



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
IZTACALA**

**Germinación y desarrollo postemergente de *Calibanus
hookerii* (Lem.) Trel.**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGO

PRESENTA

GARCÍA MARES ALEJANDRA

DIRECTOR DE TESIS: BIOL. MARCIAL GARCÍA PINEDA



TLALNEPANTLA, EDO. DE MÉXICO, 2012



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

ÍNDICE

I. AGRADECIMIENTOS	3
II. RESUMEN	4
1. INTRODUCCIÓN	5
2. ANTECEDENTES	7
Descripción morfológica de la especie	7
La semilla	8
La germinación	9
Factores que afectan la germinación	10
Latencia	13
Estudios previos	15
3. OBJETIVOS	18
4. METODOLOGÍA	19
Preparación del suelo	19
Análisis fisicoquímico del suelo	19
Colecta y almacenaje de semillas	20
Fotoblastismo	20
Curva de imbibición	20
Pruebas de germinación	21
Evaluación del desarrollo	22
Tasa relativa de crecimiento	22
5. RESULTADOS	23
6. DISCUSIÓN	30
7. CONCLUSIONES	35
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	36
9. ANEXOS	39

I. AGRADECIMIENTOS

Encuentro imposible incluir en unos párrafos a todas aquellas personas a las cuales agradezco su ayuda en mi formación personal, profesional y espiritual. Sepan que estimo y valoro que hayan compartido sus vidas conmigo para construir a la persona que soy ahora.

Alejandra

II. RESUMEN

Calibanus hookerii, de nombre común Sacamecate es una agavacea que se distribuye en las regiones áridas de Hidalgo, Sn Luis Potosí y Zacatecas. Es de interés ornamental por su rareza y tiene valor económico por su uso como jabón. Sin embargo su aprovechamiento no es sustentable y diversas actividades humanas la han dejado vulnerable a la desaparición. Razón principal para considerar que la generación de conocimiento sobre la biología básica de la especie y los planes de conservación, entre ellos la propagación sexual, son de suma importancia.

Por lo cual para estudiar el proceso de germinación de *Calibanus hookerii*, se sembraron las semillas sobre tres distintos tipos de sustrato elaborados en vivero, comparando entre ellos el porcentaje y la velocidad de germinación, obteniéndose valores de 46% y 1.44 respectivamente en semillas tratadas con 22 horas de imbibición y sembradas en el sustrato tipo 3 compuesto de tezontle y fibra de coco 1:1.

Por otra parte se registraron de manera fotográfica los cambios morfológicos importantes de la planta, a lo largo de un mes, señalando sus estructuras, como parte del aporte de conocimiento sobre *C. hookerii*.

Finalmente se comparó la Tasa Relativa de Crecimiento de las plántulas que crecieron sobre el sustrato 3, obteniéndose un valor de 0.0185 lo cual nos ayuda a establecer que este sustrato es el mejor, tanto para la germinación como para el desarrollo de la planta, debido a sus características como pH ácido, porosidad de más de 60% y un alto contenido de materia orgánica.

1. INTRODUCCIÓN

En varios estados del centro de México (Hidalgo, San Luis Potosí, Zacatecas), se encuentra una planta con el nombre de Sacamecate, crece en terrenos áridos, en medio de rocas, aunque también es posible encontrarla en regiones boscosas (Sierra de Mayorga, 2002). Se trata de la especie *Calibanus hookerii*, perteneciente a la familia Agavaceae, nombrada así por el Caliban de Shakespeare, seguramente por la forma poco común del tallo, que se puede considerar monstruosa (Viso, 1969).

Calibanus hookerii es una planta leñosa con tallo corto y simple, de epidermis dura y agrietada que da la apariencia de un caparazón de tortuga, de hojas delgadas de color azulado parecidas a un zacate fibroso, las cuales en plantas viejas cubren completamente el cáudex (Alanís-Flores *et al.*, 2001).

En las regiones donde abunda, se utiliza como jabón, gracias a las saponinas que se han podido aislar de la planta, entre ellas la Calibagenina (que se encuentra en mayor concentración) y la Cardenagenina (Giral *et al.*, 1984). Por lo cual se considera una especie silvestre de valor económico.

Esta especie constituye un recurso que se produce naturalmente sin la intervención del hombre, que se maneja bajo esquemas no sustentables y de la cual se desconoce su biología básica, por lo que eventualmente, de ser sobreexplotado, se contribuirá a su inminente desaparición (Golubov *et al.*, 2007). Estos factores antropogénicos determinan de manera fundamental su grado de conservación así como la planeación y éxito de los proyectos de conservación de esta especie.

Actualmente se reconoce la importancia de la tarea en la conservación, mantenimiento y propagación de colecciones vivas de especies en peligro o amenazadas *ex situ* como lo es *Calibanus hookerii*. Por lo cual se distinguen las instituciones que llevan a cabo este tipo de acciones de conservación que se realizan dentro de los jardines botánicos, entre ellos el de la Facultad de

Estudios Superiores Iztacala, JABIZ, que alberga a ocho ejemplares adultos de esta especie.

Por lo anterior este trabajo pretende obtener información sobre la germinación y desarrollo postemergente de *C. hookerii*.

2. ANTECEDENTES

Descripción morfológica de la especie

Calibanus hookerii (Lem.) Trel.



Planta caulescente, de tronco deprimido, globoso, muy grande, cubierto con una corteza muy gruesa, con numerosas hojas en manojos, de color azul, delgadas, algo cóncavas, que semejan fascículos sobre la superficie, lineares o enteras o aserradas al tacto. Inflorescencias de 25 cm de largo, más pequeñas que las hojas, muy cortamente pedunculadas, panículas simples con ramas delgadas extendidas, de 6-8 centímetros, excepcionalmente con pocas y pequeñas ramillas basales. Brácteas muy duras, más cortas que las ramas que las cubren, las brácteas floríferas y las bracteólas son inconspicuas ovadas o lanceoladas, algo dentadas. Planta dioica con flores tanto masculinas como femeninas dispuestas en panículos cortos y anchos, pequeñas, segmentos del perianto de aproximadamente un milímetro de largo, en número de seis,

orbiculares, obtusos, con seis estambres exsertos ligeramente, ovario con tres cavidades, seis óvulos; fruto subgloboso, con tres costillas, de 4-5 milímetros. La semilla es única, por absorción de cinco de los seis óvulos de cada ovario, consta del embrión, el endospermo y las cubiertas, tegmen y testa. Miden en su eje mayor 5 mm. y en su eje menor 4 mm. Son de color blanco, de forma oblonga y carnosa, tienen tres surcos no muy marcados que corresponden a los tabiques de división de los lóculos del ovario, marcados por los bordes de unión de los carpelos. En el embrión se pueden distinguir el eje, con el hipocotilo, el epicotilo, el cotiledón, que es único; y la radícula que está polarizada hacia el micropilo (Rose, 1906; Trelease, 1911 en Viso, 1969).

La semilla

La semilla es la principal estructura reproductiva de la gran mayoría de las plantas superiores terrestres y acuáticas. Ésta desempeña una función fundamental en la renovación y prevelecimiento de las poblaciones de plantas, además de ser esencial para otros organismos como animales y humanos ya que sirven de alimento, directa o indirectamente (Vázquez-Yañes *et al.*, 1997).

La nueva planta que será formada por vía sexual empieza siendo un embrión dentro de una semilla, la cual se desarrolla a partir de un óvulo. Cuando madura, la semilla se convierte en el medio por el cual el individuo se dispersa, ya sea por el viento, el agua y/o los animales, para generar nuevas plantas en otros sitios. Por lo tanto la semilla es de importancia crítica para la vida de la planta pues el tiempo y el lugar donde la planta se establece depende de la semilla, tanto por sus características fisiológicas como bioquímicas (Vázquez-Yañes ,1997; Bewley y Black, 1994).

La semilla, está constituida por una testa, la cual es una capa resistente que sirve de protección y da cierta impermeabilidad a los gases y el agua (Moreno, 2003), también se observa el micrópilo asociado a un hilio que es la evidencia de su unión con el fruto; un endospermo que almacena las reservas energéticas como grasas, carbohidratos y a veces proteínas necesarias para el

comienzo del crecimiento (Vázquez-Yañes *et al.*, 1997; Moreno, 2003) y el embrión el cual muestra ya las primeras partes de lo que será la futura planta: raíz, tallo y hojas en escala diminuta (Vázquez-Yañes, 1997).

Esta estructura es de importancia a nivel biológico y económico, pues representa uno de los principales recursos para el manejo agrícola y silvícola de las poblaciones de plantas, para la reforestación, la conservación del germoplasma vegetal y la recuperación de especies valiosas sobreexplotadas. Las semillas pueden almacenarse vivas por largos periodos, asegurándose así la preservación de especies y variedades de plantas valiosas (Bewley y Black, 1994; Vázquez-Yañes *et al.*, 1997).

La germinación

Para que la germinación tenga lugar el embrión debe estar vivo y tener capacidad para germinar, además de ser favorables tanto las condiciones internas de la semilla como las ambientales (Hartmann *et al.*, 1975).

La germinación significa el primer paso en el desarrollo de las plantas (SADDLEBACK, 2008), durante la cual ocurren procesos secuenciales y sincronizados que son reconocidos de tal manera que los procesos anabólicos y catabólicos toman lugar de manera simultánea (Méndez *et al.*, 2008).

La germinación se define como el proceso que comienza con la absorción de agua por imbibición de la semilla, que depende del potencial hídrico del ambiente y de la semilla, donde habrá un flujo de agua por difusión de la zona más húmeda a la menos húmeda (Bewley y Black, 1994), lo cual causa el hinchamiento o aumento de volumen en la semilla (Vázquez-Yañes *et al.*, 1997).

La absorción de agua por la semilla desencadena una secuencia de cambios metabólicos, que incluyen la respiración, la síntesis proteica y la

movilización de reservas alimentarias del embrión (García-Breijo *et al.*, 2006), lo cual comprende la segunda fase.

La tercera etapa se caracteriza por la división celular y la expansión de las estructuras de la plántula, se da un alargamiento celular y la emergencia (Hartmann, 1975; Vázquez-Yañes *et al.*, 1997) proceso por el cual el eje embrionario en especies dicotiledóneas o radícula en monocotiledóneas crece, se extiende y atraviesa las estructuras que lo rodean (Azcón y Talón, 2003).

Dependiendo de la posición de los cotiledones la germinación puede clasificarse como epígea, cuando se da elongación del hipocotilo elevando a los cotiledones sobre el sustrato o hipógea si es el epicotilo el que se elonga y los cotiledones permanecen bajo el sustrato (Sampeiro, 2008).

Factores que afectan la germinación

La germinación es un proceso cuyo éxito depende de una serie de factores internos como la latencia y la viabilidad, los cuales están determinados genéticamente, aunque pueden ser modificados por factores ambientales como temperatura, humedad, aireación, luz y un sustrato adecuado (Abraham de Noir y Ruiz de Riberi, 1995; Aparicio-Rentería *et al.*, 1999 y Quijas, 2005).

AGUA: Cuando llegan las semillas al suelo, es fundamental que éstas entren en contacto con el agua, recurso clave para activar el metabolismo y el crecimiento de las células vivas de los tejidos de las semillas.

Debido a su naturaleza coloidal, las semillas secas tienen un gran poder de absorción de agua (Hartmann *et al.*, 1975). La cantidad de agua que absorbe una semilla y la velocidad a la que lo hace no sólo dependen de las características de la semilla, como la permeabilidad de sus cubiertas, la composición química de sus reservas, su tamaño y su contenido de humedad, sino que también están determinadas por condiciones ambientales como la humedad del aire, la temperatura y la humedad del suelo (Vázquez -Yañes *et*

al., 1997; Méndez *et al.*, 2008).

La superficie de la semilla que está en contacto con el suelo también afecta la capacidad de absorción de ésta. Mientras mayor es el contacto, más cantidad de agua puede ser absorbida. Por lo tanto, el tamaño y la estructura de la cubierta de la semilla son factores determinantes, al igual que la microtopografía del suelo (Vázquez-Yañes *et al.*, 1997; Vázquez-Yañes, 1997).

La imbibición de las semillas se determina también en función de su morfología. En algunas especies, la entrada principal de agua es por el micrópilo (zona donde la testa es más delgada), más que por toda la superficie de la testa (Vázquez-Yañes *et al.*, 1997).

Se ha encontrado que la velocidad con que la semilla se hidrata puede afectar tanto al porcentaje como a la velocidad de germinación (Vázquez-Yañes *et al.*, 1997). Algunas veces las semillas se remojan antes de la siembra para acortar el tiempo de germinación, lo cual puede ser ventajoso en semillas que normalmente son lentas para germinar, con testas duras y bajo porcentaje de humedad (Hartmann *et al.*, 1975).

La efectividad de los tratamientos hídricos para incrementar y acelerar la emergencia de las plántulas no sólo se debe a la activación de eventos metabólicos relacionados con la fase pregerminativa, sino también a los profundos cambios bioquímico-fisiológicos que inducen la tolerancia de las plantas al estrés ambiental. Los tratamientos de hidratación incrementan el establecimiento, debido a que aceleran la emergencia de las plántulas (lo que permite evadir la incertidumbre del ambiente) y disminuyen la pérdida de electrolitos por las semillas (proteínas, aminoácidos y azúcares). Esto último contribuye considerablemente a la disminución de los ataques fúngicos (González *et al.*, 2009).

Si el periodo de imbibición es muy prolongado se impondrán los mecanismos de deterioración en lugar de aquellos de reparación y activación que se logran con el incremento sostenido y gradual del nivel de hidratación de

las semillas (Hegarty, 1978 en Sánchez *et al.*, 2001). Lo cual desencadena el desarrollo irreversible de algunos procesos celulares, que al mismo tiempo agotan las reservas nutricionales disponibles, sin alcanzar la germinación del embrión. Por lo tanto la hidratación debe ocurrir hasta un punto tal que permita la activación de la mayor parte del aparato metabólico, pero que inhiba la total emergencia del embrión (Sánchez *et al.*, 2001).

TEMPERATURA: Es un factor que regula la germinación ya que actúa sobre las enzimas que intervienen en estos procesos, afectando tanto la tasa como el porcentaje final de germinación (Bewley y Black, 1994). Por lo tanto un cambio en la temperatura afectará cada uno de estos pasos o etapas.

Las semillas no solo tienen un límite máximo y otro mínimo de temperatura para la germinación, sino que también responden a ciclos específicos de fluctuaciones estacionales o diarias. Estos requerimientos de temperatura no son necesariamente constantes sino que pueden variar con el tiempo o interactuar con algún otro factor ambiental como la luz (Hartmann *et al.*, 1975).

La temperatura óptima es aquella bajo la cual se obtiene el porcentaje más alto de germinación en el menor tiempo (García-Breijo *et al.*, 2006) y está en función del origen de las semillas, de sus características genéticas y de su edad, por ejemplo, las especies de testa dura son capaces de soportar altas temperaturas durante periodos prolongados de tiempo (Vázquez-Yañes, 1997).

Muchas semillas no germinan a una temperatura específica constante, sino que requieren una alternancia periódica de temperaturas como aquella que ocurre en la naturaleza diariamente, pues existen diferencias entre el día y la noche; este rango varía según la estación del año, la latitud y también en función del microambiente (Fenner y Thompson, 2005).

LUZ: Ecológicamente la luz es un factor de gran importancia. Existe una amplia variedad de respuestas en la germinación de las semillas con respecto

a la luz. La luz promueve o inhibe la germinación de semillas en algunas especies lo cual estará en función de la longitud de onda (calidad), así como de la intensidad de luz y su duración (fotoperíodo) (Vázquez-Yañes, 1997).

La respuesta de las semillas a la luz es importante para prevenir que la germinación ocurra en lugares y tiempos desfavorables para el establecimiento, la habilidad de detectar diferentes espectros de la luz en el ambiente le permite a la semilla tener al menos cierto control sobre donde y cuando germinar. La oportunidad de establecerse estará determinada por cuanto se encuentra enterrada la semilla o que tanto está sobre la superficie. La profundidad adecuada es crucial para la emergencia de la plántula, en caso de que la semilla no quedara enterrada la cantidad de sombra puede ser decisiva (Kigel, 1995; Fenner y Thompson, 2005).

No todas las semillas requieren de luz para germinar, algunas no se ven afectadas por este factor y otras son inhibidas por su presencia, clasificándose así en fotoblásticas positivas, fotoblásticas negativas e indiferentes.

La exposición a la luz roja (660 a 770 nm) de semillas imbibidas hace que el fitocromo cambie a su forma activa Pfr, el cual estimula la germinación; mientras que la exposición al rojo lejano (770 a 800 nm) causa cambios hacia la forma alterna Pr, la cual inhibe la germinación. La germinación puede ser inhibida en algunas semillas no solo por la aplicación prolongada de luz rojo lejano, sino también de luz blanca, cuando está mantiene una alta proporción de fitocromo en la forma Pfr (Bewley y Black, 1994; Fenner y Thompson, 2005).

Latencia

Es frecuente que aún bajo condiciones suficientes de luz, temperatura y humedad las semillas no germinen. Esto se debe a que existe un bloqueo en alguna parte del proceso de germinación que evita que se desarrollen los cambios necesarios en la semilla. A esta incapacidad de germinar incluso en condiciones adecuadas se le llama latencia (Moreno, 2003).

Este estado latente es diferente al de una semilla denominada quiescente, la cual se encuentra en estado de reposo por la adversidad de las condiciones ambientales y que germina al contacto con el agua. (Hartmann *et al.*, 1975; Bewley y Black, 1994; Vázquez-Yañes *et al.*, 1997).

El embrión puede persistir en un estado latente por semanas o años, un hecho que ofrece un enorme valor de supervivencia (Gilbert, 2005) pues es un mecanismo que evita la germinación y el establecimiento en condiciones desfavorables. Un alto nivel en la latencia es una característica en muchas plantas de regiones áridas (Fenner, 1985).

Se conocen tres tipos de latencia, las cuales se denominan innata, inducida e impuesta. La latencia innata o latencia primaria tiene relación con la inmadurez del embrión, o bien con una cubierta impermeable al agua (Fenner, 1985), la latencia impuesta es regulada por condiciones ambientales como la falta de humedad, oxígeno, luz o temperaturas adecuadas, la latencia inducida o latencia secundaria es la persistencia de la latencia aun cuando la semilla se encuentra en condiciones favorables para la germinación (Harper, 1977; Rojas-Aréchiga *et al.*, 2000).

La latencia también representa un problema al tratar de encontrar la manera más satisfactoria de romperla para que la germinación se lleve a cabo (Murray, 1984). La salida del estado de latencia requiere, en determinados casos, algunos estímulos ambientales, tales como luz o bajas temperaturas. En otros casos, las gruesas cubiertas seminales de las semillas constituyen una berrera impermeable al agua y a los gases o ejercen una resistencia física a la expansión de la radícula, que impide la germinación. La presencia de inhibidores de la germinación es otro de los condicionantes de la misma (García-Breijo *et al.*, 2006).

Estudios previos

Es sabido que el estudio sobre el efecto de los factores ambientales

sobre la germinación de especies es muy amplio, sin embargo para el caso de la familia Agavaceae no es tan extenso y mucho menos en el caso del género *Calibanus*, del cual se ha atendido a estudiar principalmente su distribución así como su descripción morfológica.

Standley (1920), describe a *C. hookerii* y marca su distribución para los estados de Hidalgo y San Luis Potosí, Glass y Foster (1977) citan a *C. hookerii* como una especie que se distingue por su cáudex corchoso y agrietado, de aspecto inusual, que la hace peculiar como planta de ornato, García-Mendoza y Galván (1995) sitúan a *C. hookerii* como una especie endémica de la provincia florística de la altiplanicie, ubicada su distribución para los estados de Guanajuato, Hidalgo, Nuevo León, Querétaro y San Luis Potosí; García-Mendoza (1998) cita al Sacamate y lo describe brevemente y menciona que es una especie de rara apariencia y que se le conoce como “planta tortuga” (Tomado de Alanis-Flores *et al.*, 2001).

Alanis y colaboradores (2001) mencionan que algunos ejemplares de *Calibanus hookerii*, Sacamate, se encuentran plantados en el Jardín Botánico llamado La Yuca, dentro del Bioparque Estrella, en el municipio de Montemorelos, Nuevo León, así como en diversos Jardines Botánicos del país. Esto como parte del rescate de plantas debido a la construcción de la presa Zimapán, en los estados de Hidalgo y Querétaro.

Las plantas ya establecidas y aclimatadas son objeto de estudio de la especie y forman parte de los proyectos designados para cada institución, entre los que se encuentran la búsqueda de estrategias para acelerar la velocidad de germinación y aumentar el porcentaje de germinación sobre todo de especies con problemas al respecto.

El efecto de la imbibición ha sido probado en semillas de *Nolina parviflora*, las cuales fueron tratadas con remojo en agua por 24 horas y temperaturas de 20 y 25 °C. Obteniendo germinaciones del 87.5% y 85% respectivamente, ambos casos en ausencia de luz (Flores García *et al.*, 2008).

Se encontró que las semillas de *Agave lechuguilla*, *A. striata*, *A. americana var. marginata*, *A. asperrima*, *A. cupreata*, *A. duranguensis*, *A. angustifolia var. tequilana* y *A. salmiana* absorben agua en un promedio de 113% de su peso fresco, presentando las fases típicas de la imbibición aunque esta estuvo sujeta a la diferencia de temperaturas. Se obtuvo un porcentaje de germinación promedio de 91% a 25° C y humedad de suelo alta (Ramírez, 2010).

En géneros de la misma familia como *Yucca rostrata* si las semillas son agitadas por un día en agua y colocadas en bolsas *Ziploc* con *Peat moss* se obtendrá una germinación del 100% (Glavin, 2005 citado en Flores García, 2008).

Serrano Casas y colaboradores (2000) evaluaron la germinación y desarrollo postemergente de especies del género *Polyanthes*. Trataron con remojo a 25° C y 40° C durante tres, seis y doce horas a semillas de *P. geminiflora var. geminiflora* y *P. longiflora*, resultando mejor el tratamiento de 3 horas de remojo a 25° C en ambas especies pues alcanzaron un valor germinativo (índice de Maguire) de 9.8 la primera y 20.6 la segunda. En cuanto al desarrollo de la planta observaron que al inicio del crecimiento el cotiledón se curvó porque seguía sosteniendo a la semilla (aún posterior al desarrollo de las primeras hojas verdaderas), se forma una vaina cotiledonar y entre esta y el cotiledón crece la primera hoja.

Se presume que el porcentaje de germinación de *C. hookerii* es muy bajo, según el estudio de Alanís y colaboradores (2001) los cuales trataron con escarificación mecánica a 129 semillas de esta especie, de las que solamente germinaron 29.

C. hookerii es una planta tendiente a extinguirse debido a su tardanza en el desarrollo y crecimiento, además de la destrucción de su hábitat y el cambio de uso de suelo para el pastoreo, ganadería, construcción de nuevas zonas habitacionales, entre otras actividades humanas. Por otra parte, es una planta codiciada entre los coleccionistas por su rareza y su utilidad como ornamental,

lo que la hace vulnerable a colectas ilegales. Por esta razón, actualmente, se encuentra dentro de la NOM-059-ECOL, como especie amenazada (SEMARNAT, 2001).

El conocimiento acerca de la germinación y el desarrollo postemergente de una planta determina el prevaecimiento de una especie, por lo que el estudio de estos procesos es de vital importancia para su adecuado manejo así como para la planeación de proyectos de conservación, por lo cual en este trabajo se han planteado los siguientes objetivos.

3. OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar el proceso germinativo y el desarrollo postemergente de *Calibanus hookerii* en distintos sustratos elaborados en invernadero.

Objetivos particulares

Comparar las características fisicoquímicas de los tres sustratos.

Determinar la respuesta germinativa de *C. hookerii* bajo tratamientos de luz y oscuridad.

Obtener la curva de imbibición para semillas de *C. hookerii*.

Calcular el porcentaje y velocidad de germinación de semillas de *C. hookerii* sembradas en los tres tipos de sustrato.

Realizar el seguimiento del desarrollo postemergente de *C. hookerii* a lo largo de un periodo de cuatro meses, donde se medirá la longitud total del individuo y del cual se obtendrá un registro fotográfico de los cambios morfológicos de importancia.

Calcular la tasa relativa de crecimiento.

4. METODOLOGÍA

Preparación del suelo

Se preparó aproximadamente 1 kg de cada uno de los siguientes tipos de suelo:

Sustrato 1: compuesto de agrolita, tepojal y composta en proporción 1:1:1.

Sustrato 2: tierra negra y tezontle 1:1.

Sustrato 3: fibra de coco y tezontle en proporción 1:1.

Se pasaron por un tamiz de malla No. 10 con apertura máxima de 2 mm y se almacenaron en bolsas de plástico hasta su uso.

Análisis físico-químico del suelo

Se llevaron a cabo las siguientes determinaciones para los tres tipos de sustrato preaprados, así como para el sustrato iztacala, denominado de esta manera por ser el utilizado en la propagación de plantas en el Jardín Botánico de la FES Iztacala.

Textura	(Muñoz-Iniestra <i>et al.</i> , 2001)
Densidad real	(Muñoz-Iniestra <i>et al.</i> , 2001)
Densidad aparente	(Muñoz-Iniestra <i>et al.</i> , 2001)
Materia orgánica	(Muñoz-Iniestra <i>et al.</i> , 2001)
pH	(Muñoz-Iniestra <i>et al.</i> , 2001)
Porosidad	(Muñoz-Iniestra <i>et al.</i> , 2001)
Capacidad de campo	(Herrera, 2001)

Colecta y almacenaje de las semillas

Se hizo una colecta manual de semillas de cuatro ejemplares adultos de *Calibanus hookerii* del Jardín Botánico de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala a mediados de noviembre del 2010. Se descartaron semillas que estuvieran dañadas seleccionando aquellas en buen estado y de un tamaño (5 mm de largo) y color similar, las cuales se limpiaron de basura como hojarasca, tierra y piedras.

Posteriormente se formó un lote de 675 semillas que fueron almacenadas en sobres de papel en un espacio limpio y seco hasta su utilización.

Fotoblastismo

Para evaluar la respuesta germinativa de *Calibanus hookerii* a los tratamientos de luz y oscuridad se establecieron unidades experimentales de 15 semillas, con 3 repeticiones por tratamiento. A las semillas se les hizo un lavado con cloro al 30% durante 15 minutos, se colocaron en frascos transparentes sobre tierra esterilizada en autoclave durante 40 min, sustrato compuesto de fibra de coco y tezontle 1:1. Se regaron a capacidad de campo y se sellaron con plástico transparente. En el caso del tratamiento de oscuridad los frascos se cubrieron con papel negro y se dejaron a temperatura constante y luz continua dentro de un cubículo del invernadero, registrando cada tres días la germinación.

Curva de imbibición

Se utilizaron tres muestras de 10 semillas que fueron pesadas en una balanza semianalítica, posteriormente se sumergieron en agua destilada y se registró la ganancia de peso cada hora, finalizando la técnica cuando el peso se mantuvo constante.

Pruebas de germinación

Siembra y establecimiento de los tratamientos: Un lote de 600 semillas se dispuso en un diseño experimental totalmente al azar, formando unidades experimentales de 25 semillas con 4 repeticiones.

Todas las semillas fueron sometidas a un tratamiento sanitario que consiste en remojo en una solución de hipoclorito de sodio (cloro comercial) al 30% durante 15 min y lavado con agua destilada durante un minuto.

Del total de semillas, 300 fueron utilizadas para el tratamiento de imbibición, para lo que se colocaron en un frasco de vidrio con agua destilada durante 22 horas, dejando las semillas restantes como testigo.

La siembra se realizó en vasos de plástico de 500 ml, los cuales se llenaron a una altura de 2 cm, con los tres sustratos previamente preparados y esterilizados en autoclave durante 40 min, las semillas se colocaron separadas unas de otras y fueron cubiertas con una capa de sustrato de aproximadamente 2 mm. Terminada la siembra se regaron con agua destilada a capacidad de campo (CC) y se sellaron con tapas de plástico, para evitar la pérdida de agua.

Los vasos se dejaron dentro de un cubículo del Invernadero del Jardín Botánico de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala, JABIZ, en condiciones de luz y temperatura fluctuante de 18.5 – 40° C donde se registró cada tres días el número de semillas germinadas, lo cual se determinó cuando el cotiledón fue visible y se finalizó hasta que el porcentaje de germinación se mantuvo constante.

Las variables de respuesta que se evaluaron fueron: 1) el tiempo transcurrido de la siembra al inicio de la germinación, 2) el porcentaje final de germinación y 3) la velocidad de germinación para lo que se utilizó la siguiente fórmula (Sánchez-Salas *et al.*, 2006):

n_i = número de semillas germinadas al i-ésimo día

$M = \sum (n_i / t)$ t = tiempo de germinación desde la siembra hasta la germinación de la última semilla.

Evaluación del desarrollo postemergente

Para la evaluación del desarrollo de *C. hookerii* se tomaron como modelo las plántulas germinadas en el sustrato tres (tezontle y fibra de coco 1:1) por ser las primeras en germinar.

Se realizó un registro fotográfico (con una cámara digital Sony de 14.1 mega pixeles) del crecimiento de la plántula, eligiendo aquellas imágenes que mostraron cambios morfológicos significativos durante el crecimiento de las plantas, para describir las estructuras de los organismos.

Tasa Relativa de Crecimiento

Un mes después de la germinación se realizó una cosecha inicial de 5 plántulas crecidas en el sustrato 3 y una segunda cosecha de 5 plántulas del mismo lote después de 4 meses, las cuales fueron secadas en horno a 70° C durante 72 h, posteriormente se pesaron y se procedió a calcular la tasa relativa de crecimiento:

$$RGR = \frac{(\ln W_2 - \ln W_1)}{t_2 - t_1}$$

Donde W_2 representa la biomasa seca final, W_1 corresponde a la biomasa seca inicial y t se refiere al tiempo (en días). Las unidades de esta variable son gramos por gramo por día (g/g/día) (Ruedas *et al.*, 2000).

4. RESULTADOS

Análisis fisicoquímico del suelo

	Sustrato iztacala	Sustrato 1 Agrolita, tepojal y composta (1:1:1)	Sustrato 2 Tierra negra y tezontle (1:1)	Sustrato 3 Fibra de coco y tezontle (1:1)
Textura	Arena migajosa	Arena	Arena	Arena
Densidad aparente	Bajo 0.97	Bajo 0.623	Medio 1	Bajo 0.858
Densidad real	Bajo 2.05	Bajo 1.77	Bajo 2.12	Bajo 2.35
Porosidad	47%	65%	54.1%	63.5%
Capacidad de campo	-	11.9	10.26	13.69
Materia orgánica	19.12 extremadamente rico	2.82 moderadamente rico	17.07 extremadamente rico	15.62 extremadamente rico
pH	Neutro 7.15	Moderadamente alcalino 8.04	Ligeramente ácido 6.19	Muy fuertemente ácido 4.79

Cuadro 1. Propiedades fisicoquímicas de los tres tipos de sustratos utilizados para la germinación.

Los tres sustratos utilizados para la germinación de *C. hookerii* son de textura arenosa, tienen un porcentaje de porosidad que sobrepasa el 50%, una baja capacidad de campo, siendo entre estos sustratos el número tres el de valor más alto (13.69), son ricos en materia orgánica, el sustrato 1 es alcalino, y los otros dos van de ligeramente ácido a muy fuertemente ácido. El sustrato iztacala es arena migajosa, porosidad baja comparada con los demás suelos, extremadamente rico en materia orgánica y de pH neutro.

Fotoblastismo

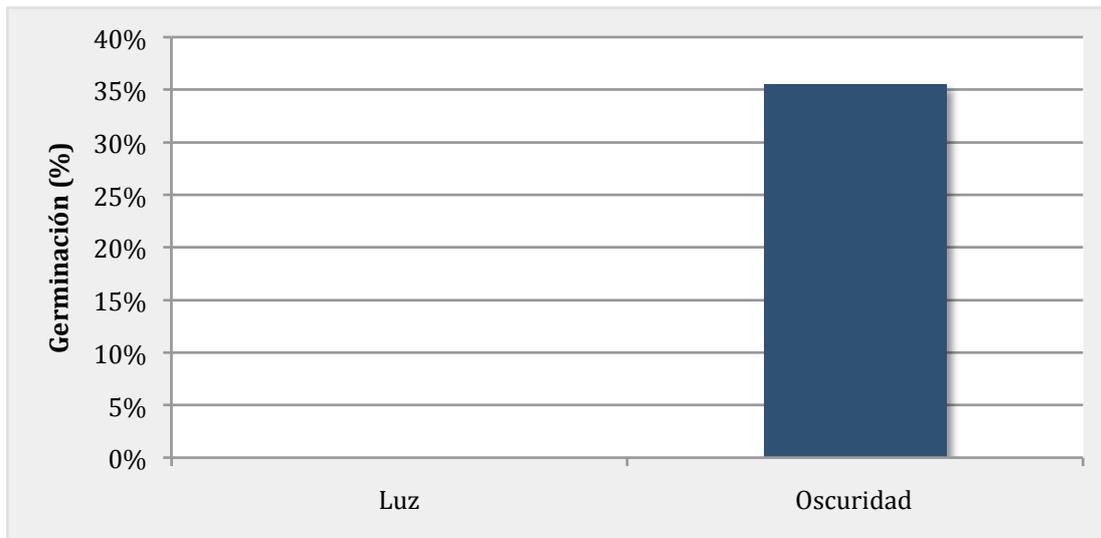


Figura 1. Porcentaje de germinación de *C. hookerii* bajo tratamientos de luz y oscuridad.

De acuerdo a lo mostrado en la gráfica, se pudo comprobar que las semillas de *C. hookerii* son fotoblásticas negativas, es decir que su germinación no se lleva a cabo en presencia de luz, mientras que en oscuridad se alcanza un 35.5%.

Curva de imbibición

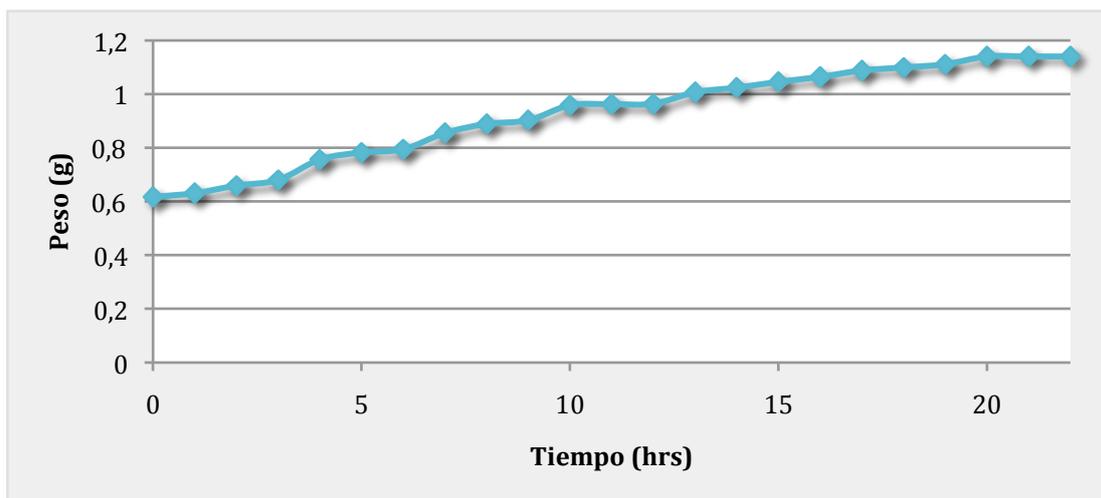


Figura 2. Seguimiento de la ganancia de peso por imbibición en agua de semillas de *C. hookerii* a distintos tiempos.

El tiempo óptimo de imbibición para las semillas de *Calibanus hookerii* es de 22 horas.

Germinación de semillas

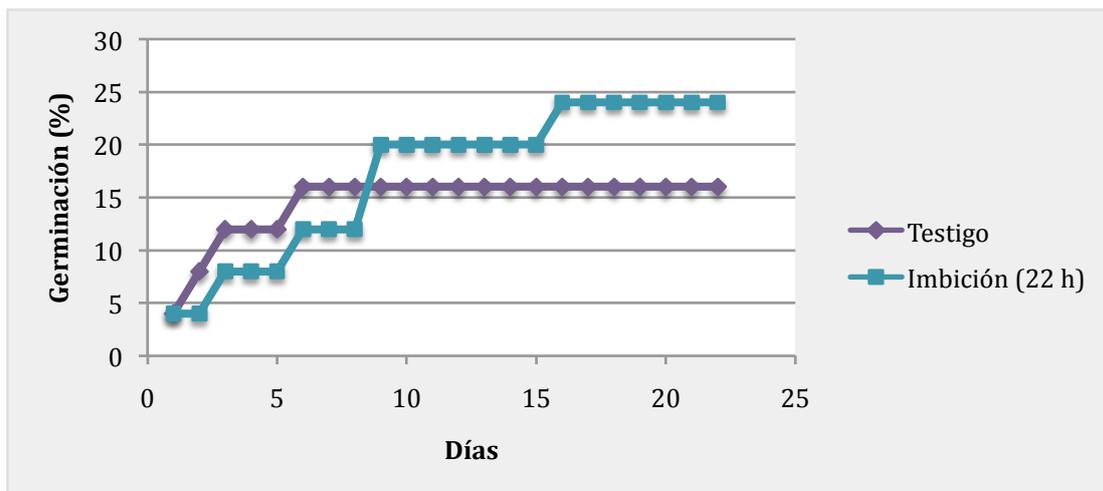


Figura 3. Porcentaje de germinación de *C. hookerii* en el sustrato iztacala (utilizado en el Jardín Botánico).

El porcentaje de germinación obtenido para el control y el tratamiento de imbibición es de 16 y 24 respectivamente, observándose en este último 4 tiempos estables en el proceso de germinación que para el caso de las semillas imbibidas se inicia 25 días posteriores a la siembra.

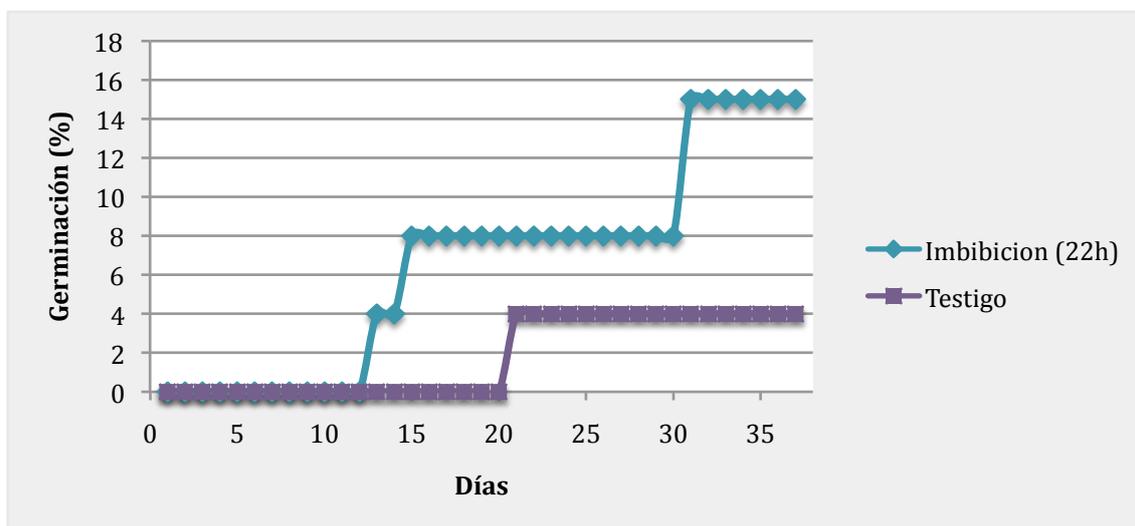


Figura 4. Porcentaje de semillas de *C. hookerii* germinadas en el sustrato 2 (tezontle y tierra negra).

Las semillas en el sustrato 2 inician el proceso de germinación 25 días después de la siembra. El control alcanza un 4% de germinación, mientras que en imbibición por 22 horas se obtiene el 15%, tratamiento en que también se pueden observar tres momentos estables en la germinación.

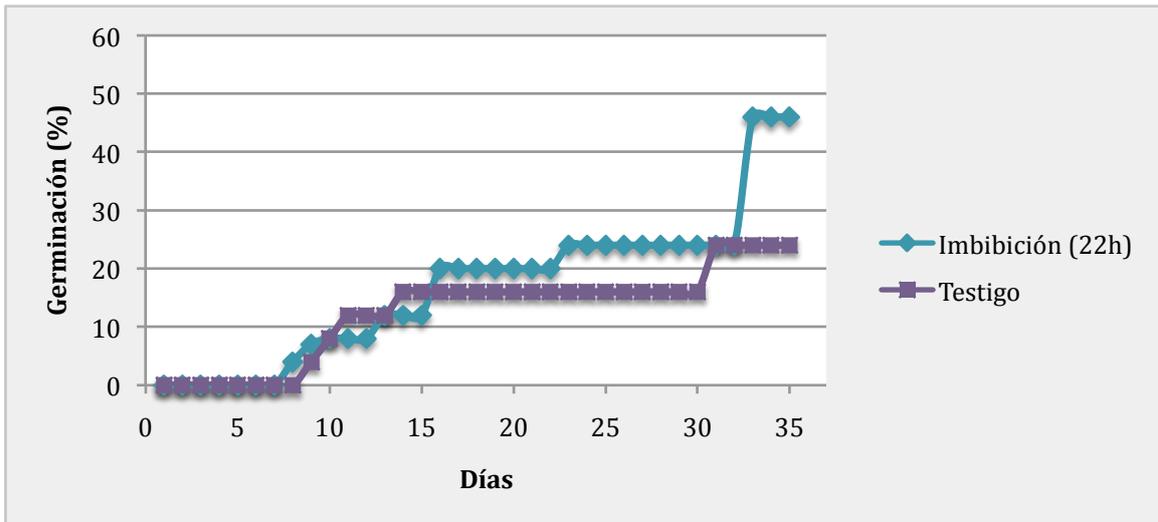


Figura 5. Proceso de germinación de semillas de *Calibanus hookerii* sembradas en el sustrato 3 (tezontle y fibra de coco).

La germinación se da a los 14 días de la siembra en el sustrato 3. La germinación máxima registrada es de 24% para el testigo y 46% en la semillas tratadas con imbibición, presentando ambas varios tiempos de estabilización.

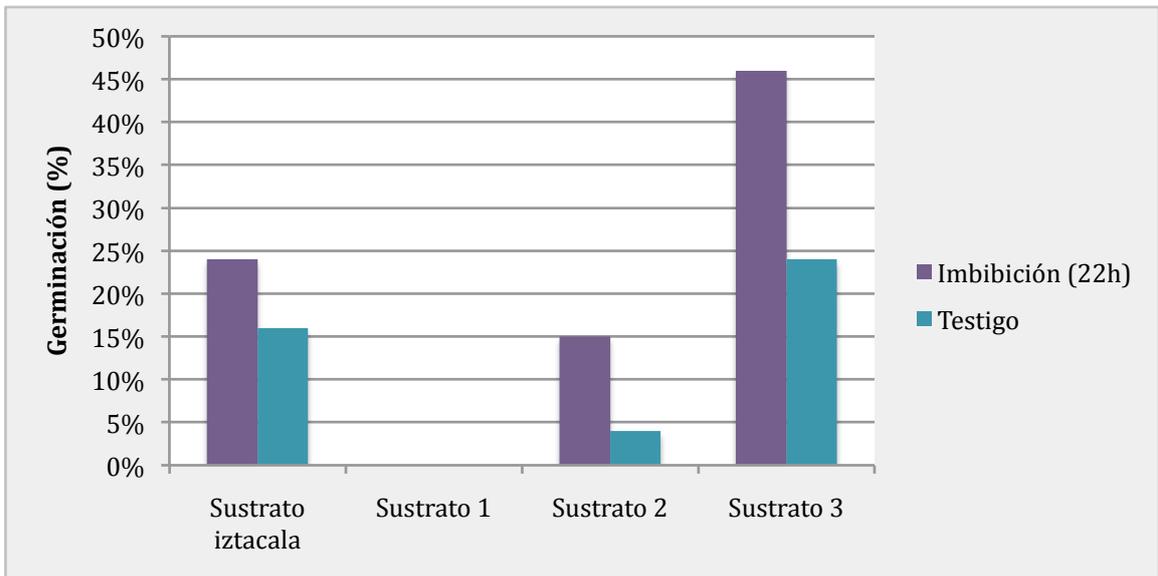


Figura 5. Porcentaje de germinación de *C. hookerii* alcanzados en los tres tipos de sustrato.

La germinación ocurrida en el sustrato 2, donde se obtiene una germinación de 15% con tratamiento de imbibición y 4% para el testigo se encuentra por debajo del porcentaje del sustrato iztacala: 24% y 16%

respectivamente, mientras que en el sustrato 3 se registra un 24% para el testigo y 46% en el tratamiento de imbibición, siendo el mayor dato obtenido.

Velocidad de germinación

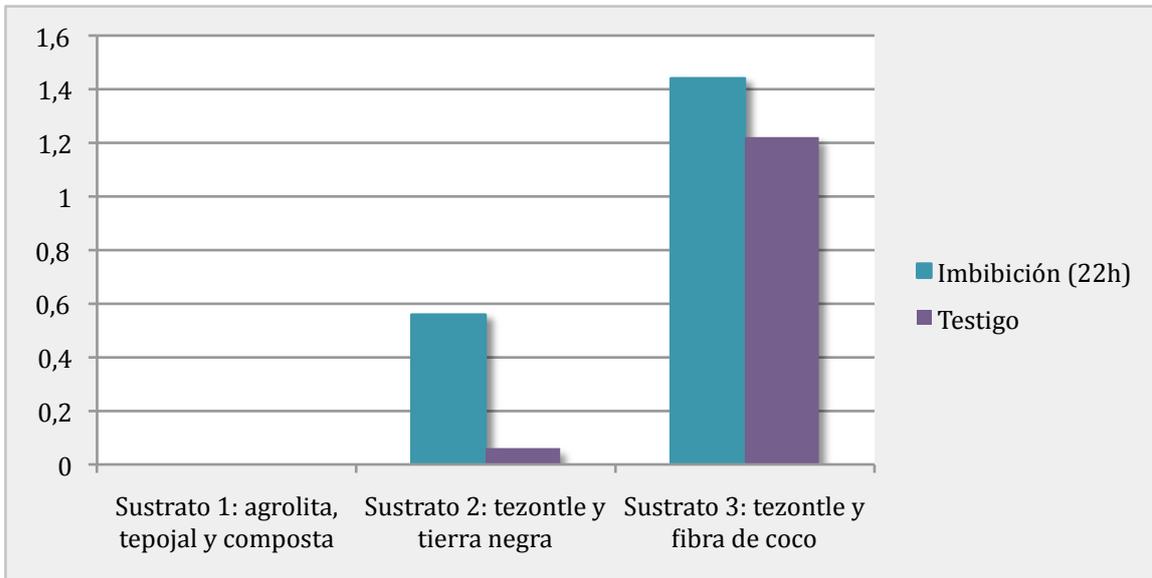
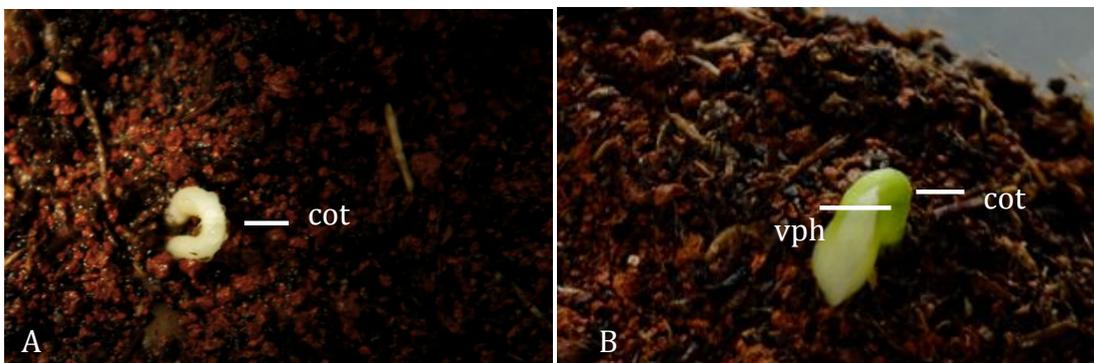


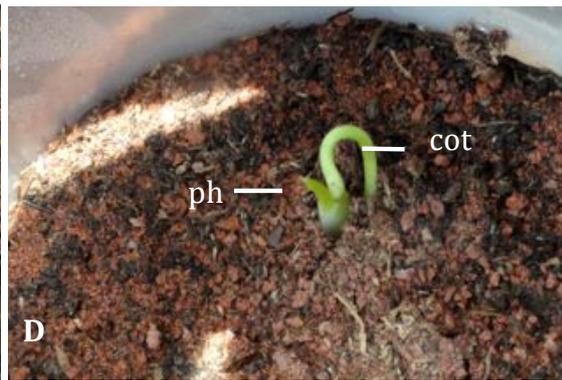
Figura 6. Velocidad de germinación de *C. hookerii* en los tres sustratos.

La velocidad de germinación de *C. hookerii* es muy baja, su máximo valor, de 1.44, se alcanza en las semillas tratadas con imbibición durante 22 horas y sembradas en el sustrato 3.

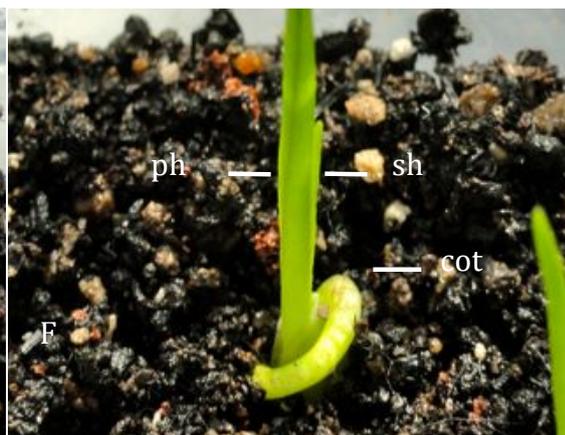
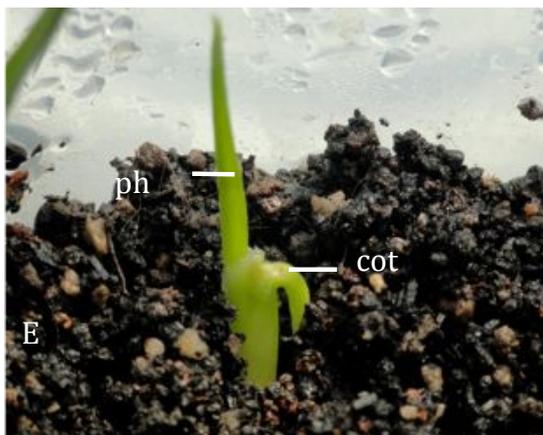
Desarrollo de las plántulas



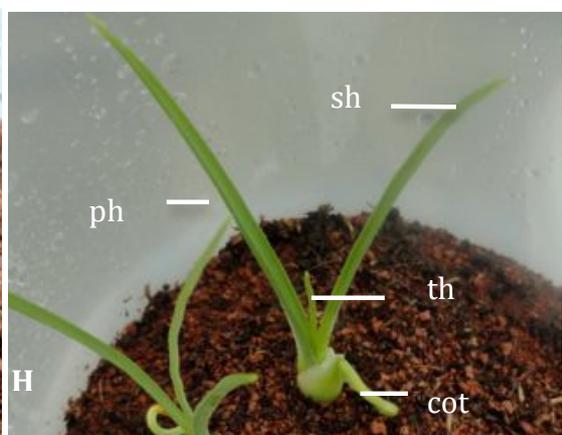
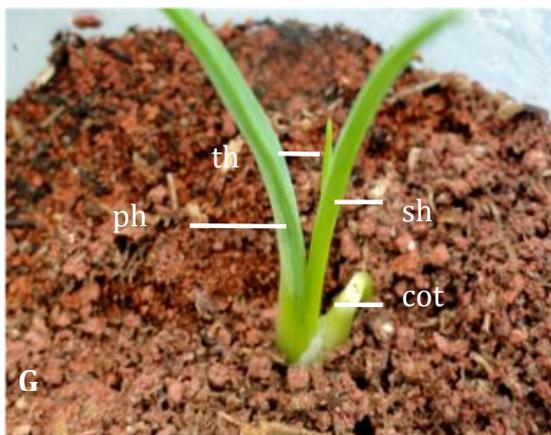
A: Imagen de la primera etapa de crecimiento de *C. hookerii*, primer cotiledón (cot) de 0.53 cm de longitud; B: Aparición de la vaina de la primera hoja (vph) dos días después de la germinación, longitud 0.36 cm.



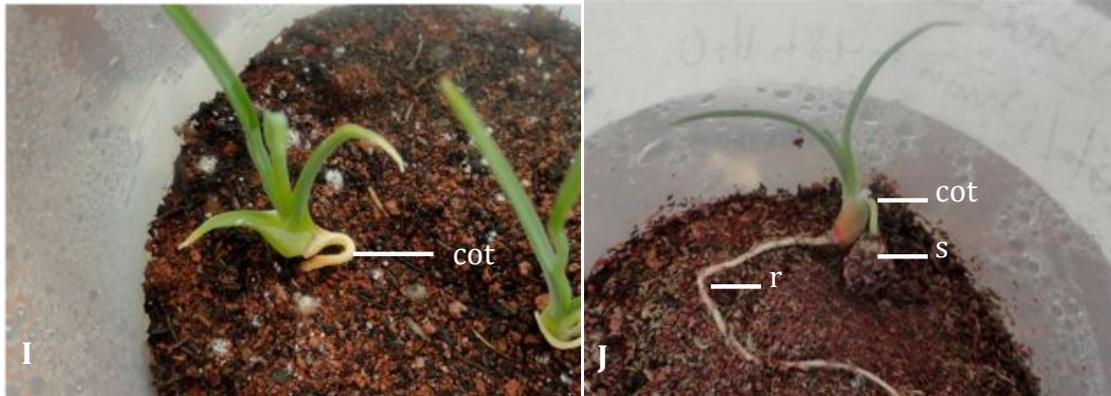
C: Longitud del cotiledón 0.55 cm., inicio del desarrollo de la primera hoja (ph) a tres días de la germinación, longitud 0.3 cm., D: imagen que muestra el aumento de tamaño del cotiledón y la primera hoja 5 días más tarde, longitud de la hoja y cotiledón 0.63 cm y 0.72 cm respectivamente.



E: primera hoja más desarrollada de 1.6 cm de largo, F: 7 días más tarde inicia el crecimiento de la segunda hoja (sh) mucho más delgada que la primera y de longitud de 1.02 cm.



G: transcurridos 20 días se muestran las primeras hojas más desarrolladas de 5 y 4.2 respectivamente y el inicio del crecimiento de la tercera (th) de longitud de 2 cm., H: crecimiento de la tercera hoja (2.52 cm) 3 días más tarde.



I: muestra de la degradación del cotiledón a los 39 días de la germinación y presencia de tres hojas en la planta, J: vista donde se observa el desarrollo de la raíz y la unión que existe entre el cotiledón y la semilla.



K: imagen que muestra el crecimiento de *C. hookerii* a mes y medio de su germinación, altura total de la planta 6.71 cm. y desarrollo de 3 hojas, L: imagen de plántula de *C. hookerii* 4 meses después de su germinación, se observa el desarrollo de 5 hojas y una altura total de 18.42 cm.

Tasa relativa de crecimiento (TRC)

Para el cálculo de la Tasa Relativa de Crecimiento se tomaron en cuenta únicamente los datos de las plántulas que crecieron en el sustrato 3, obteniendo como resultado una TRC de 0.0185.

6. DISCUSIÓN

Es conocido que la germinación de una semilla está condicionada a factores internos de ésta (viabilidad y latencia), además de aspectos ambientales como humedad, temperatura, luz y un sustrato adecuado, del cual hay que conocer sus características básicas por medio del análisis de sus componentes físicos y químicos ya que forman parte del diseño de alternativas adecuadas para el manejo y conservación de una especie.

La cantidad de agua retenida en el suelo después de que ha drenado y ha cesado el movimiento descendiente, es llamada Capacidad de Campo (CC), determinada como el límite óptimo de humedad (Herrera-Rojas, 2001), característica relacionada con la textura, la cual determina la capacidad de absorción y de almacenamiento de agua. Según Black (1975) en suelos de arenas gruesas el valor de CC llega a menos de 10 y sobrepasa los 30 en textura fina, lo cual concuerda con nuestros tres tipos de suelo de textura arenosa cuya CC llega a valores que van de 10.26 a 13.69, siendo este último dato el que corresponde al sustrato 3, el cual es importante al considerar que el agua contenida en el suelo es una reserva de la que pueden hacer uso las plantas y semillas durante la sequía y hasta el momento de lluvia o riego.

El sustrato 2 y 3 son ricos en materia orgánica y tienen pH que va de ligeramente ácido a fuertemente ácido, ambos factores son importantes en el manejo de suelos, pues influyen en las propiedades físicas, químicas y biológicas del mismo. De acuerdo a lo mencionado por Martínez y colaboradores (2001) el alto contenido de materia orgánica en estos suelos les proporciona una alta capacidad de intercambio catiónico, relacionado a una riqueza de nutrientes de los cuales esta especie podría no tener limitaciones favoreciendo el continuo crecimiento meristemático (Ruedas, 1999).

Sin embargo el sustrato Iztacala es extremadamente rico en materia orgánica y de pH neutro, estas características pueden deberse a la naturaleza de la materia orgánica, la cual debe haberse humificada para contribuir a la mejora del suelo y la disponibilidad de los nutrientes.

El contenido de materia orgánica regula el pH, mejora algunas propiedades físicas como la estructura, capilaridad y permeabilidad (Muñoz-Iniestra *et al.*, 2000) y aumenta la porosidad de un suelo (Donahue *et al.*, 1981), que en el caso de los sustratos 1, 2 y 3 son de 65, 54.1 y 63.5% respectivamente, considerando que a mayor porosidad hay mayor flujo de agua en condiciones de saturación, característica determinante para esta especie de ambientes desérticos que tolera poca humedad.

Dados los argumentos anteriores, tomando en cuenta las características físicas y químicas de los tres sustratos, así como las diferencias significativas que demuestra el análisis estadístico, se establece que el sustrato tres es el que ofrece las condiciones más favorables para la germinación de esta planta debido sobre todo a su buena cantidad de materia orgánica, proporcionada por la fibra de coco y a un porcentaje de porosidad adecuado dado por el tezontle como constituyente inorgánico.

Según lo mencionado por Vázquez-Yañes y Orozco-Segovia, 1994 (en Salas Salmerón, 2000), la luz es un elemento determinante en la vida de las plantas que crecen en ambientes desérticos. La respuesta de ciertas semillas a este factor es de importancia crítica para su germinación y supervivencia, pues las especies que se desarrollan en este ambiente necesitan competir fuertemente por sitios sombreados, principalmente durante el periodo de su establecimiento y para garantizar su supervivencia.

C. hookerii presenta una estrategia en la que sus semillas germinan en la oscuridad sugiriendo, como menciona Reyes-Bautista (2002), la importancia de micrositos de baja incidencia de luz a efecto de lograr mayor germinación, además del establecimiento y supervivencia de las plántulas.

Como es sabido, la imbibición es el proceso primordial para el inicio de la germinación. El agua permite que una gran cantidad de semillas alcance rápidamente el mismo nivel de humedad (Sánchez *et al.*, 1997) y la activación de numerosos procesos bioquímicos y fisiológicos relacionados con la germinación, la tolerancia al estrés ambiental y a la autoreparación enzimática de las membranas celulares.

La germinación inicia con la rehidratación de la semilla, para lo que según Méndez y cols. (2008) basta con una cantidad de agua de no más de 2 a 3 veces su peso seco. Lo cual concuerda para el caso de semillas de *C. hookerii* cuyo peso seco inicial en un lote de 10 semillas es en promedio de 0.61 g, aumentando hasta 1.14 g después del remojo en agua durante 22 horas. Sin embargo el nivel de hidratación debe ser determinado empíricamente para las semillas de cada especie, variedad o lote en particular.

Una diferencia significativa en el porcentaje de germinación en la semillas de *C. hookerii* tratadas con imbibición comparadas con su testigo comprueba lo acotado por Sánchez y colaboradores (2001) quienes indican que este método ha demostrado ser eficiente para incrementar, acelerar y uniformar la germinación.

Esto último se corrobora con los datos de la evaluación estadística que nos muestra diferencias significativas entre sustratos así como sobre el tratamiento de imbibición y el testigo.

En el presente estudio, de acuerdo con los datos estadísticos se puede decir que el porcentaje de germinación en cada tipo de sustrato es independiente al tiempo de imbibición proporcionado a las semillas. Sin embargo no puede dejarse de lado que durante el proceso de germinación la relación de la semilla con el sustrato es de suma importancia, pues según lo mencionado por Aguilera (1990) y Alonso (1975) algunas características como el pH y las partículas del suelo favorecen la entrada de agua a la semilla.

La germinación es un proceso que ocurre en circunstancias favorables y esto determina las condiciones en que la planta iniciará su establecimiento, asegurando la supervivencia al ocurrir en la época más benigna del año, generalmente al inicio de un periodo húmedo y cálido. De modo que la plántula dispone de un tiempo favorable suficientemente largo para establecerse y comenzar a crecer hasta la llegada de la época desfavorable.

Los desiertos se caracterizan por presentar un periodo muy corto (que no todos los años se presenta) en el cual la humedad y el tiempo son adecuados para permitir la germinación y el establecimiento de plantas. Según

lo mencionado por Vázquez-Yañes *et al* (1997) debido a estas condiciones en este ambiente predominan las plantas perennes de larga vida y lento crecimiento que tienen muchas oportunidades de reproducirse a lo largo de su existencia.

Las agavaceas son plantas que atraviesan la época desfavorable preservando sus órganos y gracias a sus estrategias para conservar y captar el agua de la forma más eficiente, por lo cual su crecimiento está íntimamente relacionado con la mejor manera de obtener los recursos que el medio les ofrece. Considerando factores ambientales tales como luz, temperatura, agua y un sustrato adecuado que pueda proveerles de nutrientes esenciales suficientes.

Por lo cual el hecho de que las plántulas de *C. hookerii* se hayan desarrollado mejor en el sustrato 3 pudo obedecer a las características físicas y químicas relacionadas con su capacidad de absorber y almacenar agua y de ofrecerle a la planta un adecuado suministro de nutrientes básicos, prosperando así su metabolismo y en consecuencia su talla y resistencia a las condiciones de temperatura, luz y humedad que, en condiciones naturales, juegan papales importantes en la competencia con otras especies.

Es necesario aclarar que el crecimiento es dependiente del genotipo y el ambiente.

Lambers *et al* (2000) indican que las especies de plantas características de ambientes favorables comúnmente tienen tasas relativas de crecimiento mayores que aquellas que crecen en ambientes menos favorables como son las zonas áridas, concordando con la forma de crecimiento de *C. hookerii* que habita en estas condiciones, por lo cual su baja tasa de crecimiento es una respuesta al ambiente en el que vive. Esta estrategia de crecimiento, resultado de la selección natural, explica también la distribución de esta especie.

Esta planta se encuentran en una situación donde los nutrientes son limitados y la conservación de los recursos es tan importante como su captura (agua y nutrientes) por lo tanto al crecer con limitaciones de nutrientes, se espera que los conserve, lo cual se refleja en su lento crecimiento. Además de

la relación que existe con características morfológicas como son su reducida área foliar y un tronco capaz de almacenar agua, lo que le permite sobrevivir en ambientes estresantes.

7. CONCLUSIONES

La germinación de semillas de *C. hookerii* es inhibida por la luz.

El tiempo necesario de imbibición en agua es de 22 horas para esta especie.

El mayor porcentaje de germinación (46%) se obtiene en semillas sometidas a imbibición y cultivadas en el sustrato tres.

La velocidad de germinación más alta, de 1.44 se alcanza en las semillas sembradas en el sustrato tres y tratamiento de imbibición.

El conocimiento de las características morfológicas de esta planta es de importancia al considerar que es una especie tendiente a la extinción y de la cual se tiene poca información.

Las plántulas crecidas en el sustrato tres son las que presentan una tasa relativa de crecimiento de 0.0185, el mayor dato registrado.

Calibanus hookerii es una planta con una baja tasa relativa de crecimiento, lo cual se relaciona con su longevidad y el ambiente en el que habita.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abraham de Noir, F y M, Ruiz de Riberi. 1995. Laboratorio de semillas forestales. En: Bosques y Desarrollo. Organización Internacional de Maderas Tropicales. (14): 24-28 p.

Aguilera, C y E, R, Martínez. 1990. Relaciones Agua, Suelo, Planta, Atmósfera. 3º Edición. U. A. CH. Chapingo. México. 312 pp.

Alanís-Flores, G. J., S. Favela Lara y C. G. Velazco Macias. 2001. Notas sobre la aclimatación y reproducción de *Calibanus hookeri* (Lem.) Trel. "Sacamecate" en un jardín botánico. Cact. Suc Mex 46: 40-44.

Alonso, D., J, L, Durán., E, Frómeta, N, Martín y C, Gutiérrez. 1975. Compendio de Suelos. Instituto Cubano del Libro, Pueblo y Educación. Cuba. Vol. 1. 142 pp.

Aparicio Rentería, A., H, Cruz Jiménez y J, Alba Landa. 1999. Efecto de seis sustratos sobre la germinación de *Pinus patula* Sch. Et Cham., *Pinus montezumae* Lamb. y *Pinus pseudotrobus* Lindl. En condiciones de vivero. Foresta Veracruzana, Vol. 1 (002): 31-34.

Azcón, B. J y M, Talón. 2003. Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGrawHill/Interamericana. España. 533 pp.

Bewley, J. D., M, Black. 1994. Seeds, Physiology of development and germination. Plenum Publishing Corporation. 2º edición. N. Y. 447 pp.

Black, A. 1975. Relaciones Suelo-Planta. Editorial Hemisferio Sur, Argentina.

Donahue, R. L. 1981. Introducción a los suelos y al crecimiento de las plantas. Prentice/Hall. España. 624 pp.

Fenner, M. 1985. Seed Ecology. Chapman and Hall. Great Britain. 151 pp.

Fenner, M and K, Thompson. 2005. The Ecology of Seeds. Cambridge University Press. USA. 250 pp.

Flores García, A., J, Álvarez Moctezuma., J, Guadalupe., J, L, Rodríguez de la O., A, Corona Ambris. 2008. Germinación *in vitro* de semillas de *Nolina parviflora* (H.B.K.) Hemsl. Foresta Veracruzana, Vol. 10 (2): 27-33.

García Breijo, F. J., J, Rosello Caselles. 2006. Introducción al funcionamiento de las plantas. Universidad de Valencia, Servicio de Publicación. España. 182 pp.

Gilbert, S. F. 2005. Biología del Desarrollo. Editorial Médica Panamericana. 7^o edición. Uruguay. 881 pp.

Giral, F. C., Rivera y García, P. L. 1984. Cardenagenin, a steroidal sapogenin from *Calibanus hookerii*. Phytochemistry. 23 (9): 2089-2090.

Golubov, J., M. C. Mandujano., S. Arizaga., A. Martínez-Palacios., P. Koleff. 2007. Inventarios y conservación de Agavaceae y Nolinaceae. Pág 133-152. Colunga-García Marín, P., A. Larqué Saavedra., L.E. Eguiarte., D. Zizumbo-Villareal. En lo ancestral hay futuro: del tequila, los mezcales y otros agaves. Centro de Investigación Científica de Yucatán A. C. México.

Gonzalez, Y., Sánchez, J. A., Reino, J., Montejo, L. A. 2009. Efecto de los tratamientos de hidratación-deshidratación en la germinación, la emergencia y el vigor de las plántulas de *Albizia lebbek* y *Gliricidia sepim*. Pastos y Forrajes Vol 32 (3):1-9.

Harper, J. L. 1977. Population biology of plants. London Academic Press, London. 892 pp.

Hartmann, H. T., E, Dale. 1975. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Editorial continental. México.

Herrera Rojas, D. 2001. Germinación de *Escontria chiotilla* (Weber) Rose y *Myrtillocactus geometrizans* (Bravo) Backeberg en diferentes suelos y niveles de humedad. Tesis Licenciatura (Biólogo). Escuela Nacional de Estudios Profesionales, Iztacala.

Kigel, J y G, Galili. 1995. Seed development and germination. Marcel Dekker. USA. 853 pp.

Lambers, H., F, S. Chapin III, T, L. Pons. 1998. Plant Physiological Ecology. Springer. New York. 540 pp.

Martínez, D., A, Flores-Martínez., F, López y G, Manzanero. 2001. Aspectos ecológicos de *Mammillaria oteroi* Glass y R. Foster en la región miexteca de Oaxaca, México. Cactáceas y Suculentas Mexicanas 46 (2) 32-39.

Méndez Natera, J. R., Merazo Pinto, J. F., Montaña Mata, N. J. 2008. Relación entre la tasa de imbibición y el porcentaje de germinación en semillas de maíz (*Zea mays* L.), caraota (*Phaseolus vulgaris* L.) y quinchoncho (*Cajanus cajan* L.) (Mill.). Revista UDO Agrícola Vol. 8 (1): 61-66.

Muñoz-Iniestra, D. J., Mendoza, C. A., López, G. F., Soler, A. A y Hernández, M. M. M. 2000. Edafología Manual de Métodos de Análisis del Suelo. UNAM, FES Iztacala. México. 82 pp.

Murray, D. R. 1984. Germination and Reserve Mobilization. Academic Press. Australia. 295 pp.

NOM-O59-ECOL-2001. 2002. SEMARNAT. Diario Oficial de la Federación.

Moreno, C. P. 2003. Vida y obra de granos y semillas. Fondo de Cultura Económica. México. 207 pp.

Quijas, M. J. 2005. Aspectos compartivos de tres especies de cactáceas *Echinocactus grusonii*, *Echinocactus platyacanthus* y *Coryphantha erecta*. Tesis licenciatura (Biólogo): UNAM. México.

Ramírez T. H. M. 2010. Características bioquímico-fisiológicas de la germinación y desarrollo de plantas jóvenes de maguey (*Agave*) y su relación con la especie, temperatura y potencial de agua del sustrato. Tesis doctoral. Programa Multidisciplinario de Posgrado en Ciencias. Universidad Autónoma de San Luis Potosí.

Reyes-Bautista, Z. 2002. Ecología de la semilla de *Nolina parviflora* (H. B. K.) Hemsl. (Nolinaceae). Tesis licenciatura (Ingeniero forestal). UACH. México.

Rojas Aréchiga, M y C, Vázquez Yañes. 2000. Cactus seed germination: a review. Journal of Arid Environments Vol. 44: 85-104.

Ruedas, M. M. 1999. Germinación y crecimiento temprano de *Mammillaria magnimamma*. Tesis licenciatura (Biólogo). UNAM. México.

Ruedas, M., T, Valverde y Castillo Argüero, S. 2000. Respuesta germinativa y crecimiento de plántulas de *Mammillaria magnimamma* (Cactaceae) bajo diferentes condiciones ambientales. Boletín de la Sociedad Botánica de México 066: 25-35.

SADDLEBACK. 2008. Plants. Saddleback Editorial Publishint. C. A. 64 pp.

Salas Salmerón, F. K. 2002. Aspectos generales de la germinación y establecimiento de plántulas

de *Agave marmorata* Roezl. Proyecto de Servicio Social. Licenciatura en Biología. Universidad Autónoma de México-Iztapalapa.

Sampeiro, R. O. 2008. Germinación de semillas: Manual de divulgación para uso en instituciones de educación.

Sánchez, J. A., E, Calvo., Orta, R y Muñoz, B. 1997. Tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación para semillas de pepino (*Cucumis sativus* L.). Acta Botánica Mexicana 38: 13-20.

Sánchez, J. A., Orta, R y Muñoz, B. 2001. Tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación de las semillas y sus efectos en plantas de interés agrícola. Agronomía Costarricense Vol. 25 (001): 67-91.

Sánchez-Salas, J., Flores, J y Martínez, G. E. 2006. Efecto del tamaño de semilla en la germinación de *Astrophytum myriostigma* Lemaire. (Cactaceae), especie amenazada de extinción. Interciencia Vol. 31 (5): 371-375.

Serrano Casas, H., Solano, C. E., Ocampo, L. A. 2000. Morfología de semillas, germinación y desarrollo postemergente de tres especies del género *Polyanthes* L. (Agavaceae). Boletín de la Sociedad Botánica de México 66: 55-65.

Sierra de Mayorga, C del C. 2002. Saponinas en *Calibanus hookeri* y síntesis del acetilsalicilato de guayacol. Tesis de Maestría (Farmacia Química Farmacéutica). Facultad de Química, UNAM.

Vázquez-Yañes, C. 1997. Como viven las plantas. FCE. Segunda edición. México. 95 pp.

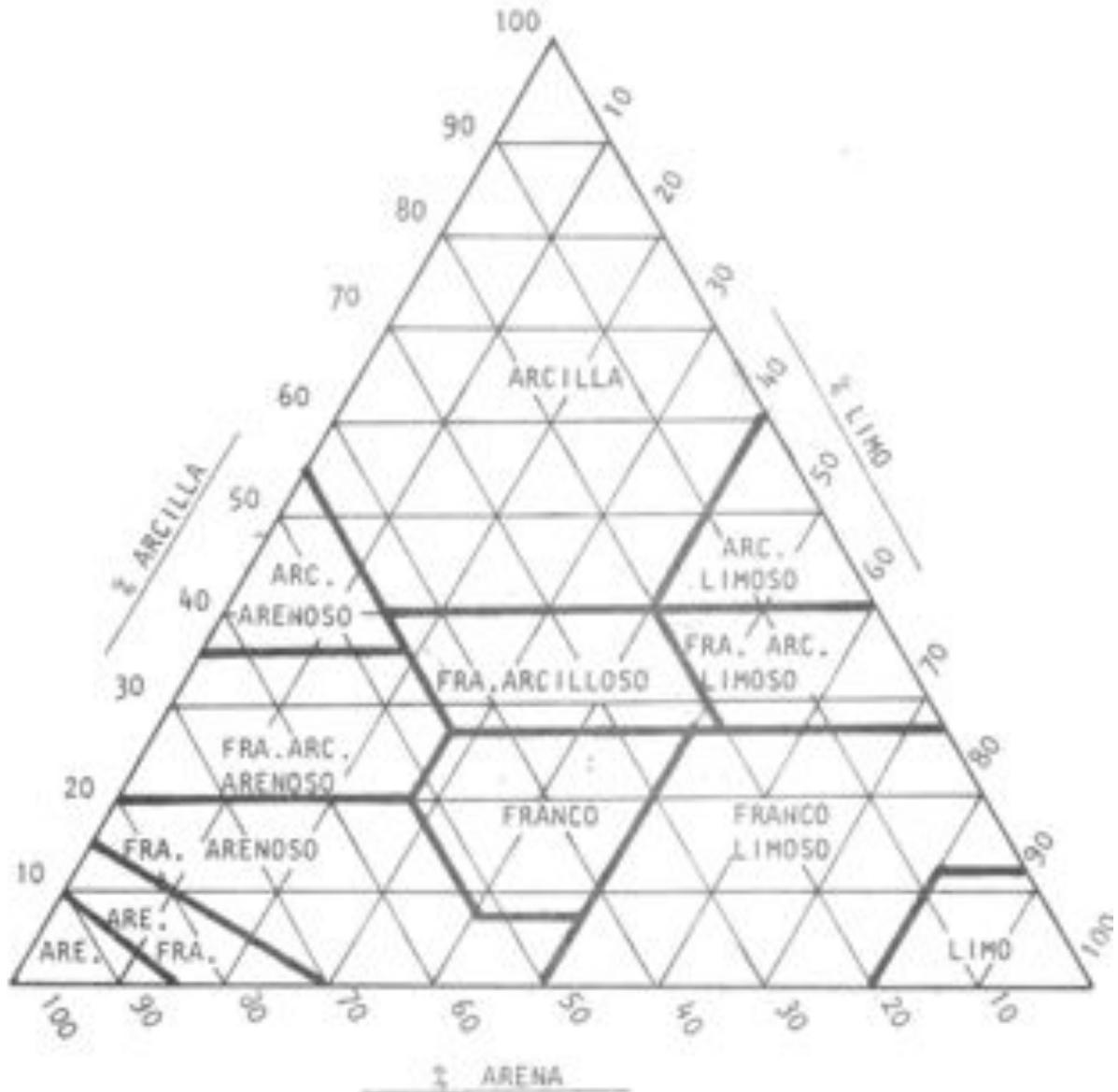
Vázquez-Yanes, C., Orozco, A., Rojas, Sánchez, M. M., Cervantes, V. 1997. La reproducción de las plantas: semillas y meristemas. FCE. México, D.F. 170 pp.

Viso, G., Betty. 1970. Estudio morfológico y anatómico de *Calibanus hookeri* Trelaseae (Agavaceae). Tesis de licenciatura (Biólogo). Facultad de Ciencias.

9. ANEXOS

Anexo 1: Análisis físicoquímico del suelo

Triángulo de texturas



(Rucks, L. *et al*, 2004)

Tabla de valores de Densidad aparente

Categoría	Valor (g/cm ³ o Mg m ⁻³)
Bajo	0.7 - 0.9
Medio	1.0 - 1.2
Alto	1.3 - 1.4

Valores de Densidad real

Categoría	Valor (g/cm ³ o Mg m ⁻³)
Bajo	2.20 - 2.40
Medio	2.50 - 2.75
Alto	2.80 - 3.00

Criterios para definir una categoría de porosidad

Categoría	Valor (%)	Categoría	Valor (%)
Muy bajo	< 15	Alto	51-70
Bajo	15-30	Muy Alto	< 70
Medio	31-50		

Categorías para materia orgánica del suelo

Categoría	Valor (%)	Categoría	Valor (%)
Extremadamente pobre	< 0.6	Moderadamente rico	2.5 - 5.0
Pobre	0.6 - 1.2	Rico	5.1 - 14.0
Moderadamente pobre	1.3 - 1.8	Extremadamente rico	<14.0
Medio	1.9 - 2.4		

Criterios para describir al suelo según su valor de pH

Categoría	Valor	Categoría	Valor
Extremadamente ácido	< 4.5	Neutro	6.7 - 7.4
Muy fuertemente ácido	4.6 - 5.1	Ligeramente alcalino	7.5 - 7.9
Fuertemente ácido	5.2 - 5.6	Moderadamente alcalino	8.0 - 8.4
Moderadamente ácido	5.7 - 6.1	Fuertemente alcalino	8.5 - 8.9
Ligeramente ácido	6.2 - 6.6	Muy fuertemente alcalino	> 9.1

Anexo 2. Análisis estadístico

ANOVA de dos factores para evaluar el efecto del tratamiento de imbibición, así como el tipo de sustrato en la germinación de *C. hookerii* con un nivel de significancia de $\alpha=0.05$.

FUENTES DE VARIACIÓN	SUMAS DE CUADRADOS	GRADOS DE LIBERTAD	CUADRADOS MEDIOS	FO
Factor A (sustrato)	2601	1	2601	48.8
Factor B (imbibición)	1089	1	1089	25.8
Interacción	121	1	121	2.87
Error	548	13	42.15	
Total	3819	15		