

UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

TESIS

Estudio germinativo de *Chamaedorea arenbergiana* H. Wendl (Arecaceae), especie amenazada, en Chiapas, México

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTA

SERGIO DE JESÚS ÁLVAREZ CAMACHO



Tuxtla Gutiérrez, Chiapas

Febrero de 2023

UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

TESIS

Estudio germinativo de *Chamaedorea arenbergiana* H. Wendl (Arecaceae), especie amenazada, en Chiapas, México

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTA

SERGIO DE JESÚS ÁLVAREZ CAMACHO



Tuxtla Gutiérrez, Chiapas

Febrero de 2023

**UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y
ARTES DE CHIAPAS**
INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

T E S I S

Estudio germinativo de *Chamaedorea
arenbergiana* H. Wendl (Arecaceae),
especie amenazada, en Chiapas, México

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTA

SERGIO DE JESÚS ÁLVAREZ CAMACHO

DIRECTOR

Dr. Óscar Farrera Sarmiento

**INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS - UNICACH
JARDÍN BOTÁNICO DR. FAUSTINO MIRANDA - SEMAHN**

ASESORES

Dra. Carolina Orantes García

**BANCO DE GERMOPLASMA VEGETAL
INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS - UNICACH**

Biól. Ronay Gutiérrez González

JARDÍN BOTÁNICO DR. FAUSTINO MIRANDA - SEMAHN





UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

SECRETARÍA GENERAL

DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESCOLARES

DEPARTAMENTO DE CERTIFICACIÓN ESCOLAR

AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN

Lugar: Tuxtla Gutiérrez, Chiapas;

Fecha: 8 de febrero de 2023

C. Sergio de Jesús Álvarez Camacho

Pasante del Programa Educativo de: Licenciatura en Biología

Realizado el análisis y revisión correspondiente a su trabajo recepcional denominado:

Estudio germinativo de *Chamaedorea arenbergiana* H. Wendl (Arecaceae), especie

amenazada, en Chiapas, México

En la modalidad de: Tesis Profesional

Nos permitimos hacer de su conocimiento que esta Comisión Revisora considera que dicho documento reúne los requisitos y méritos necesarios para que proceda a la impresión correspondiente, y de esta manera se encuentre en condiciones de proceder con el trámite que le permita sustentar su Examen Profesional.

ATENTAMENTE

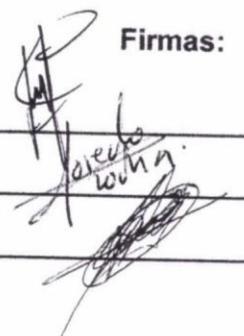
Revisores

Dr. Miguel Ángel Pérez Farrera

M. en C. Ana Guadalupe Rocha Loredo

Dr. Óscar Farrera Sarmiento

Firmas:



Ccp. Expediente



SISTEMA DE GESTIÓN DE CALIDAD

AGRADECIMIENTOS

A mi tutor, el Dr. Oscar Farrera, por la confianza, los certeros consejos, el apoyo y la atención brindada en todo momento, gracias por siempre motivarme a seguir creciendo académicamente.

Al Dr. Miguel Farrera, por otorgarme las semillas de *Chamaedorea arenbergiana* presentes en su predio (El Zapote, Berriozábal, Chiapas).

A la Dra. Carolina Orantes por brindarme su confianza y apoyo durante la realización del estudio, sus correcciones y consejos fueron vitales para perfeccionar el trabajo.

Al biólogo Ronay Gutiérrez, por su amistad, las buenas pláticas, sus consejos y el apoyo brindado en el desarrollo del método y el diseño experimental.

A la Dra. Dulce Pozo por sus valiosos consejos en la revisión del texto.

Al personal de la SEMAHN adscrito al vivero del Jardín Botánico Dr. Faustino Miranda, por las atenciones y el apoyo brindado durante el transcurso del experimento. Especialmente al Ing. Manuel Rivera Jaramillo, al biólogo Rogelio Gallegos y a Sergio Mimiaga.

DEDICATORIAS

Este trabajo y toda mi trayectoria escolar se la dedico principalmente a mi madre, sin el apoyo incondicional de ella nada de esto habría sido posible. Cada logro de mi vida va por ti. Gracias por todo y perdón por tan poco, mamá. Te amo con todo el corazón.

Va por ti, Max † No sabes cuanto daría por abrazarte de nuevo y celebrar contigo este logro. Me haces mucha falta. Te amo por siempre 🍷🍷

A mis abuelos, Francisco y Graciela, por todas las enseñanzas a lo largo de mi corta vida, ellos han forjado gran parte de mi educación y han estado siempre atentos de mi crecimiento y mi desempeño escolar. Gracias por siempre cuidar de mí, este logro y muchos más, van por ustedes. Los amo.

A mi hermana, que, a pesar de las eventuales discusiones y malos encuentros, y de que talvez somos polos opuestos en diversas situaciones, es uno de los principales pilares de mi vida y un ejemplo a seguir profesionalmente. Gracias por todo hermanita, te amo.

A mi padre, quien forjó mi carácter y me enseñó a ser fuerte. Tus enseñanzas forman parte de mi educación. Me alegra habernos reconciliado. Gracias por todo, papá. Te amo.

A mis tíos, Javier, Raúl y Leticia, quienes siempre han estado presentes y atentos ante cualquier adversidad, muchas cosas las he aprendido de ellos. Gracias por apoyarme, los amo.

A mis amigos, César, Pablo, Alejandra, Andrea y Daniel, que a pesar de que ahora nos vemos poco, sé que están siempre ahí para el orden y el desorden, los buenos momentos desde la secundaria me han llenado de alegría y de experiencia. Gracias por las buenas noches de fiesta. Bien saben cuánto los quiero.

A cada uno de los *Homo sapiens* que ha pasado por mi vida dejando alguna enseñanza.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	MARCO TEÓRICO	5
	2.1. DESCRIPCIÓN DE LA FAMILIA ARECACEAE Bercht. & J.Presl	5
	2.2. DESCRIPCIÓN DEL GÉNERO <i>Chamaedorea</i> Willd.	6
	2.3. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE <i>Chamaedorea</i> Willd.	7
	2.4. DESCRIPCIÓN DE <i>Chamaedorea arenbergiana</i> H. Wendl	8
	2.4.1. Sinonimias	9
	2.4.2. Nombres comunes	11
	2.4.3. Etimología	11
	2.4.4. Fenología	11
	2.4.5. Distribución y hábitat	11
	2.4.6. Factores de riesgo	12
	2.4.7. Estado de conservación	12
	2.4.8. Usos e importancia	12
	2.5. MORFOMETRÍA	13
	2.6. SEMILLA	13
	2.6.1. Tipos de semilla	14
	2.6.2. Características generales de la semilla	15
	2.6.3. Forma de la semilla	19
	2.6.4. Tamaño de la semilla	20
	2.7. VIABILIDAD	21
	2.7.1. Pruebas para evaluar la viabilidad	22
	2.8. LATENCIA	22
	2.8.1. Tipos de latencia	23
	2.9. ALMACENAMIENTO	23
	2.9.1. Tipos de almacenamiento	24
	2.10. ESCARIFICACIÓN	25
	2.10.1. Escarificación química	25
	2.10.2. Escarificación mecánica	25
	2.10.3. Escarificación física	25
	2.11. GERMINACIÓN	26
	2.11.1. Tipos de germinación	26
	2.11.1. Fases de la germinación	28

2.11.2. Factores que intervienen en la germinación	28
2.12. DESARROLLO DE LA PLÁNTULA	30
III. ANTECEDENTES	33
IV. OBJETIVOS	37
4.1. GENERAL	37
4.2. ESPECÍFICOS	37
V. ZONA DE ESTUDIO	38
5.1. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL SITIO DE RECOLECTA	38
5.1.1. Geología	38
5.1.2. Edafología	39
5.1.3. Clima	39
5.1.4. Vegetación	39
5.2. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL ÁREA DE ESTUDIO	39
VI. MÉTODO	40
6.1. RECOLECTA, LIMPIEZA Y ALMACENAMIENTO DE LAS SEMILLAS	40
6.2. MORFOMETRÍA DE INFRUTESCENCIAS, FRUTOS Y SEMILLAS	40
6.3. PRUEBA DE VIABILIDAD	41
6.4. PRUEBA DE GERMINACIÓN	41
6.4.1. Preparación del material para el experimento	41
6.4.2. Tratamientos pregerminativos	42
6.4.3. Diseño experimental	43
6.4.4. Monitoreo y registro	43
6.4.5. Variables por evaluar	43
6.5. ANÁLISIS DESCRIPTIVO DE LOS DATOS DE GERMINACIÓN	45
VII. RESULTADOS	46
7.1. MORFOMETRÍA	46
7.2. VIABILIDAD	47
7.3. GERMINACIÓN	47
7.4. CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE LAS PLÁNTULAS	53
VIII. DISCUSIÓN	55
IX. CONCLUSIONES	59
X. PROPUESTAS Y RECOMENDACIONES	60
XI. REFERENCIAS DOCUMENTALES	61
XII. ANEXOS	70

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Vista completa <i>in situ</i> de la planta de <i>Chamaedorea arenbergiana</i> con infrutescencias maduras	10
Figura 2. Distribución de <i>Chamaedorea arenbergiana</i> H. Wendl., obtenido de Plants Of The World Online (2019) (verde: presente; amarillo: dudoso)	12
Figura 3. Ejemplo de las características internas de las semillas. Arriba: frijol (dicotiledónea), abajo: maíz (monocotiledónea). Obtenido de Espíndola, 2004	18
Figura 4. Ejemplo de las diferentes formas, texturas, colores y tamaños de semillas.	19
Figura 5. Semilla de <i>Lodoicea maldivica</i>	20
Figura 6. Ejemplo de la germinación epígea	26
Figura 7. Ejemplo de la germinación hipógea	27
Figura 8. Ubicación geográfica del municipio Berriozábal (en rojo) en Chiapas; el marcador verde indica el sitio de recolecta	38
Figura 9. Ubicación geográfica del jardín botánico Faustino Miranda (en verde) Fuente: OpenStreetMap© (2021)	39
Figura 10. Infrutescencia bifurcada de <i>C. arenbergiana</i> (se exhiben las medidas promedio registradas)	46
Figura 11. Frutos maduros de <i>C. arenbergiana</i> (se exhibe la longitud promedio registrada)	47
Figura 12. Semillas de <i>C. arenbergiana</i>	47
Figura 13. Morfología externa y medidas promedio de la semilla de <i>C. arenbergiana</i>	48
Figura 14. Comparativa de los porcentajes de germinación final entre los cinco diferentes períodos de almacenamiento	51
Figura 15. Comparativa de las curvas de germinación acumulada entre los cinco diferentes períodos de almacenamiento	52
Figura 16. Proceso germinativo de <i>C. arenbergiana</i>	53
Figura 17. Crecimiento y desarrollo de las plántulas de <i>C. arenbergiana</i>	54
Figura 18. Emergencia de la plúmula de germinación	71

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Comparación de medias y desviaciones estándar en los diferentes períodos de almacenamiento y tratamientos en semillas de <i>C. arenbergiana</i>	49
Cuadro 2. Datos morfométricos registrados de cada infrutescencia de <i>C. arenbergiana</i>	70
Cuadro 3. Resumen de medidas y peso registrado de los frutos y semillas de <i>C. arenbergiana</i>	70
Cuadro 4. Porcentaje promedio de los diferentes tratamientos pregerminativos	71

RESUMEN

Chamaedorea arenbergiana es una especie de Arecaceae nativa de México y Centro América catalogada actualmente como 'Amenazada' en la NOM-059-SEMARNAT-2010 y como 'Preocupación menor' en la Lista Roja de la IUCN. Esta palma carece de investigaciones que revelen información acerca de su morfometría, viabilidad y germinación, por lo que el presente estudio se consolida como la primera contribución al conocimiento de estos aspectos. Para el registro morfométrico se midió y pesó individualmente cada infrutescencia, así como 225 frutos y semillas tomados al azar; se documentó que las infrutescencias femeninas en promedio miden 50.74 cm, pesan 311.44 g y cuentan en promedio con 220 frutos, los cuales en promedio miden 14.55 mm de largo, pesan 0.75 g y tienen una sola semilla, que en promedio mide 10.40 mm de largo, 6.47 mm de diámetro y pesa 0.22 g. En un kilogramo se pueden contabilizar 1 333 frutos ó 4 545 semillas. La viabilidad se evaluó mediante la prueba de flotación con siete diferentes períodos de almacenamiento (0, 1, 2, 3, 4, 5 y 6 meses) y se encontró que al almacenar las semillas se produce un efecto negativo sobre la viabilidad y la capacidad germinativa, puesto que después de cinco meses de almacenamiento las semillas no germinan. El experimento de germinación se llevó a cabo con un arreglo completamente al azar con cuatro diferentes tratamientos pregerminativos (hidratación, ácido muriático, agua oxigenada, lijado) y el testigo; se realizaron tres repeticiones por cada tratamiento de cada período de almacenamiento tomando como unidad experimental un lote de 30 semillas, para lo cual se emplearon un total de 3 150 semillas. La germinación es de tipo hipógea y comenzó entre 53 y 91 días después de la siembra, dependiendo del período de almacenamiento, y continuó esporádicamente durante los siguientes 330 días. El porcentaje de germinación final más alto fue de 82.22% y sucedió en el primer período de siembra con el tratamiento de ácido muriático (HCl), siendo este el más efectivo en la mayoría de los períodos puestos a prueba, mientras que en las semillas no tratadas (testigo) el porcentaje de germinación final más alto se presentó en el primer período de siembra con 71.11%.

Palabras clave: almacenamiento, escarificación, palmas, propagación, tratamientos pregerminativos.

I. INTRODUCCIÓN

De entre las primeras familias de Angiospermas que son distintivamente reconocibles en el registro fósil se encuentran las Arecaceae, plantas muy primitivas de las cuales se sugiere que pudieron haberse originado en Gondwana Occidental, en lo que hoy es América del Sur, a principios del Cretácico hace aproximadamente 70 millones de años, o posiblemente antes, como plantas relativamente pequeñas pero leñosas, adaptadas a climas más secos, más fríos y estacionales (Moore y Uhl, 1982).

Esta familia es una de las más icónicas, diversas e importantes tanto económica como ecológicamente de entre las monocotiledóneas, comprende plantas esbeltas arbóreas altas, medianas o enanas, que pueden ser hermafroditas, polígamas, monoicas o dioicas, sus frutos suelen ser una drupa o raras veces una baya, usualmente de una sola semilla y muchas veces fibrosa (Delucchi y Hurrell, 2008).

Los representantes de esta familia son comúnmente llamados palmeras o palmas, en esta se engloban aproximadamente 2 780 especies pertenecientes a alrededor de 212 géneros que se distribuyen ampliamente en las zonas húmedas del planeta y alcanzan su máxima abundancia en las selvas tropicales, crecen principalmente en regiones ubicadas a nivel del mar, pero también en los bosques montanos, cumbres de montañas y altiplanicies (Granados-Sánchez *et al.*, 2004; Laguna-Lumbreras, 2006; Rovaina-Rivera, 2014).

En México, se desarrollan casi el 18% del total de las especies de palmas conocidas en el mundo, en particular, las especies de *Chamaedorea* suelen habitar ambientes tropicales húmedos predominando en bosques tropicales, perennifolios o subcaducifolios, y en bosques mesófilos de montaña, desarrollándose especialmente en el sotobosque, entre los 0 y los 2 000 msnm, prosperando y alcanzando su mejor desarrollo a temperaturas promedio de 22 a 28° C y una precipitación media anual de 1 600 a 4 000 mm con alrededor de 50% de luz (Hodel, 1992; Eccardi, 2003; Dransfield *et al.*, 2008).

El género *Chamaedorea* cuenta con aproximadamente 130 especies de distribución restringida al continente americano, es el más diverso en nuestro territorio con 52 especies presentes, de las cuales 14 son endémicas y convierten a México en el país con el mayor número de endemismos de palma camedor, y muy probablemente, en uno de los centros de diversificación del género (Eccardi, 2003; Buda-Arango *et al.*, 2014; Gámez-Pastrana *et al.*, 2016).

Concretamente, este centro de diversidad se encuentra compartido por los estados de Chiapas, Veracruz y Oaxaca, mismos que componen y ocupan una región orográficamente heterogénea que concentra a la mayoría de las especies del género, y de estos, Chiapas es el estado que presenta mayor riqueza de especies de *Chamaedorea* con aproximadamente 35 especies (Zarco-Espinosa, 1999; Villar-Morales, 2020).

En Chiapas, las especies de este género se desarrollan de forma natural tanto en selvas medianas y altas perennifolias como en bosques mesófilos de montaña, aunque también se le ha encontrado con frecuencia en asociaciones de bosques de pino-encino maduros (Rzedowski, 2006; Miranda, 2015). Puesto que viven en el sotobosque y requieren de sombra y alta humedad relativa para prosperar, su destino está ligado a la permanencia de las selvas y bosques que propician las condiciones adecuadas para su existencia (Buda-Arango *et al.*, 2014).

Desafortunadamente, en la actualidad, las poblaciones naturales del género *Chamaedorea* son cada vez más escasas y, por ende, ha sido señalado como uno de los grupos vegetales más amenazados a nivel global. En México es considerado uno de los 250 Productos Forestales No Maderables (PFNM) de alto valor comercial, debido principalmente al aprovechamiento de plantas, hojas y semillas, que en la mayoría de los casos se realiza de poblaciones naturales, sin embargo, este grupo de plantas se encuentra en peligro debido a los incendios forestales, al avance de la ganadería y agricultura, y a la falta de programas de manejo y cultivo con el sector de la población rural que explota este recurso (De los Santos Espinoza *et al.*, 2003; Mora-Aguilar *et al.*, 2003; Pérez-Farrera, 2006; Martínez-Camilo, 2010).

De esta manera, su relevancia es evidente desde tres aspectos principales: socialmente, puesto que la mayor parte de su explotación es comunitaria, ecológicamente, al ser un importante componente vegetal del estrato herbáceo/arbustivo de las selvas y bosques tropicales, y económicamente, por su relevancia en el mercado de la horticultura y floricultura.

Por lo tanto, derivado de la evidente vulnerabilidad que presenta el género, la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 enlista en diferentes categorías de riesgo a 38 de las 51 especies reportadas para México, entre las cuales se encuentra *Chamaedorea arenbergiana*, actualmente enlistada en la categoría “Amenazada” (SEMARNAT, 2010).

Cabe señalar, que la falta de programas de manejo y cultivo que fomenten la conservación de especies silvestres es consecuencia de la difícil germinación de las semillas de especies de plantas ornamentales como las palmas, se ha documentado que la germinación de estas plantas es un proceso gradual y algo irregular que puede durar largos períodos de tiempo, comúnmente varía entre tres y nueve meses, dependiendo de la especie, la frescura de la semilla, la inmadurez del embrión, la impermeabilidad y resistencia mecánica de la cubierta de la semilla, el tipo de latencia, las condiciones de luz y humedad, la época de recolecta de los frutos, el tiempo de almacenamiento, así como el manejo y tratamiento al que se someten las semillas (Mora-Aguilar *et al.*, 2003; Pérez *et al.*, 2005).

No obstante, aún bajo condiciones óptimas, conforme aumenta el tiempo de almacenamiento, la viabilidad de la semilla de algunas especies desciende paulatinamente, para lo cual se ha comprobado que la aplicación de tratamientos pregerminativos como la escarificación química, física o mecánica, ayuda a promover la germinación en menor tiempo, reduciendo la latencia de un año a tres meses (Mora-Aguilar *et al.*, 2003; Maciel, 2007; Alatorre-Cobos y Rodríguez-Trejo, 2009).

Por consiguiente, la germinación en semillas de palmas es un tema con un alto grado de interés, debido a que el conocimiento de la biología de las semillas y del proceso de germinación bajo condiciones controladas, permite, en parte, desarrollar

estrategias para el manejo y la conservación de las poblaciones silvestres, así como para su dispersión, establecimiento y diversidad genética (Mora-Aguilar *et al.*, 2003; Pérez *et al.*, 2005; Mayo-Mosqueda *et al.*, 2017).

De esta manera, resulta ser de amplia importancia aportar con trabajos que proporcionen estrategias o técnicas para optimizar el proceso de germinación, empleando recursos o sustancias de fácil obtención en las comunidades donde prospera la especie con el objetivo de fomentar el cultivo en viveros comunitarios y la conservación de las poblaciones silvestres de este y otros grupos vegetales alrededor del mundo.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. DESCRIPCIÓN DE LA FAMILIA ARECACEAE Bercht. & J.Presl

Las arecáceas son una familia de plantas con flores (Angiospermae), que posee un solo cotiledón en su embrión (Monocotyledoneae) y que se caracterizan por ser plantas solitarias o coloniales, con o sin espinas, hapaxánticas o pleonánticas, hermafroditas, andromonoicas, monoicas o dioicas. Tallos delgados a gruesos, subterráneos, erectos, ascendentes, decumbentes o escandentes, indivisos, rara vez ramificados, lisos o con entrenudos marcados, o con raíces adventicias, a veces modificadas como espinas. Hojas alternas, dispuestas helicoidalmente, rara vez dísticas o trísticas; vaina tubular cerrada, en ocasiones abiertas con la edad, lisa u ornamentada, a veces formando un culmo superior, con o sin lígulas; pecíolo generalmente presente, corto o largo; lámina entera, palmada, costapalmada, bífida, pinnada o bipinnada, induplicada o reduplicada, si pinnada en ocasiones modificada distalmente en un cirro, si palmada o costapalmada con una hástula adaxial y/o abaxial en la inserción con el pecíolo; foliolos o segmentos lineares a oblongos, simples o fusionados, dispuestos regular o irregularmente, a veces modificados en espinas, venas longitudinales conspicuas, venas transversales conspicuas o inconspicuas. Inflorescencias axilares, infrafoliares, interfoliares o suprafoliares, solitarias o múltiples por nudo, espiciformes o ramificadas hasta un sexto orden, a veces modificadas como un órgano trepador; pedúnculos cortos o largos, primera bráctea (prófilo) generalmente bicarinada, brácteas pedunculares 0 a numerosas, brácteas del raquis similares a las pedunculares, diferentes o muy reducidas, raquillas cortas o largas, delgadas a muy gruesas, brácteas de las raquillas conspicuas o inconspicuas, flores solitarias o en cincinos de varias formas y número de flores, rara vez en grupos monopodiales, espiraladas sobre las raquillas. Flores bisexuales o unisexuales, sésiles o pedunculadas; perianto generalmente biseriado, rara vez no diferenciado o uniseriado; sépalos (2)3, rara vez más numerosos, libres o connados, imbricados, rara vez valvados; pétalos (2)3, rara vez más numerosos, libres o connados, imbricados o valvados; estambres (1-3)6, o muy numerosos, libres o connados entre sí, o adnados a los pétalos, a veces reducidos a estaminodios, anteras ditecas, adnadas o divergentes, basifijas o dorsifijas, rectas,

rara vez torcidas, introrsas, latrorsas o extrorsas, rara vez poricidas; gineceo de (1)3, en ocasiones hasta 10, carpelos, apocárpico o sincárpico, ovario súpero, unilocular o multilocular, a veces reducido como pistilodio, placentación variada, óvulo uno por lóculo, anátropo, campilótropo, hemianátropo u ortótropo, estilos ausentes o presentes, apicales a basales, estigmas erectos o recurvados. Fruto uniseminado, a veces hasta con 10 semillas, drupa o baya, remanente estigmático basal, lateral o apical, epicarpo liso u ornamentado, mesocarpo carnoso, fibroso o seco, endocarpo delgado o grueso, en ocasiones con 1 a 3 poros de germinación. Semilla libre o unida al pericarpio, endospermo liso o ruminado, a veces penetrado por la testa, embrión apical, lateral o basal. Germinación remoto-tubular, remoto-ligular o adyacente-ligular; plántula hojas simples o compuestas (Dransfield *et al.*, 2008).

2.2. DESCRIPCIÓN DEL GÉNERO *Chamaedorea* Willd.

Palmas pequeñas, a veces moderadas, erectas o procumbentes, raras veces trepadoras, acaulescentes o con troncos, solitarias o agrupadas, sin espinas, dioicas. Tallo generalmente delgado, cubierto total o parcialmente por bases de hojas fibrosas o liso, verde, prominentemente rodeado de cicatrices en las hojas. Hojas bífidas o pinnadas diversamente, muy raramente enteras, reduplicadas; vaina cerrada o quebrada, corta o alargada, a veces con un lóbulo marcescente opuesto al pecíolo; pecíolo corto a alargado, aplanado adaxialmente, redondeado abaxialmente, a veces con una franja abaxial prominente de color verde pálido o amarillo; raquis redondeado, angulado o aplanado adaxialmente, redondeado abaxialmente; limbo entero, bífido y pinnado acanalado, regular o irregularmente dividido pinnado, folíolos pocos o muchos, de 1 o varios pliegues, estrecho o ancho, a menudo oblicuo o sigmoide, acuminado, superficies glabras. Inflorescencias entre las hojas o debajo de ellas, solitarias o varias por axila, no ramificadas o ramificadas en orden 1 (-2), a veces bifurcadas; estaminados a menudo más ramificados que pistilados; pedúnculo corto a alargado; tubular profiláctico con punta bífida ahusada; brácteas pedunculares 2-variadas, alargadas, tubulares, envainando el pedúnculo, coriáceas o membranosas, persistentes, puntas cortas, bífidas; raquillas, largas o cortas, delgadas o carnosas, a veces estriadas, sin brácteas en la madurez, con flores estaminadas o pistiladas

dispuestas en espiral o bastante espaciadas, que rara vez llevan acérvulos curvos de flores estaminadas. Flores sésiles o parcialmente encerradas en una cavidad en la raquilla carnosa, pequeñas o diminutas. Flores estaminadas simétricas; sépalos 3, enteros, unidos basalmente o distintos; pétalos 3, distintos o connatos diversos, lóbulos valvados; estambres 6, filamentos cortos, anchos o en forma de punzón; anteras dorsifijas, incluidas, oblongas o didima; con varios pistilodios, cilíndricos o expandidos basalmente, a veces trilobulados. Polen elipsoidal, ocasionalmente achatado triangular, bi-simétrico o ligeramente asimétrico; abriéndose en un surco distal, ocasionalmente un tricotomosulcus; exina tectada, finamente rugoso, finamente perforado-rugoso, finamente reticulado o reticulado, margen de apertura similar o, más frecuentemente, ancho y psilado o escabrado, en polen reticulado, retículo a menudo notablemente más fino en la cara proximal, con menos frecuencia psilado proximal en la cara; eje más largo 20–36 μm ; tétradas post-meióticas generalmente tetraédricas, a veces tetragonales o rara vez romboidales [50/108]. Flor pistilada con sépalos 3, como en la estaminada; pétalos 3, generalmente connados, lóbulos distintos valvados o imbricados; estaminodios presentes y con forma de diente o ausentes, gineceo ovoide, tricarpelado, sincarpus, trilocular, trilovulado, estigmas pequeños, recurvados, óvulo campilotrópico, insertado lateralmente. Fruto pequeño, globoso u oblongo, restos estigmáticos basales; epicarpio liso, mesocarpio carnoso, endocarpio delgado. Semilla erecta, globosa o elipsoidal, hilo pequeño, basal, ramas del rafe oscuro, endospermo cartilaginoso; embrión basal a subapical (Dransfield *et al.*, 2008).

2.3. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE *Chamaedorea* Willd.

Basando su trabajo en el artículo de Moore, Dransfield y Uhl reevaluaron todas las agrupaciones de la clasificación informal de Moore, que a pesar de ser útiles no tienen la condición formal nomenclatural, por lo que modificaron las ubicaciones genéricas y la jerarquía de agrupaciones, y produjeron una nueva clasificación formal de toda la familia, que se divide en seis subfamilias: *Coryphoideae*, *Calamoideae*, *Nypoideae*, *Ceroxyloideae*, *Arecoideae* y *Phytelephantoideae* (Dransfield *et al.*, 2008).

Considerando la clasificación de Moore (1973) el género *Chamaedorea* se incluye dentro de la tribu *Hyophorbeae* de la subfamilia *Ceroxyloideae*, ordenándose de la siguiente manera:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta (Angiospermae)

Clase: Liliopsida (Monocotyledoneae)

Orden: Arecales (Principes)

Familia: Arecaceae (Palmae)

Subfamilia: Ceroxyloideae

Tribu: Hyophorbeae

Género: *Chamaedorea*

2.4. DESCRIPCIÓN DE *Chamaedorea arenbergiana* H. Wendl

Tallo solitario, erecto, hasta 4 m de altura, de 2 a 3 cm de diámetro, verde, anillado, entrenudos de 5 a 15 cm de longitud. Hojas 4 a 6, erecto-abiertas, pinnadas, de 2 hasta 2.5 m de longitud, vaina de 30 a 40 cm de longitud oblicuamente abierta apicalmente, auriculada; pecíolo de 35 a 45 cm de longitud obtusamente triangular, acanalado y verde arriba, redondeado y pálido abajo, raquis de 1 a 1.25 m de longitud, anguloso y verde arriba, redondeado abajo con una banda pálida que se extiende hasta la vaina; pinas de 8 a 10 a cada lado del raquis, las más grandes de 60 x 15 cm, algo alargadas oblongas u oblongo-lanceoladas sigmoides más o menos falcadas, bien espaciadas, largo acuminadas y laxas apicalmente, contraídas basalmente, 5 a 8 nervios primarios prominentes acostillados arriba, depresos y amarillentos abajo, nervios de menor orden numerosos. Inflorescencias, infrafoliares, solitarias, erectas en flor, abiertas o nudosas en fruto; pedúnculos de 15 a 20 cm de longitud más o menos gruesos de 1 a 1.5 cm de diámetro, verde en flor, rojo anaranjado en fruto; brácteas de 5 a 6, fibrosas flojamente envainantes pardo verdosas o pardas en flor, longitudinalmente nervado-estriadas, las superiores excediendo al pedúnculo. Las estaminadas con raquis de 3 cm de longitud, pálido en flor; raquillas de 8 a 10, de 12 a 15 cm de longitud, 8 mm de diámetro, péndulas, pálidas en flor. Las pistiladas espigadas o bifurcadas; raquis o porción floral de 6 a 15 cm de longitud x 1.5 cm o más de diámetro, anaranjado en

fruto. Flores estaminadas en 6 espirales densas, contiguas en yema de 3 x 3.5 o hasta 4 mm, deprimido-globosas, angulosas por la presión mutua, de color crema a blanco parduzco, más o menos superficiales; cáliz más alto que los pétalos y encerrando a estos en la yema, de 1.5 x 4 mm en antesis ligeramente lobado; sépalos unidos casi hasta el ápice, formando un tubo envainante, más o menos recto apicalmente; corola adnada con los filamentos de los estambres y pistilodios en un estipe basal muy corto, pétalos de 3.5 a 4 x 3 mm ampliamente ovados imbricados basalmente de 1/2 a 1/3, valvados y libres apicalmente, abiertos, erectos, redondeados a agudos, más o menos gruesos; estambres igualando a los pétalos, claros o de color crema, filamentos prominentes, distintos, anteras divaricadas basalmente; pistilodios de 3.5 a 4 mm, igualando a los estambres y pétalos, columnares, apicalmente trilobados, de color crema. Flores pistiladas agrupadas muy densamente en más o menos 20 líneas en el eje; cáliz casi tan alto como los pétalos, ligeramente lobado, membranoso, sépalos unidos casi hasta el ápice redondeados a rectos apicalmente; pétalos imbricados casi hasta el ápice, corto puntados; estaminodios ausentes; pistilo ovoide trilobado, lóbulos del estigma sésiles, cortos, recurvados. Frutos de 12 x 19 mm subglobosos u oblongo-transversos, angulosos por presión mutua, negros; semillas de 10 a 12 x 9 a 10 mm, oblongas; carpelos abortivos usualmente separándose del fruto y adhiriéndose al perianto (Palacios, 2006).

2.4.1. Sinonimias

Las sinonimias de *Chamaedorea arenbergiana* son seis y se obtuvieron consultando el Catálogo de la Vida (Roskov *et al.*, 2023).

Chamaedorea densiflora Guillaumin

Chamaedorea latifolia W.Watson

Chamaedorea latifrons H. Wendl.

Nunnezharia arenbergiana (H. Wendl.) Kuntze

Nunnezharia latifrons (H. Wendl.) Kuntze

Spathoscaphe arenbergiana (H. Wendl.) Oerst.



Figura 1. Vista completa *in situ* de la planta de *Chamaedorea arenbergiana* con infrutescencias maduras

2.4.2. Nombres comunes

Pacaya (Honduras), Pacayita o pacaya chica (México), Chim (Guatemala) (Palacios, 2006).

2.4.3. Etimología

El nombre del género proviene del griego *Chamai*: en el suelo y *dorea*: regalo, “regalo del suelo”, en referencia al hábito generalmente enano y la forma elegante (Dransfield *et al.*, 2008). La especie fue descrita por primera vez por Wendland a partir de especímenes cultivados en el jardín del duque d’Arenberg-Nieppen en Bélgica, de ahí el epíteto (Hodel, 1992).

2.4.4. Fenología

Fructifica de junio a enero (Palacios, 2006).

2.4.5. Distribución y hábitat

Se distribuye desde el suroeste de México hasta Honduras y quizás en El Salvador y hasta el norte de Sudamérica (Hodel, 1992) (Figura 2). Se encuentra en el bosque tropical perennifolio, bosque tropical subcaducifolio y bosque mesófilo de montaña, entre los 600 y 1800 msnm. Forma parte del sotobosque en declives y planicies con suelos más o menos profundos, bien drenados y con abundante precipitación. Se le ha encontrado asociada a liquidámbar y helechos arborescentes en altitudes superiores a los 1000 m.s.n.m. (Palacios, 2006).



Figura 2. Distribución de *Chamaedorea arenbergiana* H. Wendl., obtenido de Plants Of The World Online (2019) (verde: presente; amarillo: dudoso)

2.4.6. Factores de riesgo

La destrucción del hábitat por deforestación, incendios forestales, tala inmoderada y cambio de uso del suelo. No se ha observado uso intensivo del follaje de poblaciones silvestres (Palacios, 2006).

2.4.7. Estado de conservación

Actualmente se encuentra enlistada en la NOM-059-SEMARNAT-2010 en la categoría “Amenazada” como especie nativa no endémica (SEMARNAT, 2010), y en la Lista Roja de la IUCN en la categoría “Preocupación menor” con una tendencia poblacional estable (Machuca-Machuca *et al.*, 2022).

2.4.8. Usos e importancia

Es una palma atractiva como ornamental, por sus grandes y bellas hojas, por sus inflorescencias densamente florecidas, espigadas, a veces bifurcadas y por sus infrutescencias espigadas en forma de mazorca de maíz, que siempre llama la

atención cuando los frutos densamente empaquetados maduran y toman un color negro (Hodel, 1992; Palacios, 2006).

Su relevancia se fundamenta en dos aspectos principales: económica, al ser una planta ornamental que es comercializada en los mercados de la horticultura y floricultura; y ecológica, al ser un componente esencial del estrato herbáceo/arbustivo de las selvas y bosques tropicales donde se desarrolla naturalmente (Ramón-Jiménez *et al.*, 2002).

2.5. MORFOMETRÍA

Morfometría del griego *μορφή* "morphé", que significa "forma" o "figura", y *μετρία* "metría", que significa "medición", se refiere al análisis cuantitativo de la forma, un concepto que abarca el tamaño y la forma, por lo tanto, la morfometría es el estudio de la covariación de la forma con factores subyacentes. Su desarrollo en las últimas décadas ha alcanzado áreas de la biología tradicionalmente dedicadas al estudio descriptivo, como las ciencias morfológicas; por lo que, los estudios biométricos y morfométricos de frutos y semillas son la base de futuras investigaciones como estudios taxonómicos, ecológicos y silvícolas importantes para revalorizar las propiedades que las plantas ofrecen y sus cualidades fisiológicas (López-Medina *et al.*, 2018).

2.6. SEMILLA

La semilla es el principal órgano reproductivo de la mayoría de las plantas superiores terrestres y acuáticas. Ésta desempeña una función fundamental en la renovación, persistencia y dispersión de las poblaciones de plantas, regeneración de los bosques y sucesión ecológica. En la naturaleza, la semilla es una fuente de alimento básico para muchos animales. También, mediante la producción agrícola, la semilla es esencial para el ser humano, cuyo alimento principal está constituido por semillas, directa o indirectamente, que sirven también de alimento para varios animales domésticos (Doria, 2019).

La semilla es una unidad reproductiva compleja, característica de las plantas vasculares superiores, que se forma a partir del óvulo vegetal, generalmente después de la fertilización. Se encuentra en las plantas con flores (angiospermas) y en las gimnospermas. En las angiospermas los óvulos se desarrollan dentro de un ovario, en tanto que en las gimnospermas la estructura que los contiene es muy diferente, pues no constituye una verdadera flor; sin embargo, la estructura de las semillas de estas plantas es básicamente similar a la de flores (Doria, 2019).

Las semillas están constituidas por un embrión y por compuestos de reserva (glúcidos, proteínas, lípidos), rodeados ambos por las cubiertas seminales. No obstante, esta estructura varía entre las diferentes especies principalmente con relación al tipo y proporción de los compuestos de reserva y a las características de las cubiertas seminales (Pita-Villamil y Pérez-García, 1998).

Las semillas difieren unas de otras en su sensibilidad al secado y a la temperatura, algunas semillas pierden su viabilidad una vez que alcanzan cierto nivel de contenido de humedad. La humedad de la semilla es un factor crítico para determinar la viabilidad y longevidad de todos los tipos de semillas. Por esta razón, es fundamental identificar el tipo de semilla antes de considerar el método de almacenamiento (FAO, 2019).

2.6.1. Tipos de semilla

En cuanto a la longevidad de las semillas y los efectos del secado y el almacenamiento en la germinación, las semillas se clasifican en tres diferentes categorías:

- Semillas ortodoxas:

De larga vida, pueden secarse hasta un contenido de humedad del 5% (es decir, inferior a lo que normalmente alcanzarían en la naturaleza) sin sufrir daños, se pueden empaquetar y toleran la congelación. La longevidad de las semillas ortodoxas aumenta con la reducción del contenido de humedad y la temperatura en una amplia variedad

de entornos de almacenamiento. La conservación *ex situ* de semillas ortodoxas, por lo tanto, no es problemática (Pérez-García y Pita-Villamil, 2001).

- Semillas recalcitrantes:

De corta duración, no se pueden secar a menos del 20% o 30% sin perjuicio, no toleran la congelación y, por lo tanto, no son susceptibles de almacenamiento prolongado. La conservación *ex situ* de semillas no ortodoxas es problemática y, por esta razón, las plantas que producen las semillas recalcitrantes se conservan en formas de crecimiento en vez de como semillas. Las especies recalcitrantes pertenecen sobre todo a árboles y arbustos; ejemplos comunes de plantas que producen semillas recalcitrantes son el aguacate, cacao, coco, mango, papaya y nogal. Las semillas recalcitrantes generalmente son más grandes que las semillas ortodoxas; de hecho, las semillas grandes a menudo tienen un alto contenido de aceite o humedad y generalmente son recalcitrantes en su comportamiento de almacenamiento (Magnitskiy y Plaza, 2007; FAO, 2019).

- Semillas intermedias:

No se ajustan plenamente a la categoría ortodoxa ni a la recalcitrante, tienen una tolerancia limitada al secado, pero son sensibles a las temperaturas de congelación (FAO, 2019).

2.6.2. Características generales de la semilla

Los componentes principales de la semilla son: La cubierta seminal, que le confiere protección; el endospermo que constituye la reserva de nutrientes, y el embrión, que es el óvulo fecundado.

- Testa:

La estructura más externa de la semilla recibe el nombre de testa, cubierta o tegumento seminal. En función de la especie puede presentar distintas formas, apariencias y texturas. Generalmente la cubierta está constituida por varias capas; la más externa se denomina testa o cutícula. La naturaleza del tejido, la estructura y el grosor de cada una de las capas anteriormente citadas proporcionan a la semilla protección y cierta impermeabilidad al agua y a los gases. Entre las diferentes especies conocidas, la

superficie de la cubierta seminal presenta gran variabilidad; puede ser lisa, estriada, vesiculada, pilosa, escamosa y con infinidad de tonalidades (Soblechero *et al.*, 2005).

- **Micrópilo:**

Es una perforación que comunica la semilla con el exterior, es lo que queda del conducto por el que el tubo polínico entra en el saco embrionario en el momento de la fecundación. Una vez fecundado el óvulo, el micrópilo se va cerrando hasta quedar como un poro observable en la superficie de algunas semillas (Soblechero *et al.*, 2005).

- **Funículo:**

Se trata de un cordoncillo formado por tejido vascular que conecta el óvulo a la placenta, preparado para el paso de agua y nutrientes desde la planta a la semilla. Cuando la semilla madura, el funículo generalmente se desprende, aunque en algunas semillas se mantiene (Soblechero *et al.*, 2005).

- **Hilo:**

Se denomina así a la pequeña cicatriz que queda cuando el funículo se desprende de la semilla. La ubicación, la forma y el tamaño de estas estructuras varían en función de las diversas posiciones del óvulo dentro del ovario (Soblechero *et al.*, 2005).

- **Endospermo:**

El endospermo sirve como fuente de reserva, para ser utilizado por el embrión durante la germinación y en los primeros estados de desarrollo, hasta que la plántula esté capacitada para elaborar su propio alimento mediante la fotosíntesis. La cantidad de endospermo varía en función de las especies, pudiendo incluso estar ausente en algunas de ellas; químicamente está constituido por carbohidratos (almidón y hemicelulosa), lípidos y proteínas. La composición exacta está determinada por factores genéticos y ambientales y varía según las especies. La consistencia del endospermo viene dada por su composición; así, en un endospermo carnoso predominan los lípidos y las proteínas; un endospermo córneo está constituido principalmente por hemicelulosa; el endospermo farináceo por almidón y el endospermo vidrioso o mucilaginoso, por determinados polisacáridos que le dan dicha consistencia (Soblechero *et al.*, 2005).

- Embrión:

La estructura esencial de una semilla es el embrión que, como ya se ha mencionado, es el óvulo fecundado. En las semillas de plantas Dicotiledóneas el embrión está formado por un eje y dos estructuras foliares denominadas cotiledones; las plantas Monocotiledóneas cuentan con un único cotiledón. La parte basal del eje del embrión dará lugar a la radícula y del extremo apical de dicho eje saldrá el tallo que dará lugar a la futura plántula. El hipocótilo es la zona situada por debajo del punto de inserción de los cotiledones y se prolonga hasta el cuello de la radícula; suele ser una zona muy pequeña, a veces inapreciable a simple vista. La parte del tallo que queda por encima de los cotiledones se la conoce como epicótilo. Cuando una semilla germina y aparecen las primeras hojas verdaderas la estructura anteriormente citada pasa a denominarse plúmula. Tanto la radícula como el epicótilo están constituidos por tejido meristemático que, mediante sucesivas divisiones mitóticas, darán origen a la raíz y al tallo respectivamente. El tamaño del embrión es variable y está relacionado con la cantidad de endospermo que le rodea. En la mayoría de las plantas productoras de semillas, el embrión madura antes de separarse de la planta progenitora y por tanto está protegido hasta que finaliza su desarrollo. Los cotiledones son hojas embrionarias. La plántula se sirve de los cotiledones durante los primeros estadios de crecimiento. En muchos casos, los cotiledones son gruesos y carnosos y constituyen una fuente de reserva, pero no están preparados para realizar la fotosíntesis; en otros, son delgados, poseen estomas y están preparados para la fotosíntesis, permaneciendo activos durante un cierto tiempo hasta que la plántula comienza a desarrollarse y emite las hojas verdaderas. Esta diversidad morfológica permite la identificación de especies por el estudio de sus cotiledones (Soblechero *et al.*, 2005).

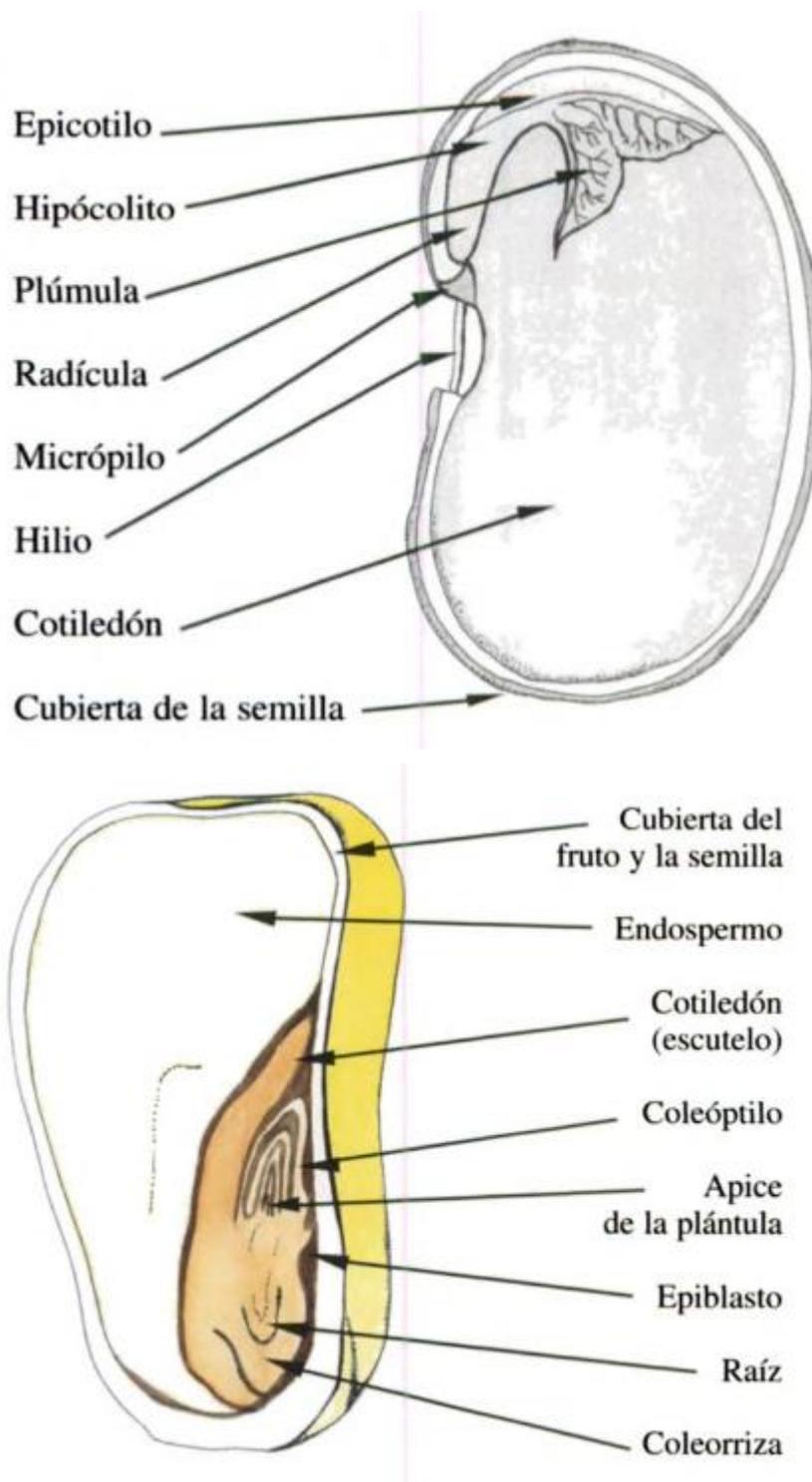


Figura 3. Ejemplo de las características internas de las semillas. Arriba: frijol (dicotiledónea), abajo: maíz (monocotiledónea). Obtenido de Espíndola, 2004

2.6.3. Forma de la semilla

La forma de la semilla está determinada por el tipo de óvulo a partir del cual se ha formado, por el patrón de crecimiento que ha seguido y por la posición que ocupa en el interior del fruto. Si predominan el ancho y largo sobre el grueso se habla de semillas planas; por el contrario, si predomina el grueso se denominan tridimensionales (Soblechero *et al.*, 2005).

Las formas de las semillas planas pueden equipararse a formas geométricas: Circular, elíptica, oblongas o reniformes. En el caso de semillas tridimensionales, las formas son más complejas pudiendo ser ovoides, angulosas o discoidales, entre otras (Soblechero *et al.*, 2005).



Figura 4. Ejemplo de las diferentes formas, texturas, colores y tamaños de semillas

La forma de la semilla también está relacionada con el medio de dispersión que utiliza para ser propagada en el espacio. Así, las semillas que utilizan como medio de dispersión los mamíferos o las aves suelen ser esféricas u ovoides, de modo que pasen por el tracto digestivo sin dificultad y sin ser deterioradas. Cuando el medio de propagación es el agua, las semillas suelen ser más voluminosas y ligeras. Para ello cuentan en su interior con estructuras globosas con bolsas de aire o tejidos esponjosos. En el caso de propagarse utilizando corrientes de aire, presentan en muchos casos estructuras aladas (Soblechero *et al.*, 2005).

2.6.4. Tamaño de la semilla

Al clasificar las semillas por su tamaño encontramos que existe una gran variabilidad entre especies e incluso entre variedades dentro de la misma especie. Sin embargo, la homogeneidad que presentan las semillas dentro de una misma variedad es asombrosa (Soblechero *et al.*, 2005).

La semilla de mayor tamaño en el mundo es de la palma *Lodoicea maldivica* que puede llegar a pesar hasta 20 kg, por otro lado, las semillas más pequeñas del mundo se encuentran entre las del tabaco o las de las orquídeas, que llegan a medir menos de un milímetro (Soblechero *et al.*, 2005).



Figura 5. Semilla de *Lodoicea maldivica*

Un tamaño grande favorece a la semilla por disponer de más reservas para el desarrollo de la futura planta. Por el contrario, la formación de la semilla supone un mayor gasto energético y por ello una reducción de su número. El tamaño de la semilla no sólo está relacionado con el material de reserva que acumula para su germinación y posterior crecimiento, sino que el medio en el que se desarrollan, la disponibilidad de humedad, la facilidad para captar luz o la cantidad de nutrientes que hay en el suelo, condicionan también su tamaño (Soblechero *et al.*, 2005).

Las plantas que se desarrollan en bosques espesos, donde la captación de luz se hace complicada, poseen unas semillas de gran tamaño para tener así más reservas. Del mismo modo, en ambientes de sequía o con baja humedad, las semillas necesitan que la plántula emita lo más rápidamente posible una buena raíz, de modo que le permita captar la escasa cantidad de agua que puede hallarse en el subsuelo (Soblechero *et al.*, 2005).

2.7. VIABILIDAD

La viabilidad es un indicador importante de la calidad de la semilla para que pueda germinar, crecer, desarrollar una nueva planta y completar el ciclo de vida. Este término hace referencia al período de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar, es decir, que cantidad de semillas aún están vivas y presentan las condiciones fisiológicas adecuadas para germinar. Sin embargo, es difícil determinar si la semilla está viva o muerta observando únicamente su apariencia física. Dos semillas pueden parecer iguales si tienen el mismo tamaño, forma y color, sin embargo, una de ellas puede estar viva y la otra muerta. La semilla muerta o en proceso de muerte se caracteriza por una declinación gradual del vigor y en áreas localizadas pueden aparecer necrosis o lesiones. Cabe destacar que el período de tiempo de la viabilidad es variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento o del ambiente (López-Sánchez, 2010; Calvo-Cruz, 2012).

2.7.1. Pruebas para evaluar la viabilidad

- Prueba de flotación

Si bien no está constituida como una prueba *per se* para evaluar la viabilidad, la separación de las semillas vanas de las semillas llenas es aconsejable como una técnica casera efectiva en viveros comunitarios, consiste en colocar las semillas en un recipiente con agua, las que se hunden se consideran viables y las que flotan se consideran no viables, por lo que deben ser descartadas y reemplazadas (Varela y Arana, 2011).

- Prueba de tetrazolio

Esta prueba es la más indicada para evaluar la viabilidad de las semillas, aunque para realizarla hay que sacrificar cierta cantidad de semillas. Consiste en partir las semillas por la mitad y aplicarles una solución de cloruro o bromuro de 2,3,5-trifeniltetrazolio, con esto las semillas viables se teñirán de color rojo y las no viables no cambiarán de color (Pérez-García y Pita-Villamil, 2001).

- Radiografía con rayos X.

Es un ensayo rápido y no destructivo que se suele emplear para evaluar la viabilidad de semillas de especies forestales. Presenta el inconveniente de que es necesario un equipamiento costoso para su realización. En las radiografías que se obtienen se pueden diferenciar entre semillas sin embriones (semillas vanas), de las que tienen un embrión bien formado; así como distinguir si en el embrión existen malformaciones o algún tipo de daño (Pérez-García y Pita-Villamil, 2001).

2.8. LATENCIA

La latencia, también conocida como letargo o dormición, puede definirse como el bloqueo que tiene lugar en una semilla viable que le impide completar la germinación aún en condiciones ideales y favorables para hacerlo. La dormición se divide en primaria o secundaria, según que la capacidad germinativa de una semilla esté bloqueada antes o después de su dispersión, respectivamente, y depende tanto de las características fisiológicas como morfológicas de la semilla (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

2.8.1. Tipos de latencia

Azcón-Bieto y Talón (2013) proponen una clasificación que incluye cinco tipos de dormición: fisiológica (DF), morfológica (DM), morfofisiológica (DMF), física (Df) y combinatoria (DF + Df).

La latencia fisiológica es la más abundante en todo tipo de semillas y puede, a su vez, dividirse en no profunda y profunda, según que el tratamiento con giberelina sea o no efectivo, respectivamente. La latencia morfológica se debe a un defecto en el crecimiento del embrión, el cual permanece durmiente hasta que su desarrollo ha finalizado con éxito. Si la dormición se debe a una anomalía en el desarrollo del embrión y a la intervención de un componente fisiológico, se denomina latencia morfofisiológica. La latencia física se debe a la impermeabilidad al agua de las células del tejido de la cubierta seminal, responsable del control del movimiento del agua de imbibición; las cubiertas seminales duras comprimen el embrión, que no suele ser durmiente, y le impiden germinar. Por último, la latencia combinatoria aparece en semillas con cubiertas duras y va acompañada de una dormición fisiológica del embrión.

2.9. ALMACENAMIENTO

El almacenamiento es la conservación de semillas en condiciones controladas para mantener la viabilidad de estas (la germinación y el vigor) durante largos períodos, desde la cosecha hasta que el agricultor necesite las semillas para la siembra. Todo el período de almacenamiento consta de varios procesos y sitios. En el sentido más amplio, el almacenamiento comienza con la madurez fisiológica y termina con la germinación en el campo (FAO, 2019).

El propósito principal del almacenamiento de semillas es mantenerlas en buenas condiciones físicas y fisiológicas, desde la cosecha hasta la siembra. Para la mayor parte de los cultivos pasa tiempo entre la cosecha y la siembra; las semillas tienen que guardarse en algún lugar durante este período y el almacenamiento, por lo tanto, es necesario (FAO, 2019).

2.9.1. Tipos de almacenamiento

Doria (2019), en su revisión bibliográfica menciona los siguientes tipos de almacenamiento a los que pueden someterse las semillas:

- Abierto (sin control de humedad ni temperatura)

Las semillas pueden almacenarse en forma de capas delgadas, bien ventiladas, protegidas contra pájaros y roedores, y cubierta de las lluvias; es posible aplicar en climas frescos y secos o con semillas de cubierta dura, siempre que estas hayan sido secadas. Este tipo de almacenamiento puede no ser el más adecuado, pero es el más económico.

- En seco con control de humedad

Supera a la técnica anterior, ya que las semillas que han sido secadas pueden almacenarse en bolsas selladas o recipientes herméticos, que aseguran minimizar las fluctuaciones de humedad. El almacenamiento puede extenderse cuando se proporcionen temperaturas frescas, pero no controladas.

- En seco con control de humedad y temperatura

Se aplica habitualmente a muchas especies ortodoxas que, aunque producen la semilla con periodicidad, se plantan anualmente en proyectos de forestación a gran escala. En muchas de estas especies la combinación de un control de humedad entre 4 y 8% a una temperatura entre 0 y 5°C mantiene la viabilidad durante varios años.

- En húmedo sin control de humedad ni temperatura

Es un procedimiento adecuado para almacenar semillas recalcitrantes durante unos pocos meses. Pueden almacenarse las semillas en capas delgadas colocadas directamente sobre el suelo, bajo techos o tinglados bien ventilados, comúnmente cubiertas o mezcladas con hojas, arena, turba o una mezcla de ambas cosas. Las semillas almacenadas a la intemperie se mantienen húmedas por la lluvia, pero es posible que haya que humedecer periódicamente las que están bajo techo. El objetivo de este tipo de almacenamiento es mantener las condiciones húmedas y frescas con buena ventilación.

- En frío-húmedo

Se logra con un mantenimiento controlado de las bajas temperaturas, algo por encima de la temperatura de congelación; además, se colocan las semillas en recipientes que mantengan la humedad o se mezclan con algún material que retenga la humedad, como por ejemplo la arena, turba o una mezcla de ambas cosas, humedeciéndolas de manera periódica. Las semillas recalcitrantes podrán ser almacenadas de esta manera, pero solo por poco tiempo y con presencia de oxígeno, ya que las semillas continúan respirando.

2.10. ESCARIFICACIÓN

La escarificación es cualquier proceso que rompa, raye, altere mecánicamente o ablande las cubiertas de las semillas para hacerlas permeables al agua y a los gases (Varela y Arana, 2011).

2.10.1. Escarificación química

Consiste en sumergir las semillas por períodos breves, que pueden consistir desde algunos minutos hasta dos horas, en compuestos químicos (comúnmente se utilizan ácidos). Durante el período de tratamiento las semillas deben agitarse regularmente con el fin de obtener resultados uniformes. El tiempo de tratamiento varía según la especie. Al final del período de tratamiento se escurre el ácido y las semillas se lavan con abundante agua para quitarles el exceso (Varela y Arana, 2011).

2.10.2. Escarificación mecánica

Consiste en raspar la cubierta de las semillas con lijas, limas o quebrarlas con un martillo o pinzas. La intensidad dependerá de la dureza de la cubierta (Varela y Arana, 2011).

2.10.3. Escarificación física

Consiste en remojar las semillas en agua con la finalidad de remover los inhibidores químicos presentes en la cubierta. Este tratamiento también es empleado con el objetivo de ablandar la testa. El tiempo de remojo puede ser de 12, 24, 48 y hasta 72

horas, cambiándoles el agua con cierta frecuencia para evitar la proliferación de microorganismos (Varela y Arana, 2011).

2.11. GERMINACIÓN

La germinación se puede definir como el reinicio de la actividad metabólica y del crecimiento del embrión. Este proceso representa la transición entre la etapa de semilla y la plántula. Inicia con la toma de agua por la semilla seca (imbibición) y termina cuando una parte de ésta (eje embrionario en dicotiledóneas o radícula en monocotiledóneas y gimnospermas) atraviesa (emergencia) las estructuras envolventes que la rodean (Taiz y Zeiger, 2006; Azcón-Bieto y Talón, 2013).

2.11.1. Tipos de germinación

Las semillas, atendiendo a la posición de los cotiledones respecto a la superficie del sustrato, pueden diferenciarse en la forma de germinar. Así, se distinguen dos tipos diferentes de germinación: epígea e hipógea.

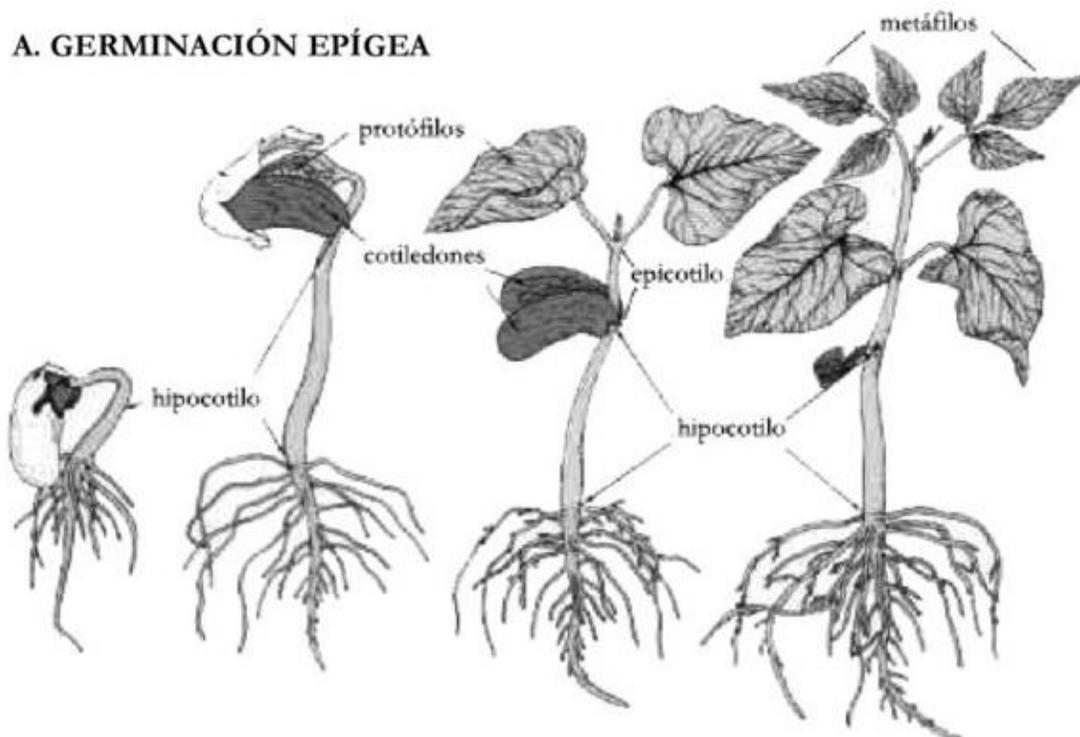


Figura 6. Ejemplo de la germinación epígea (Vázquez-Pardo y Blanco-Salas, 2007)

- Epígea:

En la germinación epígea los cotiledones emergen del suelo debido a un considerable crecimiento del hipocótilo (porción comprendida entre la radícula y el punto de inserción de los cotiledones). Posteriormente, en los cotiledones se diferencian los cloroplastos, transformándolos en órganos fotosintéticos y actuando como si fueran hojas. Finalmente, comienza el desarrollo del epicótilo (porción del eje comprendida entre el punto de inserción de los cotiledones y las primeras hojas) (Doria, 2019).

- Hipógea:

En la germinación hipógea los cotiledones permanecen enterrados, únicamente la plúmula atraviesa el suelo. El hipocótilo es muy corto, prácticamente nulo. A continuación, el epicótilo se alarga, apareciendo las primeras hojas verdaderas, que son los primeros órganos fotosintetizadores de la plántula (9). Inicialmente, luego de la emergencia, la plántula pasa por un estado de transición, durante el cual produce algunos asimilados, pero aún depende del desdoblamiento de las sustancias de reserva. En la medida que la plántula se fija firmemente en el suelo y gradualmente se

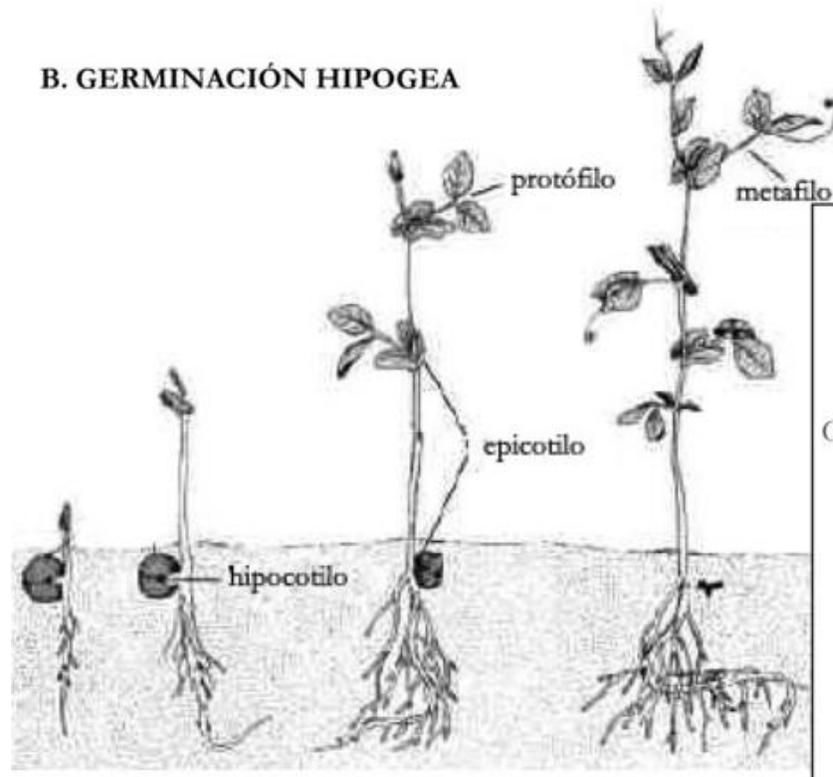


Figura 7. Ejemplo de la germinación hipógea (Vázquez-Pardo y Blanco-Salas, 2007)

independiza de los tejidos de reserva ya exhaustos, se completa el proceso. De este modo, cuando la plántula comienza a absorber agua y a fotosintetizar en forma completamente autónoma, es posible afirmar que ha completado el proceso de germinación y se ha establecido convirtiéndose en un organismo autótrofo (Doria, 2019).

2.11.1. Fases de la germinación

- Fase I - Imbibición

Comienza con la entrada de agua a la semilla, con la que se reanudan actividades metabólicas como la respiración y el consumo de oxígeno, y se repara el material genético, así como otros daños ocurridos (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

- Fase II - Activación

Durante esta fase además de ocurrir importantes eventos metabólicos, se produce una disminución en la absorción de agua, que incluso en ocasiones puede llegar a detenerse debido al equilibrio que hay entre el potencial hídrico de la semilla y el potencial hídrico del ambiente. Las principales transformaciones metabólicas que tienen lugar en esta fase están relacionadas con el inicio de la actividad enzimática y del metabolismo respiratorio, translocación y asimilación de las reservas alimentarias en las regiones de crecimiento del embrión, reparación de DNA, síntesis de proteínas, etcétera (Azcón-Bieto y Talón, 2013; Gómez-Velasco, 2016).

- Fase III - Crecimiento

Ocurre la emergencia del embrión que marca el fin de la germinación, generalmente a partir de la extensión de la radícula, en esta fase se presenta un constante incremento de la absorción de agua y de la actividad respiratoria (Azcón-Bieto y Talón, 2013; Gómez-Velasco, 2016).

2.11.2. Factores que intervienen en la germinación

Los factores que afectan la germinación se dividen en dos tipos: externos (extrínsecos) e internos (intrínsecos).

- Factores externos (extrínsecos)

Son dependientes de las condiciones del medio ambiente.

Humedad:

La absorción de agua es el primer paso, y el más importante, que tiene lugar durante la germinación, porque para que la semilla recupere su metabolismo es necesaria la rehidratación de sus tejidos. El contenido de agua en las semillas difiere entre las especies, algunas necesitan del 40-60% de humedad para desencadenar la germinación (Pita-Villamil y Pérez-García, 1998; Gastón de Iriarte-Melgarejo, 2017).

Temperatura:

La temperatura es un factor decisivo en el proceso de la germinación, ya que influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la hidratación. Si la temperatura es muy alta o muy baja, la germinación no tiene lugar, aunque las demás condiciones sean favorables. Las temperaturas compatibles con la germinación varían mucho de unas especies a otras. Sus límites suelen ser muy estrechos en semillas de especies adaptadas a hábitats muy concretos, y más amplios en semillas de especies de amplia distribución (Gastón de Iriarte-Melgarejo, 2017).

Luz:

La cantidad de iluminación es imprescindible para las semillas de varias especies vegetales, mientras que algunas presentan semillas con fotosensibilidad positiva que germinan preferentemente bajo iluminación, otras presentan fotosensibilidad negativa y germinan preferentemente en oscuridad. También existen semillas no fotosensibles, que germinan independientemente de las condiciones de iluminación (Pita-Villamil y Pérez-García, 1998; Gastón de Iriarte-Melgarejo, 2017).

Oxígeno:

La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado que permita una adecuada disponibilidad de oxígeno. La semilla seca muestra generalmente una escasa actividad respiratoria, aumentando el consumo de oxígeno después de iniciada la imbibición. El metabolismo durante los

estadios iniciales de la germinación puede ser anaerobio cambiando a aerobio, tan pronto la testa se rompe y el oxígeno se difunde en su interior (Gómez-Velasco, 2016).

- Factores internos (intrínsecos)

Son dependientes de las propiedades particulares de la semilla.

Madurez de la semilla:

La madurez de las semillas consta de dos aspectos, uno fisiológico y otro morfológico. Fisiológicamente se dice que una semilla alcanza la madurez cuando ha alcanzado su máximo peso seco, dando por terminado el proceso de llenado, es decir, que se interrumpe el flujo de nutrientes de la planta madre hacia las semillas, mientras que la madurez morfológica ocurre cuando han terminado de conformarse todas las estructuras de la semilla principalmente el embrión (Calvo-Cruz, 2012).

Viabilidad:

La viabilidad de las semillas hace referencia al período de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar, es decir, que cantidad de semillas aún están vivas y presentan las condiciones fisiológicas adecuadas para germinar. El período de tiempo de la viabilidad es variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento (Calvo-Cruz, 2012).

2.12. DESARROLLO DE LA PLÁNTULA

La germinación se considera que ha finalizado cuando la radícula emerge a través de las cubiertas seminales. A partir de ese momento, su posterior desarrollo llevará a la aparición de la plántula sobre el suelo (nascencia).

La nascencia de las plántulas se clasifica en dos tipos según la situación de los cotiledones durante el desarrollo de la plántula: nascencia epigea y nascencia hipogea. En la nascencia epigea los cotiledones aparecen por encima del nivel del suelo y en la nascencia hipogea los cotiledones permanecen por debajo del nivel del suelo.

Durante estas primeras etapas de su desarrollo, la plántula es aún dependiente de las reservas de la semilla, cuya movilización y utilización es imprescindible para su nascencia. Esta dependencia desaparece paulatinamente según se incrementa la

absorción de nutrientes del suelo y se inicia la fotosíntesis en los primeros órganos verdes de la plántula (cotiledones y/o primeras hojas). Estas primeras etapas del desarrollo de la plántula son difíciles y en ellas se detectan elevadas tasas de mortalidad cuyas principales causas son la desecación, la depredación, enfermedades y la competencia entre las propias plántulas.

Los estudios realizados en diferentes especies destacan que un mayor tamaño de la semilla incrementa las posibilidades de supervivencia de la plántula. Este hecho se relaciona con la mayor cantidad de compuestos de reserva presentes en las semillas de mayor tamaño, lo que asegura una mayor disponibilidad de energía durante la germinación y el establecimiento de la plántula. Esto es de especial importancia en circunstancias ambientales adversas, como son las condiciones de escasa luminosidad, en las que la producción de compuestos orgánicos mediante la fotosíntesis es poco eficaz.

La desecación de la plántula puede venir determinada por condiciones extremas de sequía o por la incapacidad de la plántula para desarrollar un sistema radicular capaz de absorber la suficiente cantidad de agua del suelo. En situaciones de este tipo, el tamaño de las semillas parece tener, una vez más, una gran importancia. Las plántulas que se desarrollan a partir de semillas de mayor tamaño presentan un desarrollo radicular mayor y más rápido; además, estas plántulas son capaces de emerger desde profundidades mayores, lo que les puede facilitar una mayor proximidad al agua disponible en el suelo. No obstante, si la profundidad a la que se encuentra la semilla es demasiado grande, la plántula puede no ser capaz de emerger.

Por ello, algunas semillas presentan mecanismos que les permiten retrasar la germinación en el caso de encontrarse profundamente enterradas. La competencia entre plántulas, ya sean de la misma o distinta especie, es otra de las razones que determina su mortalidad en un gran número. Esta situación se da esencialmente en los periodos favorables para el desarrollo de las plántulas, en los que se produce una nascencia simultánea de un gran número de ellas.

Una vez que la plántula en desarrollo ha superado todas estas barreras, se constituye en un sistema independiente capaz de asegurarse su supervivencia mediante la absorción de agua y nutrientes minerales y la producción de compuestos orgánicos a través de la fotosíntesis.

III. ANTECEDENTES

De acuerdo a una revisión especializada de la literatura y a consecuencia de la carencia de estudios de germinación de *Chamaedorea arenbergiana*, a continuación, se reportan trabajos sobre este tema de otras especies de palmas.

Pérez (1998) evaluó la respuesta germinativa de semillas de *Chamaedorea tepejilote* sometidas a tres meses de almacenamiento y a diferentes tratamientos pregerminativos, encontrando que el tratamiento combinado de inmersión en ácido sulfúrico (H₂SO₄) al 2% por 20 minutos más remojo en agua por 24 horas fue el que presentó el porcentaje de germinación más alto con un 92.66% en 25 semanas.

Domínguez-Cruz (2000), realizó un estudio germinativo en semillas de *Chamaedorea graminifolia* aplicando diferentes tratamientos pregerminativos y períodos de almacenamiento, encontrando que las semillas que se almacenaron por 180 días y posteriormente fueron remojadas en 250 ml de agua a 75° C dejándose enfriar durante 24 horas a temperatura ambiente, fueron las que presentaron un mayor porcentaje de germinación con un 81.67%.

En el estudio realizado por Ramón-Jiménez *et al.* (2002), evaluaron los efectos de la aplicación de distintos tratamientos pregerminativos en semillas de *Chamaedorea elegans*, encontrando que la escarificación mecánica mediante la eliminación manual de la testa cerca del embrión fue el que presentó el porcentaje de germinación más alto con un 80.22% en 84 días destacando ampliamente en comparación al testigo que solo presentó un 14.58%.

En el estudio germinativo de semillas de *Thrinax radiata* realizado por Pérez *et al.* (2005), se encontró que las semillas provenientes de frutos maduros, semillas maduras escarificadas mecánicamente y semillas maduras que fueron sembradas en oscuridad, presentaron un porcentaje de germinación igual o mayor a 90%, siendo este último tratamiento el que obtuvo la germinación en menor cantidad de tiempo.

Maciel (2007) estudió el efecto del estado de madurez del fruto y la temperatura sobre la germinación de *Chamaedorea pinnatifrons*, encontrando que las semillas

provenientes de frutos maduros expuestas a temperatura ambiente de 25° C y las que se expusieron a un rango de temperatura de 25 a 35° C presentaron los porcentajes de germinación más altos con 64 y 65% respectivamente.

Shahin y Arafa (2007a) evaluaron los efectos de diferentes tratamientos pregerminativos en semillas de *Butia capitata* y reportaron que las semillas que fueron sometidas a escarificación química con ácido sulfúrico (H₂SO₄) al 98.5% durante 6 horas presentaron el 100% de germinación, denotando una significativa diferencia en comparación con el tratamiento control que solo exhibió un 16.67% de germinación.

En el estudio realizado por Yang *et al.* (2007) sobre la dormancia y germinación de semillas de *Areca triandra*, donde aplicaron diferentes tratamientos pregerminativos, encontraron que las semillas que se escarificaron mecánicamente removiendo parte del pericarpio en el lado del hilo, presentaron 90% de germinación en 75 días, mostrando amplia diferencia en comparación con las semillas intactas (testigo) que exhibieron solo 27.5% de germinación.

En el trabajo realizado por Shahin y Arafa (2007b), donde evaluaron el efecto de diferentes tratamientos de escarificación en semillas de *Hyphaene thebaica*, reportaron que las semillas que fueron sumergidas en ácido sulfúrico (H₂SO₄) al 98.5% durante 6 y 12 horas presentaron 100 y 87.5% de germinación final respectivamente.

Maciel y Briceño (2009) estudiaron el efecto de la madurez del fruto y la escarificación sobre la germinación de *Syagrus stenopetala*, reportando que las semillas que provenían de frutos completamente maduros y que fueron sembradas sin pericarpio presentaron un 91.5% de germinación final, seguido por las semillas que fueron sembradas con pericarpio que arrojaron un 87% denotando una amplia diferencia en comparación a lo obtenido con las semillas provenientes de frutos verdes, que arrojaron 71.5 y 6% respectivamente.

León-Flores y Saldaña-Rojas (2011), evaluaron los efectos de distintos tratamientos pregerminativos en semillas de *Euterpe precatoria*, encontrando que las semillas que fueron sumergidas en agua a 50° C durante 3 minutos y las que fueron

sometidas a un desgaste mecánico parcial de la testa con una lija, presentaron 100% de germinación final.

En el trabajo realizado por Hassan-Dewir *et al.* (2011) con *Sabal palmetto* y *Thrinax morrisii*, encontraron que a los 30 días posteriores a la siembra, las semillas de *S. palmetto* que fueron remojadas en agua destilada por 24 horas y a las que se le aplicaron ácido sulfúrico (H_2SO_4) al 97% durante 5 minutos, presentaron un 95 y 85% de germinación respectivamente, mientras que las semillas de *T. morrisii* que se escarificaron mecánicamente y las que se sometieron a ácido sulfúrico (H_2SO_4) al 97% durante 30 minutos, presentaron un 85 y 90% de germinación respectivamente.

En el estudio realizado por Pivetta *et al.* (2013) evaluaron el efecto de la temperatura y la escarificación mecánica con lija en semillas de *Copernicia prunifera*, e informaron que las semillas que estuvieron expuestas a temperaturas alternadas de 25 a 35° C y las que se expusieron a temperatura constante de 25° C presentaron 92 y 87% de germinación final respectivamente, sin importar si las semillas eran o no escarificadas previamente, sin embargo, las semillas escarificadas germinaron más rápido.

Gutiérrez-González (2016), realizó un estudio germinativo en semillas de *Chamaedorea glaucifolia* donde evaluó diferentes tratamientos pregerminativos y la viabilidad en distintos períodos de almacenamiento, encontrando que a los 30 días de almacenamiento se obtienen mejores resultados de germinación, siendo el tratamiento de inmersión en ácido muriático (HCl) durante 10 minutos el más efectivo con un 83% de germinación, y que después de cuatro meses de almacenamiento el porcentaje de germinación disminuye considerablemente, siendo para ese entonces el tratamiento de hidratación con agua a temperatura ambiente por 4 días el más efectivo con 55%.

Charuc-Chip (2016), evaluó el efecto de la escarificación química, física y mecánica en semillas de *Chamaedorea* sp. encontrando que la escarificación física hidratando las semillas con agua durante 15 días y la escarificación mecánica por golpe de martillo fueron los tratamientos con mejores resultados, con un 77.83 y 77.17% respectivamente.

Pernús y Sánchez (2017) evaluaron el efecto de diferentes grados de temperatura combinado con la exposición a la luz o a la oscuridad en semillas de *Coccothrinax crinita* subsp. *crinita*, encontrando que las semillas que fueron expuestas al rango de temperatura de 25 a 30° C bajo iluminación presentaron 85% de germinación final.

Mayo-Mosqueda *et al.* (2017), desarrollaron un estudio para mejorar la germinación de semillas de *Calyptrogyne ghiesbreghtiana* en el cual se realizaron pruebas de germinación en vivero empleando diferentes tratamientos, obteniendo que el tratamiento con peróxido de hidrógeno (H₂O₂) al 0.3% durante 24 horas, fue el que alcanzó el mayor porcentaje de germinación final con 84.59%, seguido de los tratamientos con nitrato de potasio (KNO₃) y ácido giberélico (GA₃), con 77.98 y 70.62% respectivamente.

En el estudio realizado por Hernández-Valencia *et al.* (2017) evaluaron el efecto de la escarificación del endocarpio sobre la germinación de semillas de *Mauritia flexuosa* y reportaron que la escarificación por abrasión del opérculo produjo el mayor porcentaje de germinación con 42.7% en comparación al control que solo presentó 26.7%.

Ingole *et al.* (2020), estudiaron el efecto de diferentes tratamientos en la germinación de semillas de *Roystonea regia*, encontrando que a las semillas que se les aplicó una solución de ácido giberélico (GA₃) a una concentración de 1 500 ppm y a las que se les aplicó ácido sulfúrico (H₂SO₄) durante 30 minutos, fueron las que presentaron los mejores porcentajes de germinación con un 84.84 y 83.21% respectivamente, siendo ambos significativamente efectivos en comparación al control que presentó solo un 30.47%.

IV. OBJETIVOS

4.1. GENERAL

Desarrollar una metodología de propagación de *Chamaedorea arenbergiana* para el cultivo en viveros comunitarios con la finalidad de fomentar la conservación y el manejo sustentable de especies vulnerables.

4.2. ESPECÍFICOS

- Documentar las características morfométricas básicas de las infrutescencias, frutos y semillas.
- Determinar la viabilidad de la semilla sometida a diferentes períodos de almacenamiento.
- Evaluar la efectividad de diferentes tratamientos pregerminativos *ex situ*.

V. ZONA DE ESTUDIO

5.1. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL SITIO DE RECOLECTA

La recolecta de los frutos se realizó en el Predio El Zapote localizado a 1 130 msnm en las coordenadas geográficas 16°52'15"N y 93°19'22"O, en el municipio de Berriozábal, Chiapas (Figura 8), mismo que se asienta sobre las regiones fisiográficas: Montañas del Norte (51.5%) y Depresión Central (48.5%).

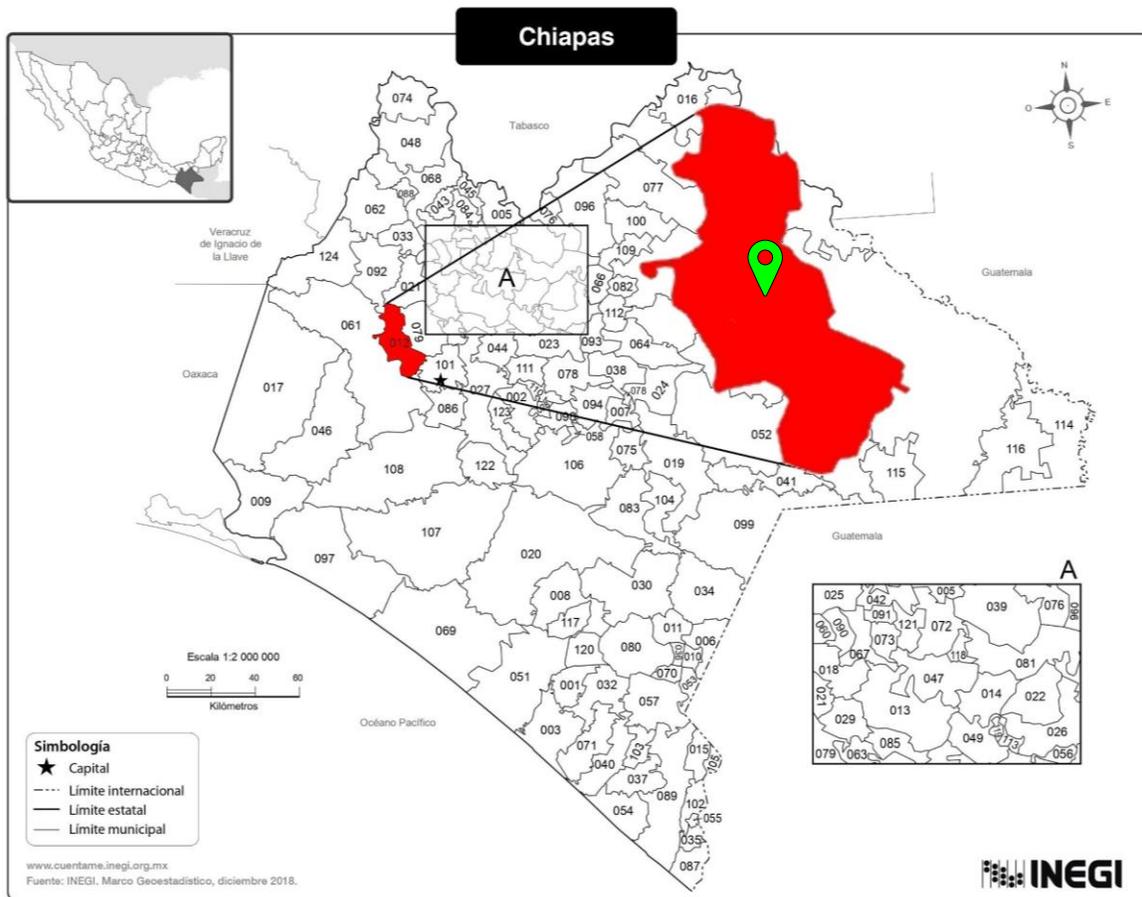


Figura 8. Ubicación geográfica del municipio Berriozábal (en rojo) en Chiapas; el marcador verde indica el sitio de recolecta

5.1.1. Geología

El municipio está constituido geológicamente por terreno Cretácico superior e inferior (75.03%), con roca sedimentaria y caliza, y del Paleoceno (24.81%) con roca sedimentaria, lutita y arenisca (INEGI, 2009; SEMAHN, 2013).

5.1.2. Edafología

Los suelos son delgados y pedregosos, y en la mayoría de los casos presentan pendientes considerables (INEGI, 2009; INAFED, 2010). Pueden encontrarse suelos de tipo Leptosol (38.44%), Alisol (23.78%), Luvisol (18.45%), Vertisol (13.37%), Regosol, (3.15%), Phaeozem (1.30%) y Plintisol (0.65%) (SEMAHN, 2013).

5.1.3. Clima

El clima varía de cálido húmedo a cálido subhúmedo según la zona, con lluvias en verano y parte de otoño, con temperaturas que oscilan entre los 20 y 28° C, siendo la media anual igual o superior a 22° C (INEGI, 2009; INAFED, 2010; SEMAHN, 2013).

5.1.4. Vegetación

En el municipio puede encontrarse vegetación de bosque tropical perennifolio (BTP), bosque tropical subcaducifolio (BTsC) y bosque mesófilo de montaña (BMM) (Rzedowski, 2006; SEMAHN, 2013).

5.2. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL ÁREA DE ESTUDIO

El experimento se llevó a cabo en las instalaciones del vivero del Jardín Botánico Faustino Miranda de la Secretaría de Medio Ambiente e Historia Natural (SEMAHN), ubicado en la zona norte oriente de la ciudad de Tuxtla Gutiérrez en el estado de Chiapas, en las coordenadas geográficas 16°45'10"N y 93°7'0"O, a una altitud de 530 msnm (Figura 9).

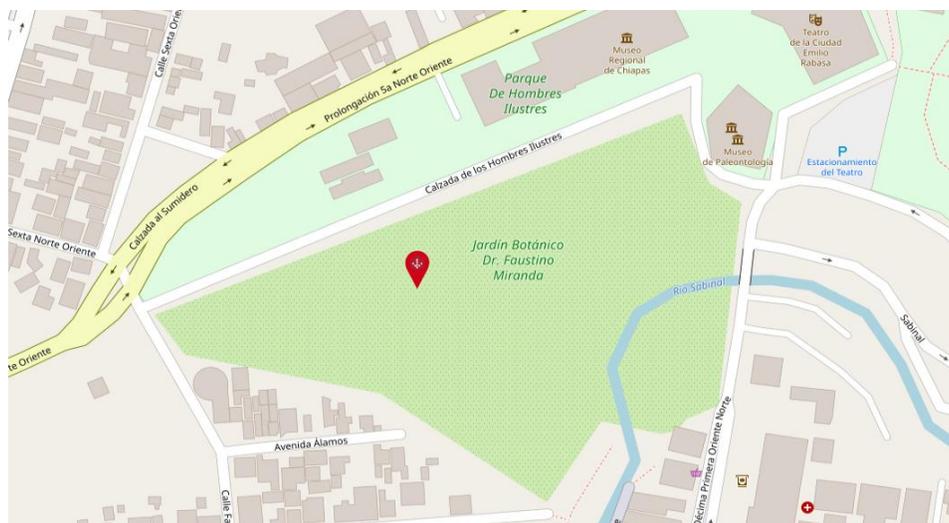


Figura 9. Ubicación geográfica del jardín botánico Faustino Miranda (en verde)
Fuente: Open Street Map© (2021)

VI. MÉTODO

6.1. RECOLECTA, LIMPIEZA Y ALMACENAMIENTO DE LAS SEMILLAS

La recolecta del material vegetal se llevó a cabo en el predio “El Zapote” ubicado en el municipio de Berriozábal en el mes de julio, de acuerdo con Palacios (2006) y las colectas de herbario consultadas, este mes corresponde a la temporada de fructificación. En el lugar se seleccionaron ocho plantas de acuerdo con el grado de maduración de los frutos, de cada una se cortaron solo dos infrutescencias completamente desarrolladas y maduras que se identifican por la tonalidad del pedúnculo color naranja y los frutos de color negro. Para trasladar la recolecta al área de estudio, se colocó individualmente cada infrutescencia en una bolsa de papel estraza #20.

Para obtener las semillas, los frutos se despulparon en una cubeta con agua corriente haciendo fricción sobre ellos para facilitar la eliminación del pericarpio hasta dejar las semillas completamente limpias y libres de impurezas, posteriormente se dejaron secar a temperatura ambiente bajo sombra durante cuatro días. Para este proceso se usaron guantes de silicón o látex, debido a que los frutos de este y otros géneros de palmas contienen altas cantidades de oxalato de calcio que puede provocar irritación y comezón en la piel (Broschat y Latham, 1994).

Después de haber sido despulpadas y secadas, las semillas se guardaron en frascos sellados herméticamente (es recomendable reciclar los de café o mayonesa) previamente lavados, desinfectados y etiquetados para cada uno de los períodos de almacenamiento (1, 2, 3, 4, 5 y 6 meses) en un lugar fresco y seco a temperatura ambiente (25° C).

6.2. MORFOMETRÍA DE INFRUTESCENCIAS, FRUTOS Y SEMILLAS

Haciendo uso de un flexómetro, vernier y balanza digital, de cada infrutescencia recolectada se registró la longitud con pedúnculo y sin pedúnculo, peso total con pedúnculo, y se contabilizaron los frutos que contenía, posteriormente se tomaron 225

frutos al azar para realizar el registro individual del peso, y debido a la irregularidad de la forma de cada fruto, solo se registró la medida longitudinal, después de haber sido despulpadas, se tomaron 225 semillas al azar para registrar su peso individual y la medida longitudinal y transversal (diámetro). Adicionalmente se pesó un kilo de frutos y semillas para determinar el número de frutos y semillas equivalentes a un kilo.

6.3. PRUEBA DE VIABILIDAD

Esta prueba se realizó mediante la técnica de flotación al cumplirse cada período de almacenamiento y previo a la aplicación de los tratamientos pregerminativos, las semillas se colocaron en un recipiente con agua, considerando viables las semillas que se sumergieron y no viables las semillas que flotaron en la superficie, mismas que fueron descartadas y reemplazadas. El porcentaje de viabilidad se calculó empleando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de viabilidad} = \frac{(nsp - nsf)}{nsp} \times 100$$

Dónde:

nsp: número de semillas puestas a prueba

nsf: número de semillas flotantes

6.4. PRUEBA DE GERMINACIÓN

6.4.1. Preparación del material para el experimento

- Lavado y esterilizado de las charolas germinadoras

Las charolas se lavaron con agua corriente a presión empleando una Kärcher, y se esterilizaron con una solución de cloro al 3% empleando una bomba de aspersión manual con capacidad de 20 litros, posteriormente se secaron al sol.

- Tamizado de la turba

Se llevó a cabo en una criba de un metro de largo por 90 cm de ancho con una malla de alambre galvanizado con abertura cuadrada de 4 mm.

- Mezcla de los componentes del sustrato

El sustrato utilizado fue a base de turba (*peat moss*), agrolita y vermiculita en una proporción 3:1:1, adicionalmente se añadieron 5 gramos de fertilizante granulado (osmocote) por cada litro de sustrato. Se mezclaron los cuatro componentes hasta conseguir una mezcla homogénea, posteriormente se agregó agua hasta alcanzar la humedad óptima del sustrato.

- Llenado de las charolas germinadoras

Con la mezcla elaborada se llenaron las charolas de 108 cavidades a su máxima capacidad (cada tubete tiene una capacidad de 130 cm³).

6.4.2. Tratamientos pregerminativos

Los tratamientos a los que se sometieron las semillas están dirigidos para la aplicación en viveros comunitarios, a continuación, se describen cada uno de ellos:

- Escarificación física:

Hidratación: Las semillas se colocaron en un recipiente con 200 ml de agua potable a temperatura ambiente durante 2 días. Cada 24 horas se cambió el agua para evitar la proliferación de microorganismos.

- Escarificación química:

Agua oxigenada (H₂O₂) al 3% (marca “Jaloma[®]”): Las semillas se colocaron en un recipiente con 150 ml de agua oxigenada al 3% por 10 minutos con agitación constante.

Ácido muriático (HCl) al 18% (marca “Muriamax[®]”): Las semillas se colocaron en un recipiente con 150 ml de ácido muriático al 18% durante 10 minutos con agitación constante, posteriormente se enjuagaron en 150 ml de agua potable durante cinco minutos con agitación constante, renovando el agua en dos ocasiones para eliminar el exceso de ácido.

- Escarificación mecánica:

Lijado: Las semillas fueron sometidas individualmente a un ligero lijado de testa en la parte posterior al micrópilo hasta observar el endospermo con una lija de agua grado 120.

- Sin escarificación:

Testigo: Las semillas se sembraron sin ningún tratamiento previo.

6.4.3. Diseño experimental

El experimento se realizó con un arreglo completamente al azar con cinco diferentes tratamientos pregerminativos (incluido el testigo), se tomó como unidad experimental un lote de 30 semillas, se realizaron tres repeticiones de cada tratamiento de cada período de almacenamiento, para lo cual se emplearon un total de 3 150 semillas. En cada charola se colocaron tres diferentes tratamientos experimentales, separados uno de otro por una marca correctamente rotulada para su identificación. Las charolas se colocaron en condiciones de vivero bajo malla sombra, en filas, una junto a la otra en la parte central de las camas, dejando libres los extremos para evitar el efecto de orilla.

6.4.4. Monitoreo y registro

El monitoreo se realizó diariamente en todos los tratamientos durante un año, se consideraron germinadas las semillas que presentaron emergencia de la plúmula sobre el sustrato, y se registró de manera acumulada el número de semillas germinadas por tratamiento.

6.4.5. Variables por evaluar

Por medio de las siguientes fórmulas se determinó el tiempo promedio de germinación, índice de germinación, velocidad de germinación, coeficiente de velocidad de germinación y porcentaje de germinación final (González-Zertuche y Orozco-Segovia, 1996).

- **Tiempo promedio de germinación (T)**

Se calculó empleando la siguiente fórmula:

$$T = \frac{\Sigma(n_i t_i)}{\Sigma n_i}$$

Dónde:

t_i: tiempo transcurrido desde la siembra hasta la germinación de la última semilla.

n_i: número de semillas germinadas.

- **Índice de germinación (IG)**

Se calculó empleando la siguiente fórmula:

$$IG = \frac{\Sigma(n_i t_i)}{N}$$

Dónde:

n_i: número de semillas germinadas.

t_i: tiempo transcurrido desde la siembra hasta la germinación de la última semilla.

N: total de semillas sembradas.

- **Velocidad de germinación (MG)**

Relaciona el número de semillas germinadas con el tiempo de germinación.

$$MG = \Sigma \left(\frac{n_i}{t_i} \right)$$

Dónde:

n_i: número de semillas germinadas.

t_i: tiempo transcurrido desde la siembra hasta la germinación de la última semilla.

- **Coficiente de velocidad de germinación (CV)**

Basado en el número de semillas germinadas y se relaciona de forma inversa con el tiempo y el número de semillas germinadas por día.

$$CV = \frac{\Sigma n_i}{\Sigma (n_i t_i)} \times 100$$

Dónde:

n_i : número de semillas germinadas.

t_i : tiempo transcurrido desde la siembra hasta la germinación de la última semilla.

- **Porcentaje de germinación final (PG)**

Se calculó empleando la siguiente fórmula:

$$PG = \frac{n_i}{N} \times 100$$

Dónde:

n_i : número de semillas germinadas.

N : total de semillas sembradas.

6.5. ANÁLISIS DESCRIPTIVO DE LOS DATOS DE GERMINACIÓN

Los datos recopilados se registraron ordenadamente en una hoja de Microsoft Excel para posteriormente calcular la desviación estándar de cada una de las variables y concentrar la información en un mismo cuadro, además, haciendo uso del mismo programa, se realizó la gráfica de porcentaje de germinación final y las curvas de germinación acumulada a través del tiempo, las cuales permiten visualizar el comportamiento germinativo presentado por la especie en estudio.

VII. RESULTADOS

7.1. MORFOMETRÍA

Los frutos de *Chamaedorea arenbergiana* se desarrollan en infrutescencias espigadas simples, raras veces bifurcada (Figura 10); con una longitud mínima de 15 cm y máxima de 34 cm, con un promedio de 22.26 ± 4.68 cm; si se toma en cuenta el pedúnculo, la longitud mínima es de 43 cm, la longitud máxima es de 62 cm y el promedio es de 50.74 ± 5.36 cm. El peso de la infrutescencia con pedúnculo no supera los 500 gr, presenta un peso mínimo de 147.7 g, un peso máximo de 485.8 g y un peso promedio de 311.44 ± 93.31 g. Las infrutescencias cuentan con un mínimo de 118 frutos, un máximo de 465 frutos y un promedio de 220 ± 89.79 frutos. Cada fruto contiene una semilla, estos son de color negro al madurar y tienen una longitud que varía desde los 9.67 mm hasta los 18.40 mm, con un promedio de 14.55 ± 1.61 mm (Figura 11). El peso del fruto varía de 0.3 g hasta 1.3 g, con un peso promedio de 0.75 ± 0.17 g. Las semillas (Figura 12) son ovaladas y tienen una longitud que oscila desde los 6.4 hasta los 13.57 mm con un promedio de 10.40 ± 1.41 mm, respecto al diámetro, las medidas varían desde 4.37 hasta 8.41 mm, con un promedio de 6.47 ± 0.67 mm (Figura 13). El peso de las semillas es muy ligero, oscila entre 0.1 y 0.4 g, siendo el peso promedio de 0.22 ± 0.11 g. En un kilogramo se pueden contabilizar 1 333 frutos ó 4 545 semillas, esta amplia diferencia la determina el peso de la pulpa.

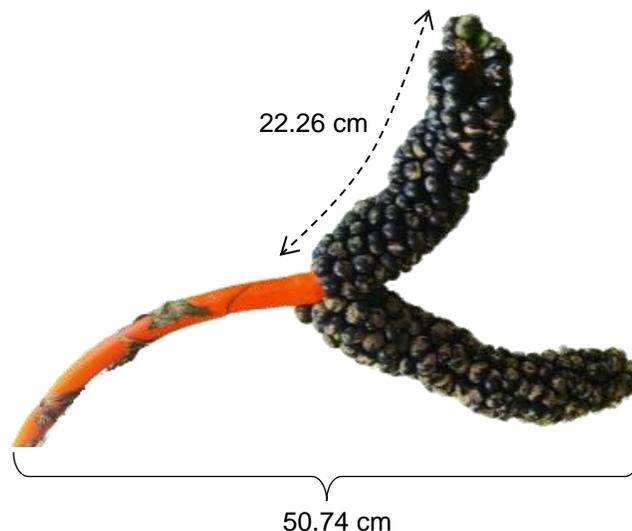


Figura 10. Infrutescencia bifurcada de *C. arenbergiana* (se exhiben las medidas promedio registradas)



Figura 11. Frutos maduros de *C. arenbergiana* (se exhibe la longitud promedio registrada)

7.2. VIABILIDAD

De acuerdo con la prueba de flotación empleada para evaluar la viabilidad, se encontró que conforme aumenta el tiempo de almacenamiento la viabilidad de las semillas disminuye ligeramente a 99.11% después de seis meses.



Figura 12. Semillas de *C. arenbergiana*

7.3. GERMINACIÓN

Se encontró con la prueba de flotación que el almacenamiento afectó negativamente la viabilidad y en mayor magnitud a la capacidad germinativa de las semillas, por lo que los dos últimos períodos de almacenamiento (5 y 6 meses) mencionados en el método, fueron descartados debido a que la germinación fue nula.

En general, el inicio de la germinación demoró entre dos y tres meses, siendo el primero y el último período de siembra los más tardados con 84 y 91 días respectivamente, mientras que, en el segundo, tercer y cuarto período de siembra, las emergencias se registraron a los 67, 53 y 69 días respectivamente.

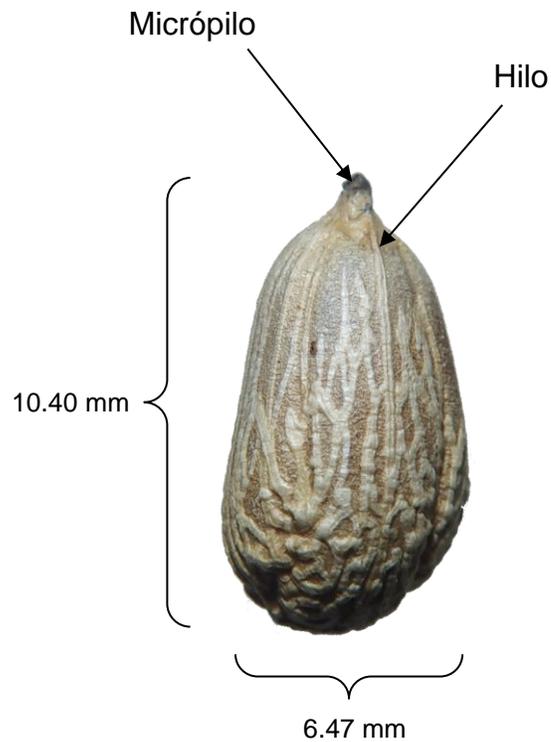


Figura 13. Morfología externa y medidas promedio de la semilla de *C. arenbergiana*

Cuadro 1. Comparación de medias y desviaciones estándar en los diferentes períodos de almacenamiento y tratamientos en semillas de *C. arenbergiana*

Tratamiento	Periodos de almacenamiento														
	0 meses					1 mes					2 meses				
	T	IG	MG	CV	PG	T	IG	MG	CV	PG	T	IG	MG	CV	PG
Testigo	330±0	21.33±3.21	0.12±0.02	0.30±0	71.11±10.72	325±8.66	17.33±3.79	0.15±0.03	0.31±0.01	57.78±12.62	320±8.66	9±1	0.06±0.01	0.31±0.01	30±3.33
Hidratación	330±0	24±1	0.13±0.01	0.30±0	80±3.33	330±0	14.33±2.08	0.13±0.01	0.30±0	47.78±6.94	310±8.66	7±2	0.07±0.02	0.32±0.01	23.33±6.67
Ácido muriático	330±0	24.67±0.58	0.16±0.01	0.30±0	82.22±1.92	330±0	18.33±2.52	0.15±0.02	0.30±0	61.11±8.39	305±8.66	10.33±0.58	0.08±0	0.33±0.01	34.44±1.92
Agua oxigenada	330±0	24.33±0.58	0.11±0.08	0.30±0	81.11±1.92	330±0	16.67±2.08	0.12±0.01	0.30±0	55.56±6.94	315±0	12±3.46	0.08±0.02	0.32±0	40±11.55
Lijado	330±0	19.67±4.04	0.14±0.03	0.30±0	65.56±13.47	310±17.32	9.33±4.16	0.09±0.04	0.32±0.02	31.11±13.88	290±17.32	5.67±4.58	0.05±0.03	0.35±0.03	18.89±15.28

Continuación

Tratamiento	Periodos de almacenamiento									
	3 meses					4 meses				
	T	IG	MG	CV	PG	T	IG	MG	CV	PG
Testigo	275±17.32	2.67±0.58	0.01±0	0.36±0.02	8.89±1.92	235±8.66	2.67±0.58	0.01±0	0.43±0.02	8.89±1.92
Hidratación	270±15	1.67±0.58	0.01±0.01	0.37±0.02	5.56±1.92	205±76.97	1.67±1.15	0.01±0.01	0.55±0.25	5.56±3.85
Ácido muriático	270±15	3±0	0.01±0	0.37±0.02	10±0	240±15	3.33±1.15	0.02±0.01	0.42±0.03	11.11±3.85
Agua oxigenada	260±17.32	1.67±0.58	0.01±0.01	0.39±0.03	5.56±1.92	255±15	2.33±1.53	0.01±0.01	0.39±0.02	7.78±5.09
Lijado	270±30	2±1	0.01±0.01	0.37±0.04	6.67±3.33	205±73.99	1.67±0.58	0.01±0	0.55±0.25	5.56±1.92

T: Tiempo; **IG:** Índice de germinación; **MG:** Velocidad de germinación; **CV:** Coeficiente de velocidad de germinación; **PG:** Porcentaje de germinación; **±:** Desviación estándar.

En la Figura 14 se observa que el tratamiento de ácido muriático fue el que presentó el porcentaje de germinación más alto con 82.22%, y así mismo en la mayoría de los períodos de almacenamiento, pero con valores más bajos, excepto en el segundo mes, que fue ligeramente superado por el tratamiento de agua oxigenada. El porcentaje de germinación más bajo en la mayoría de los períodos se presentó en el tratamiento de lijado, a excepción del tercer mes que se presentó tanto en el tratamiento de hidratación como en el de agua oxigenada, y en el cuarto mes, el tratamiento de lijado e hidratación compartieron la última posición. A partir del primer mes, el testigo se mantuvo dentro de los tres mejores porcentajes de germinación, aunque el valor más alto lo presentó en el primer período de siembra (0 meses) con 71.11%.

Por otra parte, en la Figura 15 se muestran las curvas de germinación acumulada a través del tiempo de cada período de almacenamiento, donde se observa de manera general que destacan dos datos relevantes, primero: que conforme aumenta el tiempo de almacenamiento la capacidad germinativa disminuye progresivamente, y segundo: que el comportamiento germinativo de la especie es bastante esporádico, presentándose inicialmente un pico de germinación seguido de un lapso de tiempo sin nuevas emergencias generando un aplanamiento de la curva que puede prolongarse hasta seis meses, y posteriormente al reanudarse las emergencias, la curva nuevamente incrementará pero por un corto período de tiempo.

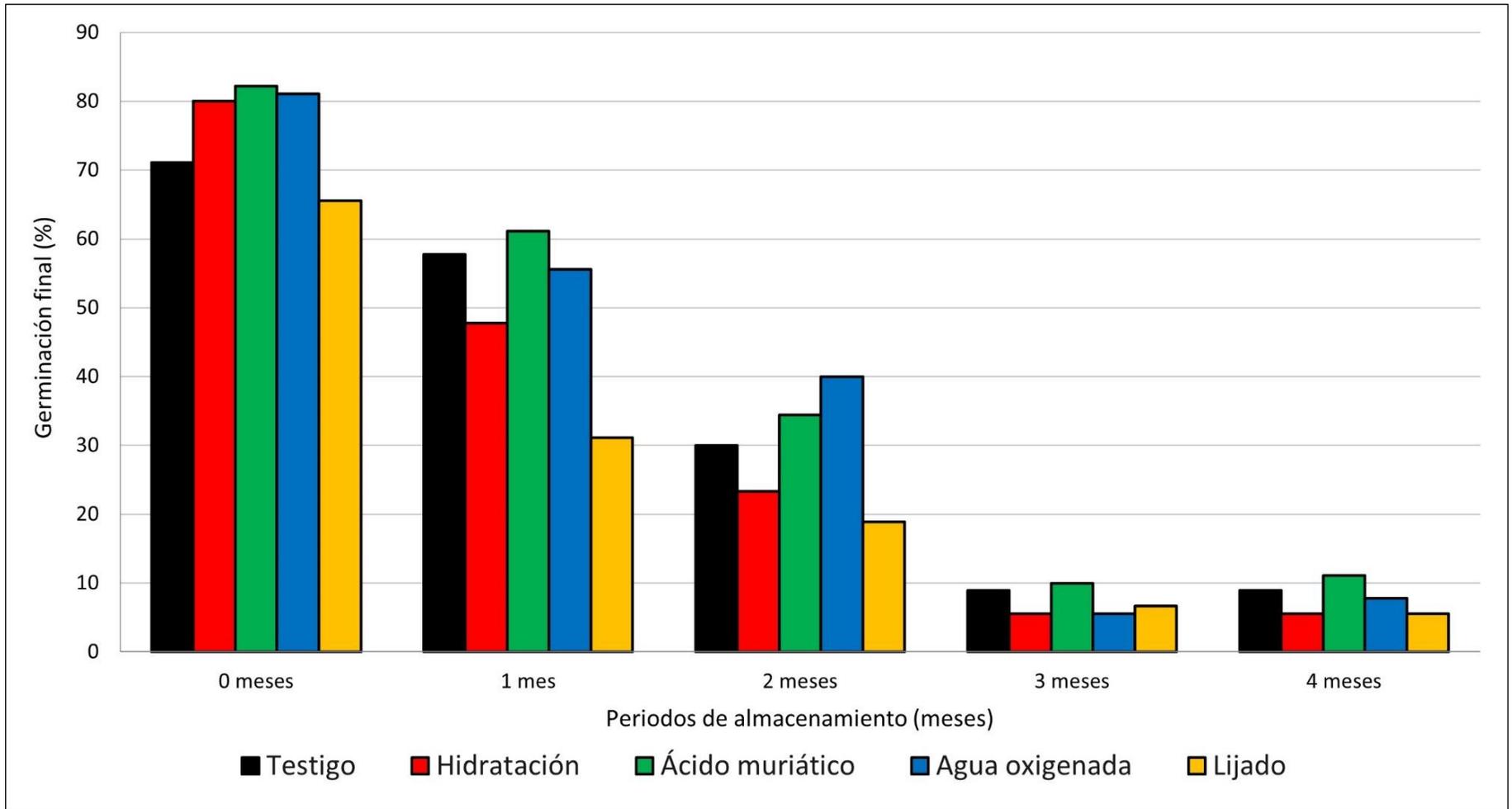


Figura 14. Comparativa de los porcentajes de germinación final entre los cinco diferentes períodos de almacenamiento

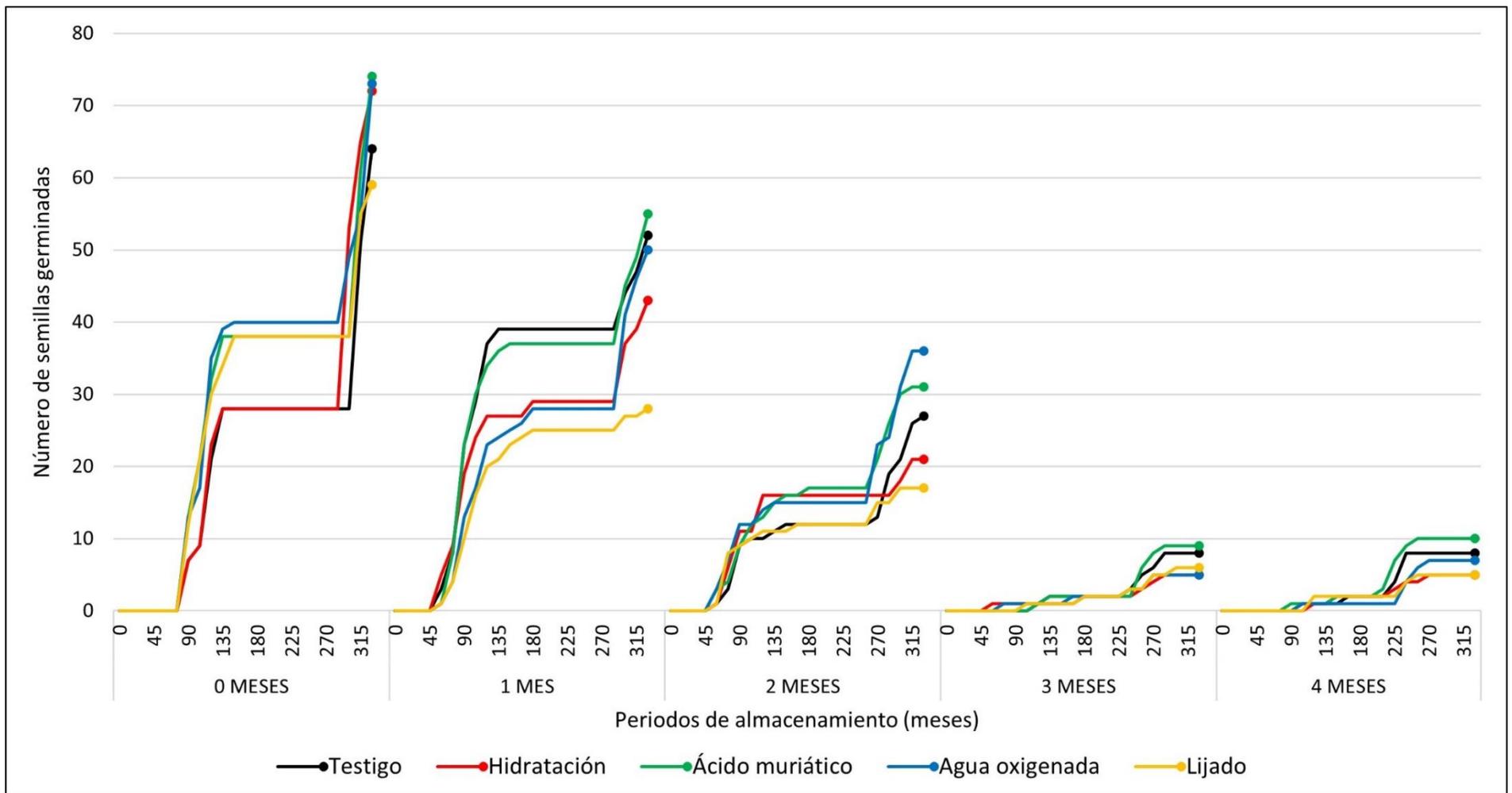


Figura 15. Comparativa de las curvas de germinación acumulada entre los cinco diferentes períodos de almacenamiento

7.4. CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE LAS PLÁNTULAS

La germinación de *C. arenbergiana* es de tipo hipógea, primero se observa la aparición del botón de germinación del cuál surgirá la radícula y la plúmula, al quinto día de desarrollo se observa que la radícula se establece con relativa profundidad antes de que la plúmula emerja sobre el sustrato; transcurridos 10 días de crecimiento, la plúmula se torna color verde y emerge del sustrato mientras que la radícula se continúa elongando y las raíces secundarias comienzan a desarrollarse; después de un mes de crecimiento se observa el surgimiento de la primer hoja; a los dos meses la primer hoja se encuentra casi totalmente desarrollada y las raíces secundarias se empiezan a ramificar; al tercer mes de crecimiento la primer hoja se encuentra completamente desarrollada y empieza a emerger la segunda hoja y es hasta el quinto mes que se observa completamente desarrollada; a los seis meses la tercer hoja ya se observa en desarrollo y es entonces cuando la planta alcanza una altura de aproximadamente 45 cm.

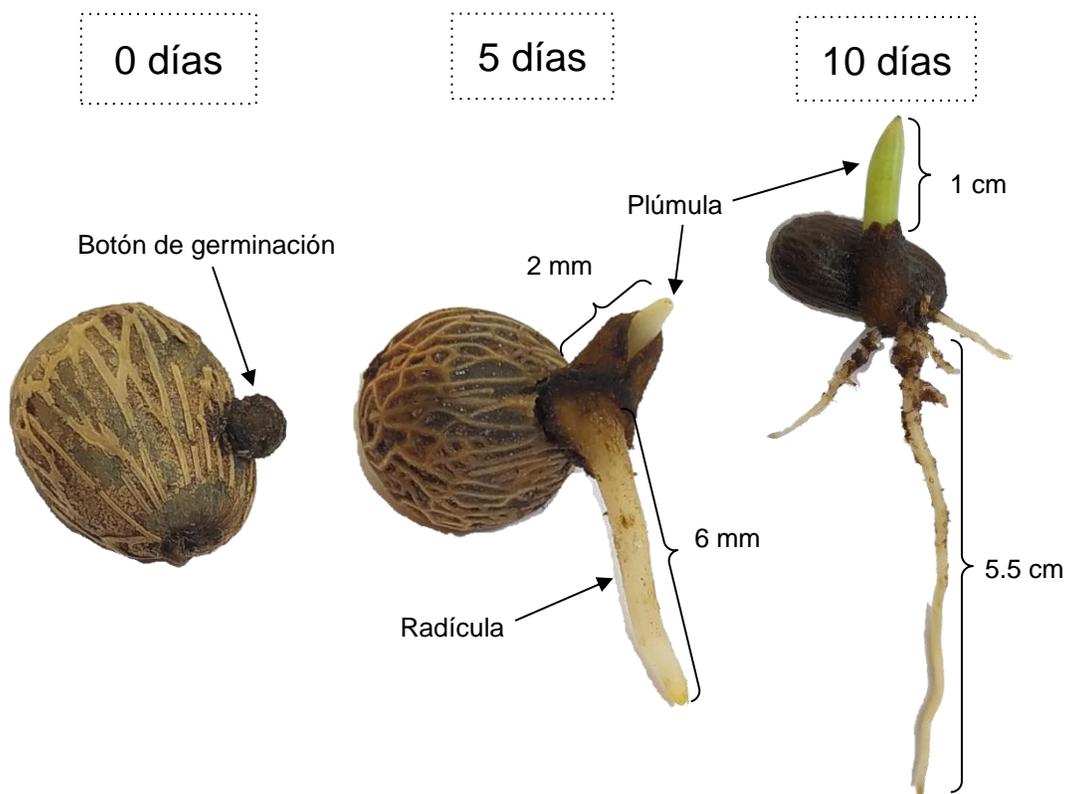


Figura 16. Proceso germinativo de *C. arenbergiana*

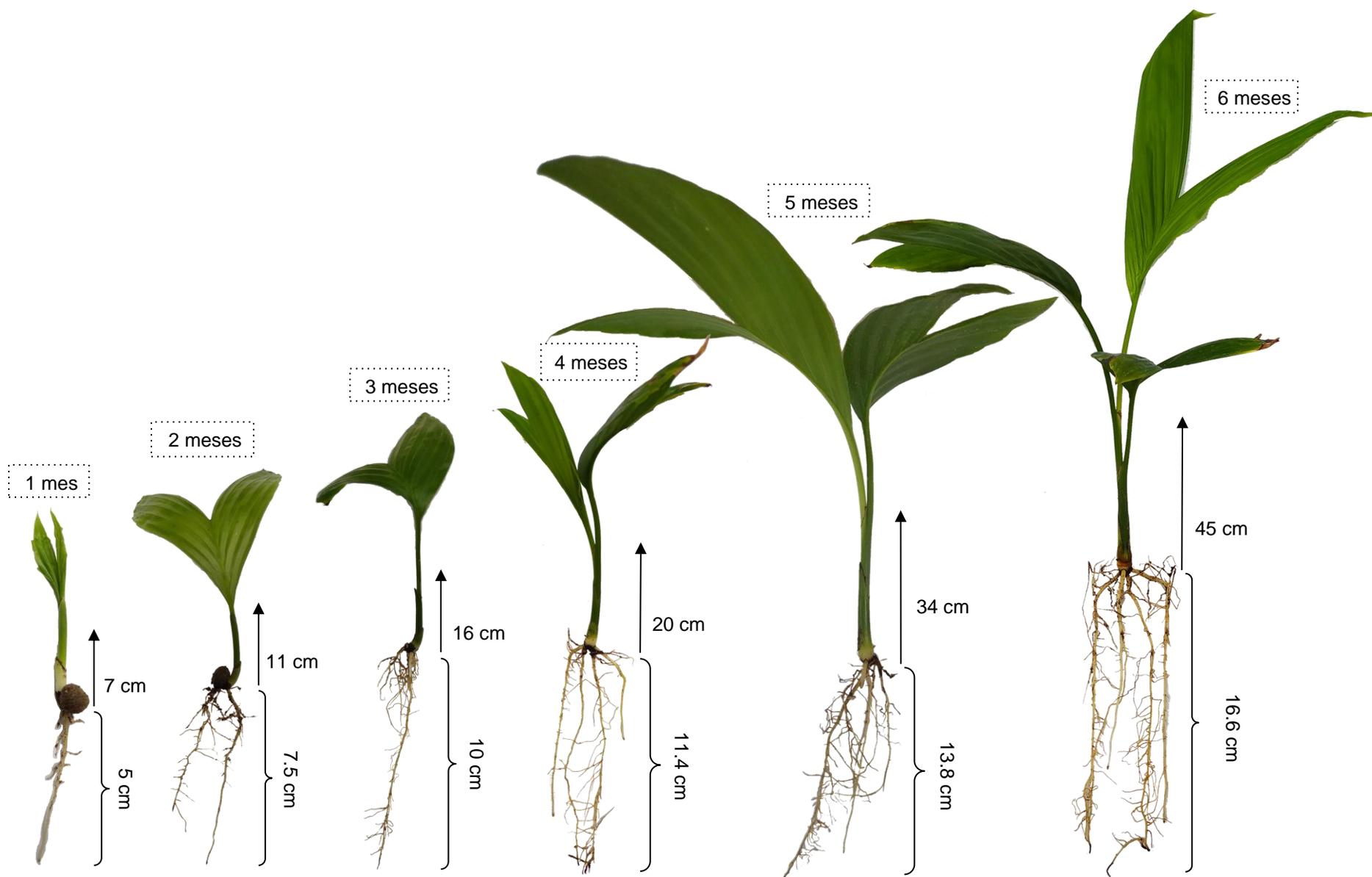


Figura 17. Crecimiento y desarrollo de las plántulas de *C. arenbergiana*

Nota: El tamaño de las figuras no tiene una escala particular con las medidas reales especificadas en cada plántula

VIII. DISCUSIÓN

La viabilidad de las semillas evaluada mediante la técnica de flotación presentó una disminución porcentual muy mínima, esto puede deberse a que la mayor parte del peso de la semilla está determinada por el alto contenido de endospermo (Meerow y Broschat, 1991), lo cual le permitió hundirse en el agua, sin embargo, durante la prueba de germinación, se apreció una considerable pérdida de viabilidad y una consecuente pérdida de capacidad germinativa conforme aumentaba el tiempo de almacenamiento, hecho que terminó mermando los porcentajes de germinación debido a la prolongada deshidratación que sufren las semillas al ser almacenadas, comprobando de esta manera el efecto negativo del almacenamiento en semillas de palmas señalado por Rojas-Agil *et al.* (2000), Robinson (2002), Orozco-Segovia *et al.* (2003) y Jaganathan (2021).

No obstante, el almacenamiento en otras especies del género *Chamaedorea* parece tener un efecto positivo, Gutiérrez-González (2016), Pérez (1998) y Domínguez-Cruz (2000) documentaron mejores resultados al almacenar las semillas por 30, 90 y 180 días respectivamente, con lo cual obtuvieron valores superiores al 80% de germinación final. En torno a esto, Baskin y Baskin (2014) y Orozco-Segovia *et al.* (2003) mencionan que, en la mayoría de los casos el embrión es inmaduro al momento de la dispersión y continuará desarrollándose con el tiempo, por lo tanto, la variación de los tiempos y tasas de germinación está relacionada con la maduración de la semilla.

Derivado de lo anterior, al propagar palmeras se deben considerar una serie de factores que pueden complicar la germinación, entre las que se encuentran: las necesidades medioambientales, la carencia de evidencia experimental explícita acerca de los mecanismos de germinación y latencia de la mayoría de las especies (los datos disponibles en la Seed Information Database representan sólo entre 7 y 10% de las especies, y *Chamaedorea arenbergiana* no figura en la lista), así como también la extrema dureza que presentan la mayoría de las semillas, lo que resulta en una germinación tardía y esporádica que puede demorar 100 días o más, con un promedio

de germinación natural menor al 20% (Meerow y Broschat, 1991), esto coincide con lo plasmado en la Figura 15, donde se observa que la germinación en *C. arenbergiana* comenzó entre 53 y 91 días después de la siembra, dependiendo del período de almacenamiento, y continuó esporádicamente durante los siguientes 330 días, el promedio de los porcentajes finales obtenidos del testigo expresados en el Cuadro 4 arrojan evidencia de la baja tasa de germinación natural promedio en semillas de palmas, aunque por encima del mencionado en la literatura.

Robinson (2002) expresa que incluso con esta pequeña tasa de germinación, las palmeras sobreviven gracias a su prolífica producción de semillas, aunado a la germinación tardía o esporádica que es considerada una estrategia adaptativa contra la depredación o contra algún evento catastrófico que acabaría con todas las plántulas, de igual manera, esto ayuda a disminuir la competencia intraespecífica, y permite que las semillas viables que germinan más lento sean dispersadas, además, recientemente también se ha relacionado con la extensión del período de sequía en sabanas y bosques, por lo que asociar el momento de la dispersión de la semilla de especies sensibles a la desecación con la estación húmeda o de lluvias tiende a ser la mejor explicación potencial para la supervivencia (Orozco-Segovia *et al.*, 2003; Pernús y Sánchez, 2017; Jaganathan, 2021; SID, 2022).

De todos los factores antes mencionados, Meerow y Broschat (1991) y Pivetta *et al.* (2013) informan que la temperatura ambiental tiene el mayor efecto en la germinación, debido a que la mayoría de las semillas de palmas son termófilas (Orozco-Segovia *et al.*, 2003), y, por consiguiente, las temperaturas de entre 30 y 35° C favorecen la germinación (Robinson, 2002; Jaganathan, 2021). A pesar de no haber sido documentado, durante el experimento se observó una estrecha relación entre la temperatura ambiental y la respuesta germinativa de las semillas, durante los meses de invierno (diciembre-febrero) las emergencias empobrecieron considerablemente, y de igual modo, conforme las temperaturas aumentaban con la llegada de la primavera las emergencias se reactivaron gradualmente, convergiendo de esta manera con Robinson (2002) donde menciona que en vista de que las palmeras son de zonas tropicales, subtropicales y templadas cálidas del mundo, no debería sorprender que

las temperaturas cálidas faciliten y mejoren los índices de germinación, y por el contrario, las bajas temperaturas causan daño y en casos extremos la muerte al embrión de la semilla.

Pero además del calor, Robinson (2002) y Orozco-Segovia *et al.*, (2003) coinciden en que la hidratación también es clave para obtener altos niveles de germinación de semillas de palma, por lo que el equilibrio de humedad y calor entre las semillas y el entorno que las rodea determina en mayor medida el éxito de la germinación, esto fue demostrado durante el experimento con el tratamiento de hidratación por 48 horas, en la Figura 14 se observa que solo en el primer período de siembra fue funcional, posicionándose como el tercer mejor tratamiento, pero a partir de los demás períodos de siembra en los que las semillas fueron previamente almacenadas, los porcentajes de germinación en este tratamiento empobrecieron, reafirmando el efecto negativo del almacenamiento mencionado anteriormente.

Por otra parte, en el resto de los tratamientos, la hidratación a causa de la temporada de lluvias generó un incremento gradual de las emergencias conforme aumentaban las precipitaciones, y aún más con las lluvias extraordinarias provocadas por el Huracán Agatha a finales de mayo del 2022, fue entonces cuando las curvas de germinación (véase Figura 15) incrementaron después de haber estado planas por un largo período de tiempo.

En consecuencia del comportamiento germinativo a menudo desigual, Meerow y Broschat (1991), Azad *et al.* (2011) y Mafatlal y Nataraj (2015) sugieren someter las semillas a tratamientos pregerminativos que puedan acelerar la germinación con tasas más uniformes, por lo que la escarificación con químicos como el ácido, tiende a mejorar los porcentajes de germinación final, esto fue comprobado por Gutiérrez-González (2016) con *Chamaedorea glaucifolia* al obtener 83% de germinación final con el tratamiento de ácido muriático, semejante a lo obtenido en el presente estudio con el mismo tratamiento, de manera similar, Pérez (1998), Shahin y Arafa (2007), Hassan-Dewir *et al.* (2011) e Ingole *et al.* (2020), indicaron un aumento en el porcentaje de germinación final pero con la aplicación de ácido sulfúrico a distintas concentraciones en diferentes especies de palmeras, lo cual demuestra el efecto

positivo de la escarificación química para incrementar considerablemente las tasas de germinación, deduciendo así que la aplicación de químicos puede ablandar la dura testa que presentan algunas semillas de palmas, eliminar la presencia de inhibidores de la germinación y a la vez proteger a la semilla contra la proliferación de microorganismos una vez sembrada.

En otros estudios, como el realizado por Ramón-Jiménez *et al.* (2002) con *Chamaedorea elegans*, el de Yang *et al.* (2007) con *Areca triandra*, el de León-Flores y Saldaña-Rojas (2011) con *Euterpe precatoria* y el de Charuc-Chip (2016) con *Chamaedorea* sp., demostraron una mejora en los porcentajes de germinación con la escarificación mecánica, discrepando con lo obtenido en este estudio y en el de Gutiérrez-González (2016), debido a los bajos porcentajes arrojados por el tratamiento de lijado en comparación al testigo y a los demás tratamientos. Esto puede deberse al excesivo ingreso de agua a la semilla aunado a la alta exposición del embrión y del endospermo a microorganismos que provocan su descomposición y la consecuente muerte de la semilla.

IX. CONCLUSIONES

La viabilidad y la capacidad germinativa de las semillas disminuye conforme aumenta el tiempo de almacenamiento.

Después de cinco meses de almacenamiento la germinación es nula.

En las semillas recién cosechadas el inicio de la germinación demoró 84 días y alcanzó los más altos porcentajes, mientras que en las semillas con dos meses de almacenamiento la germinación inició después de 53 días, pero con muy bajos porcentajes.

Los mejores resultados de germinación se obtienen al sembrar las semillas recién cosechadas o en su defecto después de un mes.

La escarificación química (HCl y H₂O₂) y física (hidratación) exhibieron mejores resultados que la escarificación mecánica (lijado).

El tratamiento que presentó mayor porcentaje de germinación en la mayoría de los períodos de siembra fue el ácido muriático.

X. PROPUESTAS Y RECOMENDACIONES

Se recomienda no almacenar las semillas por largos períodos de tiempo y en caso de hacerlo, tomar en cuenta que después de cinco meses la germinación será nula.

Se recomienda sembrar las semillas recién cosechadas, o en su defecto después de un mes para evitar la pérdida de viabilidad que provoca el almacenamiento.

Se recomienda evaluar la deshidratación que provoca el almacenamiento en las semillas mediante un análisis de humedad.

Se recomienda aplicar a las semillas el tratamiento de ácido muriático para mejorar el porcentaje de germinación, además, esto evitará la proliferación de microorganismos que puedan dañar las semillas una vez sembradas.

Es necesario realizar más investigaciones para aportar información explícita acerca del comportamiento germinativo y así poder generar alternativas de manejo y conservación de éste y otros géneros de palmas con amplia importancia económica y ecológica.

Se propone a *Chamaedorea arenbergiana* como especie con potencial económico para ser incluida en proyectos de manejo sustentable, considerando esta investigación como un antecedente metodológico del comportamiento germinativo.

Esta investigación debe tomarse de forma conservativa debido a que el diseño experimental fue diseñado con base en la cantidad de semillas disponibles para llevar a cabo la investigación y, por lo tanto, no cuenta con el soporte de un análisis estadístico por la insuficiencia de datos a causa de la difícil obtención de semillas en vida silvestre, lo cual impide que el tamaño de muestra sea mayor.

XI. REFERENCIAS DOCUMENTALES

- Alatorre Cobos, J., y Rodríguez Trejo, D. A. 2009. Concentración de carbohidratos y peso fresco durante la germinación de *Chamaedorea elegans* Mart. y factores que la afectan. *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente*. 15(1): 73-79.
- Azad, M., Rahman, T., y Abdulmatin, M., 2011. Seed germination techniques of *Phoenix dactylifera*: A new experience from Bangladesh. *Frontiers of Agriculture in China*. 5(2): 241-246.
- Azcón Bieto, J., y Talón, M. 2013. Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw-Hill Interamericana. Madrid, España.
- Baskin, J. M. y Baskin, C. C. 2014. What kind of seed dormancy might palms have?. *Seed Science Research*. 24(1): 17-22.
- Buda Arango, G., Trench, T., y Durand, L. 2014. El aprovechamiento de palma camedor en la Selva Lacandona, Chiapas. ¿Conservación con desarrollo? *Estudios Sociales*. 22(44): 201-223.
- Broschat, T. K. y Latham, W. G. 1994. Oxalate content of palm fruit mesocarp. *Biochemical systematics and ecology*. 22(4): 389-392.
- Calvo Cruz, D. S. 2012. Caracterización morfológica y fisiológica de semillas y plántulas de *Macleania rupestris* (Kunth) A.C. Smith. Tesis de Licenciatura. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia.
- Charuc Chip, J. F. 2016. Evaluación de métodos de escarificación en semillas de pacaína (*Chamaedorea* sp); Chimaltenango. Tesis de Licenciatura. Universidad Rafael Landívar. Quetzaltenango, Guatemala.
- Czabator, F. J. 1962. Germination index: an index combining speed and completeness of pine seed germination. *Forest Science*. 8: 386-396.

- De los Santos Espinoza, J., López Paniagua, J., y González, A. 2003. Informe de mercado de la palma camedor (*Chamaedorea* spp.). Grupo Mesófilo, A.C.
- Delucchi, G. y Hurrell, J. A. 2008. Arecaceae. *Flora Rioplatense*. 3(1): 91-132.
- Domínguez Cruz, A. 2000. Estudio de germinación en semillas de Palma Camedor *C. graminifolia* H. A. Wendl. Arecaceae. Tesis de Licenciatura. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas. Chiapas, México.
- Doria, J. 2010. Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento. *Cultivos tropicales*. 31(1): 74-85.
- Dransfield, J., Uhl, N. W., Lange, C. B. A., Baker, W. J., Harley, M. M., y Lewis, C. E. 2008. Genera Palmarum: the evolution and classification of palms. Kew Publishing. Richmond, Inglaterra. 732 pp.
- Eccardi, F. 2003. La palma camedor. CONABIO. *Biodiversitas*. 50: 1-7.
- Espíndola, D. C. 2004. Prácticas de biología de organismos multicelulares. Bogotá, Colombia: Pontificia Universidad Javeriana. 92 pp.
- Gámez Pastrana, M. R., García Castillo, M. A., Galindo Tovar, M. E., y Gheno Heredia, Y. A. 2016. Diversidad y distribución del género *Chamaedorea* (Arecaceae) en México. *Agroproductividad*. 6(9): 10-19.
- Gastón de Iriarte Melgarejo, C. E. 2017. Estudio de la germinación de dos especies de *Teucrium* protegidas en la Región de Murcia. Proyecto de fin de grado. Universidad Politécnica de Cartagena. Cartagena, Colombia.
- Granados Sánchez, D., Hernández García, M. A., López Ríos, G. F., y Santiago López, M. 2004. El cultivo de palma camedor (*Chamaedorea* sp.) en sistemas agroforestales de Cuichapa, Veracruz. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 27(3): 233-241.
- Gómez Velasco, G. 2016. Efecto de dos tratamientos pregerminativos y dos tipos de siembra: invernadero e in vitro sobre la germinación de cuatro especies de

- Opuntia* (Cactaceae). Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. CDMX, México.
- González Zertuche, L., y Orozco Segovia, A. 1996. Métodos de análisis de datos en la germinación de semillas, un ejemplo: *Manfreda brachystachya*. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. 58: 15-30.
- Gutiérrez González, R. 2016. Estudio germinativo de *Chamaedorea glaucifolia* Willd (Arecaceae), una especie en peligro de extinción en Chiapas, México. Tesis de Licenciatura. UNICACH. Chiapas, México.
- Hassan Dewir, Y., El-Sayed El-Mahrouk, M., y Naidoo, Y. 2011. Effects of some mechanical and chemical treatments on seed germination of *Sabal palmetto* and *Thrinax morrisii* palms. *Australian journal of crop science*. 5(3): 248-253.
- Hernández-Valencia, I., Guitián, D. y González, V. 2017. Efectos del tamaño de semilla y escarificación del endocarpio sobre la germinación de *Mauritia flexuosa* (Arecaceae). *Acta Botánica Venezuelica*. 40(1): 97-118.
- Hodel, D. R. 1992. *Chamaedorea* palms: The species and their cultivation. International Palm Society.
- Instituto Nacional para el Federalismo y el Desarrollo Municipal (INAFED). 2010. Enciclopedia de los municipios y delegaciones de México. <http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM07chiapas/index.html>. Consultado el 06 de abril de 2021.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). 2009. Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. Berriozábal, Chiapas. México. 9 p.
- Ingole, A., Gajbhiye, R. P., Bijewar, A. L., Deogade, A. S., y Thakare, A. A. 2020. Effect of different seed treatments on germination in royal palm. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*. 9(6): 967-969.

- Jaganathan, G. K. 2021. Ecological insights into the coexistence of dormancy and desiccation-sensitivity in Arecaceae species. *Annals of Forest Science*. 78(1): 1-14.
- Laguna Lumbreras, E. 2006. Las especies cultivadas y asilvestradas de grandes palmeras datileras en tierras valencianas. *Bouteloua*. 1: 6-12.
- León Flores, J., y Saldaña Rojas, J. S. 2011. Tratamientos pregerminativos de las semillas de *Euterpe precatoria* Mart. En Santo Tomas, Loreto-Perú. *Pittieria*. 35: 63-70.
- López Medina, S. E., Mendoza Chiquipoma, C., López Zavaleta, A., Caicedo, M. A., Gil Rivero, A. E., y Pazos Zavaleta, A. 2018. Caracterización morfométrica de frutos y semillas de charalina, *Casimiroa edulis* (Rutaceae). *Rebiol*. 37(1): 30-35.
- López Sánchez, M. Y. 2010. Tratamientos pregerminativos en semillas de *Pinus cembroides*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. Cuautitlán Izcalli, Estado de México.
- Machuca Machuca, K., Martínez Salas, E. y Samain, M. S. 2022. *Chamaedorea arebergiana*. *La Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN 2022*. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2022-1.RLTS.T55949771A55949775.en>. Consultado el 26 de octubre de 2022.
- Maciel, N. 2007. Efectos del estado de madurez del fruto y la temperatura en la germinación de *Chamaedorea pinnatifrons* (Jacq.) Oerst. *Revista De La Facultad De Agronomía*. 24(Supl 1): 73-77.
- Maciel, N. y Briceño, A. 2009. Efecto de la madurez de frutos, escarificación de la semilla y temperatura en la emergencia de *Syagrus stenopetala* Burret. *Revista de la Facultad de Agronomía*. 26(2): 196-211.
- Mafatlal, M. y Nataraj, M. 2015. Effect of sulfuric acid treatment on breaking of seed dormancy and germination of Indian doum palm, *Hyphaene dichotoma*, a

threatened and endemic palm. *Environmental and Experimental Biology*. 13: 99-101.

Magnitskiy, S. y Plaza, G. 2007. Fisiología de semillas recalcitrantes de árboles tropicales. *Agronomía colombiana*. 25(1): 96-103.

Maguire, J. D. 1962. Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. *Crop Science*. 2: 176-177.

Martínez Camilo, R. 2010. Efecto del aprovechamiento foliar en *Chamaedorea quezalteca* (Palmae) en El Triunfo, Chiapas, México. Tesis de Maestría. ECOSUR. Chiapas, México.

Mayo Mosqueda, A., Espinosa Moreno, J., Centurión Hidalgo, D., y Cazares Camero, J. G. 2017. Estrategias para mejorar la germinación de semillas de *Calyptrogyne ghiesbreghtiana* (Linden & H. Wendland). *Polibotánica*. (43): 246-254.

Meerow, A.W., y Broschat, T.K. 1991. Palm seed germination. Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida Cooperative Extension Service Bulletin 274. Gainesville, University of Florida.

Miceli Méndez, C. L., Sánchez Molina, D. F., López Mendoza, S., y Reyes Escutia, F. D. J. 2013. Palma Cola de Pescado. Chiapas, México: UNICACH.

Miranda, F. 2015. La vegetación de Chiapas. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas.

Moore H. E. 1973. The major groups of palms and their distribution. *Gentes Herbarum*. 11: 27–140.

Moore, H. E., y Uhl, N. W. 1982. Major trends of evolution in palms. *The Botanical Review*. 48(1): 1-69.

- Mora Aguilar, R., Rodríguez Pérez; J. E., Peña Lomelí; A., y Ramírez Lazo, V. 2003. Respuesta de *Chamaedorea elegans* Mart. a tratamientos de pregerminación. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 9(1): 135-149.
- Open Street Map. 2021. www.opendatacommons.org. Recuperado el 14 de abril de 2021.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). 2019. Materiales para capacitación en semillas. Módulo 6: Almacenamiento de semillas. Roma.
- Orozco Segovia, A., Batis, A. I., Rojas Aréchiga, M., y Mendoza, A. 2003. Seed biology of palms: a review. *PALMS*. 47: 79-94.
- Palacios, E. 2006. Ficha técnica de *Chamaedorea arenbergiana*. Cuarenta y ocho especies de la flora de Chiapas incluidas en el PROY-NOM-059-ECOL-2000. Instituto de Historia Natural y Ecología. Bases de datos SNIB-CONABIO. Proyecto No. W008. México. D.F.
- Pérez, F., J. 1998. Germinación de semilla de palma tepejilote (*Chamaedorea tepejilote* Liemb.). Memoria del XVII Congreso de Fitogenética. Acapulco, Guerrero. México. 85-85 pp.
- Pérez, E., Ceballos González, G., y Calvo Irabién, L. M. 2005. Germinación y supervivencia de semillas de *Thrinax radiata* (Arecaceae), una especie amenazada en la Península de Yucatán. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. (77): 9-20.
- Pérez Farrera, M. A. 2006. Estudio poblacional de la palma camedor en cuatro áreas naturales protegidas (El Triunfo, La Sepultura, El Ocote y Montes Azules) de la región frontera sur de la CONANP.
- Pérez García, F. y Pita Villamil, J. M. 2001. Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de semillas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid. España. 15 pp.

- Pernús, M., y Sánchez, J. A. 2017. Germinación y dormancia seminal de *Coccothrinax crinita* subsp. *crinita* (Arecaceae), palma endémica del occidente de Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional*. 38: 49-56.
- Pita Villamil, J. M. y Pérez García, F. 1998. Germinación de semillas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid. España. 20 pp.
- Pivetta, K.F.L., D'Andréa, F., Penariol, A.P., da Luz, P.B., de Castro, A., Batista, G.S. y Romani, G.N. 2013. Temperature and scarification on seeds germination of *Copernicia prunifera* (Mill) H.E. Moore (Arecaceae). *Acta Horticulturae*. 1000: 367-372.
- Plants of the World Online. 2019. Facilitado por el Royal Botanic Gardens, Kew. www.plantsoftheworldonline.org. Recuperado el 30 de marzo de 2021.
- Ramón Jiménez, V., Velázquez Martínez, A., Jasso Mata, J. y Musalem, M. 2002. Efecto de tratamientos en la germinación de semillas de palma camedor (*Chamaedorea elegans* MART.). *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*. 27(92): 95-103.
- Robinson, M. L. 2002. Cultivated palm seed germination. Extension, University of Nevada, Reno, Special Publication. 10 pp.
- Rojas Agil, M., Jurado, E., Sánchez Ramos, G., Trejo Hernández, L., y Leal Ríos, F. 2000. Rapid Viability Loss in Seeds of Palmilla (*Chamaedorea radicalis* Mart.) from El Cielo Biosphere Reserve. *The Southwestern Naturalist*. 45(3): 373–375.
- Roskov Y., Ower G., Orrell T., Nicolson D., Bailly N., Kirk PM, Bourgoin T., DeWalt RE, Decock W., van Nieukerken EJ, Penev L. (eds.). 2023. Species 2000 & ITIS Catalog of Life, 25th March 2019. www.catalogueoflife.org. Species 2000: Naturalis, Leiden, the Netherlands. ISSN 2405-8858.
- Rovina Rivera, Z. V. 2014. Impacto de la degradación de hábitat en la diversidad genética de dos poblaciones de *Prestoea acuminata* (Wild.) H.E. Moore en el

- noroccidente de la Provincia de Pichincha. Tesis de Licenciatura. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Rzedowski, J., 2006. Vegetación de México. 1ra. Edición digital, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, 504 pp.
- Scott, S. J., Jones, R. A. y Williams, W. A. 1984. Review of data analysis methods for seed germination. *Crop Science*. 24: 1129-1199.
- Secretaría de Medio Ambiente e Historia Natural (SEMAHN). 2013. Programa de Manejo de la Zona Sujeta a Conservación Ecológica "La Pera". Gobierno del Estado de Chiapas. 95 pp.
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). 2010. Norma Oficial Mexicana Nom-059-Semarnat-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación, 30 de diciembre de 2010, Segunda Sección, México.
- Seed Information Database (SID). 2022. Facilitado por el Royal Botanic Gardens Kew. Versión 7.1. <http://data.kew.org/sid/>. Recuperado el 03 de octubre de 2022.
- Shahin, S. M., y Arafa, A. M. S. 2007a. Germination of Butia palm seeds as affected by pregermination treatments. *Journal of Productivity and Development*. 12(2): 401-410.
- Shahin, S. M., y Arafa, A. M. S. 2007b. Germination of doum palm (*Hyphaene thebaica*, L. MART.) seeds as affected by some scarification treatments. *Journal of Productivity and Development*. 12(2): 453-462.
- Soblechero, E., Hernanz, A., Antón, N. y Durán, J. M. 2005. La semilla y su morfología. *Agricultura. Revista Agropecuaria*. (74): 612-615.
- Taiz, L., y Zeiger, E. 2006. Fisiología vegetal. Volumen 2. Universitat Jaume I. Castelló de la Plana, España.

- Varela, S. A., y Arana, V. 2011. Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. *Sistemas Forestales Integrados*. 3: 1-10.
- Vázquez Pardo F. M. y Blanco Salas, J. (coords.) 2007. Conservación de flora amenazada en ambientes mediterráneos. Manual del curso de transferencia de tecnología. Dirección general de innovación y competitividad empresarial. Junta de Extremadura. 178 pp.
- Villar Morales, D. 2020. Revisión taxonómica del género *Chamaedorea* Willd. (Arecaceae) en México. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. CDMX, México.
- Yang, Q. H., Ye, W. H., y Yin, X. J. 2007. Dormancy and germination of *Areca triandra* seeds. *Scientia Horticulturae*. 113(1): 107-111.
- Zarco Espinosa, V. M. 1999. Patrones biogeográficos y filogeográficos del género *Chamaedorea* (Palmae). Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. Distrito Federal, México.

XII. ANEXOS

ANEXO 1.

Cuadro 2. Datos morfométricos registrados de cada infrutescencia de *C. arenbergiana*

Número de infrutescencia	Cantidad de frutos	Perímetro (cm) de la parte más ancha	Longitud c/pedúnculo (cm)	Longitud s/pedúnculo (cm)	Peso (g)
1	261	17	53	24	305.8
2	118	15	43	20	173.1
3	169	16	50	25	226
4	465	19	62	34	461.5
5	283	16	62	29	312.3
6	370	18.5	47	28	380.9
7	180	18	49	19	249
8	170	16	54	18	222.3
9 (bifurcada)	134	13	55	23	277.8
	157	13	52	19	
10 (bifurcada)	175	14	52	22	485.8
	174	14	45	16	
11 (bifurcada)	175	13	52	23	332.9
	172	14	46	15	
12	125	16	52	17	147.7
13	239	16	53	23	232
14	234	16	44	22	262.4
15	287	17	48	23	345.5
16	297	17	45	23	268
Máximo	465	19	62	34	485.8
Mínimo	118	13	43	15	147.7
Promedio	220	15.71	50.74	22.26	292.69

ANEXO 2.

Cuadro 3. Resumen de medidas y peso registrado de los frutos y semillas de *C. arenbergiana*

	FRUTOS		SEMILLAS		
	Longitud (mm)	Peso (g)	Longitud (mm)	Diámetro (mm)	Peso (g)
Máximo	18.4	1.3	13.6	8.4	0.4
Mínimo	9.7	0.3	6.4	4.4	0.1
Promedio	14.55	0.75	10.4	6.47	0.22

ANEXO 3.

Cuadro 4. Porcentaje promedio de los diferentes tratamientos pregerminativos

TRATAMIENTO	PERIODOS DE ALMACENAMIENTO					% promedio de germinación
	0 meses	1 mes	2 meses	3 meses	4 meses	
Testigo	71.11	57.78	30.00	8.89	8.89	35.33
Hidratación	80.00	47.78	23.33	5.56	5.56	32.44
Ácido	82.22	61.11	34.44	10.00	11.11	39.78
Oxigenada	81.11	55.56	40.00	5.56	7.78	38.00
Lijado	65.56	31.11	18.89	6.67	5.56	25.56

ANEXO 4.



Figura 18. Emergencia de la plúmula de germinación

ANEXO 5.

GLOSARIO

Andromonoicas: Plantas con flores masculinas y flores hermafroditas en el mismo individuo.

Dioicas: Plantas con flores masculinas y femeninas separadas en dos individuos.

Estaminadas: Flores masculinas.

Hapaxánticas: o también llamadas monocárpicas, son las plantas que florecen sólo una vez y después mueren.

Hermafroditas: Flores que portan ambos sexos.

Monoicas: Plantas con flores masculinas y femeninas en el mismo individuo.

Pistiladas: Flores femeninas.

Pleonánticas: o también llamadas polacánticas, policárpicas o perennes, son las plantas que florecen repetidamente, cada floración al final de cada período de crecimiento.