

MANUAL DE PRÁCTICAS DE PROPAGACIÓN DE ESPECIES NATIVAS



ESCUELA
NACIONAL
DE ESTUDIOS
SUPERIORES
mm
UNIDAD MORELIA



iies

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES
EN ECOSISTEMAS Y SUSTENTABILIDAD
UNAM

NIDIA PÉREZ-NASSER
JUAN MARTÍNEZ-CRUZ
ROBERTO LINDIG-CISNEROS

MANUAL DE PRÁCTICAS DE PROPAGACIÓN DE ESPECIES NATIVAS

NIDIA PÉREZ-NASSER
JUAN MARTÍNEZ-CRUZ
ROBERTO LINDIG-CISNEROS



ESCUELA
NACIONAL
DE ESTUDIOS
SUPERIORES
mm
UNIDAD MORELIA



iies

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES
EN ECOSISTEMAS Y SUSTENTABILIDAD
UNAM

Índice

I. Presentación	4
II. Prácticas	5
Práctica 1. Tipos de semillas	6
Práctica 2. Procesamiento y almacenamiento de semillas	9
Práctica 3. Pruebas de germinación de semillas	13
Práctica 4. Pruebas de viabilidad de las semillas	17
Práctica 5. Escarificación de semillas	21
Práctica 6. Estratificación de semillas	25
Práctica 7. Efecto del sustrato en la propagación de especies nativas	28
Práctica 8. Propagación de especies nativas por la vía vegetativa	30
Práctica 9. Propagación de cactáceas y crasuláceas	33
III. Referencias	38

I. Presentación

Este manual reúne prácticas relacionadas con la propagación de plantas nativas con fines de viverismo, restauración ambiental y conservación. Su objetivo general es desarrollar las habilidades básicas y familiarizarse con las técnicas más frecuentes para la propagación de plantas, desde reconocer el tipo de semillas, determinar su viabilidad, aplicar los tratamientos pregerminativos y la propagación en vivero hasta el trasplante.

Es necesario familiarizarse con los conceptos básicos antes de realizar cada práctica, por lo que a cada una le antecede un cuestionario previo a las actividades de laboratorio o campo. Las prácticas se encuentran relacionadas entre sí, por lo que se recomienda seguirlas en el orden propuesto. Sin embargo, dependiendo de los conocimientos previos es posible llevarlas a cabo de manera independiente.

Figura 1.
Propagación de especies nativas para restauración de selvas secas.





II. Prácticas

Práctica 1

Tipos de semillas

Una semilla está formada por varias estructuras, pero tres son las básicas y comunes a todas: el embrión, los materiales de reserva y la cubierta. Existen muchas variaciones en cuanto a la forma y el tamaño de las semillas, incluyendo estructuras que ayudan a su dispersión. El embrión de una semilla es la parte donde se desarrollará la nueva planta; los cotiledones, que pueden ser uno (en las monocotiledóneas) o dos (en las dicotiledóneas), son las sustancias de reserva que nutrirán al embrión en las primeras etapas de su desarrollo y que incluyen almidón.

Otras estructuras importantes son el epicótilo, que es el eje embrionario por arriba del punto de inserción de los cotiledones; la plúmula, que es el extremo del epicótilo; el hipocótilo, que es la parte por debajo del punto de inserción de los cotiledones y el nexo entre el epicótilo y la radícula. Esta última es la punta basal del hipocótilo y da origen a la raíz primaria de la nueva planta.

Las semillas se clasifican en dos grandes grupos en función de la posibilidad que tienen de almacenarse por períodos largos. Las semillas ortodoxas son las que una vez que pierden humedad se pueden almacenar —algunas especies incluso por muchas décadas— sin perder la capacidad de germinar una vez que se encuentren en las condiciones apropiadas. Las semillas recalcitrantes, por el contrario, son semillas que al perder humedad (alrededor del 30% al 65%) se dañan y no pueden germinar (Baskin y Baskin, 1998) y, por lo tanto, no se pueden almacenar.

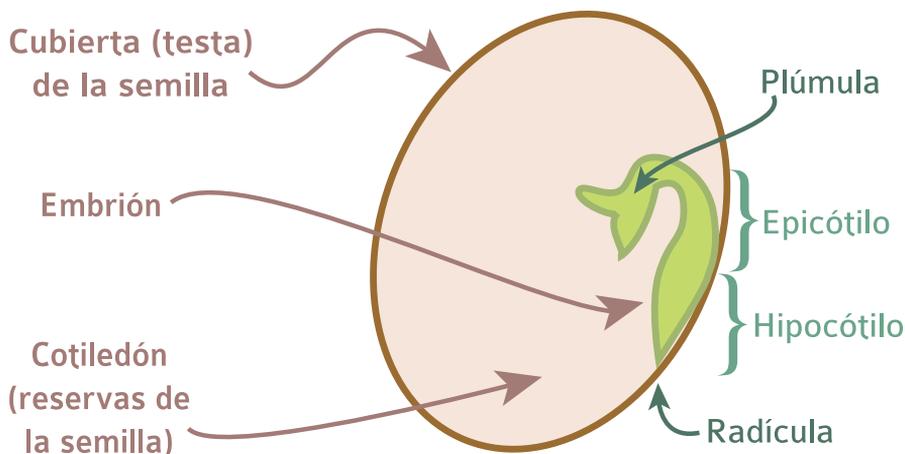


Figura 2. Partes principales de una semilla.

Cuestionario

1. ¿Cuáles son las diferencias más importantes entre las semillas de las monocotiledóneas y las dicotiledóneas?
2. ¿Cuáles son las estructuras básicas de una semilla?
3. ¿A qué nos referimos al hablar de semillas ortodoxas y recalcitrantes?

Objetivos

- ⇒ Distinguir los principales tipos de semillas y reconocer las estructuras más comunes en ellas.
- ⇒ Distinguir entre semillas ortodoxas y recalcitrantes en términos de sus características físicas más frecuentes.

Materiales y equipo

- a. Semillas* de frijol, maíz, aguacate, chirimoya y mamey.
- b. Navajas de costilla.
- c. Lupas y microscopios.

***Nota:** se pueden usar semillas de otras especies en función de la disponibilidad estacional y de la localidad.

Métodos

Con ayuda de las navajas de costilla, y muy cuidadosamente, corta las semillas a lo largo del eje longitudinal siguiendo las indicaciones del instructor. ¿Qué distingues?

- 1.** Anota las diferencias entre las semillas de frijol y de maíz; ¿cuál es monocotiledónea y cuál es dicotiledónea?
- 2.** ¿Qué tienen en común estas semillas con las de aguacate, mamey o chirimoya? y, ¿en qué se diferencian?
- 3.** Clasifica las semillas en ortodoxas y recalcitrantes de acuerdo a lo que investigaste.
- 4.** ¿Cómo clasificarías las semillas de esta práctica, de acuerdo con los criterios anteriores?

Práctica 2

Procesamiento y almacenamiento de semillas

La colecta de las semillas se puede llevar a cabo de diferentes maneras, dependiendo de la estructura de los frutos, de la duración de la temporada de fructificación y otras consideraciones. En algunos casos se puede realizar la colecta manualmente; por ejemplo, cuando los frutos son de tamaño medio o grande y poseen un número considerable de semillas. En otros casos, como en los pastos, es más eficiente si se colecta el tallo completo de forma manual; también pueden usarse cosechadoras (manuales o mecánicas). En el caso de especies arbóreas, con frecuencia es necesario contar con unas tijeras especiales colocadas en un tubo que puede aumentar su altura (llamadas tijeras telescópicas por los ingenieros forestales), e incluso recurrir a colectores más experimentados, debido al riesgo que implica coleccionar frutos a grandes alturas.

Una vez colectadas las infrutescencias o las semillas, es necesario secarlas (si son semillas ortodoxas). Para ello, lo más recomendable es colocarlas en un lugar seco, bien ventilado y con una temperatura cálida o templada. En términos generales no es recomendable utilizar hornos de secado por los riesgos que representa el sobrecalentamiento para la viabilidad de las semillas. En esta etapa es conveniente revisar el material para detectar plagas que pudieran consumir las semillas. Una vez secas, se deben separar las semillas del resto del material, lo que se puede hacer manualmente o por medio de trilladoras, de las cuales existen muchos diseños. Después las semillas se limpian usando tamices o aventadoras (que son máquinas que separan las semillas del resto del material con una columna de aire en función del peso). Una vez limpias se pueden almacenar.

Las condiciones de almacenamiento de las semillas son fundamentales para evitar su deterioro. Lo ideal sería contar con instalaciones

que permitan controlar la temperatura y la humedad, pero en muchas ocasiones esto no es posible, sobre todo si las semillas se van a almacenar por poco tiempo o si las cantidades de semillas son limitadas. En estos casos, es suficiente con disponer de un cuarto en donde la temperatura sea fresca o con un refrigerador comercial. Si las semillas se van a almacenar en una habitación a temperatura ambiente se deben tomar las siguientes precauciones (Bewley y Black, 1985):

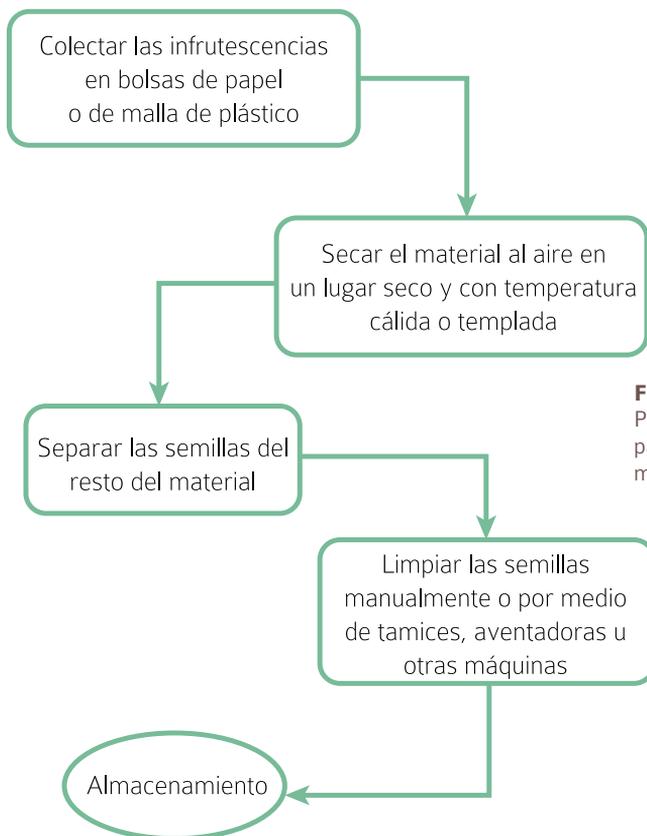


Figura 3. Pasos principales para el procesamiento de semillas.

- ⇒ La zona de almacenamiento se debe proteger del agua; el techo y las paredes deben estar impermeabilizados. Si el piso es de madera debe estar elevado y, si es de concreto, impermeabilizado, con el fin de controlar la humedad.
- ⇒ Se debe contar con estantería que permita almacenar las semillas de cada lote separadas, para evitar contaminación entre ellos.

- ⇒ La zona de almacenamiento debe contar con ventilación adecuada, lo cual puede lograrse con ventiladores. Cuando no se cuente con electricidad, un sistema de ductos con malla para prevenir el acceso de insectos es útil, en zonas tropicales los techos dobles pueden permitir una mejor ventilación.
- ⇒ En algunos sitios se debe contar con protección contra los roedores; construcciones de ladrillo y puertas de metal son de gran ayuda, así como botes de metal con tapas firmes.
- ⇒ Para protegerse en contra del ataque de insectos, un sistema de doble puerta puede ser de gran ayuda, así como la revisión frecuente de los lotes de semillas y su fumigación.

Objetivo

- ⇒ Familiarizarse con las técnicas de procesamiento y almacenamiento de semillas.

Materiales y equipo

- a. Semillas recién colectadas.
- b. Bolsas de papel.
- c. Balanza.

Métodos

En esta práctica se revisarán los materiales y procedimientos más frecuentes para la limpieza, secado y almacenamiento de semillas.

Cálculo del porcentaje de humedad

Con las semillas recién colectadas de cada una de las especies se deben hacer 4 lotes de 50 semillas las cuales se colocarán en bolsas de papel y se depositarán en un área seca y bien ventilada. Se obtendrá el peso de cada lote, y después de un período de 6 semanas se pesará nuevamente cada lote de semillas y se calculará la humedad de las semillas como sigue:

$$\text{Porcentaje de humedad} = \frac{\text{Peso de las semillas al inicio} - \text{Peso de las semillas después del tiempo de secado}}{50 (\text{Peso de las semillas al inicio})} \times 100$$

Con los datos obtenidos en el transcurso de 6 semanas elaborar una gráfica del porcentaje de humedad, para cada especie de semillas, en función del tiempo para cada especie.

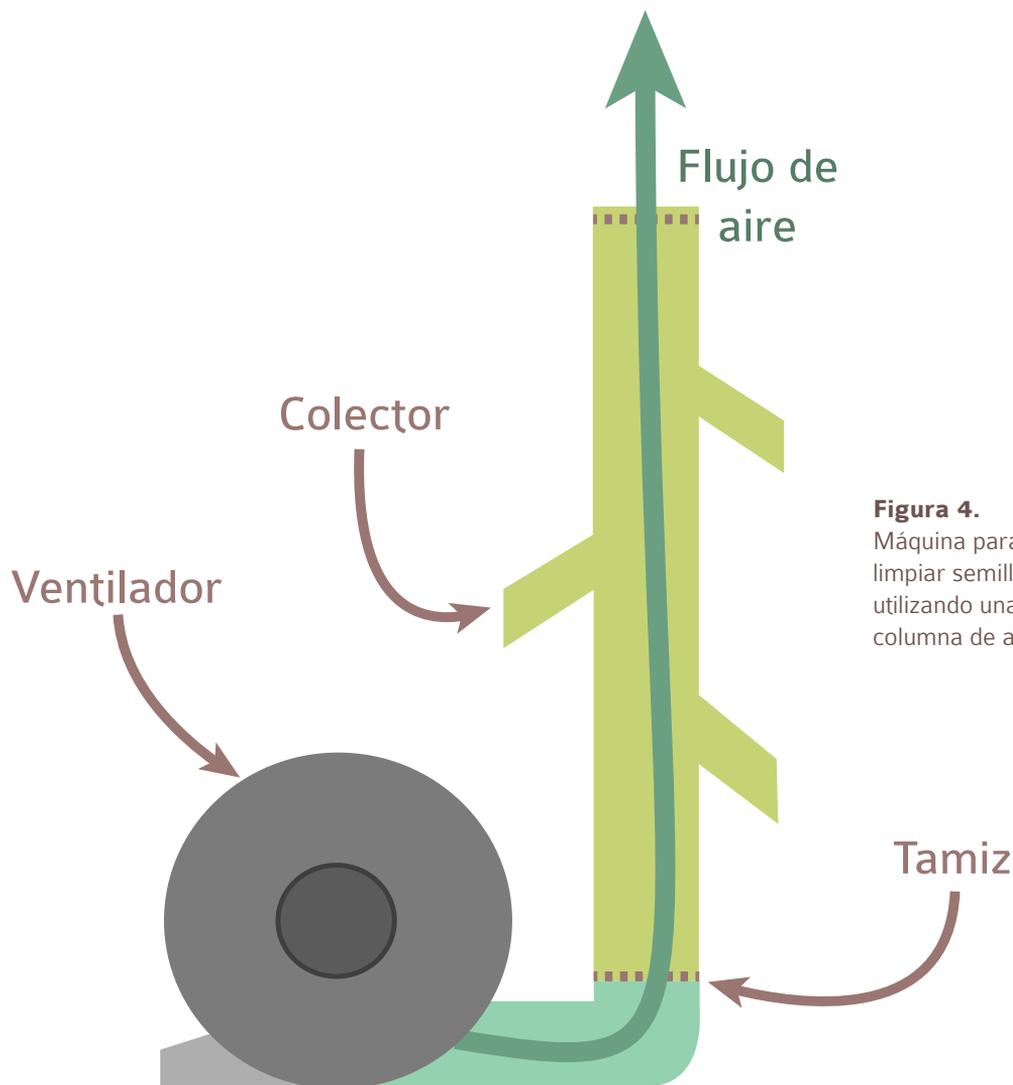


Figura 4. Máquina para limpiar semillas utilizando una columna de aire.

Práctica 3

Pruebas de germinación de semillas

Realizar pruebas de germinación es fundamental para iniciar las labores de propagación de especies nativas a partir de semillas. Estas pruebas permiten conocer varios parámetros muy importantes, en particular el porcentaje de germinación, el tiempo en que las semillas germinan y la sincronidad. Existen diferentes protocolos para hacer pruebas de germinación de semillas y se han publicado estándares internacionales como los de la “International Seed Testing Association” (ISTA, 2017). Para las pruebas que no deben cumplir con estándares internacionales existe una serie de reglas que se pueden seguir.

Es importante que las pruebas se lleven a cabo en condiciones que fomenten la germinación; para la mayoría de las semillas esto significa tener condiciones de iluminación, temperatura y humedad apropiadas. En general, la luz proporcionada por una lámpara fluorescente es suficiente, en un área con una temperatura cercana a los 25° C. Sin embargo, la mayoría de las pruebas de germinación se lleva a cabo en cámaras especiales donde se pueden controlar el fotoperíodo y la temperatura, y que mantienen condiciones de flujo de aire que evitan la condensación en los contenedores en donde se colocan las semillas. El tipo de contenedor más frecuente son las cajas de Petri, en las cuales se coloca como sustrato papel filtro o arena sílica, que se humedece con agua.

Una vez iniciada la prueba de germinación se registra periódicamente (cada día o cada tercer día) el número de semillas de las que emerge la radícula, que es el criterio más usado para considerar a una semilla germinada a lo largo de un período de tiempo determinado. De acuerdo con González-Zertuche y Orozco-Segovia (1996) la germinación de las semillas se puede analizar en función de:

- ⇒ Capacidad germinativa (que es la proporción de semillas capaces de germinar bajo las condiciones en las que se llevó la prueba).
- ⇒ Distribución de la germinación a lo largo del tiempo (que también se conoce como tasa de germinación).
- ⇒ Tiempo en que germina la primera semilla.
- ⇒ Tiempo promedio de germinación de la muestra.
- ⇒ Sincronía de la germinación, que es la variabilidad alrededor del tiempo medio de germinación (Bewley y Black, 1985).

Uno de los parámetros más importantes que se deriva de estas pruebas es el porcentaje de germinación, que es el número de semillas germinadas en función del número de semillas totales. Otro parámetro importante es el tiempo promedio de germinación.



Figura 5. Cámara de germinación en donde se llevan a cabo pruebas con semillas de diversas especies.

Cuestionario

- 1.** ¿Qué es la germinación de las semillas?
- 2.** ¿Qué parámetros se pueden utilizar para describir la germinación de lotes o poblaciones de semillas?

Materiales y equipo

- a.** Plumón indeleble para el maracado de las cajas, y una espátula para el acomodo de las semillas.
- b.** Semillas de diversas especies nativas disponibles localmente.
- c.** Cajas de Petri de 10 cm de diámetro.
- d.** Papel filtro.
- e.** Pipeta y propipeta.
- f.** Agua destilada.
- g.** Parafilm®.
- h.** Cámara de germinación.

Objetivos

- ⇒ Realizar pruebas de germinación con semillas de diversas especies.
- ⇒ Familiarizarse con los métodos de análisis de la germinación.

Métodos

- 1.** Limpiar la superficie en donde se va a realizar el trabajo para evitar problemas asociados con la contaminación de las semillas.
- 2.** De cada una de las especies disponibles se deben hacer tres lotes. El número de semillas en cada lote dependerá del tamaño de las semillas, pues es importante que en cada caja

de Petri las semillas sean colocadas a una distancia tal que impida que estén en contacto entre sí.

- 3.** En cada caja de Petri colocar un disco de papel filtro en el fondo de tal manera que quede plano y en contacto homogéneo con el cristal.
- 4.** Humedecer el papel filtro de manera que quede saturado pero sin que haya una película de líquido sobre el papel. En caso de ser necesario eliminar el exceso.
- 5.** Colocar las semillas correspondientes en cada caja de Petri de manera equidistante y evitando que entren en contacto con las orillas de la caja.
- 6.** Sellar la caja con Parafilm®.
- 7.** Etiquetar y colocar las cajas en la cámara de germinación (sugerencia: la etiqueta deberá tener el nombre o el tipo de semilla y la fecha).
- 8.** Elaborar una gráfica de la germinación diaria y una gráfica de la germinación acumulada.
- 9.** Calcular el Porcentaje de germinación (P) y el Tiempo promedio de germinación (T) por medio de la siguiente fórmula:

$$P = (\text{número de semillas germinadas} / \text{total de semillas}) \times 100$$

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

Práctica 4

Pruebas de viabilidad de las semillas

Cuando se va a propagar una especie vegetal es muy importante saber cuál es la viabilidad de las semillas que se van a usar; es decir, cuál es el porcentaje de las semillas sembradas con posibilidades de germinar si las condiciones ambientales son las apropiadas. Este conocimiento permite planear cuántas unidades de propagación (macetas, tubetes, charolas, etcétera) se deben de preparar o si es más eficiente sembrar más de una semilla en cada una de ellas. También, si estas pruebas se realizan periódicamente, es posible establecer el período en que las semillas permanecen viables y cómo cambia la viabilidad a lo largo del tiempo, ya que hay especies y poblaciones cuyas semillas pierden viabilidad antes que otras.

Como se vio en una práctica anterior, las condiciones de almacenamiento de las semillas son determinantes para conservarlas en buen estado y por lo tanto conservar su viabilidad. Bewley y Black (1985) proponen dos reglas importantes que permiten contar con mejores condiciones para preservar la viabilidad:

1. Por cada 1% de reducción en la humedad de las semillas (siempre y cuando sean ortodoxas), la vida de las semillas durante el almacenamiento se duplica.

2. Por cada 6 °C de decremento de la temperatura de almacenamiento, la vida de las semillas se duplica (pero debe evitarse llegar al punto de congelamiento, es mejor una temperatura >5 °C).

Las pruebas de viabilidad de semillas se pueden llevar a cabo también después de someterlas a condiciones apropiadas para la germinación. Es frecuente que se realicen pruebas de germinación

en laboratorio para conocer las condiciones que son más favorables para este proceso, tanto de humedad, como de temperatura, intensidad, calidad y duración de la luz, entre otras. Cuando se concluye el período de la prueba, también es deseable hacer pruebas de viabilidad en las semillas no germinadas, para saber si no germinaron por estar muertas o por otras razones (Baskin y Baskin, 1998).

Cuestionario

1. ¿Qué es la viabilidad de las semillas?
2. ¿De qué formas se puede determinar la viabilidad de las semillas?
3. ¿Por qué es importante determinar la viabilidad de las semillas?
4. ¿Qué es el azul de tetrazolio y por qué se debe de tener precaución cuando se usa?

Objetivos

- ⇒ Determinar la viabilidad de las semillas por distintos métodos.
- ⇒ Establecer las ventajas y desventajas de los métodos utilizados.

Materiales y equipo

- a. Semillas de maíz, frijol y especies nativas disponibles localmente.
- b. Guantes de hule, bolsas de sellado hermético.
- c. Espátula.
- d. Vasos de precipitados de 500 y 50 ml.
- e. Agua destilada.
- f. Pipetas y propipetas.
- g. Navajas de costilla.
- h. Lupa.
- i. Carbón activado.
- j. Balanza analítica.

Métodos

Como sabes, el manejo del azul de tetrazolio debe de ser cuidadoso y disponer de los desechos que genera es importante para evitar daños al medio ambiente, por lo que es indispensable usar guantes y bata de laboratorio.

Determinación de la viabilidad con azul de tetrazolio

- 1.** En la balanza analítica pesa 0.03 g de azul de tetrazolio, disuélvelos en 30 ml de agua destilada.
- 2.** Con ayuda de una pipeta y una propipeta (¡no succionar con la boca!; si no sabes usar la propipeta pregunta al instructor) coloca 5 ml en cada uno de los vasos de precipitado de 50 ml.
- 3.** Elimina la testa de 10 semillas de frijol.
- 4.** En dos de los vasos coloca las 10 semillas de frijol a las que le eliminaste la testa; 5 en cada uno de los vasos. Haz lo mismo con 10 semillas de maíz y 10 semillas de una especie silvestre en otros cuatro vasos.
- 5.** Deja reposar las semillas por 60 minutos.
- 6.** Una vez transcurrido el tiempo corta las semillas como te indique el profesor y observa el embrión.
- 7.** ¿Qué notaste?

Determinación de la viabilidad por el método de flotación*

- 1.** Cuenta 100 semillas de frijol, la misma cantidad de maíz y de la especie silvestre.
- 2.** En tres vasos de precipitados de 500 ml agrega 300 ml de agua.
- 3.** Agrega las semillas de cada especie (cada una) en un vaso de precipitados diferente.
- 4.** Separa las semillas que se hundan de las que floten.
- 5.** Al azar, toma 10 semillas de cada especie de las que se hundieron y 10 de las que flotaron.

*Realizar la prueba del azul de tetrazolio con las semillas que se hundieron y que flotaron te permitirá comparar la eficacia de los dos métodos para determinar las semillas viables.

- 6.** Repite con estos lotes de semillas el método del azul de tetrazolio utilizando los vasos que ya tienen la disolución de este compuesto.
- 7.** ¿Cuáles son las ventajas comparativas de cada uno de ellos?

Manejo de residuos

En un vaso de precipitado de 500 ml agrega 5 g de carbón activado; en este vaso deposita todas las disoluciones de azul de tetrazolio. El carbón activado adsorbe el compuesto (la adsorción ocurre solamente en la superficie de las partículas) y de esta manera se puede disponer de él de manera segura.

Práctica 5

Escarificación de semillas

La latencia, también llamada dormancia (transliteración del inglés *dormancy*), es el estado en el que se encuentra una semilla antes de que se inicie el proceso de germinación, y que se debe interrumpir o romper para que este ocurra. La latencia es importante porque, entre otras cosas, aumenta las posibilidades de que la germinación se dé en un sitio con las condiciones adecuadas para el desarrollo de la nueva planta.

La latencia puede depender de características propias de la semilla —lo que se conoce como latencia primaria— o puede ser inducida por condiciones del ambiente —lo que genera latencia secundaria—. Un tipo de latencia primaria muy frecuente se debe a la existencia de barreras físicas que impiden el paso de agua hacia la semilla y al hacerlo inhiben las reacciones bioquímicas que dan origen al proceso de germinación. Este tipo de latencia, conocida como latencia impuesta por la cubierta, depende de las diferentes estructuras de las semillas, como son la testa y el pericarpio. También depende del hecho de que la semilla seca, para germinar, debe absorber agua para que sus tejidos se hidraten e inicien los procesos bioquímicos y metabólicos que permitan al embrión iniciar su crecimiento (Vázquez Yanes *et al.*, 1997).

Existen diversas técnicas para romper la latencia impuesta por la cubierta, que incluyen desde hacer cortes en la testa de las semillas, usar abrasivos para adelgazarla y agua caliente para ablandarla, hasta emplear ácido sulfúrico para debilitarla. La selección de la técnica depende del tamaño y número de semillas que se desea escarificar, así como de la dureza del sustrato. Por ejemplo, las técnicas manuales pueden no ser prácticas cuando se trata de semillas muy pequeñas; en cambio, se puede hacer uso de máquinas cuando se requiere de abrasión. Para algunas especies es suficiente el uso de agua caliente o de ácido sulfúrico, lo cual es eficiente y económico.

Cuestionario

1. ¿Qué es la latencia de las semillas?
2. ¿Cuántos tipos de latencia se reconocen?
3. ¿Qué métodos se pueden utilizar para romper la latencia de las semillas?
4. ¿Por qué es necesario tomar precauciones cuando se utiliza ácido sulfúrico?
5. ¿Qué medidas hay que tomar en caso de contacto accidental con ácido sulfúrico concentrado?

Objetivo

⇒ Familiarizarse con los métodos más comunes para la escarificación de semillas.

Materiales y equipo

- a. Plumón indeleble.
- b. Semillas de *Lupinus elegans* y *Lupinus mexicanus* u otras leguminosas silvestres.
- c. Ácido sulfúrico concentrado.
- d. Vasos de precipitados de 50 ml y 500 ml, varillas de vidrio y espátula.
- e. Cajas de Petri de plástico.
- f. Papel filtro.
- g. Agua helada.
- h. Pipetas y propipetas.
- i. Parafilm®.
- j. Agua destilada.

Métodos

- 1.** Limpiar la superficie de trabajo para evitar problemas de contaminación.
- 2.** En dos vasos de precipitados se agregan 5 ml de ácido sulfúrico concentrado con ayuda de una pipeta y una propipeta (¡No succiones el ácido con la boca!). Si no sabes cómo usar la propipeta consulta con el instructor.
- 3.** Cuidadosamente, agrega a un vaso 30 semillas de *Lupinus elegans* y, al otro, 30 semillas de *Lupinus mexicanus*; puedes usar otras especies de leguminosas que estén disponibles.
- 4.** Mezclar cuidadosamente y dejar reposar las semillas en el ácido por 20 minutos.
- 5.** Observa y anota qué ocurre con las semillas.
- 6.** Una vez transcurridos los 20 minutos, decanta el ácido en un vaso de precipitados con 200 ml de agua helada.
- 7.** Agrega muy lentamente 20 ml de agua helada a las semillas con ayuda de la pipeta y la propipeta; decanta el líquido en el vaso de precipitados de 500 ml.
- 8.** En la tarja, enjuaga las semillas cuidadosamente para que no salgan proyectadas del vaso de precipitados por la fuerza del chorro de agua.
- 9.** Recorta dos círculos de papel filtro que quepan en una caja de Petri.
- 10.** Coloca el papel filtro en 8 cajas de Petri y agrega 5 ml de agua destilada con ayuda de la pipeta y la propipeta.
- 11.** En cada caja de Petri coloca 15 semillas de cada especie como indica la Tabla 1, de tal forma que cuenten con semillas escarificadas y semillas sin escarificar.
- 12.** Tapa y sella las cajas con Parafilm® siguiendo las indicaciones del instructor, etiqueta cada caja como corresponda.
- 13.** Coloca las cajas en una cámara de germinación en donde permanecerán por 15 días.

14. Se deben realizar visitas diarias para contabilizar las semillas germinadas.

15. Analiza los datos de germinación comparando entre tratamientos de escarificación y entre especies. Elabora curvas de germinación graficando el número de semillas germinadas con respecto al tiempo (días).

Tabla 1.
Tratamientos de
escarificación.

Caja	Especie	Tratamiento	Réplica
1	<i>Lupinus elegans</i>	Escarificación	1
2	<i>Lupinus elegans</i>	Escarificación	2
3	<i>Lupinus elegans</i>	Control	1
4	<i>Lupinus elegans</i>	Control	2
5	<i>Lupinus mexicanus</i>	Escarificación	1
6	<i>Lupinus mexicanus</i>	Escarificación	2
7	<i>Lupinus mexicanus</i>	Control	1
8	<i>Lupinus mexicanus</i>	Control	2

Manejo de residuos

El ácido sulfúrico puede causar daños en las instalaciones sanitarias y en los cuerpos de agua, por lo que es necesario neutralizarlo antes de disponer de él. Por lo tanto, no arrojes en la tarja la disolución de este ácido que se acumula en el vaso de precipitados de 500 ml que usaste en la práctica. Antes de hacerlo el instructor agregará hidróxido de sodio para neutralizarlo.

Práctica 6

Estratificación de semillas

Para romper su latencia e iniciar el proceso de germinación, las semillas de algunas especies –especialmente las de climas templados– en muchos casos necesitan ser sometidas a cambios de temperatura. Esto se debe a que, en condiciones naturales, estos cambios de temperatura son el resultado de los cambios estacionales. Por ejemplo, si las semillas se dispersan en el otoño, antes de germinar deben pasar por el período frío del invierno, y bajo condiciones de laboratorio o de propagación en vivero, implicaría que necesitan de un tratamiento de frío llamado estratificación.

La estratificación consiste en colocar las semillas en un sustrato húmedo y someterlas a bajas temperaturas por un determinado tiempo. Las temperaturas más eficientes para la estratificación en frío oscilan entre 0 °C y 10 °C, siendo el óptimo para muchas especies 5 °C (Stokes, 1965; Nikolaeva, 1969).

Cuestionario

1. ¿Qué es la estratificación de semillas?
2. ¿Qué tipo de semillas requieren estratificación?
3. ¿Qué son los fungicidas?
4. ¿Cuáles son los principales inconvenientes de esta técnica?

Objetivo

- ⇒ Familiarizarse con las técnicas de estratificación de semillas para romper latencia.

Materiales y equipo

- a.** Semillas de *Pinus* spp.
- b.** Plumón indeleble.
- c.** Cajas de Petri.
- d.** Papel filtro.
- e.** Parafilm®.
- f.** Vaso de precipitados de 250 ml.
- g.** Pipeta y propipeta.
- h.** Captan® (fungicida).*

*Nota:

También se puede utilizar cloruro de cobre, no obstante, es más eficiente el Captan®.

Métodos

- 1.** Cuenta dos grupos de 60 semillas cada uno.
- 2.** En 250 ml de agua, agrega 0.5 g de Captan®.
- 3.** Coloca la mitad de las semillas en la suspensión de Captan® durante 20 minutos.
- 4.** En 8 cajas de Petri coloca círculos de papel filtro y 5 ml de agua destilada.
- 5.** En cada caja añade 15 semillas provenientes de uno de los dos grupos (tratadas y control).
- 6.** Sella las cajas con Parafilm®.
- 7.** Colocar las cajas en un refrigerador a 4 °C.
- 8.** La mitad de las cajas de cada tratamiento serán retiradas del refrigerador después de una semana y la otra mitad dos semanas después para ser colocadas en la cámara de crecimiento.
- 9.** Una vez en la cámara de crecimiento se registrará la germinación, diariamente, por 15 días; registra cualquier daño que muestren las semillas o las plántulas.

10. Analiza los datos de germinación y compara entre tratamientos de aplicación del fungicida y el tiempo de estratificación. Elabora curvas de germinación graficando el número de semillas germinadas con respecto al tiempo (días). Considera el número de semillas dañadas en cada combinación de tratamientos.

11. Considera que este es un diseño ortogonal con dos factores: fumigación con Captan®/Control y 7/15 días de estratificación.

Manejo de residuos

La suspensión de Captan® no debe ser arrojada al drenaje, colócala en el recipiente indicado por el instructor.

Práctica 7

Efecto del sustrato en la propagación de especies nativas

Las condiciones del sustrato para que las semillas germinen y se desarrolle la plántula difieren entre especies. Algunas especies requieren más humedad para germinar mientras que otras necesitan un sustrato con buen drenaje. Además, también es importante que el sustrato posea la textura adecuada, ya que los sustratos que tienden a compactarse pueden dificultar la emergencia de la plántula y, por otro lado, los que son muy sueltos pueden perderse fácilmente con el riego. Las características del sustrato están relacionadas con la ecología de la especie y con el tipo de suelos en los que suele desarrollarse de manera natural. En condiciones de propagación, cuando no se usa el suelo del área en donde se colectaron las semillas, es necesario determinar cuál es el mejor sustrato para la propagación.

Cuestionario

1. ¿Qué es un sustrato de propagación?
2. ¿Cuáles son las características más importantes de un sustrato de propagación?
3. ¿Cómo influye la proporción de arena a las características de un sustrato?

Objetivo

⇒ Establecer la relación entre las condiciones del sustrato, en términos de su composición y capacidad de retener agua, y el establecimiento de plántulas.

Materiales y equipo

- a. Semillas de diversas especies silvestres.
- b. 120 macetas de 180 cm³.
- c. Turba (*peat moss*).
- d. Arena.
- e. Plumón marcador.

Métodos

1. Haz cuatro grupos de 20 macetas.
2. Prepara los litros para la mezcla de la siguiente manera: 1:2 de turba y arena, y otro tanto de otra mezcla con 2:1 de turba y arena.
3. Llena dos grupos de 20 macetas con cada una de las mezclas que preparaste y 20 con arena y 20 con turba. Etiqueta las macetas.
4. Siembra las semillas de cada una de la especies siguiendo las instrucciones del profesor. Es muy importante ser cuidadoso con la profundidad del sembrado.
5. Riega las macetas cuidadosamente para no desenterrar las semillas.
6. Una vez colocadas las macetas al azar en la casa de sombra, hay que registrar diariamente la emergencia de plántulas entre 15 y 21 días.
7. Se deben regar las macetas diariamente con la misma precaución que cuando se realizó el sembrado.
8. Analiza los resultados graficando el número acumulado de plántulas que emergen cada día por tratamiento de sustrato.

Práctica 8

Propagación de especies nativas por la vía vegetativa

Durante el ciclo de vida de una planta, la reproducción juega el papel más importante dado que la producción de semillas conlleva procesos con un alto consumo energético. Por ello, una estrategia para propagarse radica en la presencia de algunas células somáticas capaces de formar un nuevo individuo. Los hijuelos, estolones, bulbos, rizomas y esquejes o estacas son las formas más conocidas. Estas prolongaciones de tallos o ramas deben cumplir requisitos en cuanto a su grado de lignificación, el número de yemas vegetativas o la época del año idónea para el corte. La importancia de la propagación vegetativa radica en que permite mantener las características genéticas de un individuo; con interés particular en la producción en vivero de especies para fines comerciales, aunque también ha sido una técnica importante usada con especies con problemas en su reproducción o en peligro de extinción.

Cuestionario

- 1.** ¿Qué es un esqueje?
- 2.** ¿Cuáles son las especies más viables de propagar vegetativamente?
- 3.** ¿Cómo determinar el tiempo apropiado para obtener un esqueje?
- 4.** ¿Cuál será el diámetro y longitud más efectiva para propagar un esqueje?

Objetivo

⇒ Delimitar las variables implicadas en la selección y propagación asexual de plantas.

Materiales y equipo

- a.** 100 bolsas forestales de 25×35 cm.
- b.** Sustrato para plantas (*peat moss*, agrolita, composta 1:1:1).
- c.** Tijeras y palas pequeñas de jardinero.
- d.** Bolsas de papel estraza (núm. 8), etiquetas y marcador.
- e.** Vernier.
- f.** Captan®.
- g.** Enraizador Radix® 10 000.
- h.** Guantes de limpieza y cubrebocas.

Métodos

- 1.** Localiza 10 individuos de la especie de interés.
- 2.** Localiza dentro de cada individuo 10 ramas que coincidan con los diámetros y longitudes necesarios para el corte del esqueje.
- 3.** Realiza el corte del esqueje de manera diagonal en la parte basal o más cercana al tallo.
- 4.** Etiquetar y guardar los esquejes en bolsas de papel para transportarlos al laboratorio.
- 5.** Colocar los esquejes en una solución de 50 g de Captan® por 25 litros de agua. Dejar una hora.
- 6.** Llenar las bolsas forestales con el sustrato y, con ayuda de un palo, hacer una incisión al centro de aproximadamente 20 cm. Regar ligeramente.

7. Sacar los esquejes y pasar cada uno de ellos dentro de un frasco en donde se colocó Radix® procurando que los primeros 5-8 cm de la estaca queden impregnados del polvo.
8. Colocar en las bolsas y compactar el sustrato en su alrededor. No mover por 8 semanas. Riego a demanda para que el sustrato permanezca a capacidad de campo.
9. Registrar semanalmente la aparición de yemas y hojas.

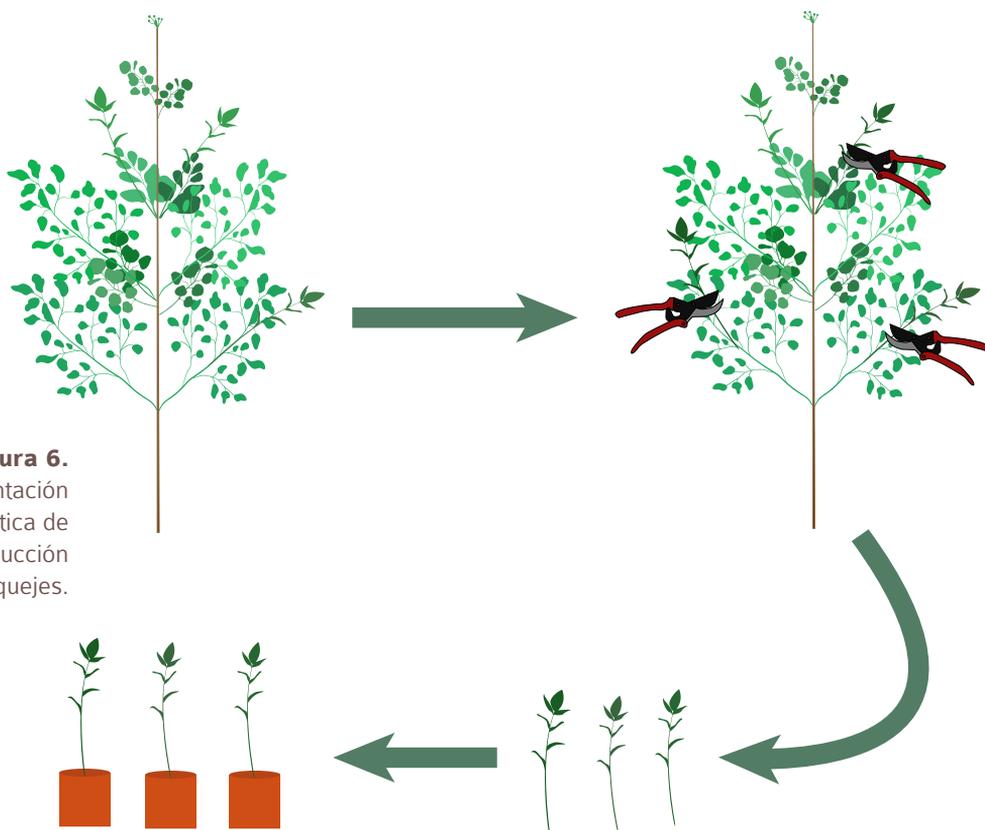


Figura 6.
Representación
esquemática de
la reproducción
por esquejes.

Práctica 9

Propagación de cactáceas y crasuláceas

Las cactáceas y crasuláceas son plantas suculentas que generalmente se encuentran en zonas áridas y semiáridas, aunque también en diversos ambientes. Las cactáceas poseen tallos gruesos y carnosos, hojas que se han transformado en espinas, flores muy vistosas que suelen ser muy atractivas para los polinizadores —que generalmente son murciélagos, aves e insectos— y sus frutos son jugosos (Bravo-Hollis, 1978). Las crasuláceas son carnosas en mayor o menor grado, las hay desde herbáceas hasta arbustivas. Con frecuencia son perennes, pero también hay anuales o bianuales. Las hojas a menudo forman rosetas, son flores actinomorfas y sus frutos son dehiscentes (Meyrán y López, 2003).

Las cactáceas y crasuláceas se propagan por dos vías distintas, la reproducción sexual a través de semillas y la propagación vegetativa mediante yemas, esquejes, vástagos, injerto y hojas.

La reproducción sexual, es decir, a través de semillas, es el método más convencional y tiene la ventaja de que proporciona variación genética a la población. Hay que tomar en cuenta que las semillas de algunas especies presentan latencia, que habrá que eliminar por diferentes mecanismos para disparar la germinación.

La reproducción asexual o vegetativa es una forma de propagación rápida y de bajo costo. Es comúnmente usada para propagar especies raras o de interés comercial.

La propagación exitosa de estas plantas suculentas depende en gran medida del tipo de sustrato que se utilice. Hay varios sustratos que se recomiendan, pero todos deben ser porosos, permeables, que absorban el agua sin retenerla en exceso y permitan que el aire llegue fácilmente a las raíces, con un pH ligeramente ácido y ausencia de materia orgánica en descomposición (Reyes y Arias, 1995).

Las cactáceas nos proporcionan distintos productos y usos. Se les utiliza como cercas vivas o forraje, y algunas especies son muy apreciadas para consumirlas como alimento (nopalitos, tunas, dulce de acitrón, entre otros). También tienen uso medicinal, ornamental e industrial, como es el caso de los pigmentos obtenidos de la grana cochinilla.

Las crasuláceas son plantas idóneas para azoteas verdes o jardines verticales, ya que son de bajo consumo de agua, poco mantenimiento y de peso ligero. El uso de esquejes para su propagación reduce considerablemente los costos.

Cuestionario

1. ¿Qué tipo de metabolismo presentan estas plantas?
2. ¿Qué adaptaciones han hecho las suculentas para poder crecer en ambientes áridos?
3. ¿Qué tipo de sustratos se utilizan para el crecimiento de cactáceas y crasuláceas?

Objetivos

☞ Conocer los principales métodos de propagación de las cactáceas y crasuláceas y los diferentes sustratos utilizados en esta propagación.

Materiales y equipo

Material

- a. Macetas pequeñas (10 cm de diámetro).
- b. Contenedores de plástico con tapa.
- c. Charolas.
- d. Pinzas.
- e. Palas.
- f. Vaso de precipitado de 250 ml.
- g. Ácido sulfúrico al 80%.
- h. Radix® 1000 (enraizador).
- i. Semillas de cactáceas y crasuláceas, hojas y esquejes de crasuláceas.

Sustratos

- a. Agrolita.
- b. Arena.
- c. Tepojal.
- d. Tierra de hoja.
- e. Tierra negra.

Métodos

Se explicarán los principales métodos de propagación: por semillas, por hojas y esquejes.

Se utiliza el mismo sustrato para cactáceas y crasuláceas.

Propagación por semillas

La mayoría de las semillas de cactáceas y crasuláceas no necesitan ningún método de escarificación previo a la germinación, pero en algunos casos y cuando no haya germinación entonces se deben es-carificar las semillas.

En la Tabla 2 se muestran los dos principales sustratos utilizados:

Sustrato 1 (1:1:0.5:0.5)	Sustrato 2 (1:1)
1 parte de tepojal *	1 parte de tepojal *
1 parte de arena	1 parte de tierra de hoja tamizada
0.5 partes de tierra negra	Arena (sólo para cubrir)
0.5 partes de agrolita	
* Puede ser tezontle	* Puede ser tezontle

Se sugiere esterilizar el sustrato

Tabla 2.
Sustratos para
cactáceas y
crasuláceas.

- 1.** Remojar las semillas en agua por 24 horas a temperatura ambiente.
- 2.** Posteriormente las semillas se colocan en las macetas con el sustrato preparado y previamente humedecido. Las semillas se esparcen y se presiona un poco para que queden semienterradas. Cuando se utiliza el Sustrato 2 las semillas se deben cubrir con una ligera capa de arena.
- 3.** Si se usan contenedores de plástico se deben tapar para mantener la humedad.
- 4.** Condiciones de germinación: 25 °C y 12 h de luz (condiciones similares a la temperatura ambiente).

Cuando es necesario escarificar las semillas se utilizan los siguientes métodos:

- ☞ Mecánico: escarificación de la testa con una piedra de afilar o lija.
- ☞ Químico: las semillas se embeben en ácido sulfúrico al 80% por 5 min y después se enjuagan vigorosamente en el chorro de agua de la llave.
- ☞ Temperatura: las semillas se ponen en agua hirviendo por 5 min. El agua caliente ablanda y lixivia inhibidores contenidos en la testa.

Después del tratamiento de escarificación se deben dejar las semillas en remojo por 24 horas y se sigue el procedimiento antes mencionado para su germinación.

Propagación vegetativa

- 1.** Para el caso de las cactáceas, cuando las plantas echan hijuelos, éstos se separan y se dejan secar de 2 a 3 días sobre un papel secante o periódico.
- 2.** Pasado el secado, se les coloca enraizador en la parte inferior y se siembran en Sustrato 1 o Sustrato 2.
- 3.** Para el caso de las crasuláceas, la gran mayoría puede reproducirse por hojas o esquejes. Cada hoja o esqueje se coloca de manera horizontal en el sustrato.
- 4.** Se debe mantener húmedo el sustrato mientras empiezan a salir las raicillas (pelos delgados y rojizos).
- 5.** Una vez que se observan varias raicillas entonces el riego se hace de 1 a 2 veces por semana.

Enfermedades y plagas

Las condiciones ambientales desfavorables, la presencia de patógenos y la disponibilidad de hospederos son condiciones propicias para la aparición de enfermedades provocadas por hongos, virus, bacterias o plagas. Algunas de las plagas que se presentan con más frecuencia en las plantas de vivero se muestran en la Tabla 3. Asimismo se mencio-

nan algunos productos químicos utilizados para eliminarlas pero, en cualquier caso, siempre existe la opción de usar insecticidas orgánicos aunque deban ser aplicados con más frecuencia para su efectividad.

Como medidas generales y preventivas de sanidad, se recomienda: i) la rotación de las especies en propagación; ii) el uso de organismos sanos y resistentes; iii) evitar la compactación del suelo o sustrato, favoreciendo el adecuado drenaje; iv) usar tierra de diatomea para evitar el ataque por insectos, la cual se debe mezclar con el sustrato o aplicarlo en la tierra preparada en la maceta formando una capa fina superior; y v) tratar previamente cualquier propágulo con fungicidas.

Nombre común	Nombre científico	Daño	Producto para combatir
Cochinilla algodonosa	<i>Aenoidiella</i> spp	Base de los tallos, hojas y ápices	Fertifin (insecticida), agua jabonosa
Piojo harinoso de la raíz	<i>Pseudiciccus</i> spp	Ataca la raíz	Fertifin (insecticida), agua jabonosa
Pulgones	<i>Aphis</i> spp	Nuevos crecimientos de tallo, de flor, de brotes, inflorescencias	Fertifin (insecticida), agua jabonosa
Escamas	<i>Disapis echinocacti</i>	Tallos y hojas	Fertifin (insecticida), alcohol, agua jabonosa
Araña roja	<i>Tetranychs</i> spp	Tallos y hojas	Azufre en polvo
Hormigas	<i>Asus</i> sp., <i>Atta</i> sp., <i>Acromyrmex</i> sp., <i>Crematogaster</i> sp	Hojas	Insecticida químico, tabaco
Hongos	<i>Fusarium</i> , <i>Botrytis</i> , <i>Phoma</i>	Podredumbre de ápices	Tenacid, Phytalex (fungicida – bactericida), cloruro de cobre
Bacterias	<i>Erwinia</i>	Pudrición de la plantas	Phytalex (fungicida - bactericida)
Gusanos (larvas), gallina ciega	<i>Phyllophaga</i> , <i>Cyclocephala</i> , <i>Anomala</i>	Raíces	<i>Bug-clean</i> (orgánico)
Virus		Tallos y hojas	Yodo agrícola
Caracoles		Tallos y hojas	Caracolicida. Cerveza

Tabla 3. Plagas más comunes en las áreas de invernaderos y casas sombra.

Referencias

- ARREDONDO GÓMEZ, A., 2002. *Propagación y mantenimiento de cactáceas*. Folleto Técnico No. 21. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Centro de Investigación Regional del Noreste. Campo Experimental Palma Cruz. San Luis Potosí, México. 28 p.
- BASKIN, C. C. y J. M. BASKIN, 1998. *Seeds: Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination*. Elsevier, EUA. 666 p.
- BEWLEY, J. D. y M. BLACK. 1985. *Seeds: Physiology of Development and Germination*. Plenum Press, Nueva York. 367 p.
- BRAVO-HOLLIS, H., 1978. *Las cactáceas de México*. Vol. I. Universidad Nacional Autónoma de México, México. 743 p.
- CIBRIÁN TOVAR, D., 2013. *Manual para la identificación y manejo de plagas en plantaciones forestales comerciales*. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, Edo. de México, México. 229 p.
- GONZÁLEZ-ZERTUCHE, L. y A. OROZCO-SEGOVIA, 1996. "Métodos de análisis de datos en la germinación de semillas, un ejemplo: *Manfreda brachystachya*". *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 58: 15-30.
- ISTA, 2017. *International Rules for Seed Testing*. https://www.seedtest.org/en/international-rules-_content--1-1083.html. Consultado el 7 de agosto, 2017.
- NIKOLAEVA, M. G., 1969. *Physiology of deep dormancy in seeds*. Z. Shapiro (Ed.), Izdatel'stvo "Nauka", Leningrad, Translation from Russian, National Science Foundation, Washington, D. C. 220 p.
- MEYRÁN GARCÍA, J. Y L. LÓPEZ CHÁVEZ, 2003. *Las Crasuláceas de México*. Sociedad Mexicana de Cactología, México. 286 p.
- REYES SANTIAGO, J. Y S. ARIAS MONTES, 1995. "Cactáceas en México. Conservación y producción". *Revista Chapingo, Serie Horticultura* 3: 85-92.
- STOKES, P., 1965. "Temperature and seed dormancy". En: *Encyclopedia of Plant Physiology*, Vol. 15/2, pp. 746-803. Springer-Verlag. New York.
- VÁZQUEZ YANES, C., *et al.*, 1997. *La reproducción de las plantas: Semillas y meristemas*. Fondo de Cultura Económica, México. 170 p.

AVISO LEGAL

Manual de prácticas de propagación de especies nativas
de Nidia Pérez-Nasser, Juan Martínez-Cruz y Roberto Lindig Cisneros
fue publicado por la Escuela Nacional de Estudios Superiores, Unidad
Morelia.

La edición de un ejemplar (4.3 MB) fue preparada por el Área Editorial
de la ENES, Unidad Morelia. El cuidado de la edición estuvo a cargo de
Cecilia López Ridaura, Daniela Cadenas León, Aurora Citlalli Ruiz y Raúl
Casamadrid.

El diseño y formación fue realizado por Maricruz Barrera Chávez.

Primera edición electrónica en formato PDF: 9 de enero de 2019.

D. R. © 2018. UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO.
Ciudad Universitaria, Delegación Coyoacán, C. P. 04510, Ciudad de
México.

ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS SUPERIORES Unidad Morelia.
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN ECOSISTEMAS Y
SUSTENTABILIDAD
Antigua Carretera a Pátzcuaro 8701, Col. Ex Hacienda de San José de
la Huerta,
C. P. 58190, Morelia, Michoacán.

ISBN: EN TRÁMITE

Esta edición fue realizada gracias al apoyo del
Programa UNAM-DGAPA-PAPIME PE-202317.

La presente publicación contó con dictámenes de expertos externos
de acuerdo con las normas editoriales de la ENES Morelia, UNAM.

Esta edición y sus características son propiedad de la
Universidad Nacional Autónoma de México.

Prohibida su reproducción parcial o total por cualquier medio
sin autorización escrita de su legítimo titular de derechos.

Hecho en México

ESTE MANUAL PRETENDE SER UNA GUÍA QUE SEÑALE CÓMO ADQUIRIR LAS HABILIDADES BÁSICAS PARA LOGRAR LA PROPAGACIÓN DE ESPECIES NATIVAS DE PLANTAS CON DIVERSOS FINES, Y ES UN COMPLEMENTO PARA CURSOS RELACIONADOS CON EL VIVERISMO DE ESPECIES NATIVAS. A TRAVÉS DE UNA SERIE DE PRÁCTICAS SE EXPLORAN LAS CARACTERÍSTICAS DE LAS SEMILLAS, LA FORMA DE COLECTARLAS Y DE TRATARLAS PARA LOGRAR SU GERMINACIÓN. SE CONSIDERA TAMBIÉN EL USO DE DIVERSOS SUSTRATOS, LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA Y DE ESPECIES SUCULENTAS (CRASULÁCEAS Y CACTÁCEAS). LA ELABORACIÓN DE LAS PRÁCTICAS NO REQUIERE, EN LA MAYORÍA DE LOS CASOS, DE EQUIPO ESPECIALIZADO; SIN EMBARGO, SÍ ES NECESARIO CONTAR CON INSTALACIONES QUE GARANTICEN LAS MEDIDAS DE SEGURIDAD NECESARIAS PARA EL USO DE DIVERSAS SUSTANCIAS QUÍMICAS, INCLUYENDO A LOS ÁCIDOS.