

Manual de propagación de plantas superiores



Helia Reyna Osuna Fernández
Aída Marisa Osuna Fernández
Andrés Fierro Álvarez

Manual de propagación de plantas superiores

Helia Reyna Osuna Fernández
Aída Marisa Osuna Fernández
Andrés Fierro Álvarez

Universidad Nacional Autónoma de México
Universidad Autónoma Metropolitana



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

Rector General

Dr. Salvador Vega y León

Secretario General

M. en C.Q. Norberto Manjarrez Álvarez

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA-XOCHIMILCO

Rectora

Dra. Patricia E. Alfaro Moctezuma

Secretario

Lic. G. Joaquín Jiménez Mercado

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

Director

Mtro. Rafael Díaz García

Secretaria Académica

Dra. Leonor Sánchez Pérez

Manual de propagación de plantas superiores

Primera edición digital: 2017

ISBN: 978-607-28-1054-9

ISBN: 978-607-02-9297-2

D.R. © UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

Unidad Xochimilco

Calzada Del Hueso 1100 Col. Villa Quietud, Del. Coyoacán

C.P. 04960, México, D.F., Tel.: 5483 7000 ext. 3783

Esta obra se publicó en el marco de la Convocatoria para la obtención de apoyo para publicaciones, emitida por la Rectoría de la Unidad Xochimilco en enero de 2016.

Impreso y hecho en México

*Las raíces de los árboles y las estrellas son una sola,
cuando cae un árbol, cae una estrella.
Poesía Maya.*

Introducción

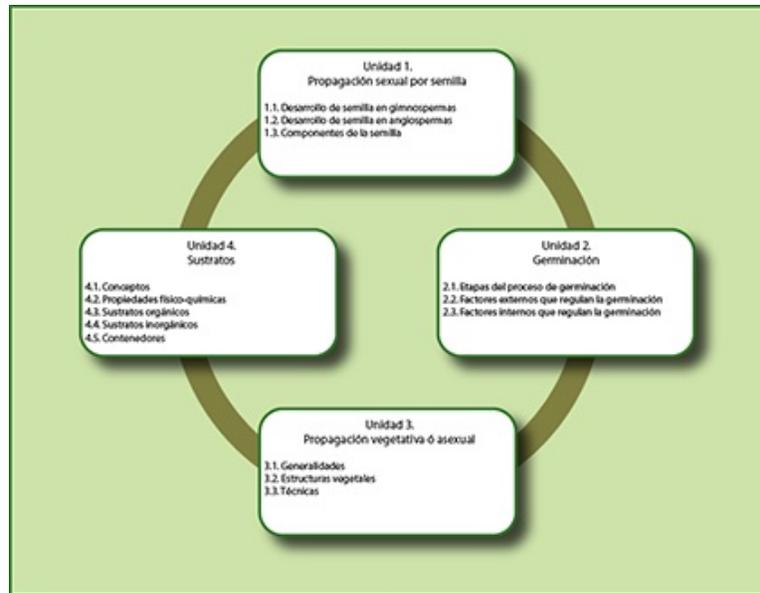
La propagación de plantas ha sido una parte fundamental en la historia de la humanidad. La agricultura comenzó hace 10000 años cuando los antiguos grupos humanos comenzaron a cultivar plantas y domesticar animales, desde entonces, las sociedades humanas no pueden existir sin la disponibilidad de alimento, fibras y demás productos obtenidos de plantas cultivadas. La propagación de estas plantas útiles permite multiplicarlas y preservar su información genética (Beyl y Trigiano, 2008).

Existen básicamente dos alternativas de propagación de plantas: sexualmente a través de semillas o asexualmente mediante tejidos vegetales. Estos últimos conservan la potencialidad de multiplicación y diferenciación celular para generar nuevos individuos con partes vegetativas de la planta.

La propagación de plantas involucra la aplicación de principios y conceptos biológicos enfocados a la multiplicación de plantas útiles de un genotipo específico. Esta multiplicación se realiza a través de propágulos, los cuales se definen como cualquier parte de la planta que se utilice para producir una nueva planta o una población. Los propágulos incluyen semillas, segmentos de tejido, yemas, explantes, esquejes o estacas, y diversas estructuras especializadas como bulbos, cormos o tubérculos. Uno de los principios en los que se basa la propagación de las plantas es el de totipotencia, característica de la célula para reproducir un organismo entero ya que posee toda la información genética necesaria (Hartmann *et al.*, 1997). El presente manual aborda las bases de las técnicas de propagación de plantas a través de semillas, acodos, esquejes e injertos. Considerando la pérdida de recursos vegetales no sólo en nuestro país sino a escala mundial, es relevante la difusión del conocimiento respecto a la propagación de plantas superiores para promover la conservación de estos recursos. Ya que la propagación involucra la aplicación de principios y conceptos biológicos enfocados a la multiplicación de plantas de un genotipo específico, esta obra constituye una visión integral de los múltiples factores que son necesarios considerar para lograr una propagación exitosa de las plantas superiores.



Guía Visual



Íconos



Tema



Objetivo



Actividad



Tema



Glosario



Bibliografía



Objetivo general del manual

Conocer técnicas de propagación de plantas superiores a través de semillas, esquejes, acodos e injertos para incrementar la productividad vegetal.



*A los hombres les encanta maravillarse.
Esto es la semilla de la ciencia
Ralph Waldo Emerson.*

Unidad 1

Propagación sexual por semilla



Objetivo

Comparar el desarrollo de las semillas en gimnospermas y angiospermas y definir sus características para comprender su importancia en la propagación de las especies vegetales.

La semilla es el órgano de propagación a través del cual el nuevo individuo se dispersa. El éxito con el cual este nuevo individuo se establece (tiempo, lugar y vigor de la plántula), está en gran medida determinado por las características fisiológicas y bioquímicas de la semilla. Sin embargo hay factores externos que no siempre son favorables para que esto ocurra como el suelo, clima, competencia y depredación entre otros. Las respuestas de las semillas al ambiente y las sustancias de reserva que contiene (carbohidratos, lípidos, proteínas), son de gran importancia para el éxito del establecimiento de la plántula hasta que ésta sea capaz de utilizar la luz y hacerse autótrofa (Bewley y Black, 1994; Orozco y Sánchez, 2013).

La diversidad genética de las semillas provee los genes a partir de los cuales las plantas cubren la mayor parte de la superficie terrestre con sus

variaciones ambientales. La selección de semillas ha permitido a los humanos domesticar plantas específicas de valor como alimento, medicina, fibras y madera. Las semillas y las plantas a las que dan origen, son también fuente de otros productos como bebidas, medicinas, fibras, detergentes, cosméticos y una gran variedad de productos industriales como papel, resinas, pinturas, entre otros usos como plantas de ornato y elaboración de joyería artesanal. La agricultura y la civilización han progresado simultáneamente con la manipulación de semillas y a lo largo de la historia han llevado al desarrollo de nuevos cultivos y variedades como el maíz, que dio origen a importantes culturas en América. Las semillas han sido y seguirán siendo la principal fuente de alimentos en el mundo, por ejemplo: las semillas de la familia Poaceae (donde se encuentran los cereales como el maíz) y Fabaceae (donde se encuentran las leguminosas como el frijol y el chícharo), constituyen la base de la alimentación mundial. Mientras los cereales aportan carbohidratos, las leguminosas son una fuente importante de proteínas. Por otro lado, semillas oleaginosas como el girasol y la soya, proporcionan aceites y proteínas en la dieta humana (Moreira y Nakagawa, 1988). El tamaño y forma de las semillas varía grandemente entre las diferentes especies de plantas, desde las pequeñas semillas de las orquídeas, tabaco y algunos pastos, hasta las grandes semillas como el coco. Pueden ser redondas, ovaladas, triangulares, elípticas, alongadas o irregulares en su forma ([Figura 1](#)). El color es también muy variado, desde el café o negro hasta el rojo, amarillo, púrpura, verde, blanco o semillas multicolores. La cubierta de la semilla puede ser rugosa, suave, dura y tener estructuras importantes para su dispersión, la cual puede llevarse a cabo por el agua, viento, aves u otros animales (Desai, 1997).



Figura 1. Diversidad de semillas. **a.** Manzanilla (*Matricaria recutita* L.); **b.** Ajenjo (*Artemisia absinthium* L.); **c.** Borraja (*Borago officinalis* L.); **d.** Albahaca (*Ocimum bacilicum* L.); **e.** Árnica (*Heterotheca inuloides* Cass.); **f.** Chicalote (*Argemone ochroleuca* Sweet.); **g.** Flor de manita (*Chiranthodendron pentadactylon* Larr.); **h.** Hinojo (*Foeniculum vulgare* Mill.); **i.** Toloache (*Datura stramonium* L.); **j.** Valeriana (*Valeriana edulis* ssp. *Procera* (H.B.K.) Meyer).

Dos grupos de plantas producen semillas: gimnospermas y angiospermas. Las gimnospermas producen semillas *desnudas*, como en las coníferas, donde las semillas se desarrollan en las escamas de los conos o estróbilos. En las angiospermas, el óvulo y la semilla se desarrollan dentro de un ovario, el cual dará origen al fruto (Bewley y Black, 1994). La vida de una semilla inicia con la fecundación y desarrollo en la planta madre, y concluye con su germinación. En este lapso de tiempo, la semilla interactúa con factores ambientales y bióticos que rodean a la planta madre y/o en el banco de semillas del suelo (Márquez *et al.*, 2013).



1.1. Desarrollo de semilla en gimnospermas



Objetivo

Conocer el ciclo de vida de las gimnospermas para distinguir el origen de la semilla y sus estructuras.

Las semillas de las gimnospermas se producen en estróbilos, con excepción de *Ginkgo* y *Taxus*. Están formadas por un embrión y un tejido de reserva que proviene del gametofito femenino, cubiertos por la testa que es una capa protectora dura. Algunas pueden presentar estructuras como alas o cubiertas blandas y jugosas que favorecen la dispersión (Velázquez y Fonseca, 2009).

Los órganos reproductores se presentan generalmente en estróbilos. Los microestróbilos son relativamente pequeños, son simples y están formados por microesporófilas dispuestas alrededor de un eje ([Figura 2](#)). En la cara abaxial de la microesporófila se desarrollan 2 y hasta 40 sacos polínicos dependiendo del grupo. Los megaestróbilos son compuestos, ya que están constituidos de brácteas y escamas ovulíferas dispuestas helicoidalmente alrededor de un eje ([Figura 3](#)). En la superficie adaxial de las escamas se encuentran los óvulos. La polinización es por viento (anemófila) y algunos granos de polen presentan sacos aéreos que favorecen este proceso. La penetración del polen al megasporangio se facilita por la acción de una gota mucilaginosa exudada por su ápice, donde queda atrapado el grano de polen, que al secarse lo acarrea a la cámara polínica. Dentro de la cámara polínica el microgametofito emite un tubo polínico. Después de la fertilización el cigoto se polariza y realiza de 2 a 8 divisiones nucleares libres, los grupos superiores forman el suspensor y células vegetativas, mientras que el grupo inferior de núcleos puede funcionar después de la citocinesis como proembriones, los cuales dan a lugar a 3 o 4 embriones pero sólo uno llega a la madurez (Tejero y Granillo, 2008). El gametofito es digerido conforme avanza el desarrollo embrionario y en la cavidad que se forma se reacomoda el suspensor en su proceso de elongación.



Figura 2. Microestróbilos *Cupressus* spp.



Figura 3. Megaestróbilo *Cupressus* spp.

Cuando las semillas maduran, los conos siguen desarrollándose (proceso que puede tardar hasta tres estaciones de crecimiento), posteriormente las brácteas-escamas ovulíferas se separan y se recurvan (como en *Pinus*) ([Figura 4](#)), o se desprenden del eje (como en *Abies*). En el caso de *Araucaria* las brácteas y escamas están fusionadas y encierran a la semilla; en *Juniperus* todo el cono forma una estructura carnosa que será distribuida por algunos animales (Tejero y Granillo, 2008).



Figura 4. Cono *Pinus* spp.



Actividad 1. Ciclo de vida de las gimnospermas

Instrucciones

Coloca el nombre de las estructuras en los espacios correspondientes: grano de polen, esporofito, meiosis, microestróbilo, semilla, fecundación ([Figura 5](#)).

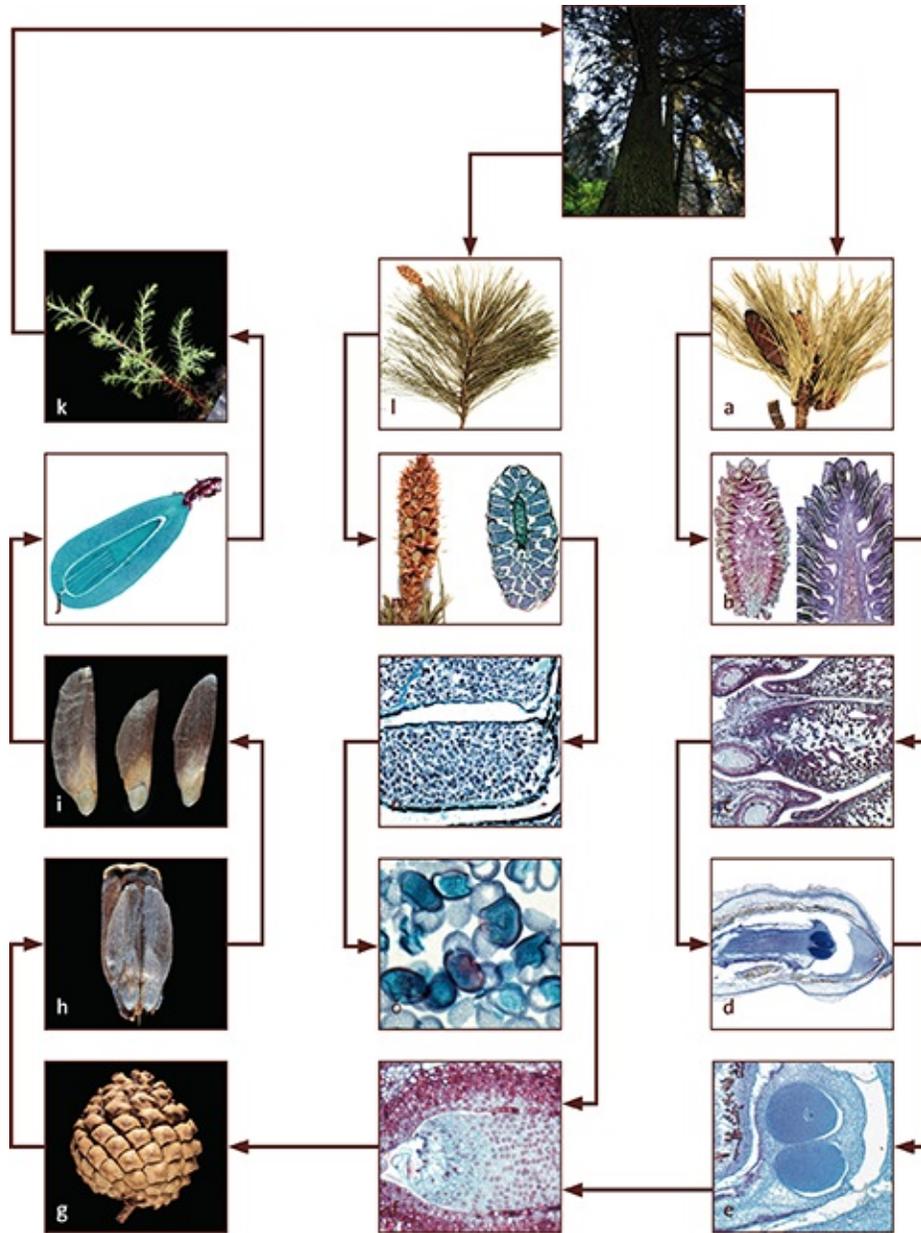


Figura 5. Ciclo de vida de una gimnosperma: **a.** Megaestróbilos; **b.** Cono femenino; **c.** Escama con megaspora; **d.** Arquegonio; **e.** Oosfera; **f.** Polinización; **g.** Cono maduro; **h.** Escama con semillas; **i.** Semillas; **j.** Embrión; **k.** Plántula; **l.** Microestróbilos; **m.** Cono masculino; **n.** Escama con microesporas; **o.** Polen.



1.2. Desarrollo de semilla en angiospermas



Objetivo

Conocer el ciclo de vida de las angiospermas para distinguir el origen de la semilla y sus estructuras y compararlo con el desarrollo de la semilla en gimnospermas.

Los órganos reproductores de una angiosperma están ubicados en la flor. Las flores pueden ser hermafroditas (con androceo y gineceo funcionales) y se les llama perfectas ([Figura 6a](#)), o bien pueden ser imperfectas cuando uno de los dos sexos falta (monoico o dioico). Se les llama entonces flor estaminada (masculina) ([Figura 6b](#)) o pistilada (femenina) ([Figura 6c](#)) (Tejero y Granillo, 2008). Poseen un ciclo de vida con alternancia de generaciones, donde la generación esporofítica es la dominante, mientras que la generación gametofítica se encuentra limitada, en la mayoría de los casos, a un número relativamente pequeño de células (Trigiano *et al.*, 2008; Márquez *et al.*, 2013).

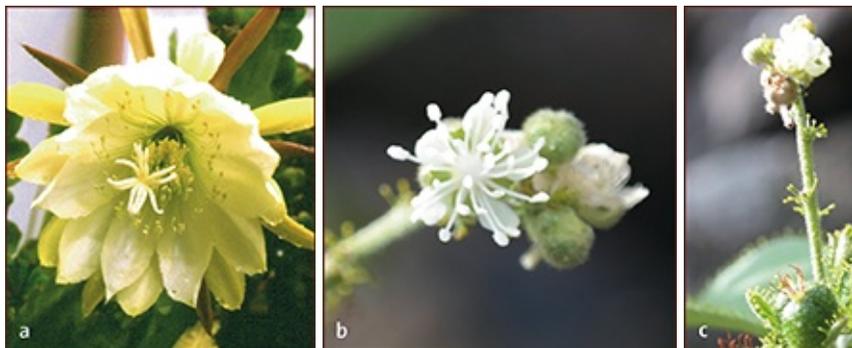


Figura 6 a. Flor perfecta *Ipomoea murucoides*; b. Flor estaminada *Croton* spp; c. Flor pistilada *Croton* spp.

El proceso reproductivo puede dividirse en cuatro partes: 1) Esporogénesis o gametogénesis masculina, 2) Esporogénesis o gametogénesis femenina, 3) Polinización y 4) Fertilización, embriogenia y semilla (Tejero y Granillo, 2008).

Esporogénesis masculina: los sacos polínicos o microesporangios se desarrollan de una esporófila llamada estambre, formado por filamento y antera. En el tejido esporógeno se llevará a cabo la microesporogénesis que por meiosis dará origen a los granos de polen ([Figura 7a](#)). Estos presentan una

cubierta formada por exina (politerpeno) e intina (carbohidratos), y zonas adelgazadas por donde emerge el tubo polínico ([Figuras 7b, 7c](#)). Por mitosis se genera la célula del tubo y la célula generatriz o sexual, que dará origen a dos células espermáticas.

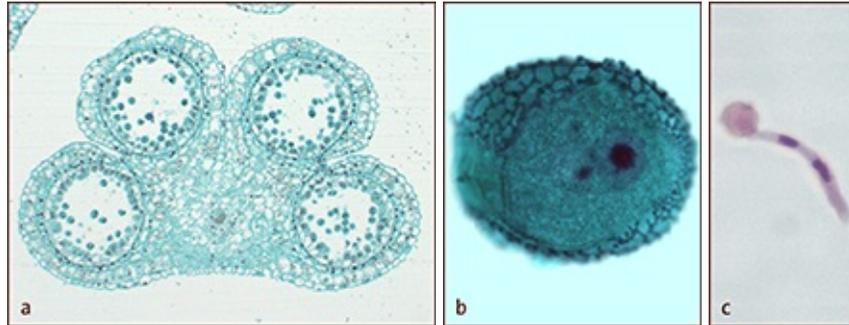


Figura 7 a. Microesporogénesis. Antera Lily 2×; b. Grano de polen Lily 100×; c. Germinación grano de polen 20×.

Esporogénesis femenina: Dentro del ovario de la flor se diferencia la célula madre de la megáspora (CMMe), rodeada por la nucela ([Figura 8](#)). Por meiosis forma cuatro megásporas de las cuales tres degeneran y por mitosis origina el gametofito femenino o saco embrionario formado por siete células: la ovocélula rodeada por tres células sinérgidas, dos antípodas en la cálaza y la célula central binucleada (núcleos polares) ([Figura 8](#)).

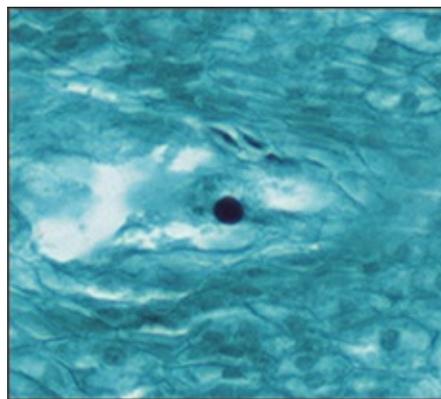


Figura 8. CMMe en saco embrionario de Lily 20×.

Polinización: es el proceso mediante el cual los granos de polen de las flores se transfieren mediante uno o varios vectores hasta el

estigma del pistilo (a diferencia de las gimnospermas en las que llega al micrópilo). Los agentes encargados de la polinización pueden ser el viento (anemofilia), animales (zoofilia) o el agua (hidrofilia). En el estigma, el tubo polínico emerge por las aberturas del grano de polen para llegar hasta el óvulo donde se lleva a cabo la fertilización.

Fertilización, embriogenia y semilla: el tubo polínico penetra generalmente a través del micrópilo y se descargan las dos células espermáticas del tubo polínico llevándose a cabo el proceso de doble fecundación (único en angiospermas). Un núcleo espermático fertiliza a la ovocélula y da origen al cigoto; el otro núcleo espermático se fusiona con la célula central binucleada originando el endospermo (triploide) ([Figura 9](#)). A partir del cigoto, el desarrollo embrionario es de tipo celular. La cubierta seminal se origina a partir de los tegumentos que rodean el saco embrionario y el desarrollo de la pared del ovario dará origen al fruto (Tejero y Granillo, 2008).

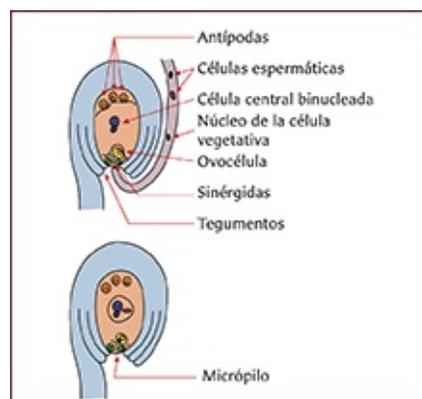


Figura 9. Doble fecundación.



Actividad 2. Ciclo de vida de las angiospermas

Instrucciones

Coloca el nombre de las estructuras en los espacios correspondientes: saco embrionario, meiosis, granos de polen, estambre, esporofito, estigma, gineceo, cubierta seminal, tubo polínico, fecundación ([Figura 10](#)).

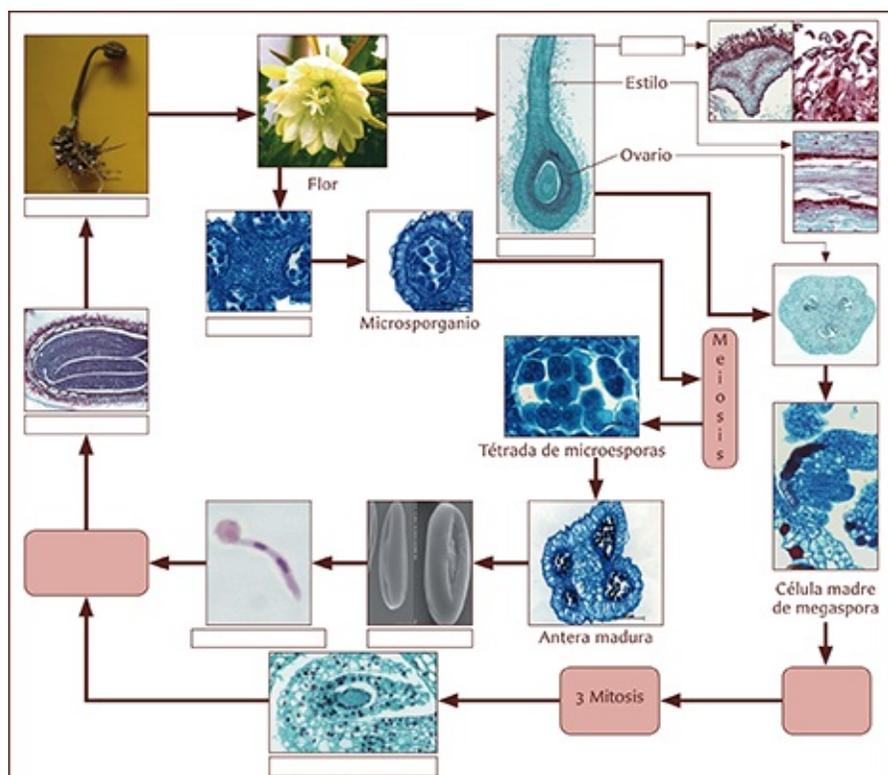


Figura 10. Ciclo de vida de una angiosperma.



1.3. Componentes de la semilla



Objetivo

Reconocer los componentes de la semilla para relacionarlos con el proceso de germinación.

La semilla se desarrolla del óvulo fecundado. Las semillas generalmente están formadas por el embrión, el endospermo y la cubierta seminal. Todas las semillas maduras tienen un embrión y cubierta seminal; el endospermo o perispermo puede estar o no presente. El perispermo se deriva de la nucela del óvulo, en algunas especies puede ser el principal almacenamiento de reservas como ocurre en el café y *Yucca* spp. En gramíneas (familia Poaceae), el endospermo es el principal reservorio de reservas en la semilla

madura y el cotiledón está reducido y modificado formando un escutelo ([Figura 11](#)) (Bewley y Black, 1994). El embrión está formado por un eje embrionario y uno o dos cotiledones. El eje embrionario está formado por la radícula, el hipocótilo y el ápice del tallo con las primeras hojas verdaderas (plúmula) ([Figura 11](#)).

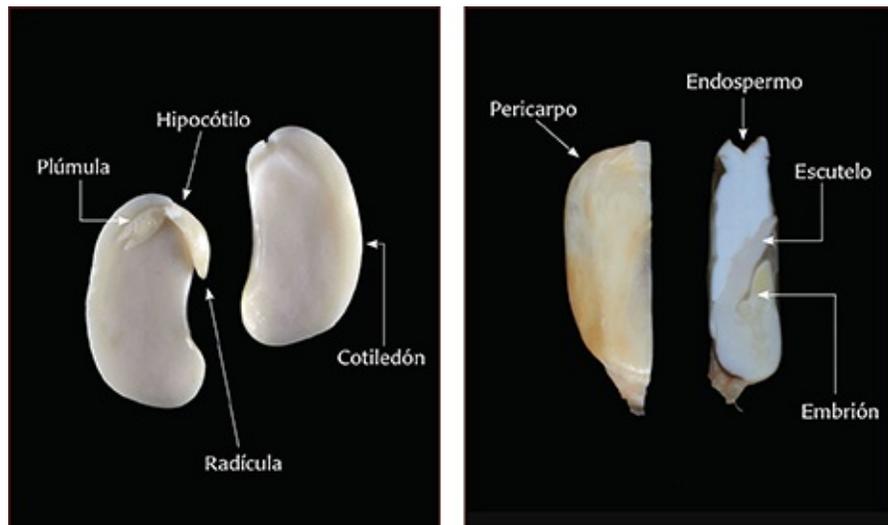


Figura 11. Semilla de frijol (*Phaseolus vulgaris*) y maíz (*Zea mays*).

La forma y tamaño del embrión en relación con otras estructuras son variables, por ejemplo, en semillas sin endospermo (como en las leguminosas), los cotiledones son el sitio de almacenamiento de las reservas (proteínas, lípidos y/o carbohidratos); en semillas de muchas especies parásitas los cotiledones están ausentes o en muchas especies de coníferas se desarrollan varios cotiledones. La poliembrionía (más de un embrión por semilla) ocurre en algunas especies como por ejemplo los géneros *Opuntia* y *Citrus*. No todas las semillas tienen un embrión maduro cuando se liberan de la planta madre, por ejemplo las semillas de orquídeas contienen embriones inmaduros y no tienen endospermo; en algunas especies el desarrollo embrionario ocurre hasta después de que la semilla se ha dispersado (Bewley y Black, 1994).

Las sustancias de reserva en las semillas son principalmente *carbohidratos, lípidos y proteínas*. Los *carbohidratos* son los componentes más importantes en los cereales, constituyen aproximadamente el 83% de la materia seca total de las semillas siendo el almidón el principal carbohidrato de almacenamiento en las semillas. Los mucílagos, constituidos

principalmente por azúcares, pueden presentarse frecuentemente en la cubierta de las semillas de algunas especies y están relacionados la absorción de agua durante la germinación o con la dispersión. Los *lípidos* se presentan generalmente en forma de triglicéridos, predominando los ácidos grasos no saturados; contienen también fosfolípidos, glicolípidos y tocoferoles. Entre los componentes químicos de las semillas, las *proteínas* generalmente aparecen en menor proporción que los carbohidratos o los lípidos; se encuentran en todos los tejidos de las semillas con mayores concentraciones en el embrión. Se pueden diferenciar cuatro clases de proteínas en las semillas: albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas cuyo contenido varía entre las diferentes especies. Por ejemplo las glutelinas y prolaminas son los principales componente de proteína en los cereales (Moreira y Nakagawa, 1988). Además de estas principales sustancias de reserva, pueden tener otros componentes como la *fitina*, una importante fuente de fosfato y elementos minerales en la semilla (Azcón-Bieto y Talón, 2008).

La traslocación o no de las reservas a los cotiledones divide a las semillas en endospérmicas y no endospérmicas. En las semillas endospérmicas como el jitomate (*Lycopersicon esculentum*), el ricino (*Ricinus communis*), el tabaco (*Nicotiana tabacum*) y los granos de cereales como el maíz (*Zea mays*) el endospermo está presente en las semillas maduras como tejido de reserva y puede aportar nutrientes en los primeros días de desarrollo de la plántula. En las semillas no endospérmicas, el endospermo es absorbido por los cotiledones durante el desarrollo por lo que la semilla madura contiene poco endospermo o carece de él. Ejemplo de semillas no endospérmicas son las semillas de leguminosas como el frijol (*Phaseolus vulgaris*), *Arabidopsis thaliana* o la canola (*Brassica napus*) (Márquez *et al.*, 2013).



Actividad 3. Identificación de sustancias de reserva en la semilla

Instrucciones

1. 24 horas antes de realizar la actividad, coloca en algodón húmedo 10 semillas de maíz, 10 de frijol y 10 semillas de girasol, para que se hidraten.

2. Con una navaja corta a la mitad cada semilla y colócala en una caja Petri (una caja por cada tipo de semilla).
3. Cubre por completo las semillas con los siguientes reactivos: semillas de maíz con lugol y semillas de girasol con Sudán III. Macera las semillas de frijol y añade reactivo de Biuret.
4. Después de 2 horas enjuaga las semillas e identifica las principales sustancias de reserva de cada tipo de semillas:
 - Semillas de maíz: se tiñe de morado-negro el endospermo por sus reservas de almidón.
 - Semillas de frijol: se tiñe de color morado por sus reservas de proteínas.
 - Semillas de girasol: se tiñen de rojo por sus reservas lipídicas.

Preparación de Reactivo de lugol: En un vaso de precipitados, añadir 1 g de yodo y 2 g de yoduro de potasio. Mezclar en seco y añadir 25 mL de agua destilada. Cuando se ha disuelto completamente añadir 75 mL de agua para un total de 100 mL.

Reactivo de Sudán III: Disolver 0.5g de Sudán III en 100 mL de etanol al 70%. Disolver en baño maría y filtrar. El etanol al 70% se prepara con 73 mL de etanol al 96% y se afora a 100 mL con agua destilada.

Reactivo de Biuret: Disolver 0.75 g de sulfato de cobre en 1000 mL de hidróxido de potasio 2M. Ésta solución se prepara disolviendo 112.2g de KOH en 1L.



Conclusión

La semilla es el más complejo y diverso medio de reproducción sexual y adaptación de las plantas vasculares. Desde su aparición, las plantas con semilla han dominado casi todos los ecosistemas terrestres, su sistema de reproducción les permite explotar hábitats no accesibles a otras plantas.

La semilla es una estructura de resistencia, que permite la dispersión de la especie y a partir de la cual resurge la información del material genético.

Además de su importancia como medio de reproducción sexual, otro gran éxito de las especies que desarrollaron integumentos cerrados es el

amplio grado de modificaciones que esta forma pudo desarrollar, promoviendo su dispersión por animales y otros agentes, así como protección contra la depredación.

*Las semillas duermen en el secreto de la tierra
hasta que a una de ellas se le ocurre la fantasía de despertar*
Antonio de Saint-Exupéry.

Unidad 2

Germinación



Objetivo

*Distinguir las etapas del proceso de germinación para
identificar los factores que lo regulan.*

La germinación es el proceso que se inicia con la entrada de agua a la semilla (imbibición) y termina con la elongación del eje embrionario, generalmente la radícula, a través de la cubierta seminal. Incluye numerosos eventos como son la hidratación de proteínas y otras moléculas, cambios estructurales, respiración, síntesis de macromoléculas y crecimiento celular (Bewley y Black, 1994; Orozco y Sánchez, 2013).

Se considera que los principales eventos que conducen a la germinación se llevan a cabo en tres fases: *a)* imbibición, *b)* activación del metabolismo activo y *c)* germinación (protrusión de la raíz a través de la cubierta). Esta fase continúa con el crecimiento de la plántula (Simon, 1984;

Orozco y Sánchez, 2013).

La imbibición es un proceso físico que no es afectado por la temperatura (de 0 a 40°C). Durante la imbibición se recupera la integridad de las membranas que se había modificado con la deshidratación de la semilla. El proceso de imbibición es reversible durante la primera fase, la cual se caracteriza por un incremento en la toma de agua y oxígeno. En esta etapa la semilla embebida puede ser deshidratada y rehidratada sin perder su viabilidad. Una vez que el crecimiento de la radícula y desarrollo de la plántula han comenzado, el proceso de germinación no puede revertirse por deshidratación sin provocar la muerte de la plántula. La absorción de agua ocurre rápidamente en un lapso de una a dos horas (en semillas con cubierta permeable), independientemente de que la semilla esté latente o no y de estar viable o no ([Figura 12a](#)).

Una vez iniciada la imbibición se activa el metabolismo de la semilla, donde la síntesis de proteínas juega un papel importante en la germinación, crecimiento del eje embrionario, síntesis de enzimas hidrolíticas y maquinaria celular utilizada para la movilización de reservas (Bradbeer, 1988) ([Figura 12b](#)).

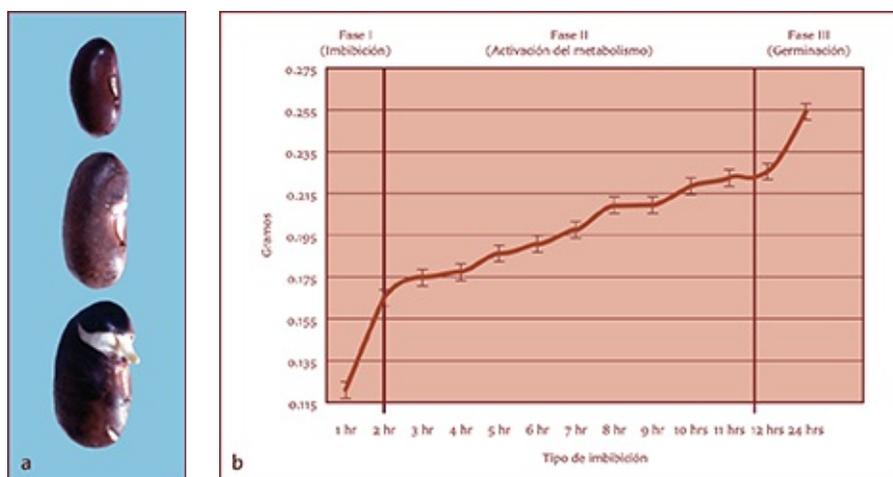


Figura 12. a. Imbibición de semilla de frijol (*Phaseolus vulgaris*); b. Curva imbibición.

Las características y propiedades de la cubierta seminal pueden impedir que se lleve a cabo el proceso de imbibición, lo cual provoca la latencia de las semillas (suspensión del crecimiento del embrión). La latencia impuesta por cubiertas impermeables puede tener diferentes efectos: interferencia con la toma de agua, restricción mecánica, interferencia con el

intercambio gaseoso o prevenir la salida de inhibidores, provocando latencia física en la semilla (Orozco y Sánchez, 2013). La impermeabilidad de las cubiertas involucra el depósito de sustancias impermeables incluyendo ceras, lignina, taninos, suberina, pectina y derivados de quinonas (Egley, 1989) ([Figura 13](#)).

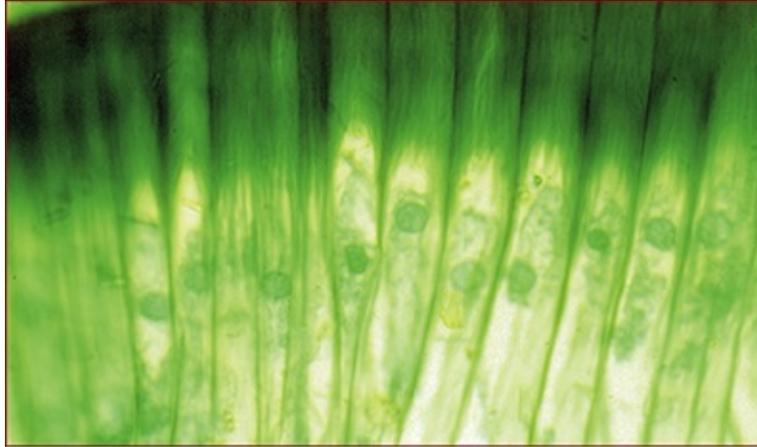


Figura 13. Corte longitudinal de la cubierta seminal impermeable de *Sicyos deppei*.

Con la imbibición de la semilla se intensifica la actividad respiratoria que resulta en la producción de energía que permite a la semilla degradar las sustancias de reserva lo cual lleva al crecimiento del eje embrionario hasta que la plántula resultante desarrolla un sistema radical que le permita asimilar del suelo los nutrientes que necesita.

La germinación se ha dividido en dos tipos: epígea e hipógea. En la germinación epígea se da un crecimiento rápido y vigoroso del eje hipocótilo-radicular, mientras que el epicótilo y las hojas primarias en el interior de los cotiledones, prácticamente no crecen, por lo que los cotiledones quedan expuestos sobre la superficie del suelo. Este tipo de germinación ocurre casi exclusivamente entre las dicotiledóneas. Sin embargo, la cebolla (una monocotiledónea), tiene una germinación epígea. Ejemplos de plantas con germinación epígea son el ricino (*Ricinus comunnis*), el frijol (*Phaseolus vulgaris*), la calabaza (*Cucurbita pepo*) y la lechuga (*Lactuca sativa*).

En la germinación hipógea la germinación se da gracias al crecimiento más rápido del epicótilo que del hipocótilo, por lo que los cotiledones quedan enterrados en el suelo y no emergen a la superficie. Ejemplos de plantas con germinación hipógea son las gramíneas (como el maíz o trigo), el

chícharo (*Pisum sativum*) y el haba (*Vicia faba*) (Moreira y Carvalho, 1988; Bewley y Black, 1994; Orozco y Sánchez, 2013) ([Figura 14](#)).

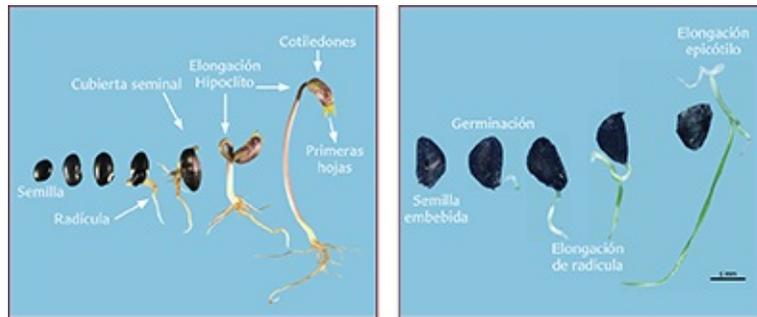


Figura 14. Germinación epigea e hipógea.

Resulta de gran relevancia conocer los mecanismos endógenos y ambientales involucrados en la germinación de las semillas para poder lograr una mayor producción de las plantas de interés.



Actividad 4. Imbibición de semillas para determinar la permeabilidad de las cubiertas

Instrucciones

1. Separa cinco lotes de 10 semillas (por ejemplo, semillas de maguey *Agave cupreata*).
2. Pesa cada lote en una balanza analítica.
3. Añade a cada lote 15 mL de agua (el volumen de agua necesario para cubrir el lote de semillas).
4. Pesa cada lote a los 5, 10, 15, 30, 45, 60, 90 y 120 minutos.
5. En cada uno de estos tiempos, elimina el agua de cada lote con ayuda de un colador plástico de malla fina.
6. Pesa cada lote de semillas en la balanza analítica sobre una superficie impermeable (papel encerado).
7. Añade a cada lote 15 mL de agua y repite los pasos 5 y 6 en cada uno de los tiempos señalados.
8. Con los datos obtenidos de peso de los lotes a lo largo del tiempo, calcula un promedio.

Ejemplo:

$$\frac{\text{Tiempo 5 minutos} = \text{peso lote 1} + \text{peso lote 2} + \text{peso lote 3} + \text{peso lote 4} + \text{peso lote 5}}{5}$$

9. Realiza una gráfica donde se muestre el peso promedio (g) en el eje “y” como variable dependiente y el tiempo (minutos) en el eje “x” como variable independiente.
10. Interpreta la gráfica obtenida para determinar si en el lote de semillas ocurrió el proceso de imbibición, al observar un incremento de peso ([Figura 15a](#)).
11. Los tiempos de imbibición son variables en cada semilla, por lo que la prueba puede extenderse hasta 24, 48 horas o días (hasta 10 días) (Gordon *et al.*, 1991). Con base en los resultados de la curva de imbibición, las semillas de *Agave cupreata* no presentan cubierta impermeable ([Figura 15b](#)).

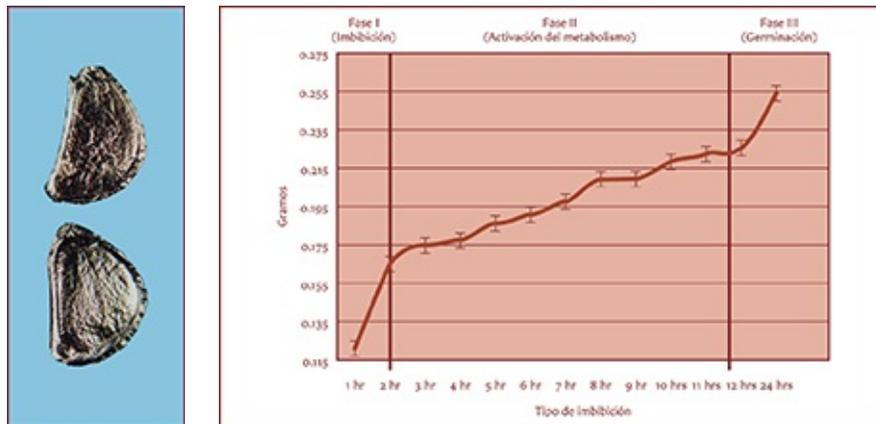


Figura 15. Semillas *A. cupreata*; **b.** Curva de imbibición de semillas de *Agave cupreata*, durante 24 horas (Mota, 2014).

12. Si no ocurre el proceso de imbibición debido a la impermeabilidad de las cubiertas de la semilla, es necesario realizar un proceso de escarificación.



Actividad 5. Escarificación mecánica de semillas con cubierta impermeable

Instrucciones

1. Para realizar la escarificación mecánica de una semilla, es necesario conocerla anatómicamente para no dañar el eje embrionario. Por ejemplo, las semillas de granjel (*Randia echinocarpa*) se escarifican mecánicamente cortando con un cortauñas, el extremo opuesto al micrópilo (semillas secas) ([Figura 16](#)).

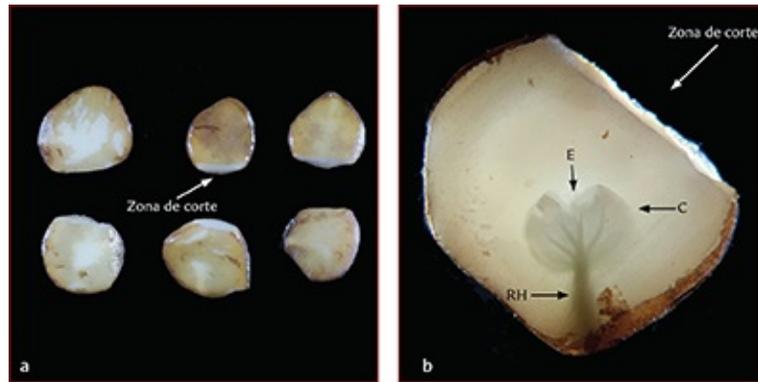


Figura 16. Semillas de Granjel (*Randia echinocarpa*). **a.** escarificación mecánica; **b.** Corte longitudinal de semilla E = Embrión, C = cotiledones y RH = Radícula-Hipocótilo.

Otra opción para escarificar mecánicamente las semillas es utilizar una lija Número 1 y lijar cada semilla en la zona donde no se dañe el eje embrionario.

2. Utiliza cinco lotes de semillas (de 10 semillas cada uno), previamente escarificadas mecánicamente y cinco lotes de 10 semillas cada uno de semillas no escarificadas.
3. Recorta 50 círculos de papel absorbente blanco, de 10 cm de diámetro.
4. Coloca 3 círculos de papel en cada caja Petri (10 cajas totales) y agrega 3 mL de Captán[®] al 0.2% (fungicida).
5. Coloca 10 semillas en cada caja y cúbreelas con 2 discos más de papel absorbente.
6. Agrega 2 mL más de Captán[®] a cada caja y colócalas a 25°C y en fotoperiodo de 12 horas luz/12 horas oscuridad.
7. Revisa periódicamente las cajas Petri para mantener la humedad en las cajas, si es necesario riega con agua destilada.

8. La germinación inicia después de tres semanas ([Figura 17](#)).

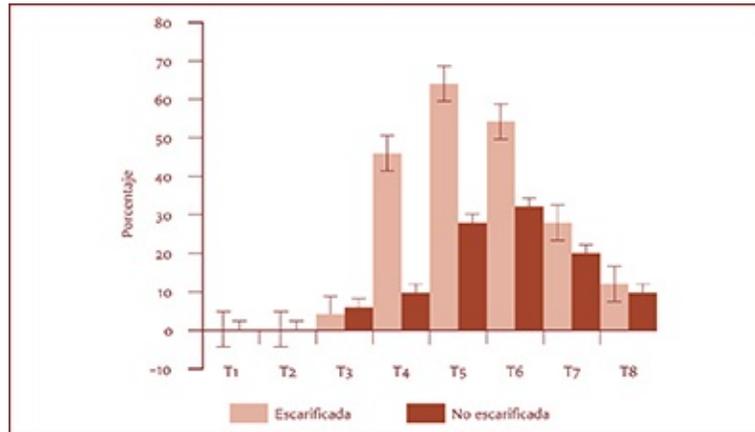


Figura 17. Germinación de semillas escarificadas y no escarificadas de granjel (*R. echinocarpa*) (Salgado, 2010).



Actividad 6. Escarificación química de semillas con cubierta impermeable

Instrucciones

1. Utiliza semillas con cubierta impermeable (por ejemplo Chicalote, *Argemone ochroleuca* Sweet. (Papaveraceae) ([Figura 18](#)).



Figura 18. Flor y semillas de chicalote *Argemone* spp.

2. Separa 50 semillas para escarificarlas químicamente.

3. Coloca las 50 semillas en un vaso de precipitados de 50 mL y agrega ácido sulfúrico (grado reactivo) hasta cubrir las semillas (aproximadamente 3 mL). Debido al vapor que desprende el ácido, es necesario hacerlo en una campana de extracción o en un lugar con muy buena ventilación.
4. Después de 6 minutos, elimina el ácido y coloca las semillas en un vaso de precipitados de 500 mL con agua destilada.
5. Con ayuda de un agitador magnético, enjuaga las semillas durante 5 minutos.
6. Elimina el agua del primer enjuague y repite el enjuague dos veces más, cambiando el agua de cada enjuague.
7. Coloca las semillas escarificadas en una solución de giberelinas a 300 ppm durante 24 horas. Para preparar la solución de 300 ppm, se pesan 0.45g de Biogib[®] en 150 mL de agua.
8. Separa cinco lotes de semillas (de 10 semillas cada uno), previamente escarificadas y cinco lotes de 10 semillas cada uno de semillas no escarificadas.
9. Recorta 50 círculos de papel absorbente blanco, de 5 cm de diámetro.
10. Coloca 3 círculos de papel en cada caja Petri (10 cajas totales) y agrega 2 mL de Captán[®] al 0.2% (fungicida).
11. Coloca 10 semillas en cada caja y cúbreelas con 2 discos más de papel absorbente.
12. Agrega 2 mL más de Captán a cada caja y colócalas a 25°C y en fotoperiodo de 12 horas luz/12 horas oscuridad.
13. Revisa las cajas Petri para mantener la humedad en las cajas, si es necesario riega con agua destilada.
14. Al finalizar el proceso germinativo, realiza una gráfica con el porcentaje de germinación obtenido con los diferentes tratamientos ([Figura 19](#)) (Espejel, 2014).

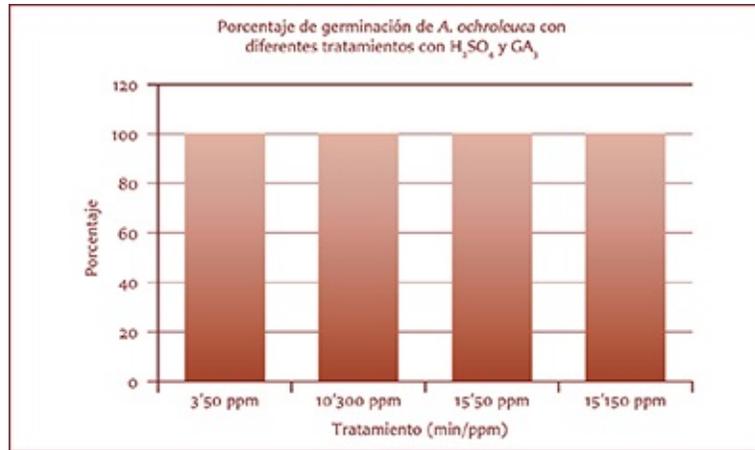


Figura 19. Germinación de semillas de chicalote.



2.2. Factores externos que regulan la germinación



Objetivo

Identificar los factores ambientales que afectan la germinación para reconocer la importancia de su manipulación.

Los principales factores requeridos para la germinación son: agua, temperatura y oxígeno; la luz también es un factor que puede intervenir en el proceso.

El agua es el factor que ejerce la mayor influencia sobre el proceso de germinación. De la absorción de agua resulta la rehidratación de los tejidos, con lo que incrementa la respiración y demás actividades metabólicas que permiten el aporte de los nutrientes necesarios para el crecimiento del eje embrionario. La absorción de agua aumenta el volumen de la semilla lo que provoca la ruptura de su cubierta y facilita la emergencia de la radícula. Todas las semillas requieren suficiente humedad para la imbibición y posterior germinación, sin embargo, excesivas cantidades de agua pueden reducir la permeabilidad de las cubiertas al oxígeno e inhibir la germinación (Moreira y Nakagawa, 1988; Hoover, 2008). La entrada de agua del suelo o

sustrato hacia la semilla, está regulada por varios factores, particularmente importantes son las relaciones de agua de la semilla y el suelo dadas por diferencia de potenciales hídricos. La diferencia de potencial hídrico entre el suelo y la semilla es a menudo muy grande (el potencial hídrico de una semilla con 8-15% de humedad está en el orden de -100Mpa).

El oxígeno es otro factor fundamental para que ocurra la germinación ya que la respiración suministra la energía necesaria para la degradación de las sustancias de reserva. La mayoría de las especies no exige una concentración superior a 10% para germinar. El oxígeno es el aceptor terminal de electrones en la respiración y la ausencia o insuficiencia de oxígeno inhibe la respiración necesaria para la germinación de las semillas y puede resultar en una acumulación de productos potencialmente tóxicos como resultado de la respiración anaerobia, tales como acetaldehído, etanol y lactato (Bewley y Black, 1994).

Respecto a la temperatura, cada especie tiene un intervalo de temperatura donde puede ocurrir la germinación. Existe una temperatura óptima para cada especie donde se obtiene el máximo de germinación en el menor tiempo posible. Sin embargo, un gran número de especies presentan una reacción germinativa favorable a una alternancia de temperaturas. La temperatura puede afectar dos aspectos de la germinación: la capacidad germinativa y la velocidad, al incidir en diferentes procesos como la velocidad de absorción de agua, y procesos fisiológicos como el deterioro de la semilla (al causar pérdida de viabilidad), la pérdida de latencia en semillas secas y el cambio de latencia en semillas húmedas. Al intervalo de temperatura en el que ocurre la germinación se le llama ventana térmica, dentro de este intervalo se identifican la temperatura mínima, máxima y óptima de germinación; fuera de este intervalo se determinan las temperaturas letales para la semilla (Bewley y Black, 1994; Orozco y Sánchez, 2013).

Además de los principales factores requeridos para la germinación: temperatura, humedad y oxígeno, la luz es también un factor que puede intervenir en el proceso. El efecto de la luz en la germinación depende de la intensidad y duración de la radiación, calidad de la radiación, contenido de humedad de la semilla y el tiempo de exposición a la radiación, incluyendo el desarrollo de la semilla en la planta madre (Bradbeer, 1988; Márquez *et al.*, 2013). La respuesta germinativa de las semillas a la luz se denomina fotoblastismo y es un fenómeno claramente asociado con la permanencia de

semillas en el suelo. El fotocontrol de la germinación es regulado por un grupo de moléculas llamadas fotorreceptores y generalmente es considerado como una estrategia que asegura que pequeñas semillas sólo germinen a una profundidad que permita a la plántula emerger en una apropiada calidad de luz antes de que se agoten sus reservas (Attridge, 1990; Orozco y Sánchez, 2013).



Actividad 7. Efecto de la calidad de luz en la germinación

Instrucciones

1. Utiliza 200 semillas de platanillo (*Asclepia curassavica*) ([Figura 20](#)).

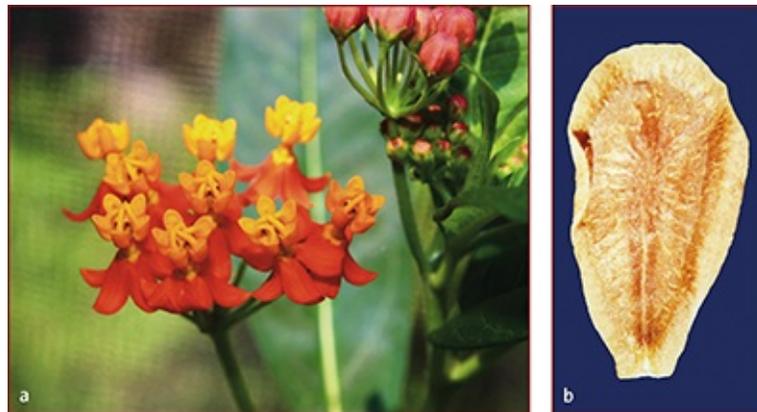


Figura 20. Platanillo (*Asclepia curassavica*). **a.** Inflorescencia; **b.** Semilla.

2. Coloca cada lote de 50 semillas en un recipiente con 50 mL de agua y forra el recipiente con papel aluminio; esto permitirá que ocurra el proceso de imbibición en condiciones de obscuridad.
3. Después de 24 horas coloca las semillas en condiciones de germinación, bajo luz verde de seguridad.
4. Recorta 60 círculos de papel absorbente blanco, de 10 cm de diámetro.
5. Coloca 3 círculos de papel en cada caja Petri (20 cajas totales) y agrega 4 mL de Captán[®] al 0.2% (fungicida).

6. Coloca 10 semillas en cada caja. Esta siembra debe realizarse en un cuarto oscuro, iluminado con luz verde para evitar alterar la respuesta fotoblástica de las semillas.
7. Sella cada caja con Parafilm[®] o película autoadherente (por ejemplo Kleen pack[®]), que se utiliza comúnmente para almacenar y conservar alimentos. Esto ayudará a conservar un medio húmedo para las semillas.
8. Coloca cinco cajas en luz roja, cinco cajas en rojo lejano ([Figura 21](#)) y forra cinco cajas con papel aluminio. Las restantes cinco cajas corresponden a luz blanca.

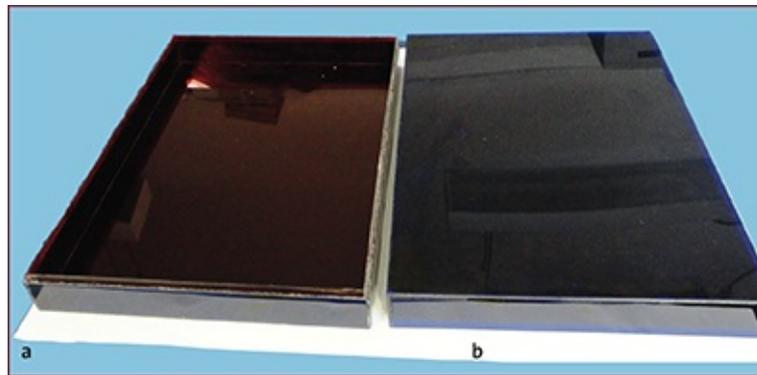


Figura 21. Cajas elaboradas con plexiglass de 40 × 30 × 8cm. **a.** Luz roja; **b.** Luz rojo lejano (plexiglass azul externo y rojo interno).

9. Revisa periódicamente (bajo luz verde), las cajas Petri para mantener la humedad en las cajas, si es necesario riega con agua destilada.
10. La germinación inicia después de dos semanas ([Figura 22](#)).

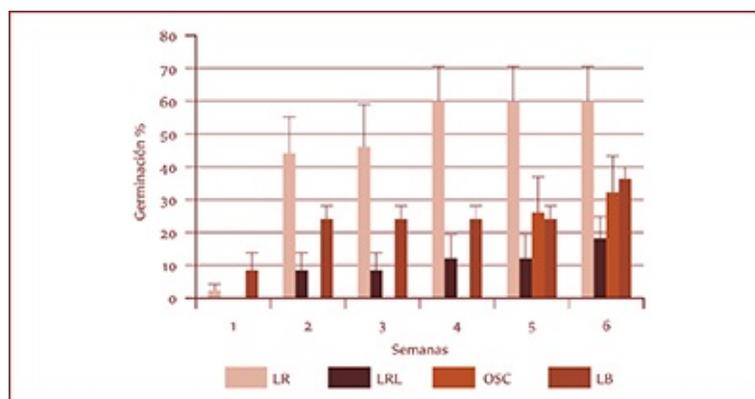


Figura 22. Respuesta fotoblástica de semillas de platanillo (*Asclepia curassavica*) (Cárdenas, 2013). LR = luz roja, LRL = luz rojo lejano, OSC = oscuridad, LB = luz blanca.

Dependiendo de las características de la cubierta seminal, es importante señalar que para evaluar la respuesta de las semillas a la luz, es recomendable comparar tanto la respuesta de la semilla completa (con cubierta seminal), como la respuesta de los embriones aislados, ya que las cubiertas pueden afectar la respuesta germinativa al actuar como un filtro de la luz que incide en el embrión ([Figura 23](#)). Para extraer los embriones de las semillas es recomendable que previamente ocurra el proceso de imbibición (en condiciones de oscuridad), para tratar de evitar dañar a los embriones en el proceso manual de extracción.

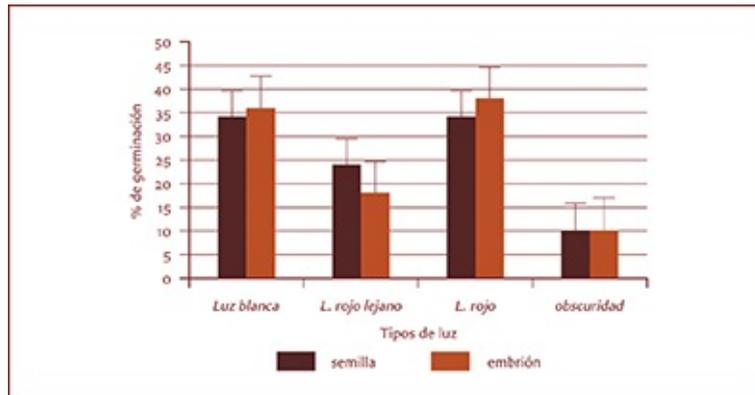


Figura 23. Respuesta fotoblástica de semillas y embriones de granjel (*Randia echinocarpa*) (De la Palma, 2011).



Actividad 8. Efecto del potencial hídrico en la germinación

Instrucciones

1. Coloca 600 semillas de *Asclepia curassavica* en una solución de hipoclorito de sodio 1:1 durante 10 minutos.
2. Enjuaga las semillas 3 veces con agua destilada, eliminando el agua de cada enjuague.
3. Limpia la mesa con alcohol y coloca un mechero Bunsen.
4. Rotula en la base de cada caja Petri, el tratamiento correspondiente:

- 0atm, -3atm, -6 atm, -9atm, -12atm y -15atm.
5. Cerca del mechero, coloca un disco de papel filtro en cada caja Petri (previamente humedecido en alcohol 96% ya seco).
 6. Pesa 18.2 g de manitol y disuelve en 100 mL de agua caliente. Agrega poco a poco el manitol con ayuda de una parrilla de agitación magnética. Esta solución se encuentra a -24.4 atm (solución madre).
 7. Agrega 6 mL de cada solución de manitol en cada caja: 0atm, -3atm, -6 atm, -9atm, -12atm y -15atm. (5 cajas por solución). (Cuadro 1).
 8. Siembra 20 semillas en cada caja Petri con pinzas de disección, distribuyéndolas en toda la caja. Sellar cada caja con parafilm o película autoadherente (por ejemplo Kleen pack[®]), que se utiliza comúnmente para almacenar y conservar alimentos. Esto ayudará a conservar un medio húmedo para las semillas.
 9. Coloca las cajas a 25°C.
 10. Sin abrir las cajas, registra el número de semillas germinadas ([Figura 24](#)).

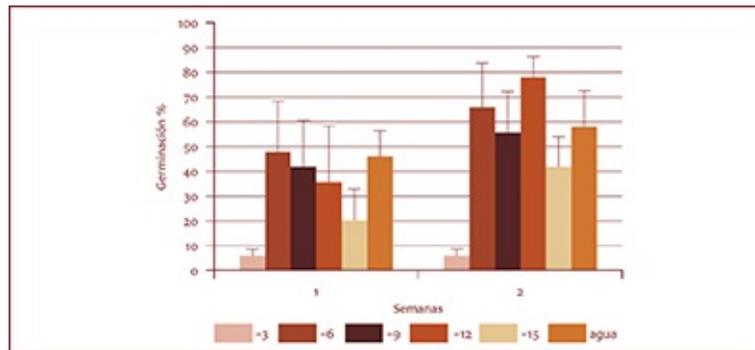


Figura 24. Germinación de semillas de *Asclepia curassavica* en diferentes potenciales hídricos (Cárdenas, 2013).

CUADRO 1. Soluciones de manitol (50 mL totales de cada una).

Potencial hídrico (atm)	Volumen de Sol. madre (mL)	Volumen de agua (mL)
0	50	0
-3	6.3	43.7
-6	12.5	37.5
-9	18.8	31.2
-12	25	25.0



2.3. Factores internos que regulan la germinación



Objetivo

El participante distinguirá los principales factores internos que afectan la germinación para establecer cómo se relacionan con el proceso.

Los principales factores internos que determinan el que una semilla germine son la viabilidad y la longevidad (el tiempo que la semilla puede permanecer viable).

La semilla debe estar viva para poder germinar; el daño mecánico y las condiciones de almacenamiento pueden disminuir la viabilidad de las semillas. Muchos factores determinan la viabilidad de las semillas enterradas en el suelo, aún bajo condiciones experimentales controladas. El contenido de humedad y pH del suelo, así como la latencia e impermeabilidad de las cubiertas de la semilla que puede variar entre poblaciones de semillas de la misma especie, son factores importantes que afectan la viabilidad (Bewley y Black, 1994). Semillas de plantas características de climas áridos tienen en general semillas con mayor longevidad respecto a semillas de plantas de hábitats tropicales o templado-húmedos (Desai, 1997). La viabilidad de las semillas puede ser fácilmente detectada aplicando la prueba de tetrazolio la cual se fundamenta en la reacción bioquímica de ciertas enzimas de las células vivas de la semilla con la sal de tetrazolio que se reduce y forma un compuesto rojo llamado formazán. Una coloración rojo intenso indica la presencia de células vivas del embrión, en cambio, la no coloración o coloración rosa pálido son indicativos de muerte o poca viabilidad de las células embrionarias (Moreno, 1996).

El periodo de longevidad de las semillas de una especie está determinado por la interacción entre factores genéticos-factores ambientales.

Las características genéticas de la planta progenitora afectan la longevidad de las semillas, por ejemplo, especies y cultivares diferentes tienen distintos periodos de viabilidad, aún bajo las mismas condiciones ambientales). Las condiciones climáticas predominantes durante la maduración de las semillas en la planta madre, principalmente en lo referente al régimen hídrico, afectan también la longevidad. Cuando la semilla está acumulando materia seca, es fundamental que haya disponibilidad de agua en el suelo para la planta. Otra fase muy sensible, es el periodo de deshidratación de la semilla, donde lo ideal es que no llueva a fin de que la semilla madura sufra el mínimo deterioro en campo (Moreira y Nakagawa, 1988).

De acuerdo al deterioro que las semillas pueden presentar en condiciones de almacenamiento, se han clasificado en semillas ortodoxas, recalcitrantes e intermedias. Las semillas ortodoxas pueden deshidratarse a bajos contenidos de humedad (5% o menos) sin sufrir daño; su longevidad se incrementa al disminuir el contenido de humedad y la temperatura de la semilla almacenada. En contraste, las semillas recalcitrantes se dañan aún con una leve deshidratación y rara vez se pueden almacenar por más de algunas semanas o meses; éstas semillas son sensibles al frío (Roberts, 1973). La reducción del contenido de humedad por debajo del 12-31% disminuye su periodo de viabilidad; sin embargo, es difícil definir el contenido crítico de humedad que causa la pérdida de viabilidad en semillas recalcitrantes, debido a que presentan respuestas diferenciales a la deshidratación de acuerdo con la tasa de deshidratación y condiciones en las que se deshidratan (Barbedo y Cicero, 2000). Ellis *et al.*, (1990) definieron una categoría de semillas que presentan comportamiento intermedio entre ortodoxas y recalcitrantes, que denominaron semillas intermedias, ya que toleran la deshidratación hasta alcanzar bajos contenidos de humedad pero son sensibles al frío. Las semillas que se dispersan con alto contenido de humedad son más susceptibles a perder la viabilidad a temperaturas elevadas como las que se presentan en zonas tropicales, al alterarse o dañarse sus procesos celulares (Probert, 1992).

En resumen, los aspectos externos e internos a considerar para el estudio de germinación de una semilla son los siguientes ([Figura 25](#)).

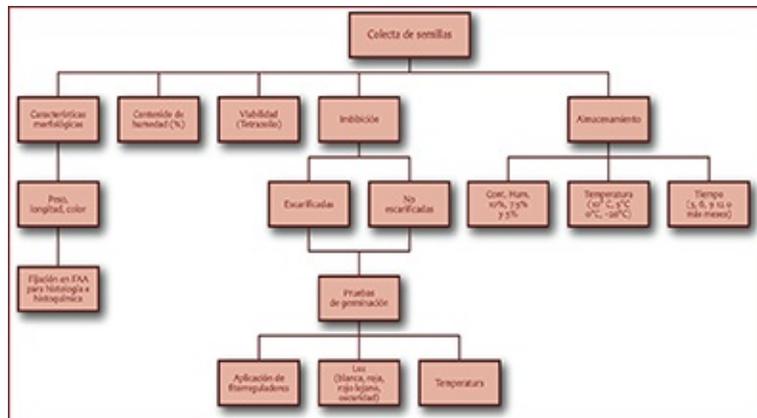


Figura 25. Aspectos generales a considerar en el estudio germinativo de una semilla.



Actividad 9. Viabilidad de semillas mediante trifenil tetrazolio

Instrucciones

1. Escarifica 5 lotes de 10 semillas cada uno de guamúchil (*Phitecelobium dulce*).
2. Coloca cada lote en un recipiente con 10 mL de agua para su imbibición durante 24 horas.
3. Con una navaja corta cada semilla, realizando un corte longitudinal ([Figura 26](#)).



Figura 26. Semilla de guamúchil (*P. dulce*) seccionada longitudinalmente.

4. Selecciona la mitad de la semilla que presente más completo el eje embrionario y desecha la otra mitad.
5. Utilizando las pinzas de disección coloca las 50 mitades seleccionadas en una caja Petri con 5 mL de solución de tetrazolio al 1%, colocando el eje embrionario en contacto con la solución. Tener la precaución de añadir el tetrazolio con propipeta ya que es tóxico.

Tetrazolio 1% = 1 g de tetrazolio (SIGMA®) disuelto en 100 mL de agua.

6. Forra la caja con papel aluminio para mantenerla en condiciones de obscuridad durante 24 horas a temperatura ambiente.
7. Elimina el tetrazolio y enjuaga las semillas con agua de la llave.
8. Revisa el lote considerando como semilla viable aquella cuyo embrión se tiñe completamente de rojo, sin zonas blancas en el eje embrionario ([Figura 27](#)).



Figura 27. Prueba de viabilidad con tetrazolio de semillas de guamúchil (*P. dulce*) (Chaparro, 2012).

9. Expresar el porcentaje de viabilidad mediante la siguiente fórmula:
$$\% \text{ Viabilidad} = \frac{\text{Número de semillas teñidas} \times 100}{\text{Número total de semillas}}$$



Actividad 10. Caracterización de semillas con base en su respuesta

al almacenamiento

Instrucciones

1. En un tubo de ensayo de 10 cm de longitud coloca un trozo de algodón, 50 semillas de *Asclepia curassavica* y cúbreelas con otro trozo de aluminio.
2. Tapa el tubo con un tapón de hule y sella con parafilm[®].
3. Forra el tubo con papel aluminio y colócalo a temperatura ambiente durante el tiempo que quieras evaluar la respuesta germinativa de la semilla.
4. Prepara dos tubos más, un tubo se almacena a 5°C y otro a -20°C. (Se recomienda evaluar al menos la respuesta cada tres meses durante un año, por lo que habría que preparar un mayor número de tubos).
5. Después de transcurrido el tiempo de almacenamiento (en este caso un año), saca las 50 semillas de cada tubo y después de mantener las semillas 24 horas a temperatura ambiente (las que provenían de frío), colócalas en un recipiente con 50 mL de agua y forra el recipiente con papel aluminio; esto permitirá que ocurra el proceso de imbibición en condiciones de obscuridad.
6. Después de 24 horas coloca las semillas en condiciones de germinación.
7. Recorta 75 círculos de papel absorbente blanco, de 10 cm de diámetro.
8. Coloca 3 círculos de papel en cada caja Petri (5 cajas totales por temperatura de almacenamiento) y agrega 3 mL de captán[®] al 0.2% (fungicida).
9. Coloca 10 semillas en cada caja.
10. Coloca dos discos más de papel absorbente y agrega otros 2mL de captán[®] al 0.2% (fungicida).
11. Sella cada caja con parafilm[®] o película autoadherente (por ejemplo Kleen pack[®]), que se utiliza comúnmente para almacenar y conservar alimentos. Esto ayudará a conservar un medio húmedo para las semillas.
12. Coloca las cajas en luz blanca a 25°C.
13. Revisa periódicamente las cajas Petri para mantener la humedad en

las cajas, si es necesario riega con agua destilada.

14. La germinación inicia después de dos semanas ([Figura 28](#)).

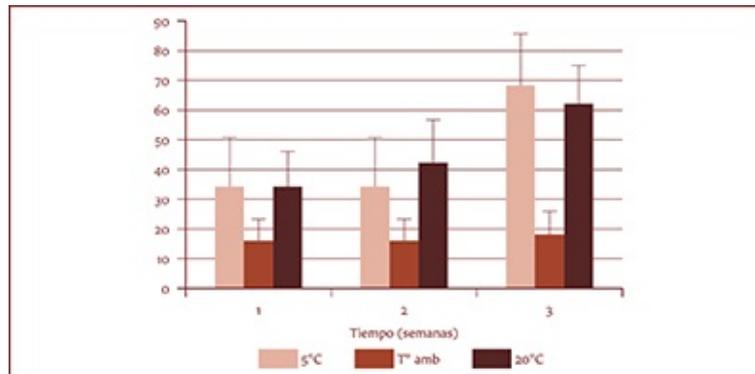


Figura 28. Porcentajes de germinación de semillas de *A. curassavica* en respuesta al almacenamiento después de un año. (Cárdenas, 2013).



Conclusión

La germinación de las semillas es un proceso crítico en el ciclo de vida de las plantas, a partir del cual se logran regenerar y mantener la variabilidad biológica de las poblaciones vegetales. Está regulado tanto por factores internos de la semilla (viabilidad y longevidad), como por factores externos (humedad, oxígeno, temperatura y luz), los cuales deben conjuntarse para proporcionar las condiciones adecuadas que permitan que el proceso de germinación se lleve a cabo.

Unidad 3

Propagación vegetativa o asexual



3.1. Generalidades



Objetivo

El estudiante aprenderá y aplicará los principios básicos de la propagación vegetativa y las diferentes formas para la propagación asexual en plantas de interés ornamental, hortícola, frutícola y medicinal, entre otros.

En la propagación vegetativa o asexual, casi siempre la nueva planta es genéticamente idéntica al progenitor (un clon), aunque ocasionalmente se pueden dar mutaciones menores (Hartmann, 1997). La propagación vegetativa explota esta habilidad natural a través de la separación de partes vegetativas o rametos. Las plantas se consideran organismos modulares, cada módulo es un brote con crecimiento determinado integrado por un entrenudo, un nudo, una hoja y una yema axilar que dará origen a ramas u hojas en la etapa vegetativa y a flores y frutos en la etapa reproductiva. Cada

módulo constituye un rameto que al volverse autónomos dan lugar a nuevos individuos que constituyen clones con identidad genética (Collazo, 2013).

Los agricultores pueden así multiplicar un buen número de plantas a partir de un simple ejemplar y mantener en los vástagos características del original. Los principales métodos de propagación vegetativa son la división, la obtención de estacas o esquejes, el acodo y el injerto. La reproducción asexual, consiste en la propagación empleando partes de la planta original y esto es posible debido a que cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar una planta nueva, esta característica se conoce como totipotencia celular. La producción de un nuevo organismo es a partir de un fragmento del propio organismo, que pueden ser porciones de hojas y/tallos (Hartman, 1997). La reproducción vegetativa o asexual se basa en la existencia de tejido meristemático en todas las plantas adultas, el cual es un tejido indiferenciado con alta capacidad de división celular (Bidwell, 1998).



3.2. Estructuras vegetales

3.2.1. Tubérculo

En algunas especies la propagación es más fácil, más rápida y más económica por medios vegetativos que por semillas. La semilla de *Datura estramonium*, *Lavandula dentata*, *Ruta chalepensis*, entre otras, tiene condiciones complejas de latencia pero las estacas con hojas enraízan rápidamente y en gran proporción, siendo mejores las de propagación vegetativa. Las plántulas de algunas especies crecen más lentamente que las estacas enraizadas, como el Romero (*Rosmarinus officinalis* L.), Citronela o Geranio de olor (*Pelargonium graveolens* L.), y Lavanda (*Lavandula dentata*). Por otra parte, puede resultar útil mantener indefinidamente ese estado juvenil para facilitar la propagación de estacas difíciles de enraizar.

Es una raíz o un tallo subterráneo que posee gran cantidad de tejido de reserva (parénquima) y un fino tejido suberoso. Pasado un tiempo y bajo las condiciones adecuadas, se pueden originar nuevas plantas (Hartmann, 1997;

Adkins y Miller, 2008). En la actualidad se cosechan los tubérculos; unos se comercializan y otros se utilizan en la propagación asexual, para mantener la variedad deseada.

3.2.1.1. Tubérculos de raíz

Son partes abultadas de las raíces de algunas plantas, incapaces de formar yemas adventicias excepto en la corona ([Figura 29](#)). Cuando las yemas han producido vástagos y han agotado las reservas, los tubérculos mueren, pero durante el periodo de desarrollo se forman otros nuevos. La planta puede multiplicarse si se arranca una sección de la corona que tenga una yema.



Figura 29. Tubérculo de raíz de *Dahlia variabilis*.

3.2.1.2. Tubérculos de tallo

Son tallos modificados, con las mismas funciones y ciclo vital que los tubérculos de raíz, pero con un mayor número de yemas sobre gran parte de su superficie ([Figura 30](#)). Muchos tubérculos pueden provenir de una sola planta, como en el caso de la patata (*Solanum tuberosum*).



Figura 30. Brotes de *Solanum tuberosum* creciendo sobre el tubérculo. Estos brotes producirán los tallos aéreos de la planta. Se observan las raíces adventicias pequeñas en la base de los brotes.

3.2.2. Bulbo

Los bulbos, al igual que los rizomas, cormos y tubérculos, son órganos subterráneos de almacenamiento de nutrientes. Los bulbos se clasifican en dos tipos, *tunicados*, en los que sus bases están rodeadas por capas superpuestas, y *escamosos* en los que dichas bases están imbricadas (como las tejas de un tejado) y son más carnosas. Entre los bulbos tunicados se incluyen el tulipán (*Tulipa*), el narciso (*Narcissus*), el jacinto (*Hyacinthus*), el muscari (*Muscari*), la cebolla (*Allium cepa*) y los ajos ornamentales (*Allium*). Un ejemplo de bulbo (escamoso) imbricado es el lirio (*Lilium*) y la azucena (*Lilium* sp.) (Figura 31). El bulbo imbricado no tiene la túnica que protege las escamas carnosas. Algunas orquídeas epífitas forman órganos similares a los bulbos, no subterráneos, llamados pseudobulbos (Hartmann, 1997; Adkins y Miller (2008).



Figura 31. Bulbos: **a.** Bulbo tunicado de Cebolla (*Allium cepa*) y **b.** Bulbo escamoso de

azucena (*Lilium sp.*).

Es posible dividir un bulbo en fragmentos, en láminas (laminado) o en pares de escamas, cada una con una parte de la lámina basal. Si las condiciones son las adecuadas, es posible provocar el desarrollo de bulbillos sobre las láminas basales, a partir de las láminas o los pares de escamas. Al arrancar un bulbo escamoso del suelo, las escamas desprendidas, si se dejan en el suelo, formarán una nueva planta.

3.2.3. Estolón

En botánica, estolón es un brote lateral, normalmente delgado, que nace en la base del tallo de algunas plantas herbáceas y que crece horizontalmente con respecto al nivel del suelo, de manera epígea o subterráneo. Tienen entrenudos largos y cortos alternados que generan raíces adventicias. Son muy conocidos los estolones de las fresas, los tréboles y el pasto ([Figura 32](#)). La separación de estos segmentos enraizados da lugar a plantas hijas, que es una rama lateral de crecimiento horizontal, con nudos que forman raíces en la parte ventral y hojas en el dorso, se cortan de tramo en tramo donde aparecen las raíces, se eliminan las hojas y se siembran (Larcher, 1977).

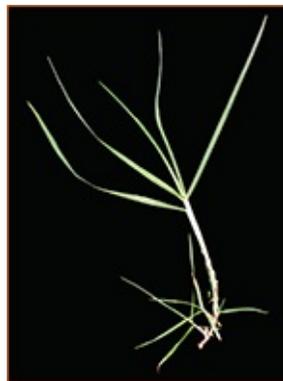


Figura 32. Pasto formado estolones.

3.2.4. Cormo

Son estructuras de origen caulinar (tallo) que se forman a partir de la base subterránea del tallo y desarrollan una especie de escamas de textura parecida al papel (textura coriácea), así como yemas, de las cuales una o dos alcanzan la superficie. Son ejemplos de cormos: fresia; gladiola; sparaxis; ixias y crocus. En la mayoría de los casos, el cormo se renueva cada año, formándose en la base del tallo de la estación en curso, sobre el cormo anterior. Alrededor del cormo parental pueden formarse cormos diminutos, llamados “*cormelos*”, que pueden utilizarse como medio de propagación (Figura 33).



Figura 33. Cormo de gladiola (*Gladiolus* spp).



3.3. Técnicas



Objetivo

Conocer que la reproducción asexual es un proceso artificial que podemos manipular en función de nuestros intereses para aumentar el número de plantas de ornato, medicinales y frutales de forma rápida y poco costosa. Dentro de las técnicas de propagación vegetativa artificial se abordarán el desarrollo de esquejes, el acodo y el injerto.

3.3.1. Esquejes/Estacas

Estaca y esqueje son unidades reproductoras que se obtienen separando de la planta madre un segmento que contenga zonas meristemáticas (nudos y entrenudos) (Figura 34). Pueden obtenerse de tallos, de hojas o raíces, que colocadas en condiciones favorables son capaces de formar un nuevo individuo con caracteres iguales a la planta madre (Barceló *et al.*, 2001).



Figura 34. Esquejes y estacas. **a.** Esquejes de planta herbácea (hojas); **b.** Estacas y esquejes de tallo; **c.** Esquejes leñosos.

En este proceso regenerativo las raíces desarrolladas a partir de un fragmento de tallo, hoja o tejido de yema se denominan raíces adventicias. Para lograr esto, un grupo de células en desarrollo (meristemas), normalmente cercanas al del tejido vascular (que transporta la savia), se diferencian en una serie de raíces iniciales (células radicales), que formarán yemas radicales y posteriormente raíces adventicias. También reciben el nombre de raíces “inducidas” o “de herida” porque, en la mayoría de los casos, sólo se dan si la planta ha resultado dañada en algún punto, por ejemplo si ha recibido un corte en el tallo. En plantas herbáceas, las raíces adventicias se originan justamente afuera y entre los haces vasculares, pero los tejidos implicados en el sitio de origen varían bastante, según la especie. Por ejemplo, en tomate, calabaza y frijol, las raíces adventicias se originan en el parénquima del floema; en especies de *Crassula* se originan en la

epidermis y en *Coleus* se originan en el periciclo; en el clavel (*Dianthus caryophyllus*) salen de una capa de células parenquimatosas que están en el interior de una vaina de fibras. En plantas leñosas perennes, en las cuales hay una capa o más de floema y xilema secundario, las raíces adventicias de estacas de tallos se originan generalmente en el tejido del xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como son los radios vasculares, el cambium, el floema, las lenticelas o la médula (Hartmann, 1997).

Entre las especies de plantas que se propagan por trozos de tallos provistos de meristemos están: la caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), yuca (*Manihot esculenta* L.), cacao (*Theobroma cacao* L.) y los rosales (*Rosa* spp.). Las hojas de muchas especies pueden desarrollar también puntos de crecimientos por la actuación de los meristemos, como son: las begonias (*Begonia* spp.), violeta africana (*Saintpaulia ionantha*) y siempreviva (*Sempervivum tectorum*) (Boutheirin y Bron, 1994) ([Figura 35](#)).



Figura 35. Hojas de *Sedum* spp (siempreviva) en propagación.

La falta de luz es un factor decisivo en la formación de raíces adventicias; la etiolación o etiolado es sumamente eficaz para incrementar la formación de raíces adventicias en tejidos de tallos (Bidwell, 1993).

Existen esquejes con diferente grado de lignificación: leñosos, semileñosos y herbáceos. Desde el punto de vista de la agronomía, una estaca se diferencia del esqueje en la dureza de los tejidos; mientras que en

la estaca la madera es dura o suave dependiendo de la especie, en el esqueje es un tejido parcialmente lignificado como los de rosa o romero o proveniente de una planta herbácea como *Coleus* spp.

Las estacas procedentes de plantas de hoja perenne se realizan dejándoles algunas hojas en el extremo. Las estacas y esquejes de madera suave proceden del crecimiento en primavera y suelen enraizar con facilidad, pero también requieren mayores cuidados tales como calor de fondo y nebulizaciones de agua para mantener alta la humedad ambiental. Temperaturas de 23 a 27°C en la base y 18 a 21°C en la parte aérea, unido al uso de reguladores de crecimiento y a humedad alta, pueden hacer enraizar las estacas de 15 a 30 días, dependiendo de la especie (Hartmann, 1997).

El material a utilizar para el estacado debe proceder de plantas madres libres de enfermedades y bien cultivadas, es decir, debe ser sano y bien desarrollado. Lo ideal en un vivero de producción es tener una plantación de pies madres bien cuidada, de donde se tomarán los esquejes todos los años. Debe considerarse que las estacas a seleccionarse no deberán ser estacas con madera de mucho crecimiento, ni con entrenudos muy largos, ni tampoco de ramas pequeñas o débiles. La longitud puede variar entre 10-15 cm y deben incluir al menos dos nudos. El corte basal debe realizarse por debajo de un nudo y biselado, para tener mayor superficie de emisión de raíces (Ruter, 2008).

El proceso de obtención de esquejes es relativamente sencillo, pero el éxito depende de varios factores. La capacidad genética de las plantas progenitoras para producir raíces adventicias determinará los cuidados necesarios para que los esquejes enraícen. Además, la condición de los progenitores influye en la calidad del esqueje enraizado. El material procedente de plantas jóvenes, especialmente cuando se encuentran en plena etapa de crecimiento, tiene más probabilidades de enraizar. Es conveniente regar las plantas progenitoras unas pocas horas antes, de forma que el tejido esté turgente, en especial si se van a realizar esquejes foliares.

La higiene también resulta esencial si se desea evitar el riesgo de enfermedades en un esqueje al realizar un corte o manipularlo. Mantenga limpios las superficies y el material. Las herramientas para obtener esquejes deben esterilizarse y mantenerse lo más afiladas posible, con el fin de evitar causar daño en las células durante la operación.

El clima también es importante, en climas templados es posible enraizar esquejes de muchas plantas directamente en el exterior, en una tierra

preparada y a la sombra, durante la mayor parte del año. En regiones más frías, resulta vital proporcionar a las plantas un ambiente controlado, ya que el enraizamiento suele ser lento e impredecible. Para favorecerlo, se puede calentar las capas inferiores hasta que alcancen los 15 a 25°C. La temperatura ambiental no obstante, debe ser más baja para evitar favorecer el desarrollo del follaje en lugar del de las raíces, por lo que se recomienda en estos casos el uso de camas calientes.

El tiempo que tarda un esqueje en enraizar depende de la especie en cuestión, del tipo de esqueje, de la edad del tallo, de la forma en que se preparó y de las condiciones de humedad y temperatura. En general los esquejes foliares enraízan en unas tres semanas, mientras que los leñosos y semileñosos tardan hasta cinco meses.

En estacas de plantas leñosas que son difíciles de enraizar se debe tomar atención al tejido calloso, puesto que parece ser que de ahí existe la mayor cantidad de células para formar raíces. La formación de callo, puede verse favorecido con la aplicación de sustancias promotoras de enraizamiento como las auxinas sintéticas: ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA), tanto para gimnospermas como para angiospermas. (Hartmann, 1997).

El objeto de tratar esquejes y/o estacas con reguladores del crecimiento del tipo auxina, es aumentar el porcentaje de estacas que formen raíces, acelerar la formación de las mismas, aumentar el número y la calidad de las raíces formadas en cada estaca y uniformar el proceso de enraizamiento. Las hormonas de enraizamiento se venden en el comercio bajo dos formas: baja concentración (1% activo) y alta concentración (95% activo) (Hartmann, 1997; Cheng *et al.*, 2008). Los materiales químicos sintéticos de mejor resultado para estimular la producción de raíces adventicias de las estacas, son los ácidos indolbutírico (IBA) y naftalén acético (ANA), debido a que no son tóxicos en una amplia gama de concentraciones y son eficaces para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas ([Figura 36](#)).



Figura 36. Enraizadores comerciales. **a.** Enraizador para leñosas: 10000 ppm de ácido Indol-3butírico; **b.** Enraizador para herbáceas: 1500 ppm de ácido Indol-3-butírico; **c.** Enraizador líquido: 3% de ácido Indol-3-butírico; **d.** Enraizador para trasplantes soluble en agua.

Métodos de aplicación: las especies leñosas, difíciles de enraizar, se deben tratar con las preparaciones más concentradas, en tanto que las especies herbáceas y suculentas de fácil enraizamiento se deben hacer cortes frescos poco antes de sumergirlas en el polvo o líquido hormonal.

El polvo que se adhiere a las estacas, después de haberlas sacudido ligeramente, es suficiente para producir el efecto deseado así como el remojo en soluciones diluidas de los 2 a 3 cm basales de las estacas. Deben insertarse en el medio de enraizamiento inmediatamente después del tratamiento (Hartmann, 1997).

Al extraer los esquejes o estacas enraizadas, se les debe levantar con cuidado del medio de enraizamiento usando una cuchara de jardinería o una herramienta similar, cuidando de no romper raíces. Es conveniente sacar las estacas con un poco del medio adherido a las raíces, es mejor el enraizado en contenedores individuales para obtener cepellón ([Figura 37](#)).



Figura 37. Enraizamiento de esquejes y estacas. **a.** Aplicación del enraizador en polvo en la estaca; **b y c.** Siembra en contenedores (fibra de coco:agrolita 1:1); **d.** Cepellón después de seis meses de enraizamiento.

Esto se puede lograr si se añade al medio algún material como musgo turboso o vermiculita. Cuando las raíces de las estacas tienen de 3 a 5 cm de largo se pasan a macetas o contenedores. Deben regarse en abundancia y sin demora. Si se las hizo enraizar bajo niebla, se les debe dar atención especial y trasladarlas en forma gradual a la atmósfera más seca. Antes de colocar las estacas enraizadas a pleno sol se les debe endurecer en una cama fría cubierta con malla-sombra, o darles alguna otra protección parcial de la radiación solar.



Actividad 11. Propagación en esquejes y/o estacas leñosas y semileñosas

Instrucciones

1. Desinfectar las manos y la herramienta para evitar que los esquejes

- se contaminen con hongos o bacterias. En una cubeta preparar cloro al 1%, esto es 10 mL de cloro por cada litro de agua (cloro comercial).
- Hidratar el sustrato (mezcla de turba y agrolita) y vaciarlo en charolas de polietileno de 50 a 200 cavidades (semilleros). Puede hidratarse con Raizal 400 (5g/L) para favorecer el trasplante.
 - Cortar esquejes de 15 a 20 cm de la planta, a elegir: orégano, *Origanum vulgare* L.; tomillo, *Thymus vulgaris* L.; romero, *Rosmarinus officinalis* L.; salvia *Salvia officinalis* L. (deben llevar al menos dos nudos con hojas).
 - Impregnar con hormonas de enraizamiento (RADIX® de 1500 en polvo para plantas herbáceas 3000 ppm liquido de AIB o RADIX® 10 000 en polvo para plantas leñosas).
 - Plantar los esquejes inmediatamente para que no se deshidraten, introduciendo el tercio inferior en el sustrato y apretar con los dedos para evitar que quede aire. Es muy importante mantener la polaridad del esqueje, es decir, clavar la estaca en el sustrato por el extremo inferior, no el superior.
 - Colocar en un invernadero con temperatura alrededor de 20 a 24°C, aproximadamente y que no reciban los rayos del sol directos ni corrientes de aire. El riego se debe hacer cada tercer día, preferentemente por aspersión.
 - Al cabo de seis semanas aproximadamente, el esqueje desarrollará raíces por su base y se tendrá una planta nueva.
 - Se recomienda hacer el trasplante a macetas individuales (14 cm de diámetro aprox.) por la mañana posteriormente dejar el riego por 15 minutos más para evitar que sufran agobio hídrico. Tras unos cuantos días de aclimatación, podrán recibir la luz del sol y un poco de fertilizante líquido.
 - Al finalizar el proceso de enraizamiento, pueden registrarse los siguientes datos:

Especie	Esquejes sembrados	Medición de hojas	Medición de ramas	Medición de altura de planta	Tamaño de raíz
Orégano, (<i>Origanum vulgare</i>)					
Tomillo,					

(<i>Thymus vulgaris</i>)					
Romero (<i>Rosmarinus officinalis</i>)					
Salvia (<i>Salvia officinalis</i>)					
Menta (<i>Mentha piperita</i>)					

3.3.2. Acodos

La diferencia principal con la técnica de estacado es que en el acodo la parte a enraizar no se separa de la planta madre hasta que desarrolla sus propias raíces y mientras tanto se sigue nutriendo a través de los haces vasculares de la planta madre. Esta técnica tiene dos variantes acodo terrestre y acodo aéreo ([Figura 38](#)).



Figura 38. Acodo o margullo de tipo **a.** aéreo y **b.** terrestre.

Se requiere de herramientas que facilitan el desarrollo de esta técnica, principalmente navajas para acodo ([Figura 39](#)).



Figura 39. Herramientas útiles para realizar el acodo. Tijeras de poda, navajas, brocha, piedra para afilar las navajas.

En el acodo terrestre, se toma una rama de la planta madre deseada (planta herbácea) y se hacen pequeñas heridas cerca de los meristemos (nudo), se dobla la rama obligándola a tocar suelo y acto seguido, se cubre con tierra. Al enraizar el área, se separa de la planta madre y se obtienen una nueva planta igual a la progenitora que puede sembrarse en un contenedor adecuado ([Figura 40](#)).



Figura 40. Acodo terrestre. **a.** Planta con tallos rastreros superficiales; **b.** Alambres para mantener el tallo en el suelo; **c.** Colocación del alambre; **d.** Cobertura con tierra.

Para el acodo aéreo, se realiza un corte en forma de anillo en diferentes ramas, dejando expuesto el tejido del xilema, se aplica el enraizador en polvo en la zona anillada y se cubre con tierra húmeda o bagazo de coco. El sustrato se sujeta con polietileno, para lograr el enraizamiento ([Figura 41](#)). Durante el acodado la formación de la raíz es estimulada además de la auxina, por la acumulación de fotosintatos en los meristemos cercanos al anillado, lo que favorece el desarrollo de raíces adventicias en esa zona cuando la rama está todavía unida a la planta madre (Hartmann, 1997). Cuando se completa el enraizamiento, se corta la rama y se siembra la unidad reproductora (Smith, 2008).



Figura 41. Acodo aéreo en planta de ornato (rosa laurel). **a.** Corte para anillado; **b.** Descortezamiento; **c.** Aplicación de enraizador; **d.** Sustrato (Turba: fibra de coco 1:1); **e.** Acodo; **f.** Raíces formadas después de tres meses; **g.** Acodo separado de la planta madre y raíces sumergidas en agua; **h.** Trasplante.

En el acodo aéreo se descorteza un anillo debajo de un nudo de crecimiento. Se aplica el enraizador y se cubre con sustrato o tierra húmedos. Se protege con un trozo de polietileno y se amarra con rafia formando así el acodo. Debe regarse periódicamente o bien realizarse en época de lluvias. Después de que se formen raíces nuevas se separa el acodo de la planta madre y es recomendable sumergir las raíces en agua por al menos dos horas antes de sembrarlo en su contenedor con tierra ([Figura 41](#)).

El acodo es una buena forma de obtener un número reducido de ejemplares nuevos con relativa fiabilidad, ya que éstos son alimentados por sus progenitores hasta que enraízan. La formación de raíces en los acodos depende de la provisión continua de humedad, buena aireación y temperaturas moderadas en la zona de enraizamiento.

La ventaja principal del acodado es el éxito con que las plantas se enraízan por este método. Muchos clones que no enraízan fácilmente por estaca pueden enraizar por acodo, permitiendo establecer la planta sobre sus propias raíces. La mayoría de los métodos de acodado son relativamente fáciles de llevar a cabo. Sin embargo, como a medida que aumenta el tamaño del acodo el trasplante se vuelve más difícil, se necesitan tomar precauciones especiales para tener éxito en el establecimiento de plantas grandes.



Actividad 12. La multiplicación de arbustos y árboles por acodo aéreo

Instrucciones

1. Escoge una rama que ya tenga la forma de un arbolito y quítale un anillo de corteza de un centímetro de ancho, aproximadamente a 1cm del nudo de crecimiento.

2. Impregna con hormona de enraizamiento comercial RADIX en concentración de 1500 ppm de AIB (polvo) o 3000 ppm de AIB (líquido).
3. Mezcla los sustratos en una relación 1:1 la turba y la fibra de coco, se deberá mezclarlo mojándolo con una solución de RAIZAL en 1.5 gr/L, es importante mencionar que esta solución contiene nutrientes y 400 ppm de fitohormonas. Una vez mezclados esta mezcla se coloca en un trozo de polietileno negro de 40 × 40 cm.
4. El sustrato mojado y colocado en el trozo de plástico negro, se coloca rodeando la ramita donde realizó el anillado y con la curda o rafia se deberá atar 10 cm abajo y 10 cm arriba del corte. Etiquetar el acodo con la fecha de realización y nombre del realizador del acodo y otros datos necesarios (concentración de auxina, por ejemplo).
5. Regar, inyectando una solución nutritiva de RAIZAL 400 (1.5-2 g/L), una vez cada semana durante el tiempo que sea necesario (3 a 4 meses dependiendo de la especie).
6. Revisar los acodos periódicamente, una vez al mes, si los acodos ya están enraizados, se procede a cortarlos de la planta madre.
7. Para separarlos de la planta madre cortar por debajo de las raíces emitidas, utilizando tijeras de podar tipo cizalla, estos se deberán trasplantar a una maceta, tras quitarles la bolsa de plástico con mucho cuidado de no romper el cepellón de tierra y raíces. Es recomendable sumergir la masa radical formada en agua durante 30 minutos antes de su trasplante al sustrato correspondiente.

3.3.3. Injertos

Se entiende por injerto, al traslado de una yema a la rama de una planta (patrón), donde ésta se inserta y se ata para fijarla y asegurar la concrecencia de los tejidos que deben quedar unidos al prender el injerto hecho. El propósito de un injerto es combinar el vigor (como por ejemplo la resistencia a las enfermedades y/o sequía) de una raíz (patrón), con el fruto, flor o follaje de interés ornamental y/o alimenticio de otra planta (Derrick, 1988). Para lograr los injertos se debe tener en cuenta que las especies

deben ser afines, por lo general no es posible injertar individuos de especies distintas, no obstante, existen excepciones como los géneros: *Citrus* y *Rosa* (Boffelli y Sirtori, 2010).

Antes de que se inicie la unión celular, el injerto tiene que recibir algo de agua del patrón, mediante un firme contacto en las superficies de corte. Desde luego, la cantidad evaporada desde el injerto es pequeña hasta que forme hojas, pero es necesario reemplazar esa pequeña cantidad, para que el injerto pueda vivir y crecer.

La división celular empieza relativamente pronto y cuatro o cinco días después de haber insertado la yema o estaquilla al patrón, callos nuevos de injerto y de patrón pueden constituir un puente de células vivas, a través de las cuales pasen el agua y los elementos nutritivos con mayor facilidad.

El uso de los injertos ha sido muy variado en muchos cultivos, llegando a ser la principal forma de multiplicación en algunos de ellos. El sujeto, llamado en fitotecnia pie, porta injerto o patrón, es la planta base en la cual se encuentran las raíces. El objeto, denominado fitotécnicamente como yema, es lo que constituye el injerto propiamente dicho, y es la parte que se inserta en un punto determinado del patrón para que se sulte, brote y constituya la copa o ramaje de la nueva planta. Así, una especie acomodada a las condiciones ecológicas de un medio dado, pero cuyos frutos carecen de valor, puede ser el pie indicado para llevar sobre sí otra especie de flores o frutos de alto valor, pero que sucumbiría en las condiciones de aquel si se plantara sobre su propio pie.

Una clave fundamental de los injertos es que queden en contacto el *cambium* del patrón y el de la variedad (Boffelli y Sirtori, 2013) ([Figura 42](#)).



Figura 42. Forma adecuada y no adecuada en la unión del cambium entre injerto y portainjerto.

Existen dos síntomas especiales que denotan que las combinaciones son incompatibles, tales como: 1. Producirse rompimiento del árbol en el punto de unión, particularmente cuando ha estado en crecimiento durante varios años observándose en la fractura, limpieza y superficie lisa y no dispareja o dentada y 2. La presencia de tejido parenquimatoso o tejido cortical en lugar de tejido diferenciado normal, esto puede apreciarse muy bien al observarse un abultamiento prolongado en la unión del injerto y el patrón que interrumpe la conexión vascular normal entre patrón y púa.

También pueden existir distintas razones para no tener éxito en el injerto, como son: *a.* diferencias en la estructura anatómica, así, tenemos que los vasos conductores entre el patrón y el injerto son muy diferentes; *b.* falta de uniformidad de la dinámica de la savia que circula entre el patrón y el injerto y *c.* el periodo del año en que se injerta, ya que para tener éxito en el injerto debe haber un desarrollo vegetativo óptimo, para que las zonas meristemáticas estén óptimamente activas y la yema no esté muy desarrollada aún.

En los países tropicales, el injerto puede realizarse durante todo el año, siempre que los patrones y las plantas suministradoras de yemas estén en plena actividad vegetativa. Sin embargo, en estas zonas los injertos unen mejor y en mayor porcentaje en los periodos de sequía, ya que en esa época existe menor humedad relativa y por lo tanto, el desarrollo de hongos y otros agentes extraños que son favorecidos por la humedad, no es tan abundante. En las zonas templadas se recomienda injertar en los meses de marzo, abril y mayo, es decir, a época más convenientes en los climas templados es al inicio de la primavera (Calderón, 1993; Boffelli y Sirtori, 2010).

La práctica del injerto es muy utilizada ya que permite alcanzar numerosos objetivos como mantener variedades no reproducibles por semilla; ayudar a los ejemplares de una especie o variedad a combatir enfermedades y parásitos; adapta a una especie a condiciones ambientales no muy favorables; rejuvenecer un árbol; acelerar o limitar el desarrollo de una planta o mejorar las características de los frutos (Boffelli y Sirtori, 2013).

Son variados los tipos de injertos que se practican, definidos principalmente por el tipo de corte realizado entre el injerto y el patrón. En el injerto de yema en T, la yema se extrae del tallo (injerto) ([Figuras 43 a, b](#))

y [c](#)) y en el portainjerto se realiza un corte en T ([Figuras 43 d](#) y [e](#)). Se introduce la yema en el corte y se realiza el amarre para sujetar la yema ([Figuras 43 f](#) y [g](#)). Se recomienda realizar este tipo de injerto en los meses de abril a junio en plantas como el melocotonero, el almendro y el níspero (Boffelli y Sirtori, 2013).



Figura 43. Injerto de yema en T en *Rosa* spp. **a.** Selección de la yema; **b** y **c.** Separación de la yema; **d** y **e.** Corte en T en el portainjerto; **f.** Yema introducida en el corte; **g.** Amarre con cinta de teflón $\frac{3}{4}$ " \times 260.

En el injerto en parche o anillo, se separa la yema del injerto en forma de parche ([Figuras 44 a](#), [b](#) y [c](#)). El portainjerto se descortezca al tamaño del parche en forma de anillo ([Figuras 44 d](#) y [e](#)). El injerto se coloca cubriendo la zona descortezada ([Figuras 44 f](#) y [g](#)). Finalmente se realiza el amarre ([Figuras 44 h](#) e [i](#)). Se recomienda realizar este injerto en el verano en plantas como la higuera, nogal, avellano y vid (Boffelli y Sirtori, 2013). En el injerto inglés, se realiza un corte en diagonal en el portainjerto ([Figura 45 a](#)), posteriormente se hace un corte perpendicular en el cual se colocará el

injerto ([Figuras 45 b, c y d](#)) y finalmente se hace el amarre ([Figuras 45 e y f](#)). En plantas como la vid, kiwi, higuera, manzano y peral se recomienda realizar este tipo de injerto en los meses de marzo-abril (Boffelli y Sartori, 2013).



Figura 44. Injerto en forma de parche en *Rosa* spp. **a.** Selección de la yema; **b.** Corte de la yema en forma de parche; **c.** Parche; **d** y **e.** Descortezar en forma de anillo el portainjerto; **f** y **g.** Colocación del injerto rodeando el anillo; **h** e **i.** Amarre con cinta de teflón $\frac{3}{4}$ " \times 260.

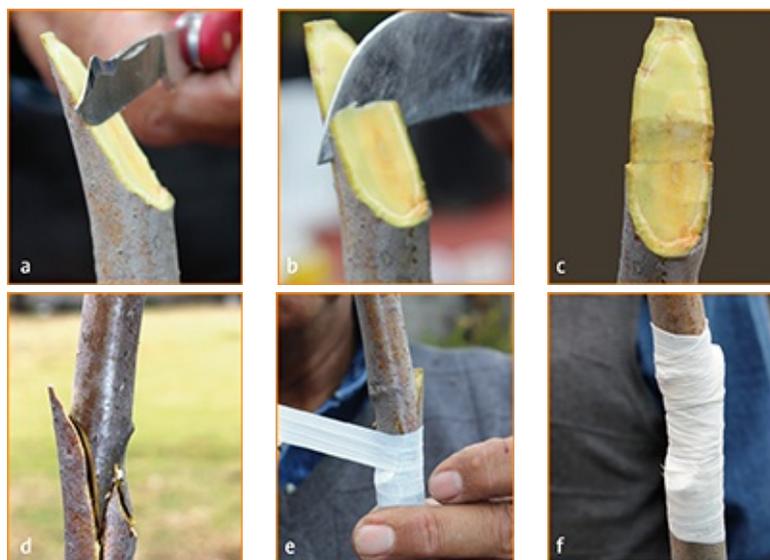


Figura 45. Proceso para la realización del injerto Inglés en pera. **a, b y c.** Se muestran la forma del corte del portainjerto; **d.** La unión de injerto y patrón o portainjerto; **e.** Amarre y; **f.** Terminado.

En el injerto de rama o tocón lateral se realiza un corte en diagonal en la rama portainjerto o patrón, en la que se coloca el injerto en forma de púa ([Figura 46 a](#)). Se realiza el amarre ([Figuras 46 b y c](#)) y finalmente se eliminan las ramas laterales sellando el extremo del portainjerto con cera de Campeche ([Figuras 46 d y e](#)).

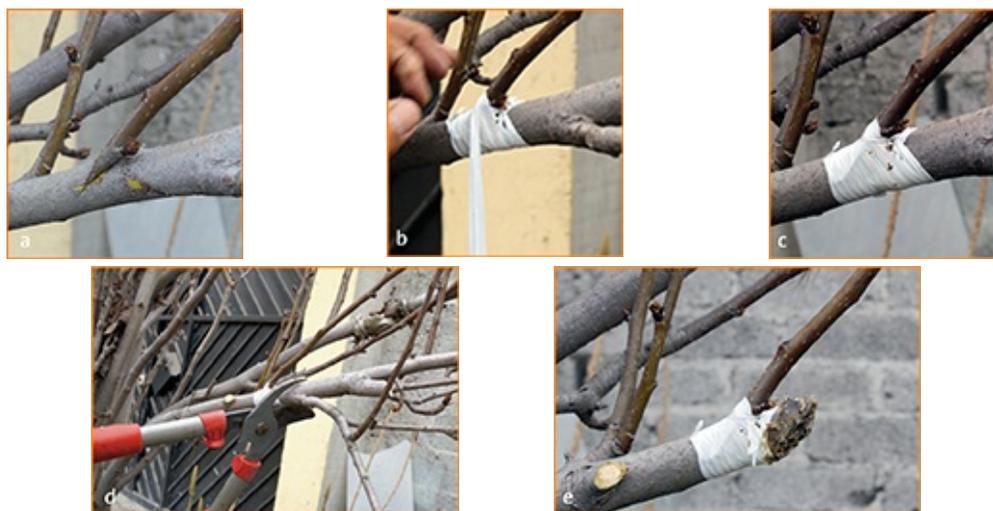


Figura 46. Realización de injerto de tocón lateral o de rama realizado en pera. **a.** Colocación de la púa (tocón o rama) en la incisión realizada en el patrón, vista lateral; **b y c.** Amarre para sujetar la púa (tocón o rama) para injerto; **d.** corte del tallo patrón; **e.** sellado con cera de Campeche.

Otro tipo de injerto es el de corona ([Figura 47](#)), el cual se recomienda en plantas como la higuera, el nogal, así como pomáceas y drupáceas (Boffelli y Sartori, 2013).



Figura 47. Realización del injerto de corona simple. **a.** Obtención de púa para injerto en rosa; **b.** Obtención de púa para injerto en pera; **c** y **d.** Colocación de la púa en el patrón; **e** y **f.** Amarre para terminado del injerto en pera; **g** y **h.** Amarre para terminado del injerto en rosa.

Algunos otros tipos de injerto se muestran en las [Figuras 48](#), [49](#) y [50](#).



Figura 48. Realización de Injerto de hendidura doble: **a.** Tronco patrón o portainjerto; **b** y **c.** Púa o rama para injerto; **d.** Hendidura realizada al tronco patrón; **e.** Colocación de las dos púas.



Figura 49. Injerto de corteza o de corona ensillada: **a** y **b**. Púa o injerto; **c** y **d**. Separación de la corteza; **e** y **f**. Colocación de triple púa y amarre; **g**. Sellado con cera de Campeche. Este injerto permite rejuvenecer al portainjerto o patrón.



Figura 50. Realización del injerto por aproximación o contacto: **a**. Corte de las cortezas de rama donante de injerto y de rama patrón; **b**. Aproximación y atado del injerto; **c**. Sellado del injerto con cera de Campeche.



Actividad 13. Realización de injerto en especies leñosas y semileñosas

Instrucciones

1. Se hacen desde primavera a otoño, es decir, cuando la corteza del patrón se pueda despegar con facilidad y el árbol esté en crecimiento activo, fluyendo savia.
2. Si se hace en primavera suele brotar el mismo año. A principios del otoño el escudete se afianza pero la yema no brota hasta la primavera del año siguiente.
3. Sobre el patrón (mejor que tenga 2 a 10 cm de diámetro), se hace un corte vertical (unos 3 cm) y otro horizontal en forma de "T". Se le saca una yema a una rama de la variedad. Si lleva hoja, córtala para disminuir la transpiración. Se despega la corteza y se inserta la yema.
4. Se ata el injerto con cinta plástica o rafia, dejando que asome un poco el trozo de peciolo y la yema. No es necesario encerarlo.
5. Se desata a los 15 a 20 días aproximadamente si ha afianzado.



Actividad 14. Injerto en especies herbáceas hortícolas: jitomate (*Lycopersicon esculentum*)

Instrucciones

1. Marca 6 vasos con una planta patrón de jitomate cada uno con su nombre y fecha.
2. Marca los vasos del 1 al 6 (Rep. I = vasos 1, 2, y 3) (Rep. II = vasos 4, 5 y 6).
3. Escoge 6 plantas de cada variedad mejorada.
4. Haz un corte inclinado con la navaja (en ángulo de 45°) en cada uno de los tallos del portainjerto.
5. Haz un corte inclinado con la navaja (en ángulo de 45°) en cada uno de los tallos del injerto, de cada variedad mejorada.
6. Une el injerto con el portainjerto y colocar un clip respectivo para facilitar la unión.

7. Coloca las plantas de jitomate injertadas cerca del ventilador en el invernadero para evitar el choque térmico.
8. Revisa cada 24 horas por 2 semanas y hacer reporte respectivo.
9. La siembra del injerto se realizará de 3 a 4 días después de la siembra del porta injerto, cuando el porta injerto y el injerto tienen la misma sección de tallo.



Conclusiones

La reproducción asexual artificial se caracteriza por la ausencia de la fusión de gametos, y la misma permite a un organismo producir descendientes rápidamente, en poco tiempo y bajo costo.

La propagación vegetativa es un método de producción de plantas basado en la reproducción asexual, mediante este mecanismo de reproducción vegetal podemos producir plantas idénticas a la planta de la que procede.

Este método es posible gracias a la totipotencialidad de las células meristemáticas de muchos órganos de la planta, estas células disponen de todo el material genético por el que tienen la capacidad de regenerar plantas enteras.

La reproducción asexual es un proceso que se produce de forma natural en las plantas como es el caso de los rizomas, tubérculos, bulbos, estolones y cormos, así como en la reproducción asexual artificial que a diferencia de la anterior, sólo es posible con manejo. Dentro de las técnicas de propagación vegetativa artificial encontramos el esqueje, el acodo y el injerto. Estas técnicas se basan en separar un fragmento de la planta que queremos multiplicar y conseguir que a partir de ese fragmento se desarrolle un individuo nuevo e idéntico, estos procesos se suelen acompañar de la utilización de hormonas vegetales que serán de gran ayuda en procesos de diferenciación tales como el enraizamiento. El injerto se utiliza para unir más de una variedad en un mismo patrón, obteniendo así un único ejemplar que produce frutos o flores de varias características diferentes.

Unidad 4

Sustratos



4.1. Conceptos



Objetivo

Conocer las características generales de diferentes sustratos utilizados para lograr el desarrollo de las plantas y lograr el éxito de las diferentes técnicas de propagación.

El suelo es el medio donde la planta encuentra el agua, las sustancias minerales y el oxígeno necesarios para su crecimiento y desarrollo vegetativo. Al mismo tiempo hace de soporte a la planta. El suelo ideal es aquel que tenga una porosidad y disposición de sus partículas tales que permitan la penetración de las raíces y que retengan el agua y el aire en cantidades suficientes. En muchas ocasiones no se encuentra este suelo ideal, por lo que hay que acudir a suelos artificiales o sustratos (Cabrera, 1999).

Se podría resumir diciendo que sustrato para plantas es todo material poroso, usado sólo o en combinación con otros, que colocado en un contenedor, proporciona anclaje y suficientes niveles de agua y oxígeno para un óptimo desarrollo de las plantas que crecen en él. Fonteno (1996) considera que cuando el suelo mineral se coloca en un contenedor pasa a ser un sustrato. Sin embargo, Raviv & Lieth (2008) indican que algunos sustratos pueden incluir arcillas y arenas como componentes, pero no suelo directamente.

Las plantas cultivadas en contenedores tienen un crecimiento limitado de sus raíces, pero en cambio tienen necesidades de nutrientes, aire y agua

elevadas. Por este motivo, en los cultivos en contenedores hay que buscar sustratos que sean capaces de mantener una gran cantidad de raíces en un reducido espacio teniendo suficiente agua y aire disponible.

La producción de plantas en contenedor surge con dos avances claves: el primero fue el conocimiento de los requerimientos nutricionales por las plantas logrado en el siglo XX, que culminó con el desarrollo de las soluciones nutritivas en los años 70's, lo que permitió un ajustado control de la disponibilidad de nutrientes que no puede realizarse en los cultivos en suelo. El segundo fue el descubrimiento en los años 50's y 60's de la facilidad en el control de microorganismos patógenos mediante desinfección de los sustratos, comparado con los cultivos en suelo (Raviv y Lieth, 2008). Se produce así la expansión de los sistemas de producción de los cultivos sin suelo, más específicamente cultivos en sustratos y en ambientes protegidos (Abad y Noguera, 1997).

La condición más importante que debe cumplir un buen sustrato es proveer suficiente agua para la planta y al mismo tiempo un buen volumen de aire. Esta porosidad está relacionada con la disponibilidad de oxígeno necesario para la respiración de las raíces y con un adecuado intercambio gaseoso, removiendo el exceso del CO₂ en el aire cercano a la rizósfera (Chong, 2008).

Para las técnicas de propagación tratadas en el capítulo anterior, es recomendable utilizar sustratos hasta el momento del trasplante en el que la unidad reproductiva estará lista para nutrirse de manera independiente con ayuda de sus propias raíces.



4.2. Propiedades físico-químicas

Existen numerosos sustratos que pueden utilizarse como medios de enraizamiento, y los criterios para seleccionarlos se basan en que cumplan las características anteriormente mencionadas, que se puedan obtener fácilmente y que tengan buena calidad, definida por un tamaño uniforme de las partículas, ausencia de impurezas y un pH entre 5.5 y 6.5 (Berjón *et al.*, 2004). Este pH permite que los nutrientes sean fácilmente asimilables por la planta, como el fósforo responsable de la biomasa radicular.

Las propiedades físicas son consideradas como las más importantes

para un sustrato (Bunt, 1988; Ansorena, 1994; Cabrera, 1995). Esto es debido a que si la estructura física de un sustrato es inadecuada, difícilmente podremos mejorarla una vez que se ha establecido el cultivo. En cambio, las propiedades químicas sí pueden ser alteradas posteriormente al establecimiento del cultivo. Por ejemplo, si un sustrato no posee un pH o el nivel nutricional adecuado, éstos pueden mejorarse añadiendo mejoradores o abonos. Similarmente, un exceso de sales solubles puede remediarse con un lavado (o lixiviado) con agua de baja salinidad. Conociendo las propiedades físicas y químicas de los materiales disponibles para elaborar sustratos, se podrán elaborar las mezclas adecuados para cada cultivo en maceta.

Martínez (1992) agrega y define los siguientes conceptos: capacidad de retención de agua (CRA) como la cantidad máxima de agua en volumen que puede retener un sustrato bajo unas condiciones de medida normalizadas; y agua difícilmente disponible, como el volumen de agua retenido por el sustrato a la tensión de 10 kPa, ambos también referidos al volumen total.

La densidad aparente de un sustrato debe ser baja (1 a 1.1 gr cm⁻³), ya que de esta manera las raíces tienen facilidad para penetrar a través del mismo, al tiempo que el peso de la maceta no es grande.

En general un sustrato artificial tiene una granulometría mucho más gruesa que un suelo, lo que facilita la aireación aunque en detrimento de la retención de agua. Por ello, al hacer una mezcla a base de sustancias orgánicas y minerales, hay que tratar de buscar el equilibrio entre retención de agua y aireación. Un medio de cultivo bueno deberá de tener buenas propiedades físicas como son: aireación y drenaje, retención de agua y baja densidad aparente (Cabrera, 1995; Chong *et al.*, 2008).

Las propiedades químicas de un sustrato son importantes, ya que de ellas dependerán en gran parte la disponibilidad de nutrientes. Según sea el pH del sustrato estarán disponibles en mayor o menor medida los iones de unos u otros minerales. Así, por ejemplo, con un pH bajo están poco disponibles los iones de Calcio, Azufre y Potasio, mientras que a pH alto son poco asimilables los iones de Fósforo, Hierro, Manganeso, Zinc, etc. Por estos motivos el pH de un sustrato debe estar alrededor de 6.5, ya que este es al parecer el punto de máxima disponibilidad de nutrientes (Cabrera, 1999).

El sustrato ideal debe tener nutrientes en forma asimilable para la planta (nitrógeno, potasio, fósforo, azufre, calcio, magnesio y hierro entre los

macroelementos y cobre, cinc, sodio, manganeso, boro, cloro y molibdeno entre los microelementos). Estos nutrientes, sobre todo el N, P y K, deben ser aportados mediante abonados ya que las necesidades de la planta son grandes y el espacio con sustrato de una maceta es pequeño.

Cualquier actividad biológica en los sustratos puede ser perjudicial. Los microorganismos compiten con la raíz por oxígeno y nutrientes. También pueden degradar el sustrato y modificar sus características físicas. Generalmente disminuye su capacidad de aireación, pudiéndose producir asfixia radicular por deficiencias de oxígeno y de nitrógeno, liberación de sustancias fitotóxicas y contracción del sustrato. La disponibilidad de compuestos biodegradables (carbohidratos, ácidos grasos y proteínas) determina la velocidad de descomposición. Muchos de los efectos biológicos de los sustratos orgánicos se atribuyen a los ácidos húmicos y fúlvicos, que son los productos finales de la degradación biológica de la lignina y la hemicelulosa. Una gran variedad de funciones vegetales se ven afectadas por su acción. (Ansorena, 1994; Cabrera, 1998; Chong, 2008).

Los sustratos pueden ser orgánicos y minerales, ambos se les considera como “artificiales”. La combinación de ambos permite obtener una mezcla adecuada, por regla general la mayor proporción está dada por los sustratos orgánicos (tierra de monte, hojarasca de pino, hojarasca de encino, turbas, fibra de coco, estiércoles, entre otros), debido a que la materia orgánica tiene propiedades tales como baja densidad, elevada porosidad, gran capacidad de intercambio iónico, alta capacidad de retención de agua, etc. La otra parte del sustrato artificial está formada por sustancias minerales naturales (arena, grava, tezontle, tepojal o piedra pomez) o subproductos minerales (perlita, vermiculita, agrolita, entre otros). Estos productos minerales tienen una elevada densidad real, una densidad aparente muy baja y son muy porosos (Cuadro 1).

CUADRO 1. *Propiedades y características deseables de componentes orgánicos e inorgánicos para sustratos de cultivo (Ansorena, 1994)*

Componentes	Características deseables	Ejemplos
Inorgánicos	<ul style="list-style-type: none"> • Alta capacidad de retención de agua y agua disponible. • Tener una baja densidad de partículas. • Tener buena distribución de 	<ul style="list-style-type: none"> • Vermiculita (tiene alta capacidad de intercambio catiónico (CIC), (alta capacidad de retención de agua, baja densidad de partículas).

	tamaño de partículas.	<ul style="list-style-type: none"> • Perlita (porosa, inerte, débil mecánicamente). • Arenas (alta densidad de partículas, baja CIC). • Arcilla calcinada (porosa, baja CIC). • Subproductos minerales (tales como óxidos metálicos).
Orgánicos	<ul style="list-style-type: none"> • Alta capacidad de retención de agua y agua disponible. • Bien composteados y/o tratados con nitrógeno. • Tener un bajo contenido de sales solubles (conductividad eléctrica < 4 mmhos < cm-1). • Tener buena distribución de tamaño de partículas. • Que no contengan compuestos tóxicos (como toxinas vegetales o químicos orgánicos). • Que no sean portadores o vectores de plagas y/o enfermedades. 	<ul style="list-style-type: none"> • Turba (peat moss) (excelente retención de agua, CIC, baja densidad de partículas). • Materia orgánica composteada (hojas de árboles, césped, residuos de poda). • Productos y subproductos de madera (corteza, aserrín, virutas, etc.). • Lodos de tratadora o depuradora (debe tenerse cuidado con textura fina y metales pesados). • Otros materiales (estiércol, pajas, bagazos, cascarillas, etc.).



4.3. Sustratos orgánicos

Los sustratos orgánicos más populares incluyen: turba (*peat moss*), productos de madera procesados por composteo (corteza, aserrín, virutas), composta de materia orgánica, lodos de depuradora, fango, estiércol, paja y cascarillas (de arroz, cacahuate, etc).

Turba o *peat moss* (proveniente del musgo *Sphagnum*): posee una excelente porosidad y es buena receptora de soluciones nutritivas proporcionando gran aireación a las raíces, además está libre de gérmenes y semillas de malas hierbas y es bastante ligera. Después de su humedecimiento y abonado puede ser utilizada inmediatamente. Las turbas negras, más descompuestas, disminuyen su calidad ya que retienen deficientemente el agua y proporcionan menos aireación para las raíces. En ocasiones se añade en proporciones diversas para aumentar la retención de agua de la misma. La turba es buen medio para el enraizado de las estacas de la mayoría de las especies. Procede de Canadá y de

Europa, no hay turbas en México, se usan en casi todas las plantas de maceta, en una alta proporción, se vende comercialmente en paquetes de 30 kg (Michiels *et al.*, 1993; Aendereck, 1997; Michel *et al.*, 2004). ([Figura 51](#)).



Figura 51. Sustratos orgánicos; **a.** Aserrín; **b.** Corteza de pino; **c.** Hojas de pino; **d.** Fibra de coco.

Para utilizar la turba una vez abierto el embalaje hay que desmenuzarla y humedecerla ligeramente, ya que de otra manera se hace difícil su manipulación. Posteriormente puede añadirse cal para aumentar su pH, aunque ello dependerá del tipo de turba, de la dureza de las aguas empleadas y de los cultivos que vamos a realizar. Si se le ha añadido cal debe dejarse en reposo unas 10-12 horas para que la cal reaccione con la turba antes de su utilización. Posteriormente se procede al abonado de fondo mediante la adición de un abono complejo en dosis de 1.5 kg, por metro cúbico de sustrato. Este medio de enraíce es el que más se ha utilizado en Norteamérica y es la base de diferentes medios, al combinarse con arena, vermiculita, agrolita, corteza composteada y aserrín, principalmente; aunque en los últimos años se ha empleado en los viveros de nuestro país. Entre las características más sobresalientes de la turba destacan el fácil movimiento del agua, el

bajo nivel de nitrógeno disponible y el pH, que varía de 3.2 a 4.5 (Martínez *et al.*, 2000).

Residuos forestales: la más conocida es la corteza de pino. Debe estar triturada en trozos muy pequeños (1-2 cm) y se mezcla con turba en cantidades variables. También se utiliza el aserrín siempre que no provenga de maderas tratadas con productos tóxicos para las plantas. En los sustratos que utilicen estos residuos hay que aportar dosis complementarias de abonos nitrogenados, ya que estos residuos forestales no aportan nitrógeno. (Bilderback y Fonteno, 1993; Nkongolo y Caron, 1999).

Residuo de fibra de coco: Proviene de la fibra del fruto de la palma de coco (*Cocos nucifera*), la cual es deshidratada y triturada. Se comercializa de textura gruesa o fina, proporcionando así una menor o mayor retención de agua respectivamente. Por su menor costo, la fibra de coco ha ido sustituyendo el uso de la turba que es de mayor costo (Pérez *et al.*, 2004) ([Figura 51](#)).



4.4. Sustratos inorgánicos

Arena: La arena es una de las sustancias más utilizada en la mezcla de sustratos, aunque se emplea en pequeñas cantidades. La arena mejora la estructura del sustrato, pero aporta peso al mismo. Las arenas utilizadas no deben contener elementos nocivos tales como sales, arcillas o plagas. El grano no debe ser grueso. La arena de río, que es la mejor, debe estar limpia para ser utilizada en sustratos. La arena utilizada en construcción no es buena porque lleva mucha arcilla y se compacta. Es relativamente poco costosa y fácil de obtener. Sin embargo, la arena no retiene la humedad como lo hacen otros medios para enraizamiento y necesita regarse con más frecuencia. La arena debe ser lo suficientemente fina como para retener algo de humedad alrededor de las estacas y lo bastante gruesa como para permitir que el agua se drene fácilmente a través de ella. Las estacas de algunas especies que enraízan en arena producen una raíz larga, no ramificada y quebradiza, en contraste con los sistemas radicales fibrosos y ramificados que se

desarrollan en otros medios. Una opción para obtener mejores resultados, es mezclarla con otros sustratos, como la agrolita o vermiculita (Hartmann, 1997; Chong, 2008) ([Figura 52](#)).



Figura 52. Sustratos inorgánicos. **a.** Agrolita; **b.** Arena; **c.** Grava; **d.** Zeolita; **e.** Tepojal o Jaltete; **f.** Poliuretano; **g.** Tezontle negro; **h.** Tezontle rojo; **i.** Vermiculita.

Tezontle: Es una escoria volcánica constituida por silicatos de aluminio y feldespatos, formados por fragmentos de lava porosa, redondeadas e irregulares, de 2 a 50 mm que se forman al ser expelida la lava y enfriarse de golpe, constituyendo el manto piroclástico (Burés, 1997). Existen tres tipos de tezontle utilizados en la horticultura: negro que está ligeramente erosionado y consiste en brechas piroclásticas; el amarillo y el rojo cuyo color es debido a la presencia de hierro en forma férrica, siendo éste tezontle el más utilizado en la horticultura ornamental. El tezontle grueso y la arena de tezontle presentan una porosidad muy semejante, 54.86% y 55.63% respectivamente, y porosidad cerrada de 13%, además tiene elevada capacidad de aireación (45 a 65% en volumen) y presenta poca capacidad de retención de agua fácilmente disponible. El tezontle grueso tiene una densidad de 1.07 gr/cm³ y la arena de tezontle 1.19 gr/cm³ lo que representa

un mayor peso por volumen en la arena de tezontle. Están constituidos en una mayor parte por óxido de silicio y óxido de aluminio, con cantidades pequeñas de hierro, calcio, magnesio y sodio en forma de óxido, nitrógeno 6 mg/l, fósforo 9 mg/l, potasio 52 mg/l, calcio 330 mg/l y magnesio 25 mg/l (Hartman, 1997). Dependiendo de su origen el pH puede ser alcalino de 7.5 a 8.6 ó ácido de 4.6, la conductividad eléctrica de 0.02 dS/m, el área superficial y la capacidad de intercambio catiónico son más bajas y fijan el ión amonio (Burés, 1998) ([Figura 52](#)).

Perlita o agrolita: Es un sustrato de origen volcánico (perlita), sometido a altas temperaturas donde se expande y forma unas partículas blancas de poco peso, estériles y muy útiles para proporcionar porosidad y aireación al sustrato. Posee una capacidad de retención de agua de hasta 5 veces su peso. Tiene un pH de 7 a 7.5. Se usa mucho como medio para estacas con hojas, especialmente bajo niebla, debido a sus buenas propiedades de drenaje. Se puede usar sola, pero es mejor si se emplea mezclada en diversas proporciones con turba o vermiculita. (Hartmann, 1997; Chong, 2008) ([Figura 52](#)).

Vermiculita: Es un mineral de estructura laminar, próxima a la mica, expandida a 900°C. Al vaporizarse el agua contenida entre sus láminas, el calor las hace explotar en multitud de láminas delgadas con un gran contenido de aire entre ellas. Las estacas de diversas plantas enraízan mejor en vermiculita con partículas de tamaño grande, en tanto que otras lo hacen mejor cuando las partículas de este material son pequeñas. Este material mantiene por largo tiempo la humedad favoreciendo las condiciones de enraizamiento. Se obtienen mejores resultados cuando se mezcla en partes iguales con la agrolita o turba, que con cualquiera de los dos materiales utilizados en forma individual. Algunos milímetros de vermiculita sobre los semilleros aseguran el mantenimiento de la aireación, la temperatura y la higrometría óptimas. Es muy segura, la ligereza y la estructura exfoliada de la vermiculita elimina todo riesgo de asfixia y de agresión mecánica para la plántula por lo que se desarrolla adecuadamente. La vermiculita es ideal para mezclar con los sustratos proporcionando aireación e hidratación. Es una sustancia hidrófila y tiene una gran capacidad

de intercambio, por lo que el agua y los nutrientes están más disponibles. Es físicamente equilibrada y no agresiva, químicamente inerte y biológicamente aséptica, constituye un entorno ideal para el crecimiento de las plantas (Chong, 2008). Su pH es de 7 a 7.2. ([Figura 53](#)) (Cuadro 2).

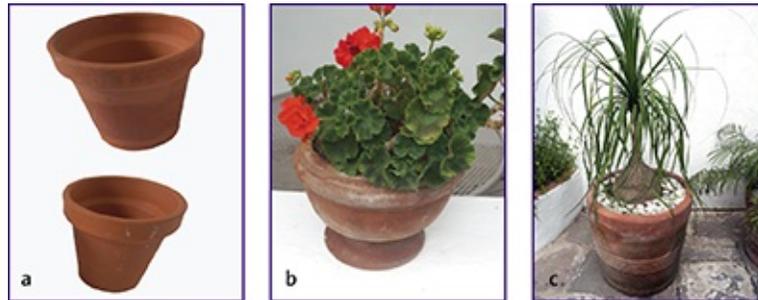


Figura 53. a. Contenedores porosos de barro; b y c. Precipitación de sales en contenedores de barro.

CUADRO 2. *Características generales de los principales sustratos*

	<i>Perlita</i>	<i>Tezontle</i>	<i>Peat moss</i>	<i>Vermiculita</i>	<i>Arena</i>	<i>Fibra de coco</i>
Densidad	135 g/L	1500-1800 g/L	60-300 g/L	120 g/L	1700 g/L	200 g/L
Retención de humedad	45%	25%	48%	35%	15%	40%
Aire	35%	25%	20%	25%	35%	16%
Materia sólida	20%	50%	32%	40%	50%	40%
Esterilidad	Muy alta	Media	Media	Alta	Media	Alta
Durabilidad	3 años	2 años	1 año	1 año	Indeterminada	1 año
Composición	Silicatos	Mineral no metálico	Fibra vegetal	Mineral	Mineral	Fibra vegetal
pH	Neutro	Neutro	Ácido	Neutro	Neutro	6.8-7
CIC	Baja	Muy ligera	Baja	Alta	Baja	Alta



4.5. Contenedores

Son envases que sostienen el sustrato y se pueden clasificar de acuerdo a sus características de porosidad y a su frecuencia de uso:

Porosos: contenedores que permiten el paso de la humedad por sus paredes y dentro de estos podemos incluir los de barro y cerámica, los de cantera y cantera molida, y los de cemento. Estos tienen la característica de que al permitir el paso de la humedad por sus paredes el tiempo que dura la humedad en los sustratos es corto por lo que habrá que regar más seguido. Además las sales suspendidas en el agua se precipitan en la pared del contenedor llegando con el tiempo a formar una concentración alta de las sales precisamente en donde hay mayor existencia de raíces, condición que hace necesario el cambio de contenedor una vez al año para evitar problemas en las plantas. Se ha calculado que la cantidad de agua necesaria para mantener una planta suculenta en un contenedor poroso como el barro es tres veces mayor que un contenedor no poroso.

No porosos: son contenedores que no permiten el paso de la humedad por sus paredes y en estos podemos incluir los contenedores de plástico, de vidrio, de fibra de vidrio, de metal y los de barro y cerámica que están vidriados en su interior. La humedad, al no haber pérdidas por las paredes del contenedor dura más tiempo y se evita la concentración de sales en el interior de sus paredes pero es importante que tengan perforaciones en el fondo que permitan un drenaje fácil y rápido ([Figura 54](#)).



Figura 54. Contenedores no porosos de cerámica vidriada.

No recuperables: son envases que se destruyen o se degradan en el propio proceso del cultivo (envases de papel, turba compactada y fibras de coco). Son potencialmente más interesantes para el futuro ya que están constituidos por material biodegradable.

Recuperables: son aquellos construidos de plástico (polipropileno, poliestireno expandido y/o polietileno rígido) con diferentes niveles de rigidez. No se destruyen con el cultivo y pueden usarse por varias campañas (10 o más rotaciones de cultivo los de polietileno rígido, y 5 o menos los de poliestireno expandido), previa limpieza y desinfección. El calor intenso y los rayos ultravioletas pueden volver frágiles algunos tipos de contenedores plásticos, si bien hoy en día ya se fabrican algunos con inhibidores de las radiaciones ultravioletas (Chong, 2008) ([Figura 55](#)).

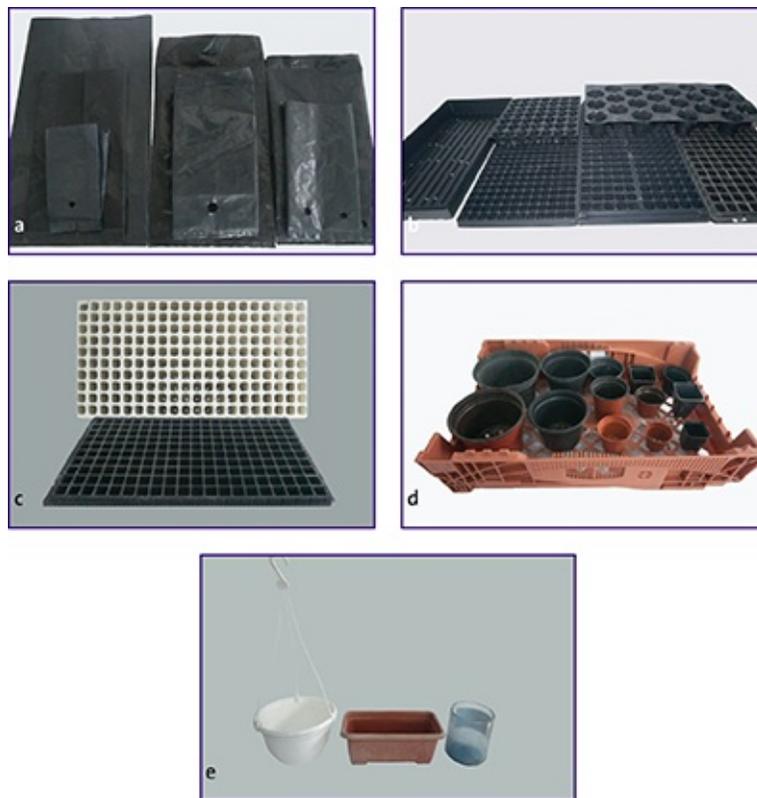


Figura 55. Contenedores recuperables de plástico. **a.** Bolsas de polietileno; **b** y **c.** Bandejas de uso hortícola; **d** y **e.** Contenedores de diversos tamaños y materiales, incluyendo vidrio.

En una maceta o contenedor, el volumen de exploración del sistema radical

es limitado y está expuesto a rápidas fluctuaciones del ambiente. Se genera, por lo tanto, la necesidad de minimizar los factores de estrés que puedan afectar al cultivo. Para ello, se requiere de técnicas de manejo que consideren la forma y el tamaño del contenedor, el volumen y la calidad del riego, la fertilización y el tipo de sustrato adecuado para proveer al cultivo del soporte, de la retención de agua y los nutrientes necesarios.

La forma de la maceta tiene gran importancia en la gestión del cultivo. La existencia de un gradiente de humedad de arriba hacia abajo en los recipientes, hace que la capacidad de retención de agua esté relacionada con la forma del envase. Es decir, la capacidad de retención de agua será tanto menor cuanto mayor sea la relación altura/diámetro en contenedores redondos.

El volumen de un contenedor determina el tamaño que podrá alcanzar la planta que crezca en el mismo. La dimensión óptima está relacionada con la especie, el tamaño de planta deseado, la densidad de cultivo, la duración de la estación de crecimiento y el medio de crecimiento que se utilice.

El diámetro de un contenedor es otro parámetro importante y depende de la especie a ser cultivada en él. Los árboles, arbustos y herbáceas de hojas grandes necesitan un mayor diámetro de contenedor para que el agua de riego pueda atravesar el denso follaje y llegar al sustrato; mientras que en coníferas es lo opuesto.

La densidad de plantas es otro factor importante a considerar en contenedores con múltiples celdas o cavidades. El espaciamiento afecta la cantidad de luz, agua y nutrientes que están disponibles para cada planta. En general, las plantas que crecen con menores espaciamientos, se desarrollan más altas y tienen menor diámetro a nivel del cuello que aquellas que se cultivan más distanciadas. El tamaño de las hojas condiciona la densidad de producción. Las especies de hojas grandes deben cultivarse a baja densidad, mientras que las de hojas más pequeñas y las que tienen acículas pueden producirse en mayores densidades. El espaciamiento entre contenedores afecta la altura, la rectitud de los tallos, el diámetro del cuello y la frondosidad.

Los orificios de drenaje son un aspecto importante a tener en cuenta, ya que la obstrucción de dichos orificios podría producir

falta de oxígeno en el ambiente de la raíz (anoxia) y, si se mantiene por tiempos prolongados puede provocar la muerte de la planta. Los contenedores deben tener una o más perforaciones de drenaje en el fondo para que el excedente de agua de riego sea drenado. Estas perforaciones deben ser tan grandes como sea posible, pero sin que se produzca la pérdida de sustrato en la operación de llenado. Las raíces crecen por lo general alrededor de los orificios de drenaje y eventualmente se podría producir el taponamiento de los mismos, en el caso de que éstos sean de tamaño reducido (Chong, 2008). ([Figura 56](#)).



Figura 56. Orificios de drenaje en contenedores recuperables.

Un cepellón firme o sólido se logra cuando las raíces de la planta se aferran al medio de crecimiento lo suficiente como para permitir la extracción del contenedor sin que el sustrato se separe de las raíces. Sin embargo, algunos productores prefieren cepellones blandos, que tienen raíces más sueltas en el contorno. En esta situación las raíces nuevas crecen más rápidamente luego de la plantación y por ende, las plantas presentan mayor resistencia a heladas u otras perturbaciones mecánicas (Álvarez, 2011).

El color, es generalmente un elemento estético, sin embargo, a veces incide directamente, sobre la temperatura del sustrato contenido ([Figura 57](#)). En el caso de cultivos expuestos al sol, las macetas negras elevan más su temperatura respecto a otras de colores más claros, lo cual puede ser perjudicial para los sistemas radiculares, ya que restringe su crecimiento. El color y las propiedades aislantes del contenedor determinan la temperatura del medio de crecimiento, el cual afecta directamente el crecimiento de las raíces.



Figura 57. Contenedores recuperables de diferente color.

La especie a cultivar interviene en la elección del contenedor adecuado, puesto que las arbóreas, por ejemplo, requieren mayores envases que las arbustivas y las herbáceas. Asimismo, debe tenerse en cuenta el tipo de sistema radicular; en plantas de raíz típica o pivotante, en general, se utilizan envases de mayor altura que diámetro, mientras que en especies de raíces fibrosas ó ramificadas, los valores de altura y diámetro del envase deben ser más equilibrados.



Conclusiones

Existen diversos materiales que pueden utilizarse como sustratos o medios de crecimiento para el cultivo de plantas, estos pueden ser orgánicos o inorgánicos, cuyas características físicas, químicas, biológicas y agronómicas pueden variar según la región. El uso de estos materiales presenta diversas ventajas tales como el cuidado del suelo y el agua; no obstante, se deben considerar diversos criterios para la selección de un material, ya que esto es de relevancia para el buen crecimiento de la planta, así como para la economía del productor. No solo se trata de tomar un material y colocarlo en un contenedor, sino que se requiere de una secuencia de análisis, evaluando sus propiedades y presupuesto. En general para tomar la decisión de utilizar un material como sustrato o mezcla de varios, se deben considerar sus costos, disponibilidad, respeto por el ambiente y que los resultados de su caracterización se ajusten en lo posible a las características ideales para el crecimiento y desarrollo del cultivo por establecer.



Glosario

Abaxial: referente a la superficie o lado más alejado del eje principal u orientado hacia la base. Sinónimo de envés.

Androceo: conjunto de los órganos masculinos de la flor; los estambres.

Angiosperma: plantas que tienen las semillas encerradas en un ovario.

Autótrofa: plantas que poseen pigmentos que les permiten sintetizar carbohidratos a partir del dióxido de carbono.

Cambium: tejido vegetal meristemático, específico de las plantas leñosas, situado entre la corteza y el leño, compuesto normalmente por una capa única de células embrionarias. El cambium vascular es un meristemo lateral del tejido vascular de las plantas. El cambium vascular es el origen del xilema secundario (que crece hacia adentro) y del floema secundario (que crece hacia afuera), y se localiza entre estos tejidos en el tallo y la raíz. Algunos tipos de hojas también tienen cambium vascular.

Citocinesis: división del citoplasma celular para formar las células hijas.

Coleoptilo: vaina cerrada del embrión de las gramíneas y de otras monocotiledóneas, que representa la primera hoja de la plántula.

Coleorriza: vaina cerrada del embrión de las gramíneas, dentro de la cual está la radícula.

Cono: estróbilo que se compone de un eje leñoso en torno al cual se disponen, cíclica o helicoidalmente, las escamas o brácteas, y entre éstas y dicho eje, las escamas seminíferas.

Cotiledón: la primera o cada una de las primeras hojas de la planta en el embrión.

Deleciones: tipo de anomalía estructural cromosómica que consiste en la pérdida de un fragmento de ADN de un cromosoma. Esta pérdida origina un desequilibrio, por lo que las deleciones están

incluidas dentro de las reordenaciones estructurales desequilibradas.

Duplicaciones: repetición de un fragmento de cromosoma a continuación del fragmento original. Las duplicaciones surgen por error en la duplicación del ADN, como producto de una reorganización cromosómica de tipo estructural o relacionado con un proceso de sobrecruzamiento defectuoso.

Envés: superficie inferior de la lámina.

Epicótilo: tejido que se ubica entre los cotiledones y la radícula.

Escarificación: daño a la cubierta seminal para permitir la entrada de agua a los tejidos (imbibición).

Escutelo: cotiledón de las gramíneas.

Esporófila: hoja especializada reproductiva que lleva uno o más esporangios.

Estigma: porción apical de la hoja carpelar, de forma muy variada.

Estróbilo: estructura condensada de un solo eje, bracteada, que contiene los órganos reproductores de las gimnospermas y otros grupos relacionados.

Exina: membrana externa del grano de pólen, constituida por esporopolenina.

Gametofito: generación de células haploides, que produce células reproductoras sexuales, las gametas.

Genotipo: información genética que posee un organismo en particular, en forma de ADN. Normalmente el genoma de una especie incluye numerosas variaciones o polimorfismo en muchos de sus genes. Toda la información contenida en los cromosomas se conoce como genotipo; sin embargo, dicha información puede o no manifestarse en el individuo.

Gimnosperma: planta vascular, principalmente árbol, cuya semillas se encuentran al descubierto.

Gineceo: conjunto de los órganos femeninos de la flor.

Hipocótilo: parte del eje caulinar que se encuentra entre la radícula y los cotiledones.

Imbibición: primera etapa en la germinación de una semilla que implica la entrada de agua a los tejidos.

Intina: membrana interna del grano de polen, muy delgada, incolora, de naturaleza celulósica o péctica.

Inversiones: en genética, una inversión cromosómica es un cambio estructural por el cual un segmento cromosómico cambia de sentido dentro del propio cromosoma con relación a una secuencia considerada como típica.

Keikis: es un vocablo hawaiano que se utiliza para designar a un “bebé” y que en jardinería es como se denomina al “hijuelo” que en la planta madre de una orquídea (familia *Orchidaceae*) se emite en la vara floral, tras la floración.

Nucela: parte interna del rudimento celular, rodeada por los tegumentos.

Pistilo: unidad del gineceo compuesta del ovario, el estilo y el estigma.

Plastidios: orgánulos celulares eucarióticos, propios de las plantas y algas. Su función principal es la producción y almacenamiento de importantes compuestos químicos usados por la célula. Usualmente contienen pigmentos utilizados en la fotosíntesis, aunque el tipo de pigmento presente puede variar, determinando el color de la célula.

Priming: es un tratamiento o acondicionamiento que se aplica a las semillas durante su imbibición y activación del metabolismo para incrementar la germinación y el establecimiento de las especies vegetales. (Font Quer, 1985; Valencia *et al.*, 2011).

Primordio: conjunto de células del meristemo que generan los órganos de las plantas mediante sucesivas divisiones.

Radícula: rudimento radical del embrión de las plantas superiores.



Bibliografía

- Abad, M., y Noguera, P., 1997, Los sustratos en los cultivos sin suelo, en: Urrestarazu, M. (ed.), *Manual de cultivo sin suelo*, Universidad de Almería, España.
- Adkins, J., y Miller, W., 2008. Storage organs, en: Beyl, A., y Trigano, N., (ed.), *Plant propagation concepts and laboratory exercises*, CRC Press, EUA.
- Aendereck, T., 1997, Decomposition of peat substrate in relation to physical properties and growth of *Chamaecyparis*, *Acta Hort.* 450, pp. 191-198.
- Álvarez, M., 2011, *Multiplicación de plantas*, Albatros, Argentina.
- Ansorena, M., 1994, *Sustratos: propiedades y caracterización*, Mundi-Prensa, España.
- Attridge, T., 1990, *Light and plant responses*, Edward Arnold, Gran Bretaña.
- Azcón-Bieto, J., y Talón, M., 2008, *Fundamentos de fisiología vegetal*, McGraw-Hill-Interamericana, España.
- Barbedo, C., y Cicero S., 2000, Effects of initial quality, low temperature and ABA on the storage of seeds of *Inga uruguensis*, a tropical species with recalcitrant seeds, en *Seed Sci. & Technol.* 28, pp. 793-808.
- Barceló, C., et al., 2001, *Fisiología vegetal*, Pirámide, Madrid.
- Bewley, J., y Black, M., 1994, *Seeds, physiology of development and germination*, Plenum Press, Nueva York.
- Beyl, A., y Trigano, N., 2008, Introduction to plant propagation, en: Beyl, A. y Trigano, N. (ed.), *Plant propagation concepts and laboratory exercises*, CRC Press, EUA.
- Bilderback, T., y Fonteno, W., 1993, Improving nutrient and moisture retention in pine bark substrates with rockwool and compost combinations, *Acta Hort.* 342, pp. 265-272.
- Bidwell, R., 1998, *Fisiología vegetal*, AGT Editor, México.
- Bradbeer, J., 1988, *Seed dormancy and germination*, Chapman and Hall, Nueva York.

- Boffelli, E., y Sirtori, G., 2010, *Poda e injertos. Enciclopedia práctica, técnicas, modalidades y épocas para las distintas especies*, De Vecchi, Barcelona.
- Burés S., 1997, *Sustratos*, Ediciones Agrotécnicas, Madrid.
- , 1998, Introducción a los sustratos. Aspectos generales, en: Pastor, N. (Comp.), *Tecnología de sustratos. Aplicación a la producción viverística, ornamental, hortícola y forestal*, Universidad de Lleida, España.
- Bunt, A., 1988, *Media and mixes for container-grown plants*, Unwin Hyman Ltd., Gran Bretaña.
- Cabrera, R., 1998, Monitoring chemical properties of container growing media with small soil solution samplers, *Scientia Horticulturae* 75, pp.113-119.
- , 1999, Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta, *Revista Chapingo-Serie Horticultura* 5(1), pp. 5-11.
- Calderón, A., 1993, *Fruticultura general; el esfuerzo del hombre*, 3 ed., UTEHA, México.
- Cárdenas, M., 2013, *Caracterización de la semilla de Asclepia curassavica y la propagación de plántulas en condiciones de invernadero*, Informe final servicio social. Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, México.
- Collazo, M., 2013, Las plantas como organismos modulares, en: Márquez, J., et al., (eds.), *Biología de angiospermas*, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Chaparro, A., 2012, *Caracterización de semilla, propagación y estudio nutrimental del arilo de Pithecellobium dulce (guamúchil), una especie de uso múltiple*, Informe final servicio social, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, México.
- Cheng, Z., Li, Y., y Zhang, Z., 2008, Plant growth regulators used in propagation, en: Beyl, A., y Trigano, N., (eds.), *Plant propagation concepts and laboratory exercises*, CRC Press, USA.
- Chong, C., et al., 2008, Physical properties and other factors to consider when selecting propagation media, en: Beyl, R., y Trigano, R., (eds.), *Plant propagation*, CRC Press, USA.
- De la Palma Nolasco, P., 2011, *Histología de semillas y desarrollo*

de plántulas de granjel, *Randia echinocarpa* Sessé & Mociño ex DC., (Rubiaceae). Informe final servicio social, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, México.

- Derrick, T., 1988, *Multiplicación de plantas*, Naturart, Barcelona.
- Egley, G., 1989, Water-impermeable seed coverings as barriers to germination, en: Taylorson, R., (comp.), *Recent advances in the development and germination of seeds*, Plenum Press, Nueva York.
- Ellis, R., Hong, T., y Roberts, E., 1990, An intermediate category of seed behaviour?, *J. Exp. Bot.* 41, pp. 1167-1174.
- Espejel, X., 2014, *Caracterización y propagación de las semillas de chicalote (Argemone ochroleuca) y copalcojote (Cyrtocarpa procera)*, Informe final servicio social, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, México.
- Fonteno, W., 1996, Growing media: types and physical/chemical properties, en: David, W., (ed.), *Water, media and nutrition*, Ball Publishing, EUA.
- Font Quer, P., 1985, *Diccionario de Botánica*, Labor, España.
- Gordon, G., 1991, *Tree and shrub seed handbook*, International Seed Testing Association, EUA.
- Hartmann, H., et al., 1997, *Plant propagation: principles and practices*, 6th ed., Prentice Hall, EUA.
- Hoover, E., 2008, Environmental factors affecting seed germination, en: Beyl, A., y Trigano, N., (eds.), *Plant propagation concepts and laboratory exercises*, CRC Press, EUA.
- Larcher, W., 1977, *Ecofisiología vegetal*, Omega, España.
- Michiels, P., Hartmann, R., y Coussens, C., 1993, Physical properties of peat substrates in an ebb/flood irrigation system, *Acta Hort.* 342, pp. 205-219.
- Michel, C., Morel, P., y Rivière, L., 2004, The importance of hidric history on the physical properties and wettability of peat, *Acta Hort.* 644, pp. 275-280.
- Martínez, F., 1992, Propuesta de metodología para la determinación de las propiedades físicas de los sustratos, *Actas de las I Jornadas de Sustratos, SECH*.
- Martínez, C., et al., 2000, Turberas de montaña del noroeste de la Península Ibérica, *Edafología* Vol. 7-1, abril 2000, pp. 1-29.

- Márquez, J., *et al.*, 2013, *Biología de angiospermas*, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Moreira, N., y Nakagawa, J., 1988, *Semillas, ciencia, tecnología y producción*, Hemisferio Sur, Uruguay.
- Moreno, E., 1996, *Análisis físico y biológico de semillas agrícolas*, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Mota, O., 2014, *Propagación de maguey papalometl (Agave cupreata) para la producción de mezcal*, Informe final servicio social, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, México.
- Nkongolo, V., y Caron, J., 1999, Bark particle sizes and the modification of the physical properties of peat substrates, *Can. J. Soil Sci.* 79, pp. 111-116.
- Orozco, A., y Sánchez, M., 2013, Germinación, en: Márquez, J., *et al.*, (eds.), *Biología de angiospermas*, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Pérez, A., Regalado, C., y Ballarín, C., 2004, Consecuencias hidrológicas de la compactación en fibra de coco, *Actas de las VII Jornadas de la SECH*.
- Puustjärvi, V., 1974, Physical properties of peat used in horticulture, *Acta Hort.*, 37, pp. 1922-1929.
- Probert, J., 1992, *The role of temperature in germination ecophysiology*, Cab International, U.K.
- Raviv, M., y Leith, J., 2008, *Soilless culture: theory and practice*, Elsevier, EUA.
- , *et al.*, 2008, Growing plants in soilless culture operational conclusions, en: Raviv, M. y Leith, J. (eds.), *Soilless culture: theory and practice*, Elsevier., EUA.
- Roberts, H., 1973, Predicting the storage life of seeds, *Seed. Sci. & Technol.* 1, pp. 499-514.
- Ruter, J., 2008, Cloning plants by rooting stem cuttings, en: Beyl, A., y Trigano, N. (eds.), *Plant propagation concepts and laboratory exercises*, CRC Press, EUA.
- Salgado, F., (2010), *Estudio morfofisiológico de la semilla de Randia echinocarpa (Rubiaceae), una especie medicinal*, Informe final servicio social, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, México.

- Simon, W., 1984, Early events in germination, en: Murray, R., (ed.), *Seed physiology*, Academic Press, Australia.
- Smith, M., 2008, *Manual de reproducción vegetal. Una guía paso a paso para reproducir todas las plantas de su jardín*, Omega, España.
- Tejero, J. D., y Granillo, M., 2008, *Plantae. Introducción al estudio de las plantas con embrión*, Universidad Nacional Autónoma de México-FES Iztacala, México.
- Trigiano, N., Follum, A., y Beyl, A., 2008, Sexual reproduction in angiosperms, en: Beyl, A., y Trigiano, N., (eds.), *Plant propagation concepts and laboratory exercises*, CRC Press, EUA.
- Valencia, S., et al., 2011, *Glosario ilustrado de embriofitas*, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Velázquez, E., y Fonseca, R., 2009, *Manual de prácticas de laboratorio. Briofitas, pteridofitas y gimnospermas*, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

Agradecimientos

Al Programa de Apoyo a Proyectos para la Innovación y Mejoramiento de la Enseñanza. PAPIME, UNAM. Proyecto PE203214. DGAPA, UNAM.

A nuestros estudiantes de servicio social Fernando Salgado, Paola de la Palma, María del Carmen Cárdenas, Alan Chaparro, Edgardo Mota y Ximena Espejel, por los resultados que se presentan en el manual.

Procesamiento de Imágenes:

M. F. P. Ana Isabel Bieler Antolín

Técnica Académica Titular C. Laboratorio de Microcine, Fac de Ciencias, UNAM.

Coolaboradores:

Profesora: M. en C. María Eugenia Muñiz Díaz de León

Técnica Académica Titular B, Departamento de Biología Comparada, Fac. de Ciencias, UNAM.

Lian Mishel Sánchez Cázares