cuales se caracterizan por presentar semillas desnudas, es decir las semillas no se encuentran encerradas dentro de la pared del ovario formando una fruta, como en las angiospermas. Así bien, estas plantas son dióicas, es decir presentan sexos separados. Las estructuras reproductivas se originan en la parte ápical del tallo. Estas estructuras son conos, denominados técnicamente como estróbilos. Al cono masculino se le conoce como microstróbilo y el cono femenino como megastróbilo (figura 4,5).

Cada cono está conformado por escamas. En el caso de las escamas del cono femenino se le denominan megasporofilos y a las del cono masculino, microsporofilos (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 cámaras polínicas llamadas microsporangios. Estos se encuentran en el envés de cada microsporofilo (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 en *Dioon* emerge del centro de la corona de la hoja , este es ovoideo, lanoso y erecto cuando está inmaduro; de péndulo a semipéndulo al madurar; de color blanco cuando están inmaduro a café moreno-café claro cuando está maduro (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 Megasporofilos son deltoides, lanosos, imbricados e inermes (figura 6a). La parte externa de los microsporofilos 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, tomentoso (figura 4b). Microstróbilo alargado, cilíndrico, de color verde cuando está inmaduro cambiando a blanco-amarillento, cuando esta maduro, pedúnculo largo-semilargo (figura 5b). Los megasporofilos son hexagonales, armados con dos espinas gruesas en forma de cuernos, erectos o divergentes (figura 6b). El microsporofilo es cuneiforme, armado con dos espinas en la parte ápical, aplanado en la parte estéril (figura 7b).

En *Zamia*, el megastróbilo es cilíndrico, grueso, corto, tomentoso, de color café claro a café oscuro cuando está maduro, 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, tomentoso (figura 5c). Los megasporofilo y microsporofilos son inerme y hexagonales (figura 6a,7a).

## **MORFOLOGIA DE LA SEMILLA.**

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



La esclerotesta de las semillas de las cycadas son de esféricas a ovoides, lisas, en algunas especies presenta una corónula, que esta siempre bien desarrollada, por ejemplo *Ceratozamia norstogii* (figura 20). El color de la sarcotesta varía de especie en especie por ejemplo en *Dioon* es principalmente blanco o crema cuando esta inmadura y amarilla cuando está madura. En *Ceratozamia* es blanco cuando está inmadura y de blanco-amarillento cuando esta madura. En la mayoría de las especies de *Zamia* son rojas cuando la semilla esta madura (figura 6) y algunas especies es de color naranja o amarilla.

## FISIOLOGIA DE LA SEMILLA

Cuando las semillas de las cycadas están maduras, es decir cuando el embrión está completamente desarrollado, la germinación puede presentarse en 3 a 4 semanas. El período de maduración de las semillas varía de especie a especie. En la mayoría de los casos dura aproximadamente un año, pero en algunas especies puede tardar hasta 2 años (Vovides, 1992).

En la germinación de semillas, las cycadas, presentan tres tipos de letargo que están interrelacionadas: 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 presentan embrión inmaduro en el tiempo de abscisión del cono (cuando el cono empieza a abrirse) (figura 19). En varias especies, el remover la capa carnosa fresca es suficiente para permitir la germinación, por ejemplo, en varias especies de *Dioon*, *Macrozamia*, *Lepidozamia*, así como también *Zamia loddigesii* Miq. y *Z. fischeri* Miq. están entre los que germinan sin dificultad (Dehgan, 1983; Dehgan & Schutzman, 1989).

La esclerotesta gruesa, no obstante, 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 estos se presenta en *Encephalartos*, *Cycas* (Dehgan, 1983) y en algunas especies de *Ceratozamia* (Pérez Farrera, dato no publicado). Dyer y Giddy han sugerido el almacenamiento de semillas de *Encephalartos* por 6 meses y en *Ceratozamia norstogii* de 3-4 meses (Pérez Farrera, dato no publicado) antes de sembrarse. Investigaciones recientes con especies de *Cycas*, también indican el almacenamiento necesario. De la misma manera puede decirse para *Z. floridana* y *Z. furfuracea* (Dehgan, 1983) . Este almacenamiento da oportunidad al embrión de desarrollarse más y crecer.

## CONSERVACION

Uno de los puntos más importantes a que se llego en la 2a Conferencia Internacional Sobre la Biología de las Cycadas (Cycad 90) es la necesidad de la conservación a través de la propagación, la cual podría aliviar las presiones de los saqueos en el medio natural. 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, además de no poder competir con la economía del mercado, propiciando con esto el saqueo en las poblaciones naturales. No obstante, los viveristas comerciales deben de considerar seriamente la propagación artificial. (Vovides & 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 & Johnson (1983); Dehgan & Schutzman, (1983); Dehgan & Schutzman, (1989); Dehgan & 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, no obstante todavía están aun en vía de desarrollo (Chávez & 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 ellos cultiven podría comercializarse y otra parte podría ser reintroducidas a su hábitat. Esto puede llevarse a cabo en base a un manejo sostenido que incluye la reintroducción y monitoreo de las poblaciones naturales en colaboración con expertos. Esto, reduciría la presión ejercida por la colecta y saqueo ilegal, de las poblaciones naturales. Los campesinos actuarían como guardias de su propio recurso y ellos tendrían incentivos para conservar un hábitat productivo (Vovides & Iglesias, 1994).

En lo que concierne a la conservación de cicadáceas mexicanas, se está llevando a cabo su propagación en el nivel 2, 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). Otros viveros similares se han establecido en Veracruz con la propagación de *D. edule* en el ejido el Palmar (Vovides & Iglesias, 1994) (figura 10) y en Alvarado, Veracruz con la propagación de *Zamia furfuracea*.

## PROPAGACION 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 es variable según la especie. En el caso de algunas especies de *Zamia* y *Ceratozamia* la duración es aproximadamente de un año, pero en algunas especies 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 megasporofilos. Estas 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 consiste en tener en observación el cono femenino, que se puede realizar de la siguiente manera: Antes de cortar el cono se extrae una escama de la parte media del cono y se quita una semilla, mientras el cono 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 gametófito (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 observa dos cámaras (arquegonios), entonces el cono no puede cortarse debido a que no se ha formado el embrión de la semilla (figura 12a) y se vuelve a tapar el cono. Esto indica que las semillas de este cono no fueron fertilizadas, y tardarán en madurar hasta un año ó más después de la fertilización (en el caso de *Dioon*, o casi 10 meses en *Zamia* o *Ceratozamia*). Si al cortar la semilla, esta presenta un proembrión, se observa como un hilo delgado enroscado como un resorte (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 8 meses o más para el caso de *Dioon* y unos 3 meses para *Ceratozamia* y *Zamia*.

Después de coleccionar las semillas, deben limpiarse, esto consiste en eliminar la capa carnosa o sarcotesta de las semillas, debido a que estas presentan sustancias inhibitorias a la germinación, por lo que debe de eliminarse antes de sembrarse. El ácido abscísico (ABA) o sustancias con propiedades similares son los responsables de este letargo químico. Estas sustancias químicas se originan a partir de los carotenoides, violaxantina por vía de producción de xantoxina en varias partes de las semillas maduras. Estos carotenoides se han identificado como del tipo (alfa-caroteno, cryptoxantina y zeaxantina en los túbulos de cromoplastos, en *Cycas revoluta*, dando a la semilla una coloración anaranjada. El efecto inhibitorio de la sarcotesta puede ser del resultado del ABA y otras sustancias que se originan de estos carotenoides (Dehgan y Schutzman, 1989). Las semillas germinan solo cuando la sarcotesta es removida o naturalmente eliminada. Para esto, las semillas frescas, se colocan en un

balde con agua, dejándolas a remojar por unos días, para que, estas se ablanden, y la capa carnosa pueda desprenderse fácilmente.

## **TOXINAS DE LA SEMILLAS.**

Debido a que las semillas de las cycadas presentan toxinas, al igual que el tronco y hojas (Whiting, 1963), es recomendable tener cuidado al momento de colectarlas, así como en el momento de eliminar la sarcotesta, para lo cual debe de usarse un guante de hule o de plástico, para la limpieza y colecta de semillas. Las principales toxinas que se han reportado dentro de las cycadas son varios glicósidos comunmente referido como cicasinas, neocasinas y macrozamina (Moretti *et al.*, 1983; Rothschild *et al.*, 1986) y un aminoacido no proteico, B-B-Metilamaino-l-alina, conocido comunmente como B.M.A.A. (Vega & Bell, 1967, Spencer *et al.*, 1987).

## **ALMACENAMIENTO DE SEMILLAS**

Si las semillas colectadas, presentan letargo por embrión no desarrollado, como en el caso de algunas especies de *Ceratozamia*, es aconsejable almacenarlas por tres o cuatro meses. Después de la colecta de las semillas. La limpieza de las mismas es aconsejable antes del almacenamiento. Este tiempo sirve para que el embrión complete su desarrollo de una forma natural y maduren bien. Las semillas pueden colocarse en un costal con arena húmeda para su almacenamiento. No obstante, las semillas no deben almacenarse por tiempo indefinido, ya que las semillas de las cycadas son recalcitrantes, es decir que estas se secan y pueden perder su viabilidad.

El almacenamiento de las semillas en un ambiente cálido, puede ocasionar un desarrollo más rápido del embrión, pero también existe una perdida rápida de la viabilidad. En contraste, el almacenamiento en frío, el embrión se desarrolla lentamente, pero existe menos perdida de la viabilidad. Lo más recomendable es almacenar las semillas en una bolsa de plástico con musgo ó heno a una temperatura de 10-15 °C.

## **MADURACION DE SEMILLAS**

Algunos estudios de maduración en semillas de cycadas han demostrado, que muchas especies presentan letargo por embrión inmaduro y en este estado las semillas son incapaces de germinar. Si las semillas se mantienen almacenadas adecuadamente, el embrión continua su desarrollo lentamente hasta alcanzar su madurez, posteriormente, puede ser capaz de germinar. Este largo periodo de tiempo 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* puede ser hasta de 6 a 12 meses para este proceso (Jones, 1993).

Cuando las semillas colectadas están maduras, como en el caso de *Dioon merolae*, el cual no presenta letargo de embrión inmaduro, la germinación se presenta aproximadamente en 30 días. Mientras que las semillas de *Ceratozamia norstogii*, el cual presentan letargo de embrión no desarrollado, es necesario unos 3 meses de almacenamiento, para que sus semillas maduren bien.

## **PRUEBA DE FERTILIDAD**

Después de la colecta de semilla o del almacenamiento, las semillas pueden someterse a una prueba de fertilidad. Esta prueba consiste en colocar las semillas en un balde con agua. Las semillas que se hundan son semillas fértiles y las que floten son semillas infértiles, estas últimas deben desecharse,

debido a que después de la polinización algunas semillas no logran fertilizarse, por lo que no llegan a desarrollar un embrión, formando bolsas de aire, provocando que estas floten. Así también cuando las semillas han sido almacenado por mucho tiempo, el gametófito se seca, debido a la deshidratación, resultando en el encogimiento del gametófito femenino y separación subsecuente de la escleroteca, formando bolsa de aire, el cual hace que estas floten. A diferencia de muchas otras semillas, la viabilidad no se restablece por rehidratación.

Este método, es muy efectivo para muchas especies de cycadas, no obstante en especies asiáticas como *Cycas circinalis* y *C. rumphii* presentan indiferencia a este método de flotación (Dehgan & Yuen, 1983; Dehgan & Schutzman, 1989). La distribución 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, revisar el embrión es lo más recomendable.

## CULTIVO

Las semillas se siembran horizontalmente con un 1/3-1/2 sumergidas 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. Las camas germinativas deben de 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, estas pueden transplantarse en bolsas de vivero de polietileno o en maceteras pequeñas individuales.

El medio germinativo 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*, el adecuado es el siguiente según (Dehgan, 1983):

- 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 hábitats xéricos (ejemplo *Z. furfuracea*, *Dioon* y algunas especies de *Ceratozamia*). La perlita puede ser reemplazada por grava "solita", tesontle o cualquier otra arcilla porosa de origen volcánico. "El Osmocote", un fertilizante de acción lenta puede ser aplicado en la superficie después del transplante.

Ambas mezclas tienen buenos drenajes y tienen tendencia en la capacidad de que la planta absorba los nutrientes, así como también, le da una buena aireación, un aspecto muy importante, ya que el cultivo se ve afectado negativamente por la reducción severa del oxígeno en el suelo y afectando directamente en la utilización del nitrógeno. Un problema asociado con estas mezclas, es la rápida extensión de la raíz primaria característico 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 2000 ppm. durante 5 segundos, para después transplantarse, dando como resultado el desarrollo de 2 ó 3 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 desecación de las hojas (Dehgan, 1983). Esto permite que la planta tenga mejor absorción de los nutrientes y agua resultando en 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 puede lograrse fácilmente en regiones más cálidas, no obstante, en regiones más frías, esto 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). Así también, se recomienda un pH de sustrato de 6.5-7.0 (Dehgan & Almira, 1993)

## **GERMINACION**

En *Dioon merolae*, la germinación se presenta cuando la radícula emerge (figura 15a,b,c), esta presenta un color blanco a beige de consistencia dura y con un diámetro aproximado de 5 mm (a los 24 días) (figura 16d), se engruesa y se forma un hipocótilo (figura 15e), desde donde emerge una raíz, que se alarga llegando a medir 25 cm de largo a los 4 meses de siembra y observándose la formación de raíces laterales. El hipocótilo se va engrosando conforme se va desarrollando la plántula (figura 15f) (Pérez Farrera, 1994).

El vástago comienza a emerger a los 5 meses de siembra, este emerge 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, esta hoja es aplanada y plegada de color verde claro, pubescente y flexible, a medida que crece se va abriendo y endureciendo, haciéndose coriácea (a los 6 meses de siembra). Los folíolos son opuestos a subopuestos, presentan dos a tres espínulas 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 3 meses emergen la primera hoja con 4 o 6 folíolos.

## **GERMINACION RAPIDA**

Para las semillas que presentan embrión inmaduro, la germinación puede ser acelerada, tratando las semillas a 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. En *Z. floridana* esta requiere una exposición de 60 minutos en  $H_2SO_4$ , seguido por un remojo de 48 horas en  $GA_3$  (Dehgan & Johnson, 1983), mientras que *Z. furfuracea* requiere solo de 20-25 minutos de  $H_2SO_4$  y 24 horas de remojo en  $GA_3$  (Dehgan & Schutzman, 1983). Se recomienda en general para las semillas de las cycadas, un remojo en  $H_2SO_4$  de 20-30 minutos seguido por un remojo en  $GA_3$  a 1000 ppm. durante 24 horas (Dehgan & Almira, 1993).

La germinación rápida puede lograrse mediante la escarificación mecánica ó química. La mecánica puede lograrse con el lijamiento de las semillas. La escarificación química, puede realizarse mediante el remojo de las semillas en ácido sulfúrico o clorhídrico. Dehgan, (1983); Dehgan & Johnson, (1983); Dehgan & Schutzman, (1989) han reportado muy buenos resultados con la escarificación química. Smith (1978a) ha reportado buenos resultados mediante la escarificación 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 podría dañar al embrión.

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

## **PRODUCCION DE SEMILLAS POR POLINIZACION MANUAL**

Antiguamente, se pensaba que las cycadas eran polinizados por viento. Investigaciones recientes han demostrado, que la polinización es realizado por insectos. En *Zamia* se han identificado dos grupos de insectos: curculiónidos (gorgojos) y langúridos (escarabajos) (Tang, 1987; Norstog, 1987; Norstog & Fawcett, 1989; Vovides, 1991; Norstog *et al*, 1992). *Dioon merolae* parece presentar este mismo patrón de polinización, no obstante en *Ceratozamia* se presentan únicamente langúridos (Pérez Farrera obs. pers; Vovides, 1991). Estos insectos se reproducen en los conos masculinos, realizando su ciclo de vida en ellos y son los responsables directos en el 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 cono femenino, los cuales son atraídos por alza de temperatura y algunos olores, realizando así 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 en la identificación del cono femenino receptivo para efectuar la polinización. Para la obtención del polen, es necesario que el cono masculino este maduro, esto puede identificarse, porque, justo antes de soltar el polen, el eje del cono masculino empiezan a elongarse y las escamas se separan, los microsporangios se abren, liberando el polen (figura 17,18a,b). La liberación empieza pausadamente al principio y más rápido posteriormente. La liberación puede durar de unos días hasta unas semanas, de acuerdo a la especie, pero generalmente se da en un período de 10-12 días (Giddy, 1990). En *Dioon merolae* y *Ceratozamia norstogii* suele tardarse hasta 2 semanas (Pérez Farrera obs. pers.).

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

## TECNICA DE POLINIZACION

La polinización de las cycadas, en su hábitat natural, ocurre, cuando los conos femeninos están receptivos (figura 20). Esto puede identificarse, en *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, esto puede durar una semana o dos según sea la especie. Para la polinización manual, es necesario que el cono femenino este en esta etapa receptiva (figura 21).

Existen básicamente dos técnicas de polinización artificial: El primero el polen coleccionado 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 este penetre entre los megasporofilos (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 *Ceratozamia* y *Zamia*. Para *Dioon* es recomendable quitar la tapa superior del cono femenino con una navaja filosa y soplar el polen desde arriba, después de polinizar, se vuelva 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 esta receptivo, para asegurar la obtención de un máximo número de semillas fecundadas (Vovides, 1992).

## BIBLIOGRAFIA

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

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

Dehgan B. (1983) Propagation and growth of cycads. A conservation strategy. Proc. Fla. State Hort. Soc. 96:137-139.

Dehgan B. & C.R. Johnson (1983) Improved seed germination of *Zamia floridana* (*sensu lato*) with H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> and GA<sub>3</sub> Scientia Hort. 19:357-361.

Dehgan B. & B. Schutzman (1983) Effect of H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> and GA<sub>3</sub> on seed germination of *Zamia furfuracea*. HortScience 18(3):371-372.

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

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

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

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

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

Grove T.S., A.M. O'Connell & Malajezuk (1980) Effects of fire on the growth, nutrient content and rate of nitrogen fixation of the cycad *Macrozamia riedlei*. *Aust. J. Bot.* 27:1-281.

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

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

Hubbuck C. (1987) Cycads: Propagation and container culture. *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. U.S.A. 312 pp.

Moretti, A., G. Siniscalco G. Y Vázquez Torres (1981) Cicasinas y macrozamina en cícaras mexicanas. Congreso Mexicano de Botánica VIII. 17-23 Octubre pp 154-155.

Norstog K.J. (1987) Cycads and the origin of insect pollination. *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. *Palaeobotanist* 41:149-158.

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

Osborne R. (1990) Micropropagation in cycads. *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 & Vázquez Torres (Zamiaceae). Tesis de Licenciatura. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas pp 98.

Pérez Farrera M.A. & A.P. Vovides (1996) Ethnobotany of *Dioon merolae* in the Central Depression of Chiapas. *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. III International Congress Ethnobotany. México, D.F. Abstracts. pp 134.

Rothschild M., Nash R. J. & Bell E.A. (1986) Cycasin in the endangered butterfly *Eumaeus atala florida*. *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, S.A. Barcelona, España 472 pp.

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

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



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

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

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

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

Vega A. & Bell E.A. (1967)  $\alpha$ -amino-B-methylaminopropionic acid, a new amino acid from seed of *Cycas circinalis*. Phytochemistry 6:759-762.

Vovides A.P. J. Rees y M. Vázquez Torres (1983) Flora de Veracruz. Familia Zamiaceae. Fascículo 26. 31 pp.

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

Vovides A.P. (1992) Polinización y producción de semillas de cicadáceas y su germinación. Boletín Amaranto. Año 5. No 1:13-16.

Vovides A.P. & C. G. Iglesias (1994) An integrated conservation strategy for the cycad *Dioon edule* Lindl. Biodiversity and Conservation 3:137-141.

Whiting, M.G. (1963) Toxicity of cycads. Economic Botany 17:271-302.

## **GLOSARIO**

**Semilla:** es un óvulo maduro de un fruto seco, que consiste en embrión, reserva alimenticia almacenada (gametófito ó endospermo) y cubierta protectora (esclerotesta). 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.

**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 germinación (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 solo 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.