

Libros de **Cátedra**

# Introducción a la propagación vegetal

De la fisiología a la práctica integrada

Gustavo Esteban Gergoff Grozeff

Marcela Fabiana Ruscitti, Daniel Oscar Gimenez  
(coordinadores)

**n**  
naturales

FACULTAD DE  
CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES

  
**EduLP**  
EDITORIAL DE LA UNLP



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
DE LA PLATA

# INTRODUCCIÓN A LA PROPAGACIÓN VEGETAL

DE LA FISIOLOGÍA A LA PRÁCTICA INTEGRADA

Gustavo Esteban Gergoff Grozeff

Marcela Fabiana Ruscitti

Daniel Oscar Gimenez

(coordinadores)

Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
DE LA PLATA



*A la Universidad Nacional de La Plata y su editorial por dejar plasmar nuestras ideas y herramientas a disposición de la sociedad. A los estudiantes de las distintas cohortes que nos siguieron fielmente en el Taller de Introducción a la Propagación Vegetal. A todos los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la UNLP que le dieron el marco multidisciplinario a los Talleres y a la presente obra. A la Secretaría de Extensión de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales por haber confiado año tras año en nuestra propuesta de extensión, abriendo una puerta de la Universidad para toda la comunidad. Al Instituto de Fisiología Vegetal (INFIVE) por brindar el espacio para este proyecto.*

## Agradecimientos

A nuestra querida Casa de Altos Estudios, por brindarnos la oportunidad de desarrollar nuestra obra con el fin de acercar herramientas a la difícil tarea de la multiplicación de especies vegetales. A los profesores del Curso de Fisiología Vegetal, Daniel Gimenez y Marcela Simontacchi, que desde el inicio dieron su apoyo incondicional a esta propuesta de extensión que no ha parado de crecer en los últimos años. A los docentes de los cursos de Fisiología Vegetal, Zoología Agrícola, Horticultura, Fruticultura, Fitopatología y Protección Forestal por darle una impronta multidisciplinaria a esta obra. Al Ing. Agr. Mario Ferrari, responsable técnico del vivero Las Delicias y a la Ing. Agr. Susana Gamboa, responsable técnica del vivero Di Carlo por las fructíferas visitas a sus establecimientos, abriendo las puertas al conocimiento de los secretos de este arte. También hacemos extensivo este agradecimiento a las autoridades de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, especialmente a la Secretaría de Extensión, por confiar en esta propuesta que ha ido creciendo a pasos agigantados en el número de participantes y por el financiamiento otorgado. A todos los cursantes en las distintas modalidades de este Taller, que fieles en su participación activa, han brindado sus críticas y consejos para mejorar nuestras herramientas de enseñanza-aprendizaje, las cuales nos permitieron crecer como docentes.

Esta obra está dedicada a todos los productores, viveristas, docentes, estudiantes, profesionales y aficionados, entendiendo a la Propagación Vegetal como un arte y luego como una ciencia.

# Índice

<b>Prólogo</b>	8
<b>Capítulo 1</b>	
Generalidades de la propagación de plantas e insumos	9
<i>Marcela Ruscitti, Gustavo Esteban Gergoff Grozoff y Daniel Gimenez</i>	
<b>Capítulo 2</b>	
Fundamentos de Morfología y Fisiología Vegetal	20
<i>Alejandra Carbone</i>	
<b>Capítulo 3</b>	
Biología reproductiva de las plantas terrestres	45
<i>Virginia M.C. Luquez</i>	
<b>Capítulo 4</b>	
Propagación por semillas y fisiología de la germinación	65
<i>Eduardo A. Tambussi</i>	
<b>Capítulo 5</b>	
Estacas	92
<i>Gustavo Esteban Gergoff Grozoff y Daniel Gimenez</i>	
<b>Capítulo 6</b>	
Acodos	122
<i>Gustavo Esteban Gergoff Grozoff y María de los Ángeles Romero</i>	
<b>Capítulo 7</b>	
Injertación: Fundamentos y técnicas	141
<i>Gustavo Esteban Gergoff Grozoff y Gabriela Andrea Morelli</i>	
<b>Capítulo 8</b>	
Propagación de especies nativas	183
<i>Juan Marcelo Gauna, Valentina Balirán y Daniel O. Gimenez</i>	
<b>Capítulo 9</b>	
Plantas Ornamentales	210
<i>Blanca Susana Gamboa y Victoria Fernández Acevedo</i>	

<b>Capítulo 10</b>	
Fundamentos de la micropropagación en plantas _____	241
<i>Marcela Ruscitti</i>	
<b>Capítulo 11</b>	
Ejemplos de micropropagación en plantas de interés comercial _____	262
<i>Marcela Ruscitti</i>	
<b>Capítulo 12</b>	
Organismos perjudiciales en viveros _____	273
<i>Alejandro Moreno Kiernan y Elisabet Mónica Ricci</i>	
<b>Capítulo 13</b>	
Enfermedades de las plantas leñosas en vivero _____	307
<i>Alberto M. Aprea</i>	
<b>Capítulo 14</b>	
Enfermedades de las plantas herbáceas en vivero _____	317
<i>Cecilia I. Mónaco</i>	
<b>Capítulo 15</b>	
Ciclos productivos y legislación _____	326
<i>Gustavo Esteban Gergoff Grozoff y María de los Ángeles Romero</i>	
<b>Los autores</b> _____	344

## Prólogo

Si nos remontáramos a los orígenes de la especie humana, la transformación de poblaciones nómades cazadoras-recolectoras al sedentarismo fue debida a la aparición de la agricultura, en donde la propagación de las plantas dio garantías para la producción de alimentos en forma continua en el tiempo. La antigua Mesopotamia, actual Irán, fue uno de los escenarios de estos acontecimientos en los albores de la civilización. La propagación vegetal al cabo de miles de años acompañó al mejoramiento genético de diferentes especies, a través del proceso de domesticación con la meta de aumentar la producción y la calidad de los alimentos, junto con la generación de técnicas que permitan una fácil reproducción. No es casual encontrar en textos milenarios especies de fácil propagación que se han desarrollado por vastos territorios, como son la vid, el olivo y la papa. Se cree que las primeras civilizaciones han vasado su dieta en estos cultivos, casualmente todos de propagación agámica; mientras que el conocimiento para la propagación por semillas, con el complejo proceso de germinación, es probable que se haya desarrollado tiempo después.

La propagación vegetal debe ser entendida primeramente como un arte, en donde el ejercicio continuo de generación tras generación, llevaron sus conocimientos hasta la actualidad. La Fisiología Vegetal pudo encontrar algunos de los mecanismos y engranajes ocultos a simple vista, los cuales ya se evidenciaban en la experiencia y el acervo cultural de muchas civilizaciones, materializados en la práctica.

Gustavo Gergoff, Marcela Ruscitti y Daniel Gimenez

# CAPÍTULO 1

## Generalidades de la propagación de plantas e insumos

*Marcela Ruscitti, Gustavo Esteban Gergoff Grozeff y Daniel Oscar Gimenez*

### Introducción

La propagación vegetal, atraviesa a diferentes disciplinas a lo largo de las carreras de Ingeniería Agronómica e Ingeniería Forestal. Desde las ciencias básicas como Fisiología Vegetal, Fitopatología y Zoología, llegando a las ciencias más aplicadas relacionadas a cultivos extensivos (Cerealicultura, Oleaginosas, Forrajicultura, Forestales) e intensivos (Horticultura, Floricultura, Fruticultura), el tema se encuentra fragmentado y es tratado desde diferentes enfoques particulares en cada una de las asignaturas.

Las Ciencias Agrarias y Forestales requieren de un enfoque particular para su estudio, ya que los sistemas productivos son complejos y necesitan de profesionales responsables que puedan modificar o crear nuevas técnicas, favoreciendo la democratización del conocimiento hacia la sociedad.

La bibliografía disponible trata temas en forma parcial y muchas veces la información no se encuentra disponible para los estudiantes y egresados de la rama de las Ciencias Agrarias, Forestales y Biológicas en general. Por otro lado, las bases que rigen el crecimiento y desarrollo de las plantas, han cambiado rotundamente en el transcurso del último decenio, como son los genes que determinan el momento de floración y los factores que los desencadenan. Esta información servirá como insumo para la generación de nuevas herramientas, en los que se incluye a la biotecnología y en función de un fuerte basamento teórico, se verá la aplicación de diferentes técnicas de propagación en diferentes plantas, los fundamentos del manejo integrado de plagas y enfermedades en el vivero y el marco legal que las rige en Argentina.

Dado lo expuesto, el objetivo principal de esta obra es comprender la compleja trama que encierra la propagación vegetal. Desde los inicios de la humanidad, la propagación y domesticación de plantas ha contribuido al desarrollo de diferentes civilizaciones. En la actualidad, el abordaje requiere de la conjunción de numerosas disciplinas relacionadas a las ciencias agrarias y forestales, instando a un enfoque multidisciplinario que se funde con la técnica y la práctica aplicada.

## Generalidades de la propagación de plantas

La propagación de las plantas constituyó un hecho fundamental en los inicios de la agricultura, cuando los primeros habitantes comenzaron a cultivar las plantas para satisfacer sus necesidades básicas, que no eran solamente la elaboración de alimentos, sino que también utilizaban las plantas para la obtención de fibra o para la producción de medicinas. La propagación les sirvió entonces para multiplicar las plantas y contar con un gran número de ellas y así cumplir sus objetivos.

Cuando hablamos de propagación de plantas nos referimos a su multiplicación, ya sea por medios sexuales como asexuales. La vía sexual es a través de las semillas y la vía asexual es a partir de partes vegetativas de la planta que tienen la capacidad de generar nuevos individuos. Estos individuos conservan el genotipo específico, es decir, son iguales a la planta madre donadora del material vegetal, conformando en conjunto un clon. La propagación asexual se realiza a través de propágulos los cuales se definen como cualquier parte de la planta que se utilice para producir una nueva planta, incluyen segmentos de tejido, yemas, esquejes o estacas, explantes y diversas estructuras especializadas como bulbos, cormos o tubérculos. De esta manera, las técnicas de propagación de plantas, como veremos a lo largo de los capítulos de esta obra, incluyen semillas, acodos, injertos, estacas y más recientemente la micropropagación, que es otra forma de propagación vegetativa que consiste en producir plantas a partir de porciones pequeñas de ellas, llamadas explantes. Los explantes pueden ser órganos (hojas, tallos, raíces) o partes de ellos, tejidos, células, manteniendo también las características genéticas de la planta madre donadora del material inicial.

La nueva planta, producto de la propagación vegetativa, es genéticamente idéntica a su progenitor (es un clon), esto es muy importante ya que de esta manera se pueden producir ejemplares con características deseadas como mayor tamaño, crecimiento más vigoroso, más número de flores o un determinado color de flores, precocidad en la floración, así como también resistencia a plagas o enfermedades o a características indeseadas del suelo. Esta propiedad regenerativa es utilizada por viveristas, horticultores, fitotecnistas y floricultores como una práctica corriente de multiplicación asexual, contando con los beneficios de la estabilidad genética y mayor rapidez en la obtención de nuevas plantas. La propagación vegetativa ha hecho posible la producción masiva de clones selectos en algunas especies.

Dentro de las principales ventajas de la propagación vegetativa, se encuentra:

- preservar genotipos seleccionados por sus características únicas o deseables,
- acortar los ciclos reproductivos, evitando períodos juveniles prolongados,
- propagar especies cuyas semillas tienen problemas de germinación o cultivares que no produzcan semillas viables,
- razones económicas, en general, la propagación no es más económica que la reproducción por semilla, pero su empleo se justifica por la superioridad y uniformidad de las plantas y el acortamiento del tiempo,

- conservar genotipos resistentes a plagas y enfermedades, o adaptados a características particulares del sitio.

De la conservación de la biodiversidad, depende en gran medida la seguridad alimentaria, el equilibrio de los procesos ecológicos, la estabilidad climática, la protección de las cuencas hidrográficas e inclusive la regeneración de recursos básicos para la vida, como el agua, el aire y el suelo. Considerando la pérdida de biodiversidad por el proceso de erosión génica, no sólo en nuestro país sino a escala mundial, es fundamental la difusión del conocimiento respecto a la propagación de plantas para promover la conservación de estos recursos. Por eso, este libro intenta abordar, a lo largo de los diferentes capítulos, las bases fisiológicas y morfológicas de las técnicas de propagación de plantas a través de semillas, acodos, estacas, injertos y micropropagación. La obra se completa con la descripción de las instalaciones necesarias para practicar estas técnicas, los insumos necesarios y el manejo integrado de enfermedades y plagas comunes en estas instalaciones.

## **Un poco de historia...**

Desde el punto de vista de la producción de alimentos y los bienes y servicios que brindan la plantas, la propagación toma una gran relevancia desde un enfoque tecnológico. A modo de referencia, cabe mencionar que el crecimiento poblacional estuvo siempre relacionado con la evolución de la agricultura y su tecnología, convirtiendo a la especie humana de cazadores-recolectores a la vida sedentaria en sociedad. La certeza y continuidad en la obtención de las cosechas, dieron un plafón de estabilidad para el desarrollo de las distintas civilizaciones a lo largo de la historia, como así también los desastrosos causados por plagas, enfermedades o degradación del medio ambiente llevaron a grandes catástrofes y hambrunas.

No es casual reconocer diferentes niveles de dificultad a la hora de propagar una especie vegetal. Especies cultivadas por miles o cientos de años, poseen técnicas de propagación muy aceitadas, mientras que especies nativas representan todo un desafío para los viveristas. Estas tendencias han ido de la mano del hombre mediante la utilización (consciente o casual) de técnicas de selección y mejoramiento, en donde se han elegido individuos que produzcan más cantidad o calidad de un bien, sumado a la facilidad de propagación (este punto lo desarrollaremos en el Capítulo 5, cuando comparemos las formas de propagación sexual y asexual). Esto se puede observar a simple vista, en donde los ancestros cercanos de las plantas cultivadas conservan ciertos rasgos morfológicos si los comparamos con sus parientes más modernos; o cuando por medio de la selección, han caído en suerte del azar aquellos individuos que tienen menos requerimientos para germinar o florecer, acortando los tiempos productivos o haciendo más fácil su propagación, expandiendo su cultivo a zonas muy remotas de su centro de origen. A modo de ejemplo se pueden mencionar a los trigos modernos que tienen un porte más bajo y a su vez no requieren de fríos intensos que estimulen su floración; o a la mayoría de

los frutales que se han expandido por el mundo por medio de semillas o estacas, sumado a la capacidad de inducirse a floración en diferentes condiciones de longitud del día (esto se verá en detalle en el Capítulo 3).

En la siguiente sección se hará una breve introducción sobre las condiciones de partida que se necesitan para la iniciación de un emprendimiento viverístico, que después se desarrollarán *in extensum* a lo largo de la obra.

## **Instalaciones, sustratos, recipientes para la propagación de plantas**

La propagación de las plantas, en cualquiera de sus formas o variantes, requiere en general instalaciones apropiadas que dependen de varios factores, pero que tienen una estrecha relación con optimizar el crecimiento y minimizar las situaciones de estrés de la planta durante el proceso. Algunos de los factores que debemos tener en cuenta son el clima del lugar de origen de la planta, la capacidad de la misma para crecer fuera de esas condiciones originales y también el clima donde luego permanecerá el cultivo.

Los factores ambientales de mayor influencia para lograr un óptimo crecimiento de las plantas y una adecuada respuesta durante el proceso de propagación son la luz (irradiancia y fotoperíodo), la temperatura y la humedad, tanto del suelo o sustrato como del aire. Para optimizar estos factores se utilizan instalaciones adecuadas como invernáculos, umbráculos, o cámaras de crecimiento, como se explicará en los próximos capítulos (Figura 1.1).

En general, existe una gran variedad de estructuras, desde los umbráculos sencillos que pueden ser de materiales diversos como madera con un tejido de alambre al cual se sujeta una malla plástica para sombreo, hasta invernáculos metálicos con coberturas de polietileno o vidrio y distinto grado de automatización en sistemas de ventilación, riego y climatización, de acuerdo a las especies en cultivo y a su valor unitario. Las cámaras de cultivo son las instalaciones más sofisticadas que se utilizan principalmente para la práctica de la micropropagación, esta técnica de propagación, requiere un control exhaustivo de las condiciones ambientales para obtener los resultados esperados, en los capítulos 8 y 9 se desarrollará este tema con más detalle.

**Figura 1.1**



*Nota.* Diferentes estructuras usadas en la propagación de las plantas para optimizar el crecimiento vegetal, desde umbráculos hasta invernáculos con tecnologías sofisticadas y cámaras de crecimiento (Elaboración propia).

Los invernáculos son las instalaciones más usadas por los propagadores de plantas. Además de incrementos en los rendimientos y en la calidad de los productos obtenidos, estas instalaciones presentan ciertas ventajas como:

- Obtener productos en momentos del año que no son los tradicionales para un cultivo, logrando cosechas más tempranas o más tardías, y con ello mejores precios.
- Producir en zonas donde el cultivo no sería posible, al permitir la regulación de las condiciones ambientales.
- Lograr precocidad en la producción, dado que las mayores sumas térmicas debajo de la protección permiten reducir los ciclos de los cultivos en forma importante
  - Aumentar la cantidad de cosechas por año.
  - Mejorar las prácticas de manejo al permitir, en cierta forma, el control sobre el riego, la fertilización, las plagas y enfermedades.
  - Disminuir los riesgos climáticos.

También existen ciertas desventajas, como la necesidad de una mayor inversión inicial y de conocer una tecnología algo diferente a la utilizada tradicionalmente.

Cuando se proyecta la construcción de un invernadero deben tomarse en cuenta las características climáticas de la zona, características físico – químicas del suelo, abastecimiento y calidad del agua con fines de riego y otras como la posibilidad de suministro de energía eléctrica, caminos y comunicaciones. La forma del invernadero tiene importancia primordial en dos conceptos: la luminosidad interior y la resistencia al viento, siendo importantes la forma del techo y el ángulo de techumbre. La presión que ejerce el viento sobre la estructura depende de la forma de ésta, la dirección y la intensidad del viento, el material de cobertura, y la existencia o no de protecciones (rompevientos). Los invernaderos con techos redondeados son más resistentes y los plásticos flexibles ofrecen mejor comportamiento que los rígidos. El viento tiene distinto efecto sobre las distintas partes del invernadero. La pared en barlovento (dirección que viene el viento) duplica a la presión que soporta la pared en sotavento. En el techo la cara orientada en sotavento sufre presiones que tienden a elevarlo. Es conveniente que el eje principal del invernadero se ubique en dirección a los vientos dominantes y que no haya puertas ni ventanas con esa ubicación.

Actualmente, muchos de los mecanismos de climatización pueden automatizarse para que operen en forma autónoma según parámetros ambientales pre-establecidos por un operador. Para que esto sea factible, se requieren sistemas informáticos que procesen las distintas variables que deben tenerse en cuenta. Deben instalarse sensores que registren variables ambientales como temperatura, humedad, radiación, velocidad del viento, concentración de CO<sub>2</sub> y transmitan los valores medidos a sistemas que procesen la información y activen automáticamente los sistemas de control ambiental como ventanas, riego, etc.

En función de todas estas consideraciones se diseñan los invernáculos tanto en su forma como en su tamaño, de modo de permitir un crecimiento óptimo de las plantas en su interior y reducir las situaciones de estrés dadas por altas o bajas temperaturas, deficiencia o exceso del agua y nutrientes, etc.; en el Capítulo 9 se ampliará la información referida a las distintas estructuras utilizadas por los propagadores.

## Sustratos

En las diferentes formas de propagación que se desarrollarán en este libro, no es muy común usar tierra como único material de soporte para las plantas. En general, se utiliza una mezcla de materiales que llamamos sustrato.

El sustrato es el material sólido distinto del suelo natural que es colocado en un contenedor solo o mezclado con otro y que permite el anclaje del sistema radicular y aporta suficientes niveles de agua y oxígeno para un óptimo desarrollo de las plantas que crecen en él (Figura 1.2). 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. Al igual que el suelo, el sustrato está formado por tres fases:

- Fase sólida, constituida por las partículas del sustrato propiamente dicha
- Fase líquida, constituida por el agua o solución que contiene sustancias disueltas
- Fase gaseosa, que es el aire en los poros del sustrato.

De la fase líquida depende la disponibilidad de agua y nutrientes para las plantas. Un sustrato se puede definir por una serie de características físicas, químicas y biológicas, que determinan su comportamiento como medio de cultivo. Entre los factores que determinan el comportamiento del sustrato, se pueden mencionar: el manejo del riego, las condiciones climáticas, el material vegetal a cultivar (semillas, plantines, estacas, etc.). Lo ideal sería tener un sustrato para cada condición y cultivo o para cada combinación de factores participantes. Por lo tanto, el objetivo debería ser establecer cuál será el sustrato que tenga las características medias que no condicionen el éxito del cultivo. En la elección del sustrato, el precio, la uniformidad y la disponibilidad continua son también criterios muy fuertes al momento de elegir.

Los sustratos son considerados como materiales de gran importancia, que deben reunir una mezcla de características favorables para nuestra planta. Sin embargo, no siempre un sustrato reúne todas las características deseables; por ello es que podemos recurrir a realizar mezclas de los mismos, buscando que unos aporten lo que les falta a otros.

Propiedades generales que debe reunir un buen sustrato:

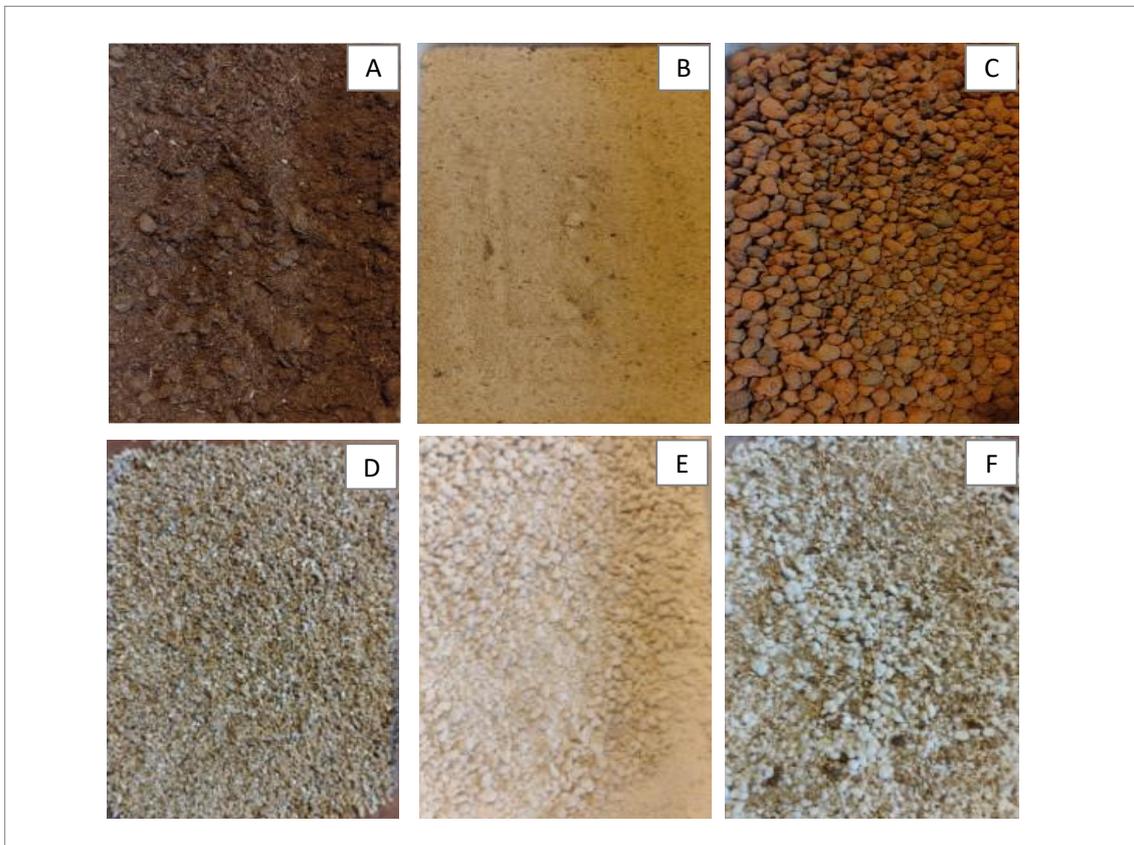
- Porosidad: es el volumen total del medio no ocupado por las partículas sólidas, y por tanto, ocupado por aire o agua en una cierta proporción. El nivel de capacidad de aireación óptimo varía entre un 20% y un 30%, esto se define como la proporción del volumen de oxígeno que se encuentra disponible en el sustrato, después de que éste se haya saturado de agua y haya terminado de drenar. Es importante elegir un sustrato con estructura estable, muy poroso ya que de esta forma evitaremos el peligro de la falta de oxígeno en la zona radicular. La retención de humedad por el sustrato, determina la posibilidad de que la planta tenga disponibles los nutrientes para que pueda realizar sus procesos metabólicos (fotosíntesis, transpiración, respiración y procesos reproductivos), va a depender de su granulometría (tamaño de las partículas) y porosidad (espacio que hay entre las partículas). Mientras más elevada sea la capacidad de retención de agua del sustrato, menos frecuentes serán los riegos.

- Capilaridad: consiste en que el sustrato tenga la capacidad de adsorber y distribuir en todas las direcciones el agua a través de los microporos. Cuando el sustrato tiene baja capilaridad, el agua se mueve verticalmente a través del perfil del mismo, drena rápidamente, dejando zonas secas en las cuales no se pueden desarrollar las raíces. Cuando el sustrato tiene una buena capilaridad, el agua es adsorbida en todas direcciones, haciendo que las raíces de las plantas encuentren una humedad homogénea en toda la maceta o el recipiente de propagación.

- Estabilidad física: la compactación y descomposición del sustrato puede causar una reducción en el espacio poroso y en la capacidad de aireación a lo largo del cultivo. Es por ello que la estabilidad de las propiedades físicas es de vital importancia en cultivos de larga duración.
- Peso: el peso del sustrato es un factor importante a tener en cuenta, especialmente para su traslado o transporte, es recomendable que este sea liviano para poder tener un fácil manejo, algunos de los sustratos más livianos son: perlita, vermiculita, lana de roca, fibra de coco, entre otros. En el otro extremo, entre los más pesados se encuentran la arena y las gravas.
- Disponibilidad: esta es una condición lógica, pero a veces no se toma en cuenta. Al seleccionar el sustrato debemos de cerciorarnos que esté disponible en el medio comercial.
- Bajo costo: generalmente este factor determina, incluso antes que otras condiciones, el sustrato a utilizar por eso es recomendable que se realice una cotización sin sacrificar la calidad de tu producto.

Entonces cabe preguntarnos ¿Existe el sustrato ideal? En realidad, el mejor sustrato va a depender del tipo de material vegetal a implantar (semilla, estaca, plantín, etc.), de la especie cultivada, de las condiciones climáticas, del tamaño y forma del contenedor, de los programas de riego, de la fertilización. Va a ser una elección propia, según nuestro objetivo y utilizando ciertos criterios como: el suministro y la homogeneidad, la finalidad de la producción, el costo, las propiedades físicas y químicas, la experiencia local en su utilización, etc.

**Figura 1.2**



*Nota.* Diferentes sustratos usados en la propagación de las plantas, A: turba, B: arena, C: ripiolita, D: vermiculita, E: perlita, F: mezcla de perlita y vermiculita en partes iguales. (Elaboración propia).

## **Recipientes para la propagación de plantas**

Son envases que sostienen el sustrato y la planta o elemento de propagación, durante un corto período de tiempo como las bandejas multicelda o *speedlings* o un período prolongado de tiempo como las macetas de 10 o 15 litros de capacidad. Se pueden clasificar de acuerdo a sus características de porosidad y a su frecuencia de uso en porosos y no porosos, recuperables y no recuperables, como se explica en el Capítulo 9.

El envase a utilizar en un programa de propagación depende de varios factores y del objetivo final del propagador, en el mercado existe una gran variedad de envases, macetas o bandejas de diferentes dimensiones que el propagador puede elegir (Figura 1.3). La ventaja de utilizar bandejas multicelda o alveoladas es que una vez que enraíza la estaca, por ejemplo, sufre menos en el trasplante por menor daño en las raíces. Pero la desventaja es que al ser mucho menor el volumen del sustrato de cada celda que el volumen total de la bandeja, se debe tener mucha más atención en mantener la humedad del sustrato en cada celda. Por otro lado, el uso de macetas tiene la desventaja de llevar un volumen más grande de sustrato pero la ventaja es que este mayor volumen de sustrato proporciona a la planta un mejor medio de crecimiento.

**Figura 1.3**



*Nota.* Envases individuales y bandejas multicelda de diferentes materiales usados en la propagación de las plantas. (Elaboración propia).

### **Finalizando esta primera aproximación**

Como cierre de este capítulo introductorio podemos afirmar que la lectura de este libro atraparé a todo aquel que ama a las plantas, a los que cuando pueden cortan un gajito o juntan una semilla porque es mucho más satisfactorio multiplicar una planta con nuestras propias manos que comprarla en un vivero. La obra tiene rigor científico, con vocabulario claro y preciso; pero tiene un adecuado puente de conocimiento hacia el público en general como para que resulte interesante aun para el lector foráneo a la temática. Por estos motivos los invitamos a continuar con la lectura de este libro que seguramente resolverá gran parte de las dudas que plantea esta rama de la fisiología vegetal.

## Referencias

- Beltrano, J., & Gimenez, D. O. (2015). *Cultivo en hidroponía*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP).
- Hartmann, H. & Kester, D. (1997). *Propagación de plantas. Principios y prácticas*. (5ta ed.). Compañía editorial continental.
- Lattanzio, L. (2012). Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Estación Experimental Agropecuaria Bariloche: Área Forestal (Doctoral dissertation, Universidad Nacional de Río Negro).
- Martinez, P. F., & Roca, D. (2011). Sustratos para el cultivo sin suelo. Materiales, propiedades y manejo. En: *Sustratos, manejo del clima, automatización y control en sistemas de cultivo sin suelo* (1.a ed., pp. 37–78). Universidad Nacional de Colombia.
- Osuma Fernández, H., Osuma Fernández, A. & Fierro Alvarez, A. (2017). *Manual de Propagación de Plantas Superiores*. Universidad Autónoma Metropolitana de México.
- Rodríguez, R. (2010). *Manual de prácticas de viveros forestales*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Colección "Manuales de Ingeniería Forestal". Primera Edición, México, 52.
- Sisaro, D. & Hagiwara, J.C. (2016). *Propagación vegetativa por medio de estacas de tallo*. ISBN 978-987-521-681-5. Ediciones INTA

## CAPÍTULO 2

# Fundamentos de Morfología y Fisiología Vegetal

*Alejandra Carbone*

### Las plantas

Los organismos vegetales incluyen una gran diversidad de especies con diferente grado de organización y complejidad como las algas verdes, pardas y rojas, los musgos y hepáticas, siendo más evolucionadas las plantas vasculares, como los helechos y grupos afines, las gimnospermas y las angiospermas o plantas con flores.

En este libro haremos referencia fundamentalmente al estudio de las plantas vasculares superiores correspondientes a la División Gimnospermas y División Angiospermas de las clases Dicotiledóneas y Monocotiledóneas. Dichos organismos vivos se caracterizan por:

-Ser multicelulares, lo que significa que están compuestos por una elevada y variable cantidad de células que se agrupan para formar los diferentes tejidos vegetales;

-Ser autótrofos, o sea que pueden elaborar su propio alimento a través del proceso conocido como fotosíntesis. Por este mecanismo pueden producir azúcares simples a partir de la energía provista por la luz solar, el CO<sub>2</sub> (anhídrido carbónico) y el vapor de H<sub>2</sub>O (agua) presente en la atmósfera. Este proceso es exclusivo de los organismos vegetales y es por esta razón que los mismos son el inicio de las cadenas tróficas alimentarias. Dicho proceso vital se realiza en los organoides denominados cloroplastos, quienes poseen moléculas del pigmento clorofila responsable de la absorción de la energía lumínica, y enzimas encargadas de la conversión de CO<sub>2</sub> en azúcares. La fotosíntesis realiza la purificación del aire ya que se produce la absorción de CO<sub>2</sub> y la liberación de O<sub>2</sub> a la atmósfera.

-Se reproducen por fecundación: es decir que se unen las gametas masculinas y femeninas para formar el embrión contenido en la semilla. La gameta femenina se denomina óvulo y está contenida en el ovario, y la gameta masculina es el anterozoide contenida en el grano de polen.

Asimismo, los vegetales se pueden multiplicar vegetativamente por vía agámica o asexual: es decir por acodos, estacas, injertos, etc. sin la intervención de gametas. Mediante este mecanismo se obtienen individuos hijos con la misma constitución genética de los progenitores y este proceso se denomina Clonación.

-Tienen crecimiento estacional o periódico, es decir que está fuertemente influenciado por las condiciones ambientales imperantes, fundamentalmente la disponibilidad de agua, la

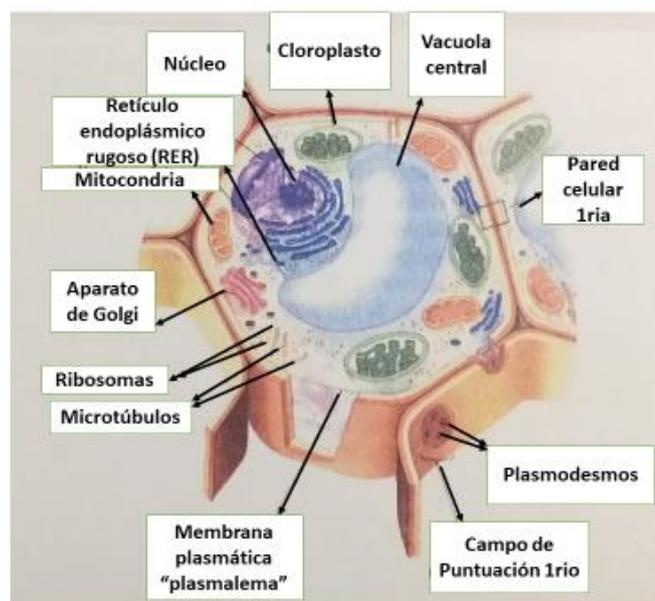
temperatura del aire, la intensidad y duración de horas de sol. Los factores que condicionan la estacionalidad del crecimiento de las plantas son fundamentalmente la temperatura del aire y la duración de horas de luz del día.

Todos los organismos vivos, independientemente de su grado de complejidad, están constituidos por un número variable e indefinido de células, quienes representan la/s unidades morfológicas, estructurales y funcionales. Las células vegetales tienen características particulares que la diferencian de las células animales, como se detalla a continuación:

Presencia de una pared celular de naturaleza celulósica, que rodea al protoplasto y en contacto con la membrana plasmática o plasmalema. Todas las células vegetales poseen una pared primaria compuesta por microfibrillas de celulosa, quienes se disponen de manera desordenada, y embebidas en una matriz compuesta de hemicelulosa, sustancias pécticas, proteínas y agua. La pared primaria le da forma a la célula y permite su crecimiento en superficie y en espesor, siendo extensible y estando sujeta a cambios de forma y volumen. La pared es porosa y permite el intercambio de agua y diversas sustancias disueltas entre las células vecinas y el medio que la circunda a través de plasmodesmos o zonas delgadas de la pared.

El material vivo delimitado en el interior del protoplasto recibe el nombre de protoplasma o citoplasma, constituyendo una sustancia viscosa que contiene numerosos orgánulos delimitados por membranas con diferentes funciones vitales para el metabolismo celular. Asimismo, en el protoplasma se encuentran en suspensión distintas estructuras no delimitadas por membranas como por ejemplo ribosomas, microtúbulos e inclusiones (Figura 2.1).

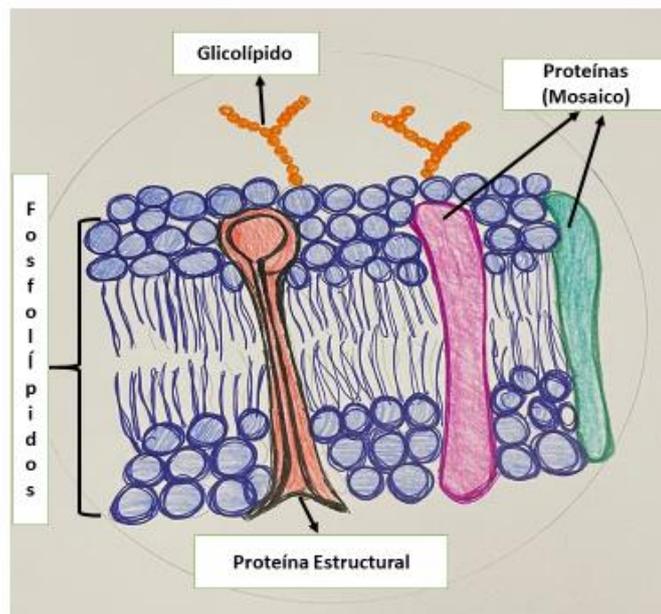
**Figura 2.1**



*Nota. Esquema de la célula vegetal señalando las partes más relevantes. (Elaboración propia).*

Las células constituyen estructuras complejas que contienen distintos orgánulos o compartimentos separados por membranas entre sí que le permiten llevar a cabo funciones específicas. Las membranas biológicas responden al modelo conocido como de “mosaico fluido” donde encontramos una doble capa de fosfolípidos enfrentados con sus cabezas o polos hidrófilos hacia el exterior y las colas hidrófobas hacia el interior, constituyendo el “fluido”, donde están suspendidas las proteínas formando el “mosaico”. Dicha constitución química compleja le confiere a las membranas una propiedad importante como es la semi-permeabilidad, permitiendo el pasaje e intercambio de determinadas sustancias entre los compartimentos en función de su tamaño molecular, solubilidad y afinidad (Figura 2.2).

**Figura 2.2**



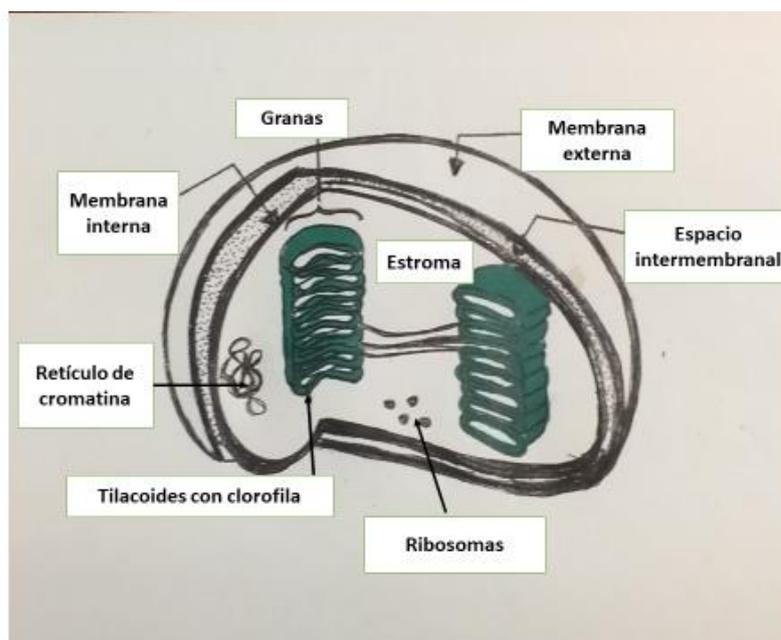
*Nota. Esquema de las membranas biológicas señalando la doble capa de fosfolípidos (fluido) donde se encuentran insertas las moléculas de proteínas (mosaico). En la cara externa se presentan moléculas de glicolípidos. (Elaboración propia).*

Entre los orgánulos presentes en el citoplasma, los plástidos o simplemente plastos son característicos de las células vegetales y se encuentran limitados por una doble unidad de membrana que rodea la matriz o estroma. En la matriz poseen ADN (ácido desoxi-ribonucleico) y ribosomas, lo que les permite la capacidad de auto-reproducirse y sintetizar parte de sus proteínas. Dichos plastidios se originan de los plástidos iniciales y varían en su estructura, color, dimensiones y funciones de acuerdo al contenido que posean. Los plastidios pueden contener pigmentos que le otorgan color, y en función de si los mismos son fotosintéticamente activos reciben el nombre de cloroplastos, dado que poseen clorofila que le otorga el color verde característico a ciertos tejidos y órganos vegetales, principalmente hojas y tallos herbáceos.

Los plastidios que contienen pigmentos fotosintéticamente inactivos reciben el nombre de cromoplastos, quienes poseen carotenos y xantófilas que dan la coloración anaranjada y amarilla tan característica a ciertos tejidos vegetales como por ejemplo las hojas en el otoño. Por otra parte, los plastidios que carecen de pigmentos se denominan amiloplastos si almacenan almidón, proteinoplastos (proteínas), oleoplastos (aceites o sustancias grasas), etioplastos (en plantas que crecen en oscuridad), entre otros.

En la Figura 2.3 se puede observar la estructura del cloroplasto, limitado por una doble unidad de membrana, siendo la externa lisa y presentando la interna pliegues e invaginaciones que forman el sistema de membranas tilacoidales. En ciertos sectores se forman bolsas o sacos apilados denominados granas, donde se encuentran alojadas las moléculas de clorofila. Dichas granas se encuentran conectadas por el sistema de tilacoides intergranas. Los cloroplastos poseen en su estroma elevado contenido de proteínas que juegan un rol clave en el proceso de fijación y reducción del CO<sub>2</sub>. Los primeros azúcares que se forman por el proceso fotosintético forman el almidón de asimilación y quedan temporariamente retenidos en este organoide hasta ser trasladados y almacenados en el plástido de reserva denominado amiloplasto.

**Figura 2.3**

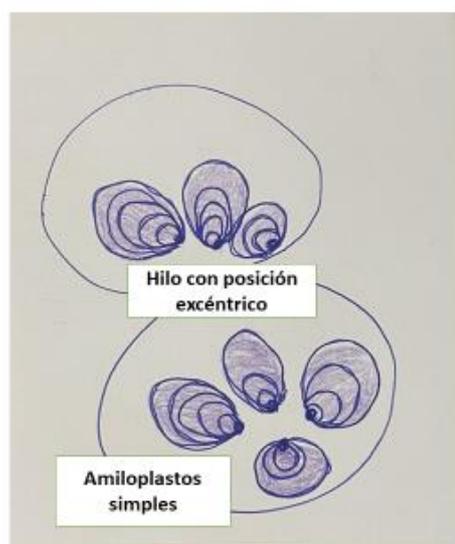


*Nota. Estructura de un cloroplasto señalando las partes constituyentes. (Elaboración propia).*

En la Figura 2.4 puede observarse la estructura de un amiloplasto típico de papa, donde se observa el hilo, de posición excéntrica, que es la zona de inicio de almacenamiento de almidón, y a continuación se van formando las sucesivas capas de deposición de este polisacárido. Si los amiloplastos tienen un solo hilo se dice que los mismos son amiloplastos simples, y si poseen varios se dice que son compuestos. El almidón se pone en evidencia al ser tratado con una

solución de lugol (iodo-ioduro de potasio) que los tiñe de color azul – violáceo, y facilita su identificación y caracterización. Su estudio es muy importante para caracterizar e identificar diferentes harinas, tejidos vegetales y poder efectuar diversas pruebas bromatológicas.

**Figura 2.4**



*Nota. Amiloplastos de papa simples con hilo en posición excéntrica. (Elaboración propia).*

La vacuola es una estructura que está separada del citoplasma por una membrana que se denomina tonoplasto y su contenido es el jugo celular, que posee una función vital en el metabolismo celular. Las células jóvenes poseen numerosas y pequeñas vacuolas que luego se fusionan formando una única vacuola grande que puede llegar a ocupar hasta un 95% del volumen citoplasmático desplazando al citoplasma y al núcleo hacia las paredes. Entre las funciones relacionadas a la vacuola está la protección de la vida celular dado que el jugo celular consiste en una solución acuosa de diversas sustancias que son productos de secreción y/o reserva del metabolismo como por ejemplo aceites, taninos, inulina, gomas y mucílagos, azúcares, pigmentos hidrosolubles, cristales, sílice, entre otros.

Algunas células vegetales forman internamente a la pared celular primaria, una pared secundaria que está formada por microfibrillas de celulosa que se disponen de manera ordenada y se hallan embebidas en una matriz que contiene fundamentalmente lignina o suberina. La presencia de estas sustancias en la matriz provee de rigidez a las células vegetales, quienes pierden su contenido citoplasmático y en su lugar queda un hueco o lumen. Estas células son muertas y cumplen una función mecánica o de sostén. La comunicación que se establece entre células que poseen pared secundaria es a través de pares de punteaduras que pueden ser simples, areoladas o semiareoladas.

En síntesis, las células vegetales se caracterizan y diferencian de las células animales por la presencia de pared celular, plastidios fotosintéticos y de almacenamiento, y de vacuola. Las células se agrupan para formar los tejidos y llevar a cabo funciones que resultan vitales para el metabolismo, crecimiento y desarrollo del vegetal.

Los distintos tipos de tejidos vegetales se presentan en la siguiente Tabla, donde se describen sus funciones y características celulares más relevantes.

Tejido	Ubicación	Función	Características
<b>Meristemáticos o Embrionales</b>	<p><b>-Apicales:</b> del tallo (plúmula) y de la raíz (radícula)</p> <p><b>-Laterales:</b> Cambium vascular y Cambium suberógeno o felógeno</p> <p><b>-Intercalares:</b> en la base de la vaina, base de la lámina y base del entrenudo (en especies de la familia Gramíneas).</p> <p><b>-Meristemoides:</b> células adultas que tienen la capacidad de desdiferenciarse y volver a ser meristemáticas.</p>	<p>-Producen crecimiento 1rio en longitud</p> <p>-Producen crecimiento 2rio en diámetro o espesor</p> <p>-Producen crecimiento 1rio en longitud en tallos, vainas y láminas.</p> <p>-Producen estomas, pelos o tricomas, papilas, aguijones.</p>	<p>Las células meristemáticas tienen la propiedad de dividirse activamente por mitosis. Poseen pared celular primaria muy delgada y núcleo grande. Son las encargadas del crecimiento y tienen una localización determinada en el cuerpo del vegetal.</p>
	Cubre toda la parte aérea	Su función es de protección	Sus células son vivas con pared

<b>Epidérmicos</b>	externa del vegetal: tallos, hojas, flores, frutos, semillas. Los órganos subterráneos como las raíces poseen rizodermis.	impermeabilización de los tejidos y órganos vegetales.	primaria y carecen de cloroplastos. Suelen tener sus paredes periclinales externas engrosadas e impregnadas con cutina o suberina para impermeabilizar los tejidos internos.
<b>Elaboración</b>	<b>-Parénquima clorofiliano o clorénquima,</b> ubicado principalmente en hojas y tallos verdes herbáceos.	Realizan el proceso de fotosíntesis en los cloroplastos.	Las células del clorénquima poseen forma isodiámetrica (las tres dimensiones de igual magnitud), paredes delgadas y abundante cantidad de cloroplastos.
<b>Reserva o Almacenamiento</b>	<b>-Parénquima reservante amilífero,</b> acumula almidón que es la sustancia de reserva por excelencia de los vegetales. Se encuentra en raíces, tallos, hojas, frutos y semillas. <b>-Parénquima cristalífero,</b> acumula cristales	La función es la reserva de diferentes sustancias ergásticas o productos del metabolismo. En numerosos casos esas reservas se alojan en los órganos de cosecha de plantas cultivadas, como los tubérculos de papa, las semillas de trigo, de maíz, de soja, etc.	Las células parenquimáticas son grandes, isodiamétricas con paredes delgadas. Ocupan un amplio volumen en ciertos órganos, como la médula y corteza de raíces y tallos. En sus vacuolas almacenan diversas sustancias productos del metabolismo celular. Hay

	<p>de oxalatos de calcio y magnesio en las vacuolas celulares. En raíces, tallos y hojas.</p> <p><b>-Parénquima tanífero</b> acumula taninos en las vacuolas.</p> <p><b>-Parénquima aerífero</b>, acumula aire y es un tejido con amplios espacios intercelulares.</p>		<p>diversos tipos de parénquimas asociados a plantas que crecen en ambientes particulares como el aerífero (plantas acuáticas o palustres), acuífero (plantas de ambientes secos o xerófitos), aleuronífero (semillas con reservas de proteínas), etc.</p>
<p><b>Sostén o Mecánicos</b></p>	<p><b>-Colénquima:</b> ubicado en posición sub-epidérmica en tallos herbáceos y hojas de plantas de la División Angiospermas Clase Dicotiledóneas.</p> <p><b>-Esclerénquima:</b> ubicado rodeando a los haces vasculares, en vainas o casquetes o formando parte de los tejidos de</p>	<p>-La función es mecánica o de sostén. Permite el crecimiento y elongación de los órganos vegetales.</p> <p>-La función es mecánica o de sostén. No permite el crecimiento y elongación de los órganos vegetales.</p>	<p>Las células colenquimáticas son vivas y poseen sus paredes celulares primarias engrosadas en diferentes regiones, otorgando elasticidad y plasticidad.</p> <p>Las células esclerenquimáticas son muertas y poseen paredes 1rias y 2rias engrosadas. Las células largas reciben el nombre de fibras y las</p>

	<p>conducción.</p> <p>Presente en plantas de la División Angiospermas Clase Monocotiledóneas.</p>		<p>células isodiamétricas son las esclereidas. Son rígidas no permitiendo elasticidad ni plasticidad.</p>
<b>Conducción</b>	<p><b>-Xilema 1<sup>er</sup>io:</b> denominado "leño", formado por protoxilema y metaxilema, parénquima y fibras xilemáticas.</p> <p><b>-Floema 1<sup>er</sup>io:</b> denominado "líber", formado por protofloema y metafloema, parénquima y fibras floemáticas.</p> <p>Xilema y Floema 1<sup>er</sup>io están presentes en el 1<sup>er</sup> año de vida de las plantas Gimnospermas y Angiospermas Dicotiledóneas y Monocotiledóneas.</p> <p><b>-Xilema y Floema 2<sup>do</sup>io:</b> se origina por la</p>	<p>-La función del xilema es la conducción de agua y nutrientes minerales disueltos (savia bruta), desde la raíz al resto de la planta.</p> <p>Su sentido de circulación es ascendente.</p> <p>-La función del floema es la conducción de fotoasimilados (azúcar es sintetizados por fotosíntesis) disueltos en agua (savia elaborada), desde las hojas al resto del cuerpo del vegetal.</p> <p>Su sentido de circulación es ascendente, descendente y paralelo.</p>	<p>En Gimnospermas y Angiospermas primitivas el xilema está formado por traqueidas con función de conducción: células muertas alargadas con extremos aguzados que se comunican por pares de punteduras areoladas con torus. En Angiospermas el xilema está compuesto por elementos de vaso o tráqueas, con paredes 2<sup>as</sup> engrosadas de diferentes tipos (anillados- espiralados- escalariformes- reticulados o punteados) que se comunican por</p>

	<p>actividad del meristema 2rio cambium vascular, y presenta los mismos elementos celulares que el Xilema y Floema 1rio. Produce crecimiento en grosor en tallos y raíces en Gimnospermas y Angiospermas Dicotiledóneas perennes.</p>		<p>placas de perforación cuya función es la conducción. Posee, además, células parenquimáticas (reserva) y fibras (sostén). En Gimnospermas el floema está formado por células cribosas y albuminosas con función de conducción, son células vivas que se comunican por plasmodesmos. Las Angiospermas poseen el floema compuesto por tubos cribosos, células vivas que se comunican por áreas cribosas y placas cribosas acompañadas de células anexas vivas. Posee, además, parénquima (reserva) y fibras (sostén) floemático.</p>
	<p><b>-Pelos glandulares,</b> salinos,</p>	<p>La función es la secreción, liberación o excreción de diversas</p>	<p>Pueden ser tubos o conductos que se forman por división</p>

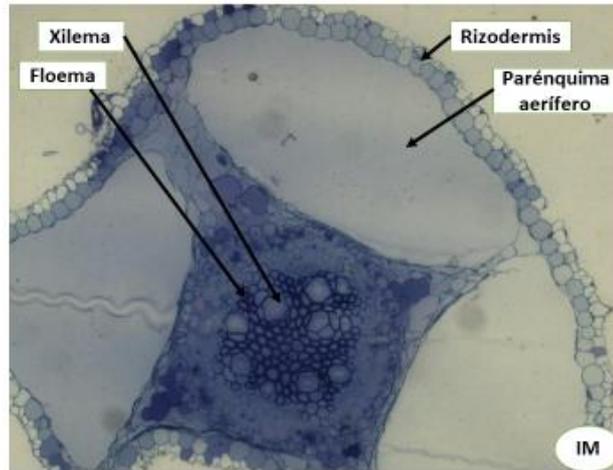
<b>Secreción</b>	nectaríferos, digestivos, urticantes. <b>-Hidátodos.</b> <b>-Canales o conductos esquizógenos.</b> <b>-Bolsas lisígenas.</b> <b>-Tubos laticíferos.</b>	sustancias productos del metabolismo celular.	y separación de células o bien por ruptura o lisis de las mismas. Los hidátodos son estomas inmóviles que liberan agua en forma líquida.
------------------	---	---	---

Los tejidos se agrupan para formar los diferentes órganos que componen el cuerpo de las plantas, y se los clasifica en órganos de tipo vegetativo y de tipo reproductivo. Los vegetativos son la raíz, el tallo y las hojas, y los reproductivos son la flor, el fruto y la semilla.

La **raíz** es un órgano subterráneo encargado del anclaje del vegetal en el sustrato, la absorción y conducción de agua y sales minerales desde el suelo hacia el resto del cuerpo vegetal y, en numerosas especies, almacena sustancias de reserva (como por ejemplo la zanahoria). Las raíces embrionales se originan a partir de la actividad meristemática de la radícula del embrión, pero también pueden tener su origen no embrional y en ese caso se denominan raíces adventicias. Estas últimas se pueden formar en órganos como tallos y/u hojas y constituye una estrategia de multiplicación agámica de numerosas especies. En algunos vegetales se pueden encontrar raíces aéreas como en plantas epífitas que crecen sobre otras especies como las orquídeas, por ejemplo.

El corte transversal de la raíz a la altura de la zona pilífera permite observar la distribución característica de los tejidos de conducción con el xilema dispuesto en forma radial y el floema en forma alterna en relación a los radios xilemáticos. Las raíces presentan un tejido de protección interno denominado endodermis, que está constituido por un estrato de células que presentan engrosamientos en sus caras radiales y transversales con sustancias hidrofóbicas que impermeabilizan dichas células. En la Figura 2.5 puede observarse el corte transversal de la raíz de *Salix* "sauce" señalando los tejidos adultos y su distribución en la raíz.

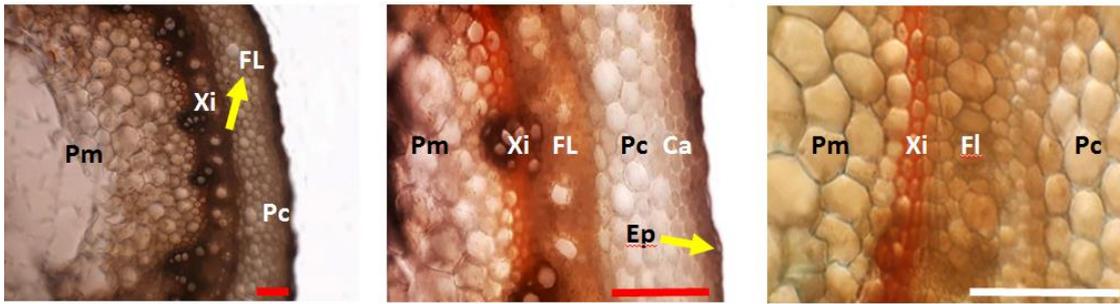
**Figura 2.5**



*Nota. Corte transversal de la raíz de Salix matsudana "sauce", donde se señalan los tejidos adultos constitutivos. (Elaboración propia).*

El **tallo** es el órgano aéreo que sirve de sostén de las ramas, hojas, flores y frutos. Conduce el agua y las sales minerales desde las raíces hacia la parte aérea y también los azúcares (productos de la fotosíntesis) desde las hojas hacia el resto del vegetal. También posee función de reserva o almacenamiento de sustancias como por ejemplo en caña de azúcar, papa, remolacha, etc. El tallo está formado por nudos y entrenudos, y es en los nudos donde se originan las hojas a partir de la actividad de las yemas. Los entrenudos están comprendidos por la parte del tallo comprendida entre dos nudos sucesivos, mientras que el **fitómero** es la parte que contiene un nudo y una parte del tallo superior e inferior a ese nudo. Dicho fitómero es la menor porción de tallo que permite la propagación agámica o asexual para la obtención de un individuo exactamente igual al progenitor (clon). Los tallos pueden tener consistencia herbácea o leñosa, existiendo vegetales que poseen tallos modificados o adaptados a condiciones ambientales extremas como los reservantes (cactus y suculentas), que viven en ambientes muy secos o desérticos con escasa disponibilidad de agua. La disposición de los tejidos de conducción en los tallos se da mediante haces vasculares donde el xilema y el floema están enfrentados, con el xilema en posición interna y el floema dispuesto hacia la periferia. En la Figura 2.6 se observa un corte transversal de tallo de *Salix spp.* "sauce" con estructura primaria.

**Figura 2.6**



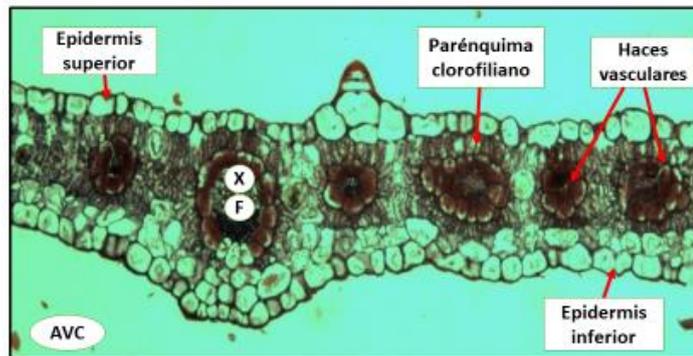
*Nota. Corte transversal de un tallo de poroto. Referencias: floema (Fl), parénquima medular (Pm), parénquima cortical (Pc), xilema (Xi), colénquima (Ca) y epidermis (Ep). (Elaboración propia).*

Las especies leñosas o perennes poseen crecimiento secundario por la actividad periódica de los meristemas laterales cambium vascular, que genera los tejidos de conducción funcionales xilema y floema secundario todos los años y el cambium suberógeno o felógeno que origina los tejidos de protección secundarios súber o corcho y felodermis.

Las **hojas** son órganos aéreos aplanados y expandidos, principalmente adaptados para la absorción de la luz y la elaboración de alimentos a través del proceso de fotosíntesis. Estos órganos poseen los tejidos especializados y con pigmentos encargados de la absorción de luz que convierte la energía lumínica en energía química y liberando oxígeno a la atmósfera. Las hojas o superficies expuestas realizan el proceso de transpiración, vital para el metabolismo vegetal dado que permite disipar calor y mantener los tejidos a temperatura acordes a los procesos vitales. Las hojas se originan a partir de la actividad de las yemas, que pueden tener ubicación apical o axilar, y pueden presentar diferentes formas, tamaños y consistencias. Cuando maduran y comienzan a envejecer viran la normal coloración verde intensa al amarillo o rojizo, debido a la degradación de la molécula de clorofila y a la expresión de otros pigmentos responsables de las típicas coloraciones de las hojas en otoño.

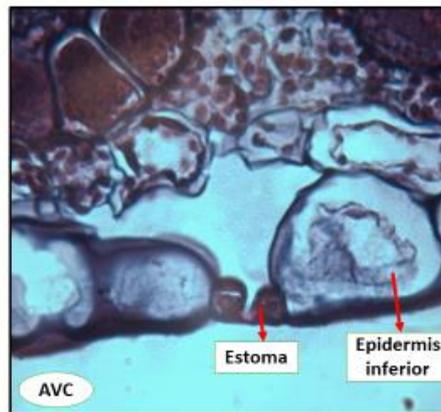
Las hojas están formadas por el pecíolo, que es la parte que la une al tallo, y por la porción laminar y extendida que recibe el nombre de lámina foliar. En dicha lámina se pueden observar dos caras, la superior o haz, que es la que recibe en forma directa la incidencia de la luz solar, y la cara inferior o envés que no está expuesta directamente a los rayos solares. Los tejidos de conducción en la lámina se disponen en haces vasculares donde el xilema está orientado hacia la cara superior y el floema hacia la cara inferior. En la Figura 2.7 se puede observar un corte transversal de la lámina foliar de *Gomphrena perennis* “siempre viva del campo”, y en la Figura 2.8 un detalle del estoma ubicado en la epidermis inferior en la especie mencionada.

**Figura 2.7**



*Nota. Corte transversal de la lámina de Gomphrena perennis “siempre viva del campo”, donde se señalan las partes constitutivas. (Elaboración propia).*

**Figura 2.8**



*Nota. Detalle de la epidermis inferior de Gomphrena perennis donde se observa el estoma. (Elaboración propia).*

La **flor** es el órgano encargado de la reproducción sexual y se origina a partir de la actividad de una yema floral. Está formado por un eje (pequeño tallo) que tiene nudos muy próximos y de allí nacen hojas modificadas denominadas antófilos. Los más externos sirven de protección (sépalos y pétalos) de los más internos y más modificados (estambres y carpelos), quienes cumplen la función reproductiva. Estos dos últimos son los formadores de las gametas masculinas (anterozoides) y femeninas (óvulos). En numerosos casos las flores son vistosas y secretan sustancias como el néctar, que atraen insectos polinizadores para que se lleve a cabo la fecundación. Existen otros mecanismos abióticos, por los cuales se puede llevar a cabo la fecundación como a través del viento (anemófila), del agua (hidrófila), de las aves (ornitófila), etc. Las flores pueden poseer diferente número de piezas de sépalos, pétalos, estambres y carpelos, e incluso es muy frecuente que algunas flores carezcan de algunas de las piezas antes mencionadas. La diversidad existente en la naturaleza es enorme, y el estudio de la biología y

morfología floral es un carácter importante para clasificar las plantas en las diferentes categorías taxonómicas.

El **fruto** es el órgano encargado de contener y proteger a las semillas. Es originado luego de la fecundación o unión de las gametas masculina y femenina y el posterior desarrollo y maduración del ovario que encerraba o contenía al/los óvulos. Según sea su origen los frutos se clasifican en monotalámicos si derivan de una sola flor, o politalámicos si derivan de un conjunto de flores o inflorescencia. Según su consistencia los frutos pueden ser secos o carnosos según el grado de desarrollo de su pericarpio. Como ejemplo de frutos carnosos tenemos las bayas (tomate, vid, kiwi), drupas (durazno, ciruela, damasco), hesperidios (naranja, pomelo, limón), pomo (manzana, pera), y ejemplos de frutos secos son las legumbres (soja, arveja, haba), cariopses (trigo, maíz) y cipselas (girasol). En la naturaleza existe una gran diversidad botánica de frutos, y un carácter importante al momento de estudiarlos es si se abren o no de manera natural a la madurez para la liberación de las semillas que contienen, en caso de abrirse se dice que los frutos son dehiscentes y si no se produce la apertura se dice que los frutos son indehiscentes.

Las **semillas** son los órganos encargados de perpetuar la especie y su formación es el cierre del ciclo ontogénico del vegetal. Son un paquete compacto que encierra una pequeña planta en su interior (el embrión), dotado del alimento o reservas que necesita durante los primeros días de vida, estando recubierto por un tegumento o cubierta seminal que lo protege de las adversidades del medio ambiente. Las semillas poseen una gran diversidad de tamaño, formas, colores y texturas. En numerosos casos conforma una unidad funcional y estructural con el fruto (están íntimamente soldados), como en el caso de los cariopses de la familia de las gramíneas (trigo, arroz, cebada, centeno, maíz, etc.). En otros casos se desprenden fácilmente del fruto cuando maduran como es el caso de la soja, poroto, habas, colza, etc. Las reservas de las semillas pueden estar contenidas en un tejido especializado que se denomina endosperma (trigo y maíz), o bien en los cotiledones u hojas embrionales (poroto, garbanzo, soja), o en la nucela (pimienta). La naturaleza química de dichas reservas es variada y pueden ser tanto hidratos de carbono (almidón), lípidos (aceites), o proteínas, según sea la especie. Las semillas son órganos que a la madurez resisten un proceso intenso de deshidratación de sus tejidos y estructuras internas, que le permite pasar un período de tiempo indefinido (hasta numerosos años), en estado de latencia hasta que las condiciones ambientales sean propicias para que germine y retome su vida activa para la generación de un nuevo individuo. Por ende, la formación de las semillas constituye el gran salto evolutivo de las especies vegetales.

## **Las plantas y sus principales funciones: Absorción de agua y nutrientes. Transpiración, fotosíntesis y respiración.**

### **Germinación, crecimiento, reproducción y productividad**

Las plantas necesitan agua para su crecimiento y desarrollo, y muchas de ellas lo requieren en cantidades elevadas. Una proporción asombrosamente grande del agua absorbida del suelo es eliminada por la planta hacia la atmósfera sin que tenga intervención permanente en los procesos metabólicos ni en su desarrollo. La absorción del agua y nutrientes minerales es efectuada por las raíces de los vegetales en forma líquida, mientras que la mayor parte de la pérdida se produce en forma de vapor. La eliminación de vapor de agua en los vegetales se conoce con el nombre de transpiración, y este proceso se lleva a cabo en las hojas a través de los estomas, quienes son células epidérmicas que se cierran o abren según las condiciones del ambiente, ejerciendo la luz y la temperatura del aire efectos muy importantes. Cuanto mayor sea la carga energética (temperatura) sobre el vegetal, mayor será la pérdida de vapor de agua que experimente el vegetal. Por supuesto que también dependerá de la disponibilidad de agua que tenga el suelo donde se encuentra creciendo la planta. Ante situaciones de estrés o déficit hídrico, la planta cierra sus estomas, reduciendo de esa manera la pérdida de vapor de agua. Si la situación de estrés persiste durante varios días, la planta pierde turgencia, (se plasmoliza), y posiblemente no se recupere durante la noche. Esta situación únicamente puede ser revertida con el agregado de agua al suelo a través del riego, o una lluvia. En caso contrario, el estrés por sequía puede llevar a la muerte del vegetal. La tasa transpiratoria varía de una especie vegetal a otra, e incluso a lo largo de las horas del día. Cualquier factor como temperatura, intensidad lumínica y disponibilidad de agua en el suelo influirán marcadamente en la tendencia de la periodicidad de la transpiración como así también en la magnitud de la pérdida diaria de vapor de agua.

En suelos bien drenados, la mayor cantidad de raíces de la mayoría de las plantas cultivadas puede localizarse en la zona que va desde la superficie hasta 1,5 metro de profundidad. Las raíces de los árboles no penetran en el suelo a grandes profundidades, sino que las mismas son superficiales. Casi toda la absorción de agua y sales minerales del suelo es realizada por las porciones terminales de las raíces, entre los 5 y 10 cm próximos al ápice de la raíz. En las plantas adultas existen millones de puntas de raíces, a causa de su abundante ramificación y permanente renovación. La mayor absorción de agua y sales es realizada en la zona de los pelos radicales, aún en el caso que estos no se hayan desarrollado. Es así que el agua ingresa a las raíces a través de las paredes de los pelos radicales y de allí pasa por sucesivas capas de células de diversos tejidos para llegar finalmente al xilema, que es el tejido de conducción que se especializa en la distribución del agua y minerales hacia los diferentes órganos de la planta. Existen diversos factores ambientales que influyen en la absorción de agua, entre ellos la disponibilidad de agua, la temperatura y la aireación o porosidad que posea el suelo. Los nutrientes minerales que

necesita la planta para su normal crecimiento y desarrollo son conocidos como elementos minerales esenciales, sin los cuales las plantas no pueden completar su ciclo ontogénico o dejar semillas viables. Los nutrientes minerales esenciales que se requieren en dosis de g/L de solución son conocidos como macronutrientes y entre ellos se encuentran: Carbono (C), Hidrógeno (H), Oxígeno (O), Nitrógeno (N), Fósforo (P), Azufre (S), Potasio (K), Magnesio (Mg) y Calcio (Ca). Los micronutrientes son aquellos que se requieren en dosis menores (mg/L de solución) y se encuentran: Hierro (Fe), Cloro (Cl), Molibdeno (Mo), Cobre (Cu), Zinc (Zn), Manganeso (Mn), Boro (B) y Níquel (Ni). Estos elementos minerales deben estar disponibles en la solución del suelo para poder ser absorbidos, transportados y formar parte de las diferentes moléculas constitutivas del metabolismo celular.

La existencia de todos los seres vivos es posible a expensas de la materia y energía acumulada como resultado del proceso de la fotosíntesis. A partir de este proceso se construyen todas las moléculas y complejos que constituyen la estructura celular de los vegetales en primera instancia, y en consecuencia, de los animales o de los compuestos esenciales para su existencia. Una parte considerable del concepto de riqueza según los economistas, se debe directa o indirectamente a la fotosíntesis, lo cual es exacto no sólo considerando los productos vegetales y animales, sino también en lo referido a las reservas de carbón, petróleo y gas de eras geológicas pasadas. Estos productos derivan de organismos que tuvieron vida y representan el capital fotosintético. La energía liberada por ellos durante la combustión, proviene de la luz del sol que en épocas geológicas pasadas fue captada y convertida en energía química mediante la fotosíntesis de vegetales que abundaron en épocas anteriores al hombre. En consecuencia, la supervivencia del hombre depende de la fotosíntesis en forma más acentuada que cualquier otro organismo vivo, ya que, al igual que los vegetales y animales, depende de este proceso para su existencia, y además le debe muchos productos y la energía que permite el mantenimiento de un nivel de vida superior al de la subsistencia.

Ya fue mencionado que la **fotosíntesis** consiste en el proceso en el cual ciertos hidratos de carbono son sintetizados a partir del  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$  absorbidos por las hojas en presencia de luz solar, con la liberación de  $\text{O}_2$  a la atmósfera. Este proceso tiene lugar fundamentalmente en las hojas y tallos herbáceos, quienes poseen tejidos conteniendo clorofila (pigmentos específicos), que absorben ciertas longitudes de onda de la energía solar radiante. La energía radiante es convertida, luego de una serie compleja de reacciones, en energía química en forma de carbohidratos, necesarios para el crecimiento y desarrollo de todos los seres vivos. La fotosíntesis es un proceso muy complejo que está influenciado por diversos factores, entre los que merece mencionarse la temperatura, la disponibilidad de agua, la concentración atmosférica de  $\text{CO}_2$ , la luz, entre otros.

El proceso de **respiración** está vinculado estrechamente con la vida y, en esencia, consiste en la utilización de compuestos orgánicos complejos, principalmente hidratos de carbono, y mediante su oxidación, convertirlos en sustancias más simples como  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$ . Además, se libera energía química, en forma de ATP (adenosina-trifosfato), que es utilizada por todos los organismos vivos para poder cumplir las funciones vitales del metabolismo, como el crecimiento,

desarrollo, síntesis de nuevos compuestos, etc. La intensidad respiratoria varía considerablemente en las diferentes especies vegetales y en las diferentes partes de una misma planta. El propósito de la respiración es poner a disposición la energía química indispensable para los procesos vitales. Este proceso está estrechamente influenciado por la temperatura, la disponibilidad de sustrato a respirar y la presencia de O<sub>2</sub> en la atmósfera.

El hecho que las plantas aumenten de tamaño en forma más o menos continua y desarrollen nuevos órganos, por lo menos en forma intermitente durante su vida, es uno de los fenómenos naturales más evidentes. El término **crecimiento**, se emplea corrientemente para designar este conjunto de procesos y se debe al aporte de materia seca que se incorpora tanto a las **estructuras del protoplasma como de las paredes celulares por asimilación de sustancias nutritivas**. Las reacciones químicas involucradas en la asimilación pertenecen al tipo donde las sustancias nutritivas solubles, presentes en el suelo, se convierten en constituyentes complejos e insolubles del sistema celular. Como resultado de esta asimilación, las regiones en crecimiento de las plantas aumentan invariablemente de peso seco. El crecimiento en los vegetales está localizado en determinadas zonas que reciben el nombre de meristemas, y se ubican en las terminales de yemas, tallos y raíces (ver Tabla). Una característica del crecimiento vegetal es la periodicidad del mismo, lo que significa que está fuertemente influenciado por las condiciones del medio ambiente en el cual se encuentran. Algunos factores ambientales importantes y condicionantes del crecimiento son: la temperatura del aire y del suelo, la intensidad, calidad y duración de la luz solar incidente, las precipitaciones (lluvias, nevadas, granizos), la presencia de patógenos (hongos, bacterias, virus, etc.) en el suelo y en el aire, el contenido de H<sub>2</sub>O del suelo, la concentración de gases que posea la atmósfera, la disponibilidad de nutrientes, entre los más importantes. Es importante destacar que todos los organismos vivos, sean plantas o animales, crecen, desarrollan y tienen reacciones que resultan de la interacción coordinada de los factores hereditarios (componente genético) y de las condiciones que le presente el medio ambiente.

Cuando las plantas forman las estructuras reproductivas, (flores), se inicia el fenómeno denominado **desarrollo**. Este término abarca una serie de procesos y fenómenos complejos, estrechamente relacionados, algunos producidos en secuencias y otros superpuestos en el tiempo. Los principales sucesos que ocurren durante el desarrollo de una planta con semilla son: - la iniciación del primordio floral - la maduración de las partes florales - el desarrollo de los granos de polen - el desarrollo del saco embrionario con la célula huevo o cigota - la polinización - posterior fertilización - el desarrollo del embrión, del endosperma, de la semilla a partir del óvulo fecundado - el desarrollo del fruto a partir del ovario y la maduración de los tejidos adyacentes. Aunque todos los procesos arriba mencionados corresponden al desarrollo, se pueden distinguir claramente dos estados morfológicos y fisiológicamente distintos: el de floración y el de fructificación. La floración es un proceso que se produce en los tejidos embrionales del ápice de los tallos que en un determinado momento comienzan a diferenciarse. El tiempo que un meristema se mantiene en estado vegetativo antes de transformarse en reproductivo varía enormemente, y puede comprender desde pocos días a muchos años, dependiendo de la

especie, la constitución genética y las condiciones ambientales en que se cultivan las plantas. Las flores formadas tienen diversas piezas que la componen que difieren en su función. El cáliz y la corola son verticilos de protección de los estambres y carpelos que tienen función reproductiva. Los estambres son las estructuras reproductivas masculinas que originarán los granos de polen quienes darán origen a las gametas masculinas haploides. Por su parte, el/los carpelos son las estructuras reproductivas femeninas que contienen el/los óvulos o gametas femeninas haploides. Para que se lleve a cabo la fecundación debe llegar el/los granos de polen al estigma de la flor y este proceso se denomina polinización, que puede ser realizada por diferentes agentes como el viento, agua, insectos, etc. Posteriormente, el grano de polen comienza su camino a través del estilo de la flor, hasta llegar al ovario, donde una vez producida la fecundación (unión de la gameta masculina con la gameta femenina) ese óvulo se convertirá en el nuevo embrión, que con las reservas y coberturas dará lugar a la semilla u órgano de perpetuación de la especie, y el ovario que contenía a dicho óvulo se transformará en el fruto. En general, el desarrollo del fruto y el de la semilla que contiene, se realiza simultáneamente y de manera coordinada.

La **germinación** de la semilla es la reanudación del crecimiento activo del embrión, que provoca la ruptura de los tegumentos seminales y el brote de la nueva planta. Las semillas de numerosas plantas germinarán cuando estén maduras, si las condiciones ambientales son favorables. Las semillas de arveja, por ejemplo, algunas veces germinan dentro de la vaina del fruto, los granos de maíz pueden brotar aún en la planta madre y las semillas de algunas especies de cítricos frecuentemente germinan dentro de sus frutos carnosos. Sin embargo, las semillas de la mayoría de las especies no germinan hasta después de un intervalo de semanas, meses o años, aunque las condiciones ambientales sean favorables para la germinación. En la naturaleza, la germinación de las semillas ocurre normalmente en la superficie del suelo o muy cerca de la misma, como por ejemplo en los bosques. En el laboratorio, las semillas germinarán rápidamente si entran en contacto con un sustrato húmedo, o si quedan expuestas a una atmósfera saturada de vapor, siempre que las demás condiciones sean favorables. El paso inicial de la germinación consiste en la imbibición de agua, lo que generalmente provoca su aumento de volumen. La hidratación de los tegumentos causa un pronunciado incremento en su permeabilidad al  $O_2$  y al  $CO_2$ , la cual es muy baja en los tegumentos secos. Con la hidratación de las semillas, se activan las enzimas presentes en el embrión quienes son movilizadas al endosperma, y una vez allí desdoblan las sustancias de reserva a compuestos más simples que serán el alimento del embrión que ha entrado en actividad. Si se analizan químicamente muestras de semillas en sucesivas etapas de germinación se observará que la cantidad de almidón, aceites y proteínas decae marcadamente dado que son reconvertidos en compuestos más simples para ser consumidos en la respiración o son asimilados en la síntesis de los constituyentes de las paredes celulares de los tejidos en formación.

## Órganos vegetativos que permiten la multiplicación vegetal en forma agámica o asexual

A continuación, se hace mención de sus aspectos generales y algunos ejemplos de importancia agronómica y/o forestal:

**Bulbos:** Son tallos subterráneos con forma de disco o plato, que poseen entrenudos muy cortos y yemas, en los cuales se acumulan reservas en las bases foliares. Los bulbos pueden ser *tunicados*: donde las bases foliares reservantes o catáfilas, se disponen en forma circular rodeando el disco o plato (cebolla, junquillo), *escamosos*: las catáfilas se disponen de manera imbricada (azucenas, ajo), *macizos*, formados por un cuerpo macizo cubierto por las bases foliares y las raíces adventicias (chasmante). Los bulbos constituyen órganos de multiplicación muy difundidos en especies de importancia ornamental como los jacintos, tulipanes, nardos, lirios, azucenas, fresias, gladiolos y narcisos, entre otros. En la Figura 2.9 A y B se observa el aspecto general y el detalle del bulbo tunicado de *Allium triquetrum* “junquillo”, respectivamente.

**Estacas de tallo, hoja o raíz:** Las estacas son porciones de órganos vegetativos que poseen la capacidad de generar raíces adventicias y ramificaciones aéreas, produciendo un nuevo individuo sin que participen las gametas. Es necesario que dicha porción de estaca posea al menos una yema para regenerar una hoja. La obtención de estacas es una vía de multiplicación muy difundida en especies de importancia forestal (sauces y álamos), y ornamental (rosa china, crisantemos, begonias), entre otros. Este tema se abordará con profundidad en el capítulo correspondiente a multiplicación y enraizamiento de estacas. Se puede observar en la Figura 2.9 C el aspecto general del tallo característico de una Caña. En la Figura 2.9 D se presenta una porción del tallo de la especie mencionada, con el nudo y su yema axilar, y la parte superior e inferior del entrenudo, denominado fitómero.

**Estolones:** Son tallos rastreros o brotes basales con entrenudos largos que generan raíces adventicias y ramificaciones aéreas en sus nudos. Es la vía de multiplicación en especies como la frutilla, violetas, gramilla y grama bahiana, entre otras. En la Figura 2.9 E y F se observa los estolones de la especie *Chlorophytum elatum*, conocida como “lazo de amor” con tallos rastreros que en sus nudos genera raíces de origen adventicio, que permiten su propagación.

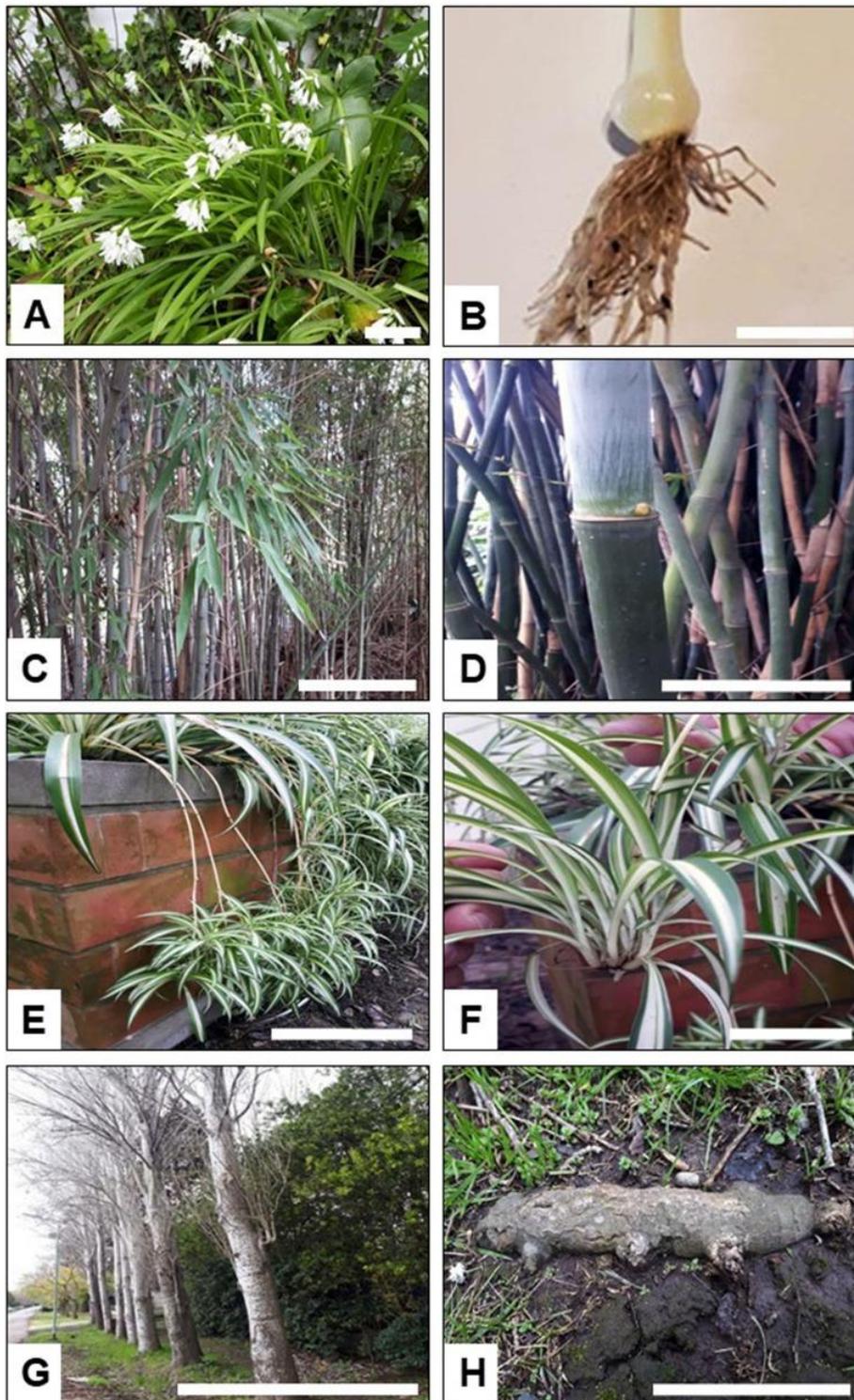
**Raíces gemíferas:** son raíces que tienen la capacidad de emitir yemas adventicias generando un nuevo individuo, como es el caso de *Populus alba*. En la Figura 2.9 G y H se observan ejemplares de álamo blanco y detalle de las raíces gemíferas, respectivamente.

**Rizomas:** Son tallos subterráneos engrosados con capacidad reservante, que poseen nudos y entrenudos cubiertos por bases foliares o escamas de protección. Los rizomas se pueden fraccionar, permitiendo la obtención de nuevos individuos hijos mediante la generación de raíces de origen adventicio y ramificaciones aéreas generadas en los nudos. Numerosas especies de importancia agronómica poseen rizomas (clivias, agapantos, jengibre, cúrcuma), y otras con elevado poder invasor (sorgo de Alepo, cebollín, cañas de castilla, etc). En la Figura 2.10 C y D se observa el aspecto general de *Canna indica* y el detalle de su rizoma, respectivamente.

**Tallos radicales:** son tallos rastreros con crecimiento indefinido que generan raíces adventicias y ramificaciones aéreas en sus nudos. Esta particularidad permite un alto poder invasor y que su fraccionamiento pueda ser utilizado para la multiplicación agámica (gramillón, oreja de ratón, entre otros). En la Figura 2.10 A y B se observa los tallos radicales rastreros de *Axonopus affinis* “gramilla”.

**Tubérculos:** son tallos subterráneos reservantes que se forman cuando el estolón detiene su crecimiento, posee nudos y entrenudos lo que permite su fraccionamiento para la multiplicación agámica. La especie más importante con este órgano es *Solanum tuberosum* “papa”, tal como se puede observar en la Figura 2.10 E y F.

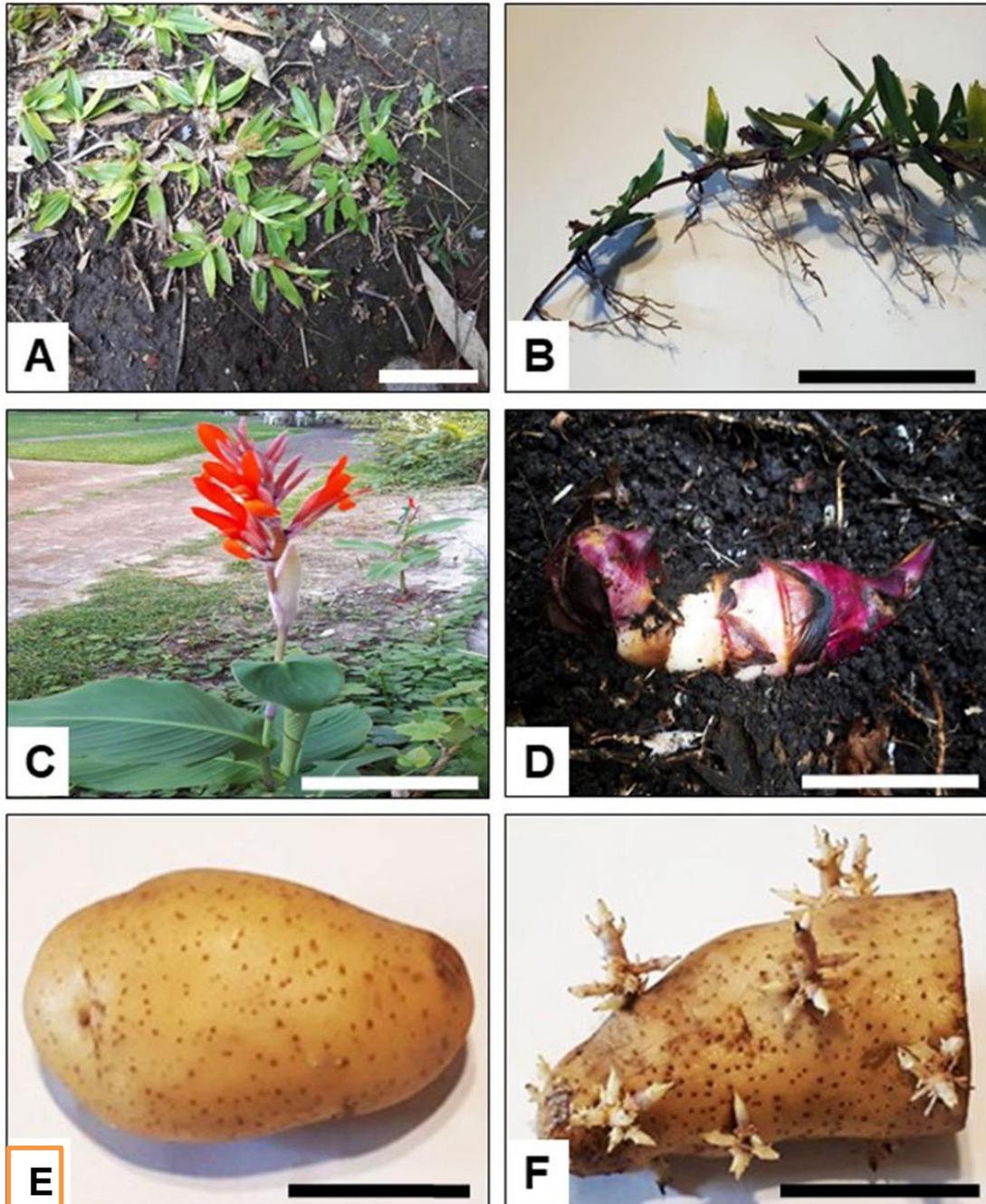
Figura 2.9



Nota. *Allium triquetrum* L.: A, aspecto general de la planta; B, bulbo. *Pleioblasto simonii* (Carriere) Nakai: C, aspecto general de la planta; D, fítopero. *Chlorophytum elatum* (Aiton) R. Br. ex Ker: E, estolones; F, detalle de raíz. *Populus alba* L.: G, aspecto general del árbol; H, raíz gemífera.

Escalas: A, D, F, H = 5 cm; B = 1 cm; C, E = 10 cm; G = 1 m. Fotografías obtenidas y editadas por el Dr. Marcelo P. Hernández. Docente Investigador de la FCAyF. UNLP.

Figura 2.10



Nota. *Axonopus affinis* Chase: A, aspecto general de la planta; B, tallo radicante. *Canna indica* L.: C, aspecto general de la planta; D, rizoma. *Solanum tuberosum* L.: E, tubérculo; F, brotes. Escala: 5 cm. Fotografías obtenidas y editadas por el Dr. Marcelo P. Hernández. Docente Investigador de la FCAyF. UNLP.

## Referencias

- Appezato – da – Gloria, B. & Carmello – Guerreiro, S.M. (2006). *Anatomía Vegetal*. 2da edición revista e actualizada. Editora UFV. Universidade de Vicoso (Brasil). 438p. Disponible on-line: [https://www.academia.edu/38593250/Appezato\\_da\\_gloria\\_anatomia\\_vegetal\\_2c2aa\\_edic3a7c3a3o](https://www.academia.edu/38593250/Appezato_da_gloria_anatomia_vegetal_2c2aa_edic3a7c3a3o)
- Azcón-Bieto, J. & Talón, M. (2008). *Fundamentos de Fisiología Vegetal*. Madrid: McGrawHill/Interamericana. Disponible on-line: [https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/76756/mod\\_resource/content/1/Fundamentos%20de%20Fisiologia%20Vegetal-Azc%C3%B3n%20Bieto%20ed%20%281%29.pdf](https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/76756/mod_resource/content/1/Fundamentos%20de%20Fisiologia%20Vegetal-Azc%C3%B3n%20Bieto%20ed%20%281%29.pdf)
- Bracegirdle, B. & Miles, P.H.(1975). *Atlas de Estructura vegetal*. Paraninfo, Madrid.
- Carbone, A. (2015). *Caracterización morfo-anatómica de dos poblaciones de Gomphrena perennis L. y su posible relación con la sensibilidad al herbicida glifosato*. Tesis Magister Scientiae. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. UNLP. Disponible on-line: <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/48707>
- Crang, R., Lyons-Sobaski, S. & Wise, R. (2019). *Plant Anatomy. A concept –based approach to the structure of seed plants*. Springer Verlag. 717 p. Disponible on-line: <https://www.yumpu.com/en/document/view/63724856/plant-anatomy-a-concept-based-approach-to-the-structure-of-seed-plants-by-richard-francis-earl-crang-sheila-lyons-sobaski-robert-wise-z-liborg>
- D'Ambrogio, A. & de Argüeso, M. (1986). *Manual de técnicas en histología vegetal*. Hemisferio Sur, BA.
- De Robertis, E.D. & De Robertis, E.M. (1983). *Fundamentos de Biología Celular y Molecular*. El Ateneo, Buenos Aires.
- Esau, K. (1982). *Anatomía de las plantas con semilla*. Ed. Hemisferio Sur. BA.
- Evert, R.F. (2008). Esau. *Anatomía Vegetal*. 3ra edición. Traducción J. Fortes, Ediciones Omega, Barcelona. 640 págs.
- Fahn, A. (1985). *Anatomía Vegetal*. Ed. Pirámide, Madrid.
- Font Quer, P. (1965). *Diccionario de Botánica*. Ed. Labor, España.
- Lambers, H., Stuart Chapin, F. & Pons, T. (2008). *Plant Physiological Ecology*. Second Edition Springer Verlag. 591p. Disponible on-line: [http://www.esalq.usp.br/lepse/imgs/conteudo\\_thumb/Plant-Physiological-Ecology-by-Hans-Lambers--2008-.pdf](http://www.esalq.usp.br/lepse/imgs/conteudo_thumb/Plant-Physiological-Ecology-by-Hans-Lambers--2008-.pdf)
- Hartmann, H. & Kester, D. (1997). *Propagación de plantas. Principios y Prácticas*. Compañía Editorial Continental, S.A de C.V. Méjico. Quinta Reimpresión. 761 p. Disponible on-line: [https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/76744/mod\\_resource/content/1/Propagacion%20de%20plantas.pdf](https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/76744/mod_resource/content/1/Propagacion%20de%20plantas.pdf)
- Jensen, W.A. & Salisbury, F.B. (1988). *Botánica*. Mc-Graw-Hill, eds. 2º ed. (traducción) México.

- Metcalf, C.R. y Chalk, L. (1950). *Anatomy of Dicotyledons*. Vol. 1-2, Oxford Clarendon Press, Inglaterra.
- Montaldi, E.N. (1995). *Principios de Fisiología Vegetal*. Ediciones Sur, La Plata.
- Mozo I, Rodríguez ME, Monteoliva S and Luquez VMC. (2021). *Flood water Depth Causes Different Physiological Responses During Post-flooding in Willows*. *Front. Plant Sci.* 12:575090. doi: 10.3389/fpls.2021.575090
- Nabors, M. (2006). *Introducción a la Botánica*. Ed. Pearson Addison Wesley. 744 p. Disponible on-line:  
[https://www.academia.edu/44352742/Introducci%C3%B3n\\_a\\_la\\_Bot%C3%A1nica\\_Murray\\_W\\_Nabors](https://www.academia.edu/44352742/Introducci%C3%B3n_a_la_Bot%C3%A1nica_Murray_W_Nabors)
- Orfila, E., Volkart, I., Arambarri, A.M., Farina, E. y D'Alfonso, C. (1995). *Frutos, semillas y plántulas de la flora leñosa argentina*. Ediciones Sur, La Plata.
- Salisbury, F. y Ross, C. (1994). *Fisiología vegetal*. México D.F.: Editorial Iberoamérica
- Sitios web de la cátedra de Morfología Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. UNLP. Disponible on-line: <https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/course/view.php?id=557>
- Sociedad Argentina de Botánica (SAB). <https://botanicaargentina.org.ar/>
- Strasburger, E., Noll, F., Schneck, H. y Schimper, A. (1994). *Tratado de Botánica*. 8° ed., Ediciones Omega, Barcelona.
- Taiz, L. y Zeiger, E. (2006). *Fisiología Vegetal* (Volumen I). Castelló de la Plana, Publicacions de la Universitat Jaume I.D.L. 320 p. Disponible on-line: <https://fisiologiavegetalundec.files.wordpress.com/2018/04/fv-taiz-zeiger-vol-i.pdf>
- Taiz, L. y Zeiger, E. (2006). *Fisiología Vegetal* (Volumen II). Castelló de la Plana, Publicacions de la Universitat Jaume I.D.L. 656 p. Disponible on-line: <https://drive.google.com/file/d/14Lo8VJAKwCBv0ijFa5nPB9nwIMqeT4Ng/view>
- Valla, J.J. (2004). *Botánica. Morfología de las plantas superiores*. Hemisferio Sur, Buenos Aires.
- Zarlavsky, G. (2014). *Histología vegetal: técnicas simples y complejas*, 1ra ed. Buenos Aires, Sociedad Argentina de Botánica. Gráfica Arte, Capital Federal.

# CAPÍTULO 3

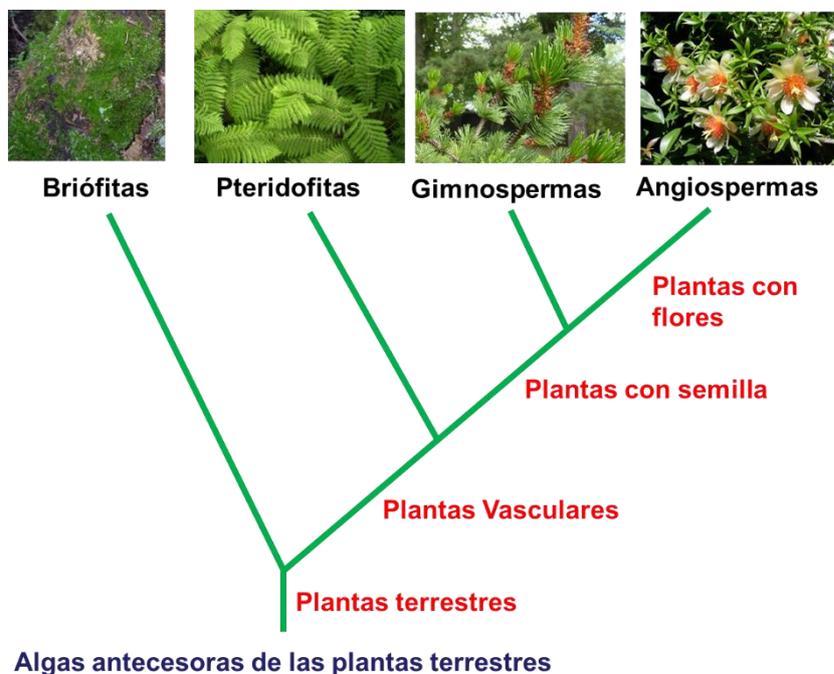
## Biología reproductiva de las plantas terrestres

Virginia M.C. Luquez

### Ciclos Biológicos de las plantas terrestres

Se considera que todas las plantas terrestres descienden de un antepasado común, un grupo de algas acuáticas, y para adaptarse al nuevo ambiente tuvieron que desarrollar estructuras para regular la pérdida de agua: los estomas y la cutícula (Capítulo 2). Las plantas terrestres incluyen a las Briófitas (musgos) y a las **plantas vasculares** que tienen tejido de conducción (xilema y floema) especializado en el transporte de agua y nutrientes (Capítulo 2). En este capítulo, nos vamos a concentrar en la reproducción de las plantas vasculares, que comprenden tres grandes grupos: las Pteridofitas, las Gimnospermas y las Angiospermas (Figura 3.1).

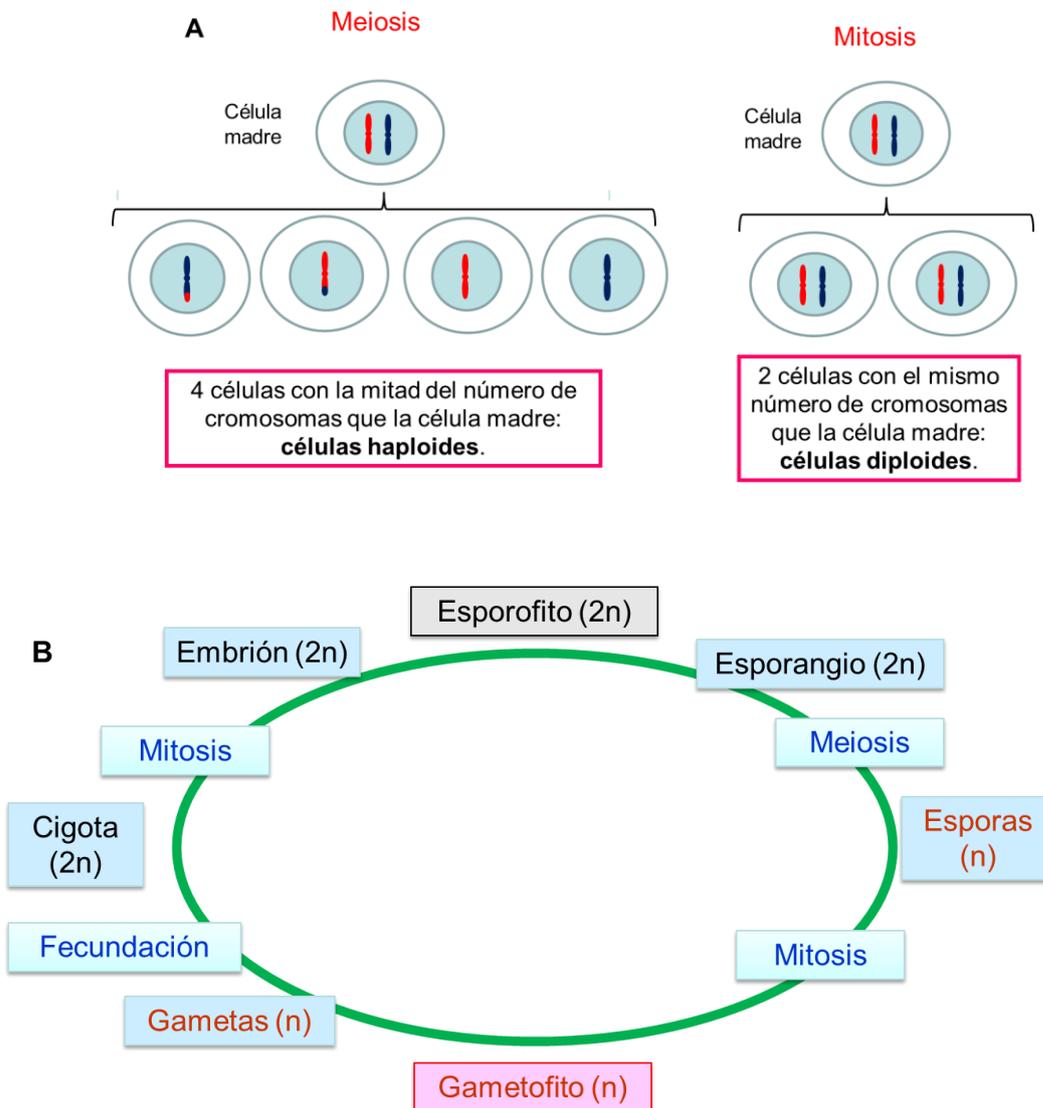
Figura 3.1



*Nota.* Esquema representando la relación entre los principales grupos de plantas terrestres. (Elaboración propia).

En las plantas, la información necesaria para el funcionamiento de las células se encuentra codificada en la secuencia del ADN (ácido desoxirribonucleico). La secuencia del ADN constituye el **genoma** de la planta, y se duplica cuando las células se dividen. En los organismos eucariotas, el ADN está organizado en estructuras discretas denominadas **cromosomas**, que se encuentran en el núcleo de la célula. El número de cromosomas es característico de cada especie y son visibles solamente durante la división celular. Las células se pueden dividir mediante dos mecanismos fundamentales: la mitosis y la meiosis (Figura 3.2 A).

**Figura 3.2**



*Nota.* A. Esquema representando la mitosis y la meiosis. B. Ciclo de vida generalizado de una planta terrestre, con alternancia de generaciones. (Elaboración propia).

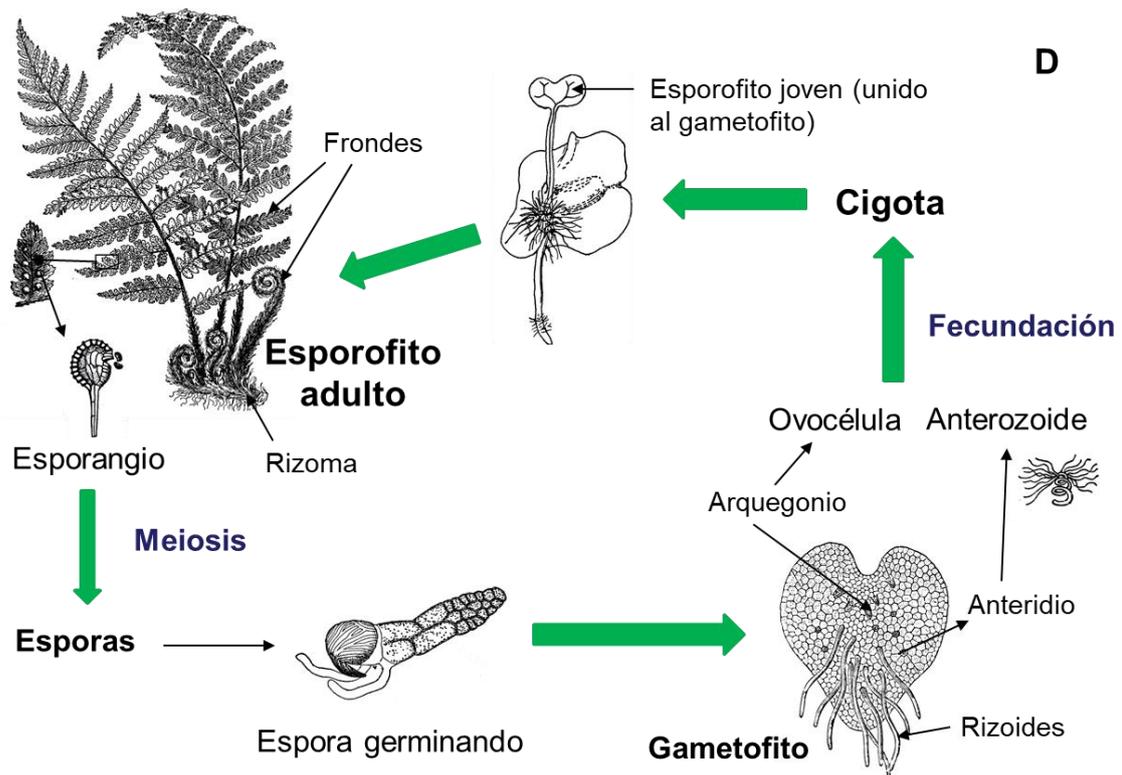
En la **mitosis**, una célula madre origina dos células hijas con el mismo número de cromosomas que la célula madre, mientras que por **meiosis** una célula madre origina cuatro

células hijas con la mitad del número de cromosomas de la célula madre. Si una célula tiene solamente un juego de cada cromosoma, se dice que es **haploide**, y ese número de cromosomas se denomina **n**. Si tiene dos juegos de cada cromosoma se denomina **diploide**, y el número de cromosomas es **2n**. Puede ocurrir que haya plantas u órganos con más de dos juegos de cromosomas, que se denominan **poliploides**. En el ciclo de vida de una planta alternan estructuras haploides y diploides, esto se denomina **alternancia de generaciones** (Figura 3.2 B). La generación diploide es el **esporofito**, el cual produce estructuras denominadas **esporangios**, en los cuales, por meiosis, se producen **esporas** haploides ( $n$ ). Las esporas se dividen por mitosis, originando un **gametofito** haploide, el cual originará las **gametas** ( $n$ ). Las gametas se unen en la **fecundación**, originando una célula  $2n$ : la **cigota**. A partir de la cigota se origina por mitosis un **embrión** pluricelular, que se diferenciará en un nuevo esporofito. Todas las plantas terrestres comparten este ciclo de vida básico, la principal diferencia es que en las **Briófitas** la generación predominante es el gametofito, mientras que **en las plantas vasculares predomina el esporofito**.

Las **Pteridofitas** incluyen a las **plantas vasculares que no producen semillas**, de las cuales el grupo más importante son los **helechos**, que tienen importancia como plantas ornamentales (Figura 3.3 A, B y C).

**Figura 3.3.**

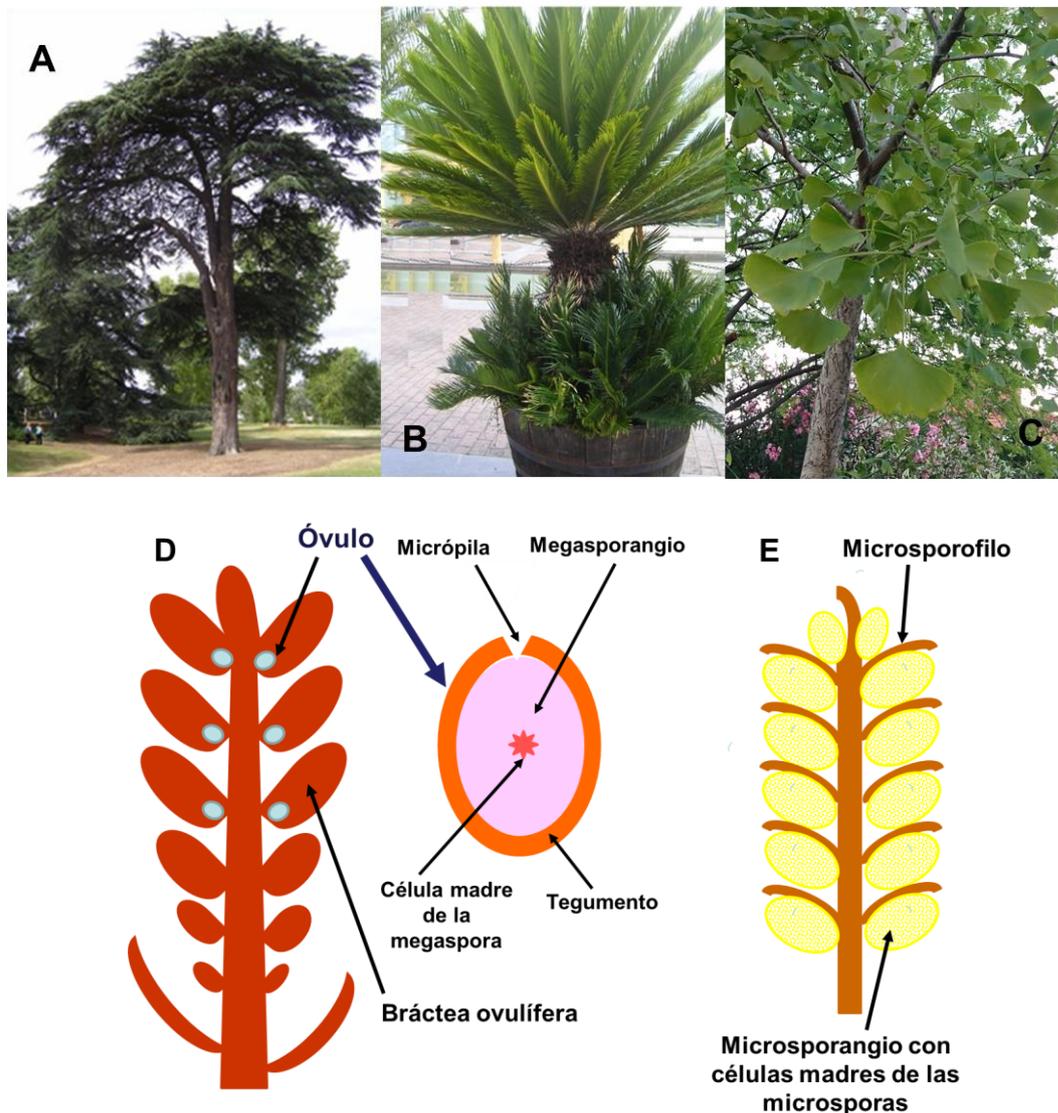




Nota. A: *Nephrolepis cordifolia* "helecho serrucho". B: *Asplenium nidus* "helecho nido de ave". C: *Platyserium bifurcatum* "helecho cuerno de alce". D: Ciclo de vida de un helecho. Dibujos tomados de: <https://etc.usf.edu/clipart/galleries/310-ferns>.

El esporofito adulto de los helechos está diferenciado en raíces, hojas (denominadas **frondes**) y un tallo rizomatoso (Figura 3.3 D). En el envés de las hojas se desarrollan los **esporangios**, donde por meiosis se producirán las **esporas** que originarán el **gametofito**. El gametofito es independiente, pero tiene una estructura simple, en forma de corazón, y un tamaño reducido comparado con el esporofito. En la parte inferior del gametofito se desarrollan los **arquegonios**, que producen la gameta femenina, denominada **ovocélula**, y los **anteridios**, que producen las gametas masculinas, los **anterozoides**. Los anterozoides tienen flagelos que les permiten nadar hasta la ovocélula, en consecuencia, los helechos necesitan un ambiente húmedo para que la fecundación pueda ocurrir. Las gametas se unen formando la **cigota** que dará origen al **embrión**. En los primeros estadios de desarrollo el esporofito joven permanece unido al gametofito, que finalmente se desintegra cuando el esporofito enraíza en el suelo.

Figura 3.4

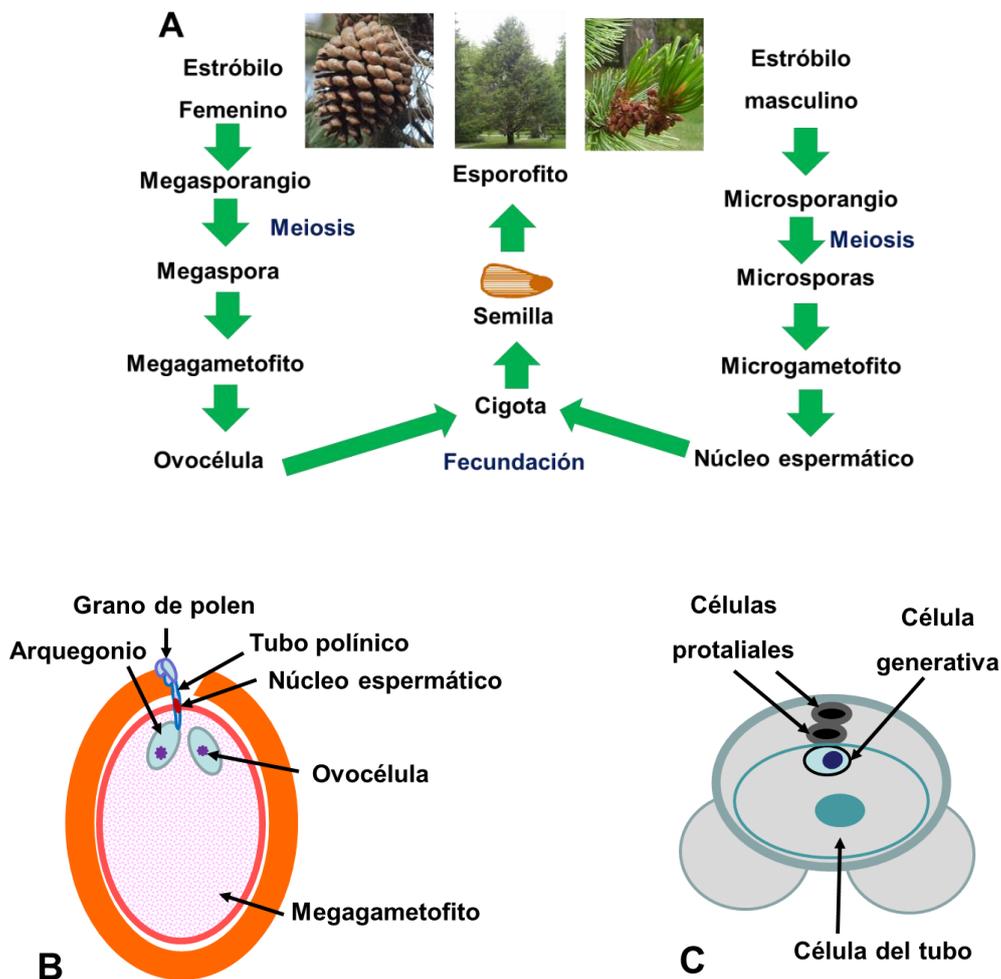


Nota. A. Una Conífera: *Cedrus libani* “cedro del Líbano”. B: *Cycas revoluta* “cica”. C: *Ginkgo biloba* “ginkgo”. D: Esquema de un estróbilo femenino de una conífera con detalle de la estructura del óvulo. E: Esquema de un estróbilo masculino de una conífera con microsporangios. (Elaboración propia).

Las Coníferas son el principal grupo de Gimnospermas debido al número de especies y a su importancia económica (Figura 3.4 A). Este grupo incluye a los pinos, cedros, abetos, cipreses, juníferos y araucarias, entre otros. Sin embargo, hay Gimnospermas que no son Coníferas y se cultivan como especies ornamentales, como es el caso de las cicas y el ginkgo (Figuras 3.4 B y C). Las Gimnospermas producen **semillas**, que se forman a partir de la fecundación del **óvulo**. El óvulo consiste del **macrosporangio** (también denominado **nucelo**), rodeado por el **tegumento** y con una apertura en un extremo, la **micrópila** (Figura 3.4 D). En las Coníferas, los

óvulos están asociados a **brácteas ovulíferas**, que en muchas especies se agrupan en estructuras de forma cónica denominadas **estróbilos** o **conos femeninos** (Figura 3.4D). Los **microsporangios** están asociados a **microsporofilos** y agrupados en **estróbilos** o **conos masculinos** (Figura 3.4 E). Normalmente hay dos microsporangios por microsporofilo, y los estróbilos masculinos son de menor tamaño que los femeninos. Puede ocurrir que una misma planta produzca conos femeninos y masculinos, como las Coníferas (plantas **monoicas**) o que estén presentes en individuos separados (plantas **dioicas**), como en el caso de las cicas y ginkgo.

**Figura 3.4**



*Nota.* A: Ciclo de vida de un pino. B: Esquema del ovulo con el megagametofito (gametofito femenino) que luego de la fertilización se convertirá en la semilla. C: Grano de polen inmaduro (microgametofito/gametofito masculino) de un pino. (Elaboración propia).

La Figura 3.4 A muestra el ciclo de vida de un pino. En el óvulo, una única célula madre origina por meiosis cuatro **megasporas**, de las cuales tres degeneran y la restante origina el **megagametofito**. A diferencia de los helechos, el megagametofito no es libre, sino que se

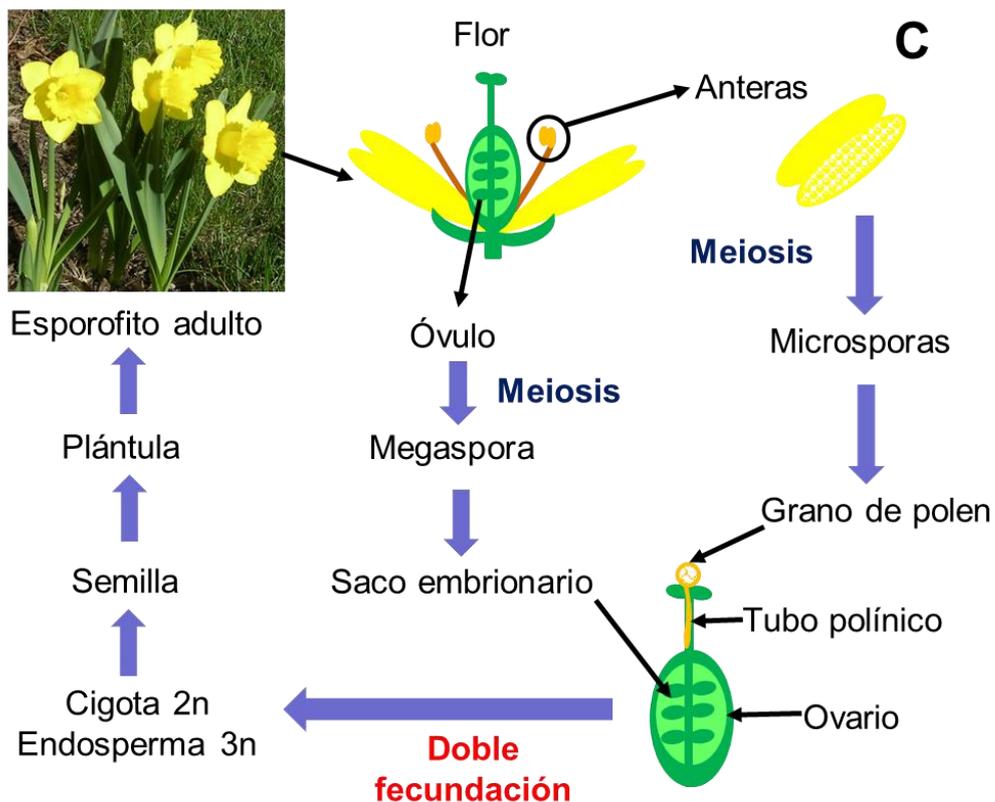
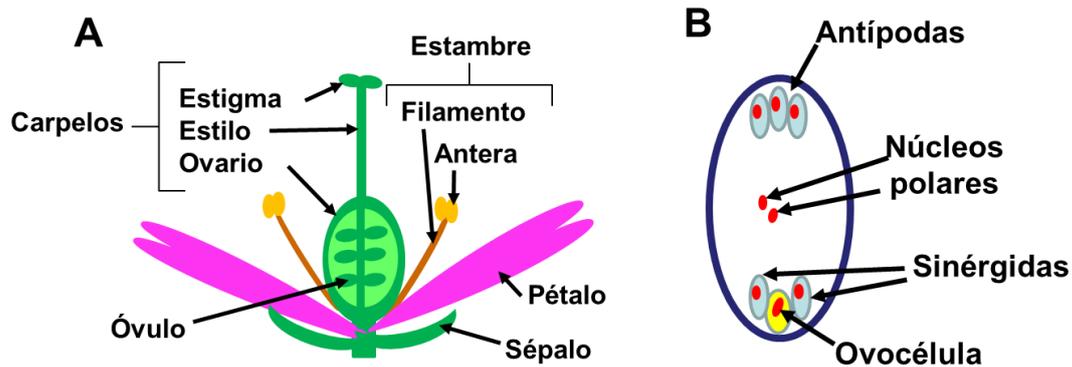
desarrolla dentro del óvulo y permanece unido a la planta madre, formando **arquegonios** donde se desarrollarán las gametas femeninas, las **ovocélulas** (Figura 3.4B). En los microsporangios, numerosas células madre producen por meiosis cuatro **microsporas**, cada una de las cuales originará un **grano de polen** o **microgametofito**, que está muy reducido y no forma anteridios (Figura 3.4C). El grano de polen está formado por cuatro células (Figura 3.4 C): dos **células protaliales** que degeneran, la **célula del tubo** que genera el tubo polínico, y la **célula generativa**. Los granos de polen son liberados en grandes cantidades por los estróbilos masculinos, y son trasladados por el viento hacia los conos femeninos. Cuando el grano de polen llega al óvulo, se genera el **tubo polínico** que crece hasta llegar a los arquegonios. La célula generativa se divide por mitosis, una de las células degenera y la otra es el **núcleo espermático**. A través del tubo polínico, el núcleo espermático llega hasta la ovocélula, con la cual se fusiona formando la **cigota**, de modo que no es necesaria la presencia de agua para que ocurra la fecundación. El óvulo fecundado se convierte en **semilla**, que contiene al embrión y la sustancia de reserva, el **endosperma**, que es el tejido del megagametofito. La semilla de los pinos tiene un ala membranosa para facilitar su dispersión por el viento, y eventualmente germinará originando un nuevo esporofito.

Las **Angiospermas** se caracterizan por la presencia de **flores**, constituidas por hojas modificadas que forman el cáliz, la corola, el androceo y el gineceo. El **cáliz** está constituido por los **sépalos**, la **corola** por los **pétalos**, en conjunto constituyen el **perianto**. Normalmente los sépalos son semejantes a hojas y los pétalos tienen colores llamativos para atraer a los animales polinizadores. En algunas flores, los sépalos son similares morfológicamente a los pétalos, en ese caso ambos se pueden denominar **tépalos**. Las partes reproductivas son el **androceo** constituido por los **estambres** y el **gineceo** formado por los **carpelos** (Figura 3.5.A). Los estambres están constituidos por el **filamento** y las **anteras**, que contienen los **microsporangios** o **sacos polínicos** (Figura 3.5 A). El gineceo está constituido por hojas modificadas, los **carpelos**, que **encierran a los óvulos**. Esta es la principal diferencia con las Gimnospermas, ya que en estas los óvulos están expuestos y no encerrados por los carpelos como en las Angiospermas. En la mayoría de las Angiospermas los carpelos se fusionan formando el **ovario**, que encierra los óvulos, el **estilo** y el **estigma**, que recibe al grano de polen (Figura 3.5 A). Si todas las partes están presentes, la flor se denomina **perfecta**, pero si falta alguna de las partes se considera **imperfecta**. Por ejemplo, en las especies dioicas, existen flores donde sólo está presente el androceo o el gineceo. Una de las diferencias entre los dos grandes grupos de Angiospermas, las **Monocotiledóneas** y las **Dicotiledóneas**, es que el número de piezas florales es de 3 o múltiplo de 3 en las primeras, y de 4-5 o múltiplo de estos números en las segundas (Figura 3.6). Las flores pueden ser solitarias o estar agrupadas en **inflorescencias**.

La Figura 3.5 C muestra el ciclo de vida de una Angiosperma. El esporofito adulto produce flores, los microsporangios por meiosis producen microsporas, que van a originar el **grano de polen** (gametofito masculino), que es liberado con la apertura de las anteras (dehiscencia). El grano de polen inmaduro tiene dos células, una que dará origen al tubo polínico (**célula del tubo**), y una **célula generativa** que se dividirá posteriormente originando dos **núcleos espermáticos**.

En los óvulos, una única célula madre experimenta meiosis originando cuatro megasporas, de las cuales tres degeneran y la restante origina el **megagametofito** o **saco embrionario**. El megagametofito se desarrolla dentro del óvulo, como en las Gimnospermas, pero está reducido a unas pocas células (Figura 3.5 B): tres **antípodas**, dos **sinérgidas**, la **ovocélula** y una célula central con dos núcleos (**núcleos polares**).

Figura 3.5



*Nota.* A: Esquema general de una flor indicando sus partes. B: Esquema del saco embrionario o megagametofito. C: Ciclo de vida de una Angiosperma. (Elaboración propia).

Cuando el grano de polen llega al estigma (Figura 3.5 C), germina formando el tubo polínico que crece a través del estilo hasta llegar a la micrópila del óvulo, descargando finalmente los núcleos espermáticos. Uno de los núcleos espermáticos se une a la ovocélula, formando la **cigota**, y posteriormente el **embrión**. El segundo núcleo espermático se fusiona a los núcleos polares, formando una **célula 3n** que dará origen al **endosperma**. Este proceso se denomina **doble fecundación** y es característico de las Angiospermas. Luego de la fecundación, el óvulo se convertirá en **semilla**, y el ovario en el **fruto**.

**Figura 3.6**



*Nota.* Variabilidad en la morfología floral de las Angiospermas. Dicotiledóneas A: *Camelia japónica* “camelia”, B: *Impatiens walleriana* “alegría del hogar”. Monocotiledóneas C: *Lillium lancifolium* “azucena atigrada”, D: *Tulipa spp.* “tulipán”. (Elaboración propia).

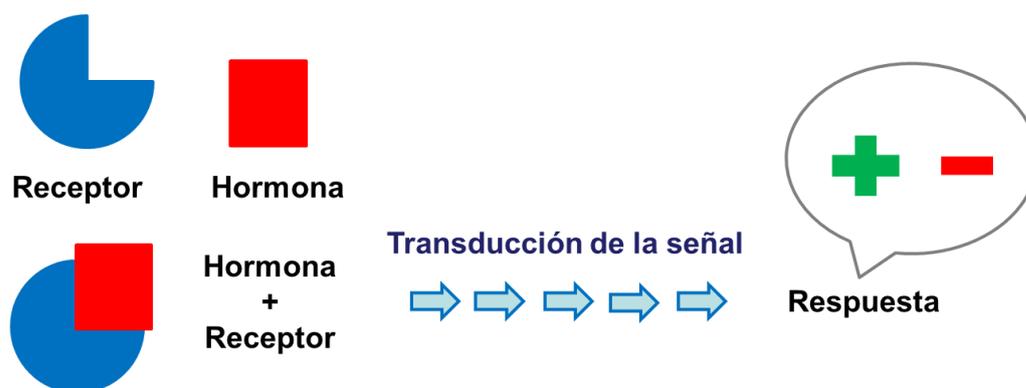
El ciclo reproductivo que implica formación de gametas y fecundación se denomina **reproducción sexual**, en este caso los hijos son genéticamente diferentes a los padres. El nuevo esporofito hereda un juego de cromosomas de cada uno de los padres. Asimismo, durante la duplicación del ADN puede ocurrir un error en la copia de la secuencia, originando una **mutación**. Si esa mutación ocurre durante la formación de las gametas, puede ser transmitida a la descendencia. Todos estos factores contribuyen a que la reproducción sexual aumente la variabilidad genética de una especie. Los individuos con distinta información genética van a responder de manera diferente ante las variaciones ambientales, permitiendo a la especie

adaptarse a un medio cambiante en el largo plazo. Sin embargo, puede ocurrir que un individuo se reproduzca sin la intervención de gametas. Este proceso se denomina **reproducción vegetativa** o **asexual**, y origina un individuo genéticamente idéntico a la planta madre: un **clon**. Esta capacidad de las plantas de reproducirse asexualmente ocurre en la naturaleza, y se utiliza extensivamente en la propagación de plantas, como se verá en detalle en los siguientes capítulos. Normalmente, cuando se multiplica una planta utilizando semillas la reproducción es sexual. Sin embargo, hay una excepción. Puede suceder que se forme un embrión y una semilla a partir de una célula  $2n$ , sin formación de gametas ni fecundación. Este proceso se denomina **apomixis**, y en este caso los individuos son clones de la planta madre. La apomixis ocurre en algunas variedades de citrus, palta y gramíneas (pastos).

## Las hormonas vegetales y su rol en la propagación

Las hormonas son sustancias químicas sintetizadas por las plantas, que en bajas concentraciones (del orden de  $10^{-6}$  molar) regulan distintos procesos fisiológicos. Las hormonas se trasladan al órgano donde ejercerán su efecto, uniéndose a un receptor específico (Figura 3.7). La unión de la hormona al receptor activa una cadena de transducción de señales que desencadenará una respuesta, que puede implicar tanto la promoción como la inhibición de un determinado proceso fisiológico. Los reguladores son sustancias artificiales (producidas por el hombre) que tienen acción hormonal. En el caso de la propagación, se utilizan preferentemente reguladores.

Figura 3.7



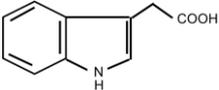
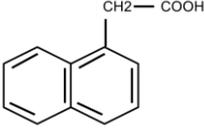
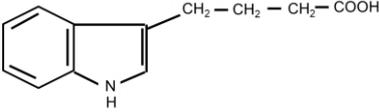
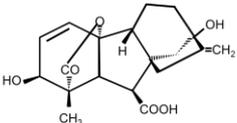
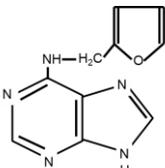
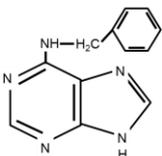
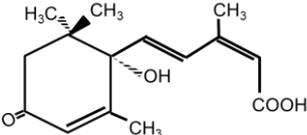
*Nota.* Mecanismo de acción de las hormonas. La respuesta desencadenada puede ser tanto la promoción como la inhibición de un proceso. (Elaboración propia).

Hay numerosas hormonas en las plantas, pero las más importantes para la propagación son las **auxinas**, las **giberelinas**, el **etileno**, las **citocininas** y el **ácido abscísico (ABA)**. La estructura química y los principales efectos de estas hormonas se resumen en la Tabla 3.1. La función específica de cada una de las hormonas en los distintos métodos de propagación se indicará en detalle en el capítulo correspondiente.

Uno de los procesos en los cuales intervienen las hormonas es la regulación del crecimiento de las plantas. Se define al **crecimiento** como el aumento irreversible de una variable cuantitativa (peso, altura, diámetro, número de células, etc.). Un caso particular es el **crecimiento estacional** en árboles de hoja caduca en los climas templado-fríos. Durante la primavera y el verano, los meristemas están en **crecimiento activo**, mientras que en el invierno no crecen y las yemas se encuentran en **reposo**. Ese estado de reposo se debe a factores internos de la planta, y se denomina **dormición** (Figura 3.8).

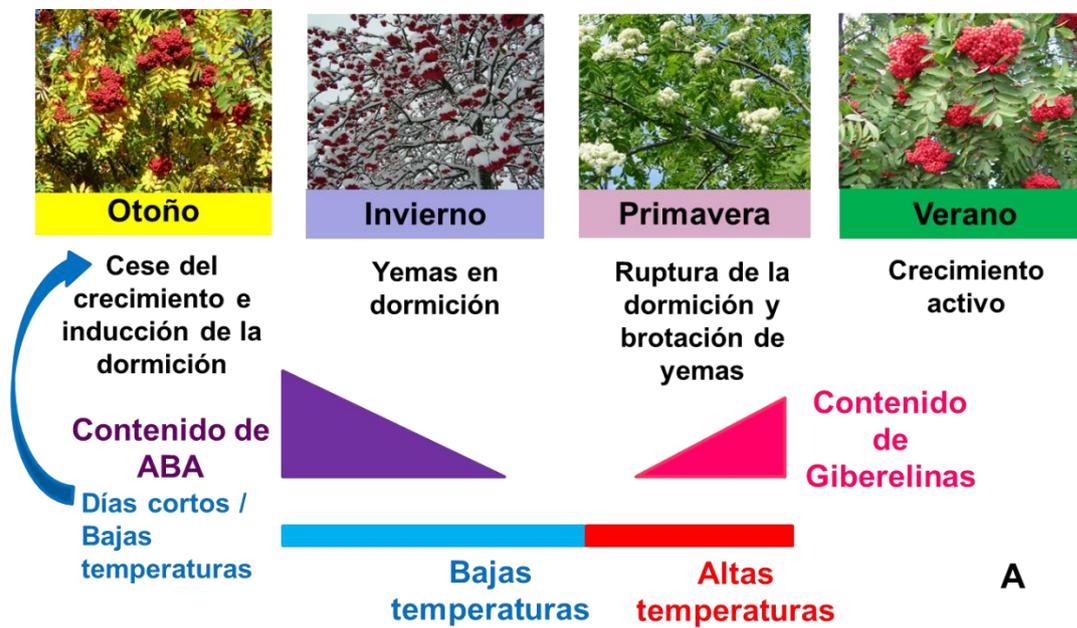
**Tabla 3.1.**

*Principales hormonas y reguladores vegetales involucrados en la propagación de plantas*

Grupo Hormonal	Principales efectos sobre la propagación
<p style="text-align: center;"><b>Auxinas</b></p> <div style="display: flex; justify-content: space-around;"> <div style="text-align: center;">  <p>Ácido Indol Acético (AIA)</p> </div> <div style="text-align: center;">  <p>Ácido Naftalén Acético (ANA)</p> </div> </div> <div style="text-align: center; margin-top: 20px;">  <p>Ácido Indol Butírico (AIB)</p> </div>	<p># Promueven la división y alargamiento celular y la formación de órganos (cultivo <i>in vitro</i>).</p> <p># Favorecen la formación de raíces adventicias en estacas.</p> <p># Inhiben la brotación de yemas laterales.</p>
<p style="text-align: center;"><b>Giberelinas</b></p> <div style="text-align: center;">  <p>Ácido Giberélico (AG3)</p> </div>	<p># Promueven el crecimiento en longitud de la planta entera.</p> <p># Promueven la floración en especies en roseta en días cortos.</p> <p># Promueven la germinación de semillas y la brotación de yemas.</p>
<p style="text-align: center;"><b>Citocininas</b></p> <div style="display: flex; justify-content: space-around;"> <div style="text-align: center;">  <p>Cinetina</p> </div> <div style="text-align: center;">  <p>BAP</p> </div> </div>	<p># Regulan la división celular y la diferenciación de órganos (cultivo <i>in vitro</i>).</p> <p># Promueven la brotación de yemas laterales.</p>
<p style="text-align: center;"><b>Etileno</b></p> <div style="display: flex; justify-content: space-around;"> <div style="text-align: center;"> <math>H_2C=CH_2</math> <p>Etileno</p> </div> <div style="text-align: center;"> <math>Cl-CH_2-CH_2-P(=O)(OH)_2</math> <p>Ethrel o Etefón</p> </div> </div>	<p># Promueve la maduración de frutos.</p> <p># Induce la senescencia y la abscisión de hojas, flores y frutos.</p> <p># En algunas especies, promueve la formación de raíces adventicias y la germinación.</p>
<p style="text-align: center;"><b>Ácido Abscísico (ABA)</b></p> <div style="text-align: center;">  <p>Ácido Abscísico (ABA)</p> </div>	<p># Induce la dormición de semillas y yemas.</p> <p># Induce el cierre estomático.</p>

En el otoño, los días cortos o las bajas temperaturas (según la especie) causan el **cese del crecimiento**, y posteriormente se induce la dormición de las yemas. El ABA es necesario para que se establezca la dormición de las yemas, y su concentración se va reduciendo a lo largo del invierno. Durante la dormición, los meristemas son insensibles a las señales promotoras del crecimiento, como las giberelinas. Para que se produzca la ruptura de la dormición, las yemas deben experimentar una determinada cantidad de **horas de frío** que depende de cada especie. Luego de recibir las horas de frío, las yemas necesitan una determinada cantidad de horas de **temperaturas altas** (por encima de un cierto umbral, generalmente 5°C) para inducir la **brotación**.

Figura 3.8



## B



Árboles creciendo en verano

Yema en reposo

Yema en crecimiento

*Nota.* A: Esquema de la regulación hormonal y ambiental del crecimiento periódico anual en árboles de hoja caduca. B: árboles adultos y yemas en reposo y en crecimiento de álamo temblón (*Populus tremula*). (Elaboración propia).

El crecimiento de los brotes es promovido por las giberelinas, sintetizadas luego de la salida de la dormición. Algunos árboles que no han experimentado suficientes horas de frío para la ruptura de la dormición tienen un crecimiento pobre en la primavera siguiente. Este efecto ocurre en algunas especies como los durazneros, y puede revertirse aplicando giberelinas. La necesidad de horas de frío para la ruptura de la dormición asegura que el crecimiento sólo se producirá durante la estación favorable, ya que las yemas podrían sufrir daños por las bajas temperaturas si brotaran en invierno.

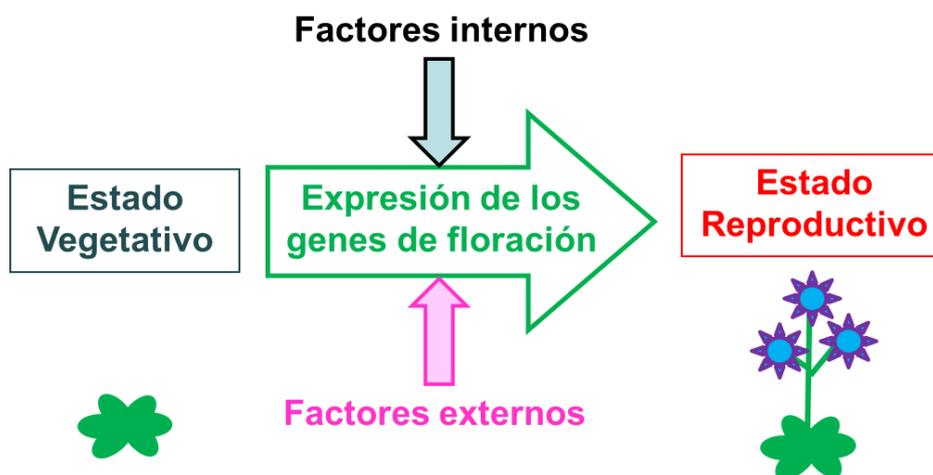
Las yemas presentes en los tubérculos y demás propágulos (ver Capítulo 2) también experimentan dormición. La posible existencia de dormición debe tenerse en cuenta en la propagación por semillas, estacas y otros órganos vegetativos con yemas.

## Desarrollo reproductivo de las plantas

Cómo se definió previamente, el crecimiento implica cambios cuantitativos (tamaño), mientras que el desarrollo se refiere a los cambios de tipo cualitativo que ocurren a lo largo del ciclo de vida de la planta. El esporofito pasa por tres etapas principales a lo largo de su vida: la embriogénesis, la fase vegetativa y la fase reproductiva. La embriogénesis es el desarrollo de un embrión pluricelular a partir de la cigota. Luego de la germinación, el embrión dará origen a una plántula en fase vegetativa, en la cual los meristemas producirán órganos vegetativos (tallos, hojas y nuevas yemas). Cuando las plantas ingresan en la fase reproductiva, originan órganos reproductivos que producen gametas y, en consecuencia, pueden reproducirse sexualmente. Esta transición de fase está regulada tanto por factores internos como externos (Figura 3.9) que

promueven la expresión de los genes de la floración. Como consecuencia de la expresión de estos genes, los meristemas producen flores en vez de órganos vegetativos.

**Figura 3.9**



*Nota.* Regulación de la transición entre la fase vegetativa y reproductiva. (Elaboración propia).

Si al ocurrir esta transición todos los meristemas se vuelven reproductivos, la planta florece y muere, estas especies se denominan **monocárpicas**. Si una parte de los meristemas permanecen vegetativos de modo que el crecimiento continúe, la planta puede florecer muchas veces, y se denomina **policárpica**. Las **plantas anuales**, que completan su ciclo de vida en una única estación de crecimiento, son obligatoriamente monocárpicas. Las plantas **bianuales** o **bienales** pasan la primera estación de crecimiento en el estado vegetativo, y florecen en la segunda estación de crecimiento. Las plantas que viven más de dos estaciones de crecimiento se denominan **plurianuales**.

El factor interno fundamental en la floración es la ocurrencia de la **fase juvenil**, que es el período en el cual las plantas no pueden florecer, aunque las condiciones ambientales sean favorables. En muchas especies, hay características morfológicas específicas de la fase juvenil.

En los cítricos los tallos tienen espinas, y en algunas especies las hojas juveniles son diferentes a las hojas de la planta adulta, como el caso del eucaliptus y la hiedra. La duración de la fase juvenil varía con la especie (Tabla 3.2), y en el caso de especies de interés económico como los árboles frutales implica una demora de varios años hasta que la planta puede entrar en producción. Una manera de evitar esta demora y acelerar la transición al estado reproductivo es la práctica del **injerto**, que se explicará en el Capítulo 7.

**Tabla 3.2**

<b>Especie</b>	<b>Duración de la etapa juvenil</b>
Rosa híbrida	20 - 30 días
Vid	1 año
Manzana	4 - 8 años
Citrus	5 - 8 años
Hiedra	5 -10 años
Secuoya	5 – 15 años
Roble	25 - 30 años
Haya	30 – 40 años

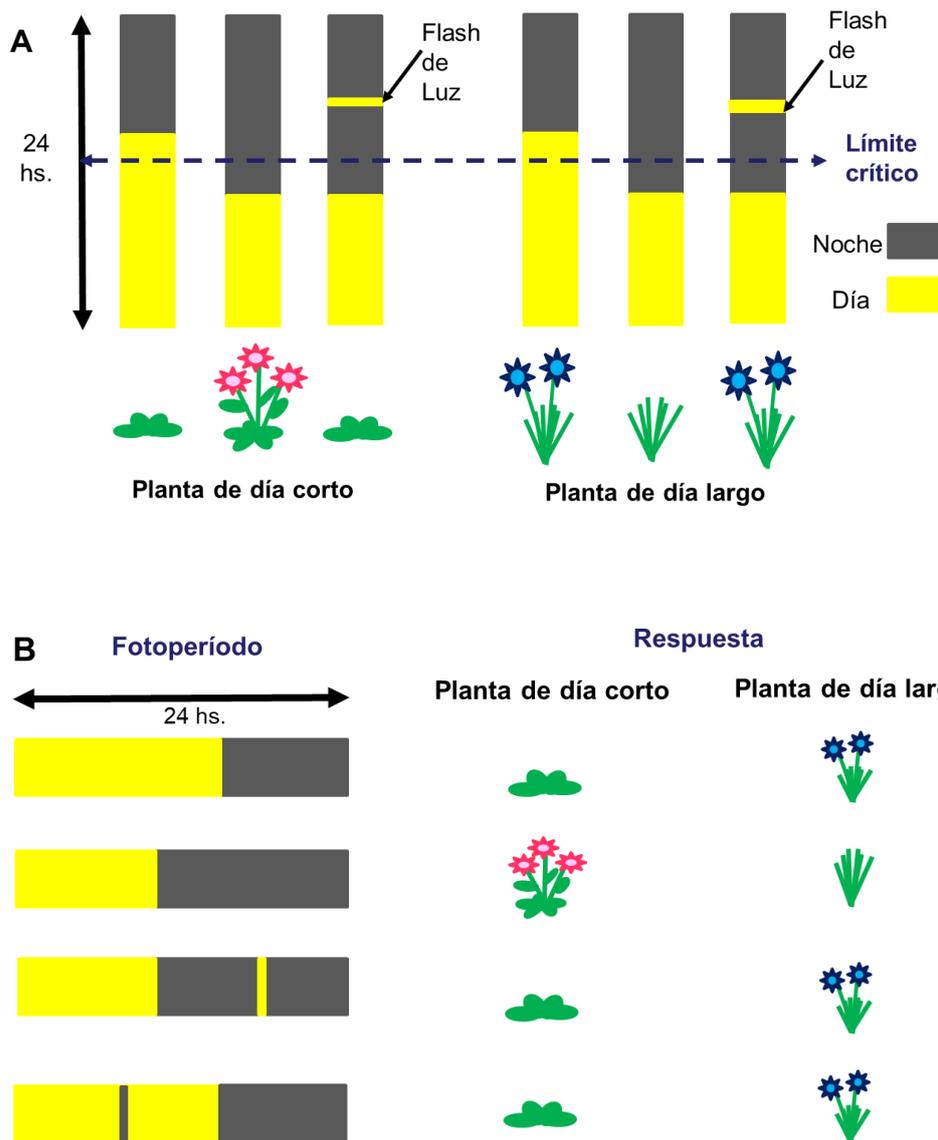
*Nota.* Ejemplos de la duración de la fase juvenil en distintas especies. Datos tomados de Taiz y Zeiger, Plant Physiology, Tercera Edición, 2002

Los factores ambientales que regulan la transición al estado vegetativo son el **fotoperiodismo**, que es la respuesta a la duración del día, y la respuesta a las bajas temperaturas, denominada **vernalización**.

El **fotoperíodo** es la duración relativa del día y la noche, las plantas pueden percibir estos cambios en base al **reloj biológico** que marca ciclos internos de 24 horas. El fotoperíodo varía con la época del año y con la latitud, cerca del ecuador la duración del día y la noche varía poco, mientras que cerca de los polos las variaciones anuales del fotoperíodo son mucho más marcadas. Las **plantas de día corto** (PDC) florecen si la longitud del día es **menor al límite crítico**, mientras que las **plantas de día largo** (PDL) florecen si la longitud del día es **mayor al límite crítico** (Figura 3.10 A). Las plantas **neutras** florecen con cualquier fotoperíodo. Dentro de las plantas de día largo, se encuentran la espinaca, el conejito, la remolacha y el trigo. El crisantemo, la estrella federal, el arroz y la soja florecen con días cortos, mientras que el tomate, el pepino y el poroto son indiferentes al fotoperíodo.

Para determinar si las plantas perciben la duración del día o de la noche, se llevaron a cabo experimentos interrumpiendo la noche con un flash de luz, o el día con un período de oscuridad (Figura 10B). Con días largos, las PDL florecen y las PDC permanecen vegetativas, mientras que con días cortos la respuesta es exactamente opuesta.

Figura 3.10

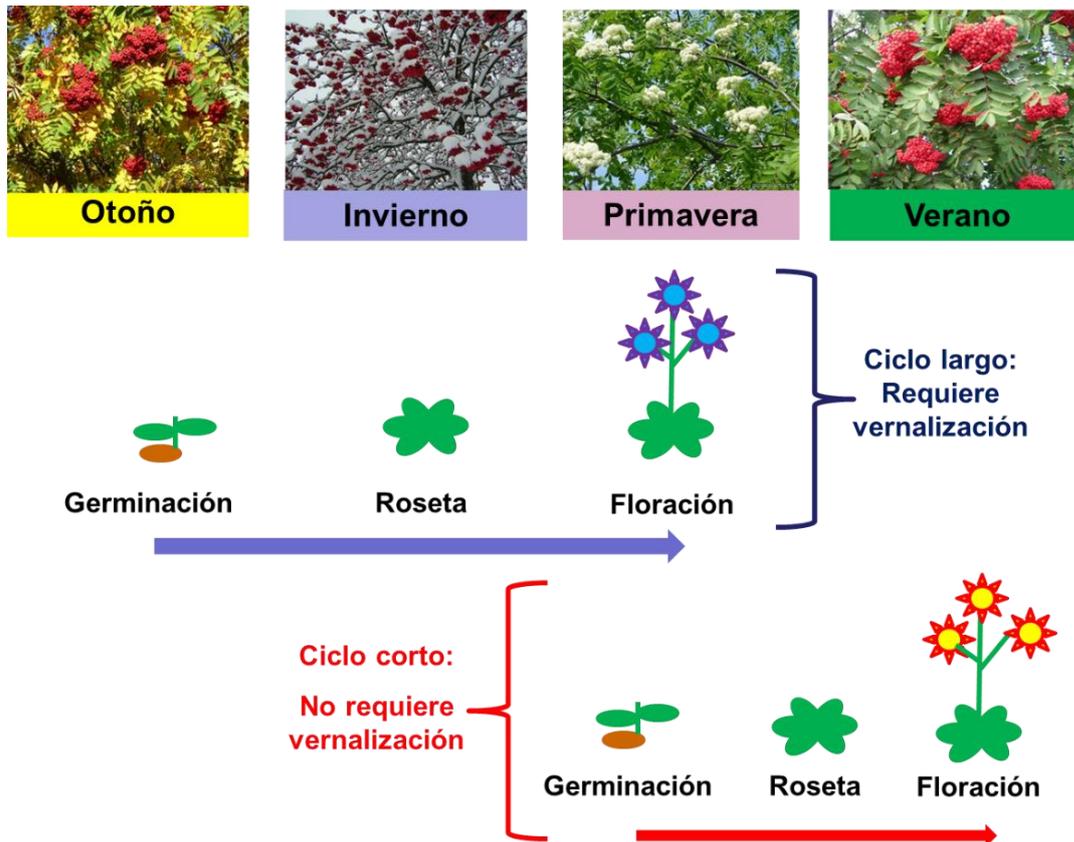


Nota. A: Regulación de la floración por el fotoperíodo en plantas de día largo y día corto. B: Experimentos que demuestran que las plantas detectan la duración de la noche. (Elaboración propia).

Si se interrumpe la noche durante el fotoperíodo corto, las PDC no florecen y las PDL si lo hacen, revirtiendo el efecto normal. Pero si se interrumpe el día largo con un período de oscuridad, la respuesta no se altera: las PDL florecen y las PDC no florecen. Si se interrumpe la noche larga en las PDC, la floración se inhibe (Figura 3.10 A). Estos resultados demuestran que las plantas perciben la duración de la noche y no la del día, por lo que sería más apropiado denominar las PDL como “plantas de noche corta” y a las PDC como “plantas de noche larga”. En plantas ornamentales cultivadas en invernáculos, la respuesta fotoperiódica se puede manipular, interrumpiendo la noche con iluminación artificial, o acortando el día cubriendo los

invernáculos de modo que no pase la luz. Estas prácticas permiten tener producción de flores durante todo el año en especies sensibles al fotoperíodo como el crisantemo y la estrella federal. El fotoperíodo no sólo regula la floración, sino también otros procesos de las plantas. Los días cortos del otoño inducen el cese del crecimiento en árboles como el álamo y el abeto, y la formación de tubérculos en la papa y la dalia.

Figura 3.11

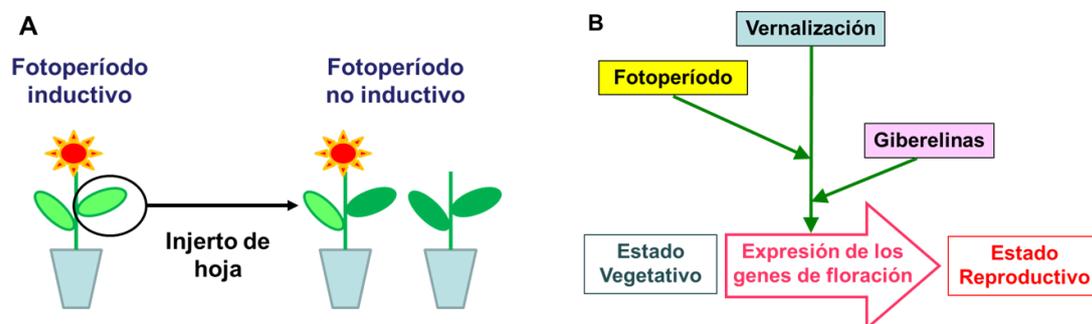


*Nota.* Las plantas monocárpicas que requieren vernalización tienen ciclos vitales más largos que las variedades que no requieren este proceso para florecer. (Elaboración propia).

La **Vernalización** es la promoción de la floración por bajas temperaturas (entre 0 y 10 °C) que ocurre en plantas de climas templado-fríos. Dentro de una misma especie, pueden existir variedades que requieren vernalización para florecer y otras que no, como ocurre en el trigo y otras especies que crecen como rosetas en su fase vegetativa, como los repollos. Las variedades que requieren vernalización tienen un ciclo de vida más largo, germinan en otoño, pasan el invierno en estado vegetativo, recibiendo las horas de bajas temperaturas necesarias para la vernalización, y florecen en la primavera (Figura 3.11). Las plantas que necesitan vernalización en muchos casos (aunque no obligatoriamente) también requieren días largos para florecer, lo cual asegura que florecerán en la primavera cuando las condiciones ambientales son favorables.

Las variedades que no requieren vernalización son de ciclo corto, germinan en la primavera y florecen en el verano cuando superan el límite crítico del fotoperíodo (Figura 3.11). Si una variedad que requiere vernalización germina en la primavera, pasará el verano y el otoño en estado vegetativo, floreciendo recién en la primavera del siguiente año cuando haya experimentado vernalización. Dependiendo de la fecha de siembra, esta planta podrá comportarse como anual (vive una única estación de crecimiento) o bienal (florece en la segunda estación de crecimiento). Las bajas temperaturas que vernalizan las plantas son percibidas en el **ápice caulinar**, un requisito es que las células meristemáticas deben estar activas. El fotoperíodo, en cambio, es percibido por las **hojas**, que producen una sustancia que se traslada al ápice caulinar induciendo la floración. Esto se ha demostrado con experimentos en los cuales una hoja de una planta creciendo en el fotoperíodo inductivo (que induce la floración en esa especie) se injertó en una planta de la misma especie creciendo en un fotoperíodo no inductivo (Figura 3.12 A). Las plantas con las hojas injertadas florecieron, a pesar de estar creciendo en un fotoperíodo que normalmente no induce la floración. Esta sustancia que inducía la floración se denominó “florigen”, y su identidad fue un misterio durante muchas décadas. Finalmente se identificó que el “florigen” es la proteína **Flowering Locus T (FT)**, que se sintetiza en las hojas y se traslada por el floema hasta el ápice caulinar, donde promueve la expresión de genes de la floración.

**Figura 3.12**



*Nota.* A: Experimento de injerto para demostrar que el estímulo fotoperiódico es percibido en las hojas. B: Principales vías que regulan la transición de los meristemas caulinares de vegetativos a reproductivos. (Elaboración propia).

La Figura 3.12 B resume los principales factores que regulan la floración: la vernalización, el fotoperíodo y las Giberelinas. Las plantas en roseta son PDL, la aplicación exógena de Giberelinas induce la floración, aunque las plantas estén creciendo en días cortos, esto es, reemplazan al requerimiento de días largos para florecer.

En resumen, para que una planta florezca, primero tiene que superar la etapa juvenil, luego experimentar vernalización, y finalmente recibir el estímulo fotoperiódico adecuado. Si la planta no tiene requerimientos de vernalización o fotoperiodismo, sólo necesita superar la etapa juvenil

para florecer. Los requerimientos varían según las especies, algunas especies requieren los tres, otras dos, uno o inclusive ninguno.

## Referencias

- Azcón-Bieto, J. & Talón, M. (2008). *Fundamentos de Fisiología Vegetal*. México: Mc Graw Hill-Interamericana.
- Crang, R., Lyons-Sobaski S. & Wise, R. (2018). *Plant Anatomy*. Springer Nature.
- Hartmann, Kester, Davies, Geneve (2014). *Hartmann & Kester's Plant Propagation. Principles and Practices*. Pearson Education Limited.
- Jones. R., Ougham, H., Thomas, H. & Waaland, S. (2013). *The Molecular Life of Plants*.Wiley-Blackwell.
- Singh. R.K., Bhalerao, R.P.& Eriksson,M.E. (2021). Growing in time: exploring the molecular mechanisms of tree growth.*Tree Physiology 41: 657-678*. Disponible on-line: [doi: 10.1093/treephys/tpaa065](https://doi.org/10.1093/treephys/tpaa065)
- Raven, P.R., Evert, R.F., Eichhorn, S.E. (2005). *Biology of Plants*. New York: WH Freeman and Co.
- Taiz L., Zeiger E., Möller I.M. & Murphy A. (2015). *Plant Physiology and Development*. Sunderland: Sinauer Associates, Inc.

# CAPÍTULO 4

## Propagación por semillas y fisiología de la germinación

*Eduardo A. Tambussi*

### Introducción <sup>(1)</sup>

Tal como hemos visto en capítulos anteriores, la semilla es el óvulo fecundado y maduro y está contenido en el fruto (el cual deriva del ovario en el caso de las Angiospermas; no así en las Gimnospermas en las cuales las semillas no están contenidas en un fruto). Retomando lo que vimos en capítulos anteriores, recordemos que dentro del óvulo se desarrolla el saco embrionario el cual contendrá diversas células, entre ellas la gameta femenina (oófera). Ésta, al fusionarse con uno de los núcleos espermáticos (proveniente del grano de polen) formará un cigoto, el cual por divisiones celulares y diferenciación formará un embrión. Así se reestablece la condición diploide (número  $2n$  de cromosomas: recordar que las gametas son haploides ( $n$ ) en el ciclo de vida de la planta).

Ya tenemos entonces una de las partes fundamentales de la futura semilla: el **embrión** (el cual podrá en su momento originar una nueva planta a través de la germinación y el establecimiento de la plántula<sup>2</sup>. Un embrión típico de especies dicotiledóneas posee una radícula (raíz embrionaria), dos cotiledones ('hojas' embrionales) y la plúmula (ápice del vástago, que originará la parte aérea de la planta, con tallos y hojas). En las gramíneas (incluyendo cereales) el embrión es algo diferente: (i) contiene un solo cotiledón ('escutelo'); (ii) la plúmula está cubierta por un 'cono' que lo protege (a manera de 'capuchón'), llamado coleoptilo y (iii) la radícula también está protegida por una coleoriza. Como veremos más adelante, conocer la forma y ubicación del embrión en la semilla es importante para el análisis de la viabilidad (ver secciones siguientes).

---

<sup>1</sup> Dado que este es un libro destinado a un público heterogéneo en su formación biológica (alumnos, aficionados etc.) procuramos no caer en demasiados tecnicismos, pero sin olvidar la terminología y conceptos con base científica: el tratamiento del tema resulta de un compromiso entre la simplicidad (con rigor) y cierta profundidad.

<sup>2</sup> No es correcto pensar que '*el embrión es una planta en miniatura*'. Si bien determinadas partes del embrión originarán los respectivos órganos (v.g. la radícula formará la raíz, la plúmula dará el vástago), los tejidos no están diferenciados como en la planta. Por ejemplo, en el embrión los cloroplastos no poseen su típica estructura y no contienen clorofila. Algo similar sucede en los sistemas de conducción (xilema y floema), ya que no están diferenciados. Durante el establecimiento de la plántula, se diferenciarán las células, tejidos y órganos, todo regulado por el control de programas genéticos definidos, y bajo la influencia moduladora de factores ambientales (luz, temperatura etc.).

Otra parte fundamental de la semilla es el **tejido de reserva**. Recordemos que inicialmente la plántula será heterotrófica (es decir, obtendrá su energía de compuestos orgánicos almacenados, y los degradará en el proceso respiratorio que ocurre en las mitocondrias) hasta que se formen sus hojas verdes que la conviertan en un organismo autotrófico mediante fotosíntesis.

El tercer componente de la semilla es la **cubierta o testa seminal**, que la protege, y en ciertos casos que veremos más adelante, puede inhibir la germinación. La testa puede ser delgada o bien engrosada y lignificada (v.g. capas de células pétreas o esclereidas), representando una barrera física importante para la re-hidratación de la semilla (imbibición), dificultar el intercambio gaseoso o bien obstruir la salida de la radícula.

Ahora bien, la sustancia de reserva puede ser clasificada (según su origen) en tres tipos. En primer caso, puede ser endosperma, un tejido que proviene de la unión de uno de los núcleos espermáticos con los núcleos polares del saco embrionario, formando un tejido triploide  $3n^{(3)}$ . Estas semillas se denominan endospermadas, y numerosas especies se encuadran en este caso (trigo, cebada, maíz, etc.). Otra posibilidad es que la sustancia de reserva esté en los cotiledones del propio embrión, llamándose en este caso semillas exalbuminadas. El típico ejemplo de esto, son los cotiledones de los *Phaseolus* ('porotos', 'judías'), *Glycine max* ('soja'), *Helianthus annuus* ('girasol'), *Cucurbita* spp. ('zapallo') y muchas otras especies. Una tercera posibilidad es que la sustancia de reserva esté en un tejido materno del óvulo, la nucela y en este caso las semillas son perispermadas.

Desde el punto de vista químico, las reservas de la semilla pueden pertenecer a hidratos de carbono (v.g. almidón), lípidos ('grasas'), y proteínas (heteropolímeros de aminoácidos). La composición relativa de cada uno de estos componentes es variable según las especies. En algunas semillas hay una neta predominancia de carbohidratos (v.g. cereales, con menor contenido porcentual de proteínas y de lípidos), en otras ya el porcentaje de proteínas es más alto (v.g. soja, poroto) y finalmente, en algunas especies predominan los lípidos (v.g. 'girasol' *Helianthus annuus*, el 'maní o cacahuete', *Arachis hypogaea*, la 'palmera aceitera' *Elaeis spp.*, 'canola o colza' *Brassica napus*). Los carbohidratos y lípidos servirán como energía y esqueletos carbonados para el crecimiento del embrión y la plántula; las proteínas son fuente de N para la biosíntesis de otras proteínas y diversos compuestos nitrogenados requeridos para el metabolismo celular. Al margen de las consecuencias para la alimentación humana, la composición relativa (en particular, de lípidos) pueden tener alguna consecuencia para la longevidad (tiempo en que la semilla permanece viva y con capacidad de germinar): los lípidos insaturados (i.e. con dobles enlaces entre átomos de carbono) suelen ser susceptibles de oxidación, por lo que semillas con abundancia de este tipo de lípidos pueden ser menos longevas.

Por otra parte, la ubicación del embrión en la semilla y la superficie que ocupa en la misma es variable según las diferentes especies, pudiendo adoptar diferentes formas y tamaños. Por

---

<sup>3</sup> Véase el capítulo correspondiente al ciclo biológico de las plantas con semilla (reparar conceptos de doble fecundación, ploidía, etc.).

algunas razones que veremos luego, en ciertos casos es conveniente conocer la forma del embrión en determinada especie, la ubicación y zona que ocupa en la semilla.

En muchas especies el embrión está completamente rodeado por el endosperma, y junto a la testa seminal, puede resultar en una barrera física para la germinación. En ciertos casos, la germinación o su ausencia es la resultante de dos fuerzas contrapuestas: la radícula pujando por emerger, y la resistencia que ejercen la testa y/o el endosperma.

## **Multiplicarse, resistir y dispersarse**

Podríamos decir que la semilla cumple tres roles principales: (1) es el resultado de la reproducción sexual<sup>4</sup>, y por tanto además de producir un nuevo individuo ('multiplicación'), éste tendrá algunas características genéticas de sus progenitores, pero no será idéntico a ninguno de ellos sino con una nueva combinación de genes ('recombinación génica'); (2) en muchas especies, la semilla representa un estado de resistencia a las condiciones ambientales adversas (v.g. bajas temperaturas, sequía). Por su bajo contenido en agua (ya volveremos a esto más adelante) la semilla puede resistir hasta que las condiciones del medio sean las adecuadas para el establecimiento de la nueva plántula. Ejemplos de esto son las semillas en regiones con muy bajas temperaturas en climas templado-fríos (incluso con presencia de nieve en el suelo durante el invierno) o con eventos de sequía invernales en climas monzónicos (lluvias estivales) etc. (3) la tercera función de la semilla es la dispersión (decimos que es una 'diáspora' o 'propágulo'), aunque en algunos casos el fruto completo (con sus semillas en el interior) es la estructura que se dispersa. Debemos recordar que las semillas y frutos pueden dispersarse de diversas maneras. Puede ser por acción del viento ('anemocoria') tales como las semillas o frutos alados (v.g. 'sámaras' de fresnos, arces, tipas, muchas bignonias); también los '*vilanos*' o '*papus*' (popularmente conocidos como 'panaderos') de algunas compuestas (*Asteraceae*) se dispersan por el viento llevando un fruto uniseminado. Otras especies se transportan por la acción de animales ('zoocoria') ya sean mamíferos o aves que comen los frutos y dispersan sus semillas con sus deyecciones.

Ahora bien, la gran mayoría de las semillas (aunque no es universal, como veremos luego) poseen dos características:

- El embrión está en un estado de reposo (es decir, el metabolismo y el crecimiento se hallan detenidos, momentáneamente suspendidos).
- Poseen bajo contenido porcentual de agua, entre un 5-10 % de su peso (comparemos con el contenido de agua de órganos en la planta: por ejemplo, una hoja posee cerca del 90% de agua).

Ambas características (reposo del embrión y tejidos deshidratados) son cruciales no solo para la biología de las plantas (capacidad de resistir condiciones adversas), sino poseen también

---

<sup>4</sup>En algunas angiospermas, la semilla se forma de manera asexual, en un fenómeno conocido como apomixis.

tienen gran relevancia para el ser humano: el comienzo de las culturas y civilizaciones habitando en poblaciones estables (muy vinculado al nacimiento de la agricultura) estuvieron fuertemente relacionadas a la posibilidad de almacenar semillas ‘no perecedoras’ (v.g. granos de cereales), tanto para su consumo posterior, así como para ser sembradas y originar nuevos cultivos en la estación siguiente.

Sin embargo, no todas las semillas responden a estos atributos, por lo que es un buen momento para introducir el concepto de semillas ortodoxas y recalcitrantes, tal como discutiremos en la sección siguiente.

## Fuera de la ‘norma’: semillas ortodoxas *versus* recalcitrantes

El tipo de semillas que describimos en la sección anterior (con muy bajo contenido de agua) se denominan ‘**ortodoxas**’, en contraposición a las semillas ‘**recalcitrantes**’, las cuales no toleran bajos niveles de hidratación. Asociado a esta característica, las semillas recalcitrantes poseen baja longevidad (viven relativamente poco tiempo en términos comparativos con las ortodoxas; ver sección más adelante) y no toleran temperaturas muy bajas. La recalcitrancia es frecuente en especies tropicales, aunque no está exclusivamente acotada a este grupo. Dentro de las especies de cultivo, el mango, la palta, la nuez, el cafeto, los cítricos, algunos *Quercus* son ejemplos de especies que poseen semillas de tipo recalcitrante. La gran mayoría de los cultivos (cereales, oleaginosas, hortalizas), por otro lado, poseen semillas ortodoxas que pueden almacenarse bastante tiempo en ambientes secos y fríos. La distinción entre ambos tipos de semilla, tal como veremos en la sección correspondiente, es crucial a la hora de decidir las condiciones y los tiempos de almacenamiento para maximizar la vida de la semilla y la posibilidad de regenerar una nueva planta. A manera de adelanto podemos decir que las semillas recalcitrantes poseen escasa longevidad (viven poco tiempo) y no soportan condiciones de baja humedad y de bajas temperaturas.

El contenido de agua se va reduciendo paulatinamente en la maduración (en la planta madre) de las semillas ortodoxas, hasta llegar a los bajos valores descritos anteriormente (en el rango entre 5-10 % aproximadamente, variable según la especie). Junto a esta deshidratación, suceden otros cambios que son fundamentales para la tolerancia a la deshidratación: uno de esos cambios es la aparición (síntesis) de unas proteínas de naturaleza hidrofílica (‘con afinidad al agua’) llamadas LEA <sup>5</sup> que están muy vinculadas a que el embrión soporte esos niveles tan bajos en el contenido de agua. De hecho, las semillas recalcitrantes no poseen este tipo de proteínas, las cuales protegen a las estructuras celulares en las semillas ortodoxas durante el tiempo que permanecen secas.

---

<sup>5</sup>LEA, del inglés ‘*Late Embryogenesis Abundant*’, Estas proteínas son llamadas así porque aparecen tardíamente (‘*Late*’) en el desarrollo del embrión y la semilla. Son proteínas con predominancia de aminoácidos hidrofílicos (con afinidad por el agua), lo que les confiere la capacidad de proteger a las estructuras de la célula en estado de deshidratación de los tejidos.

Antes de continuar e introducirnos en la germinación (o más bien, procesos que impiden la misma tales como la quiescencia y la dormición), en la sección siguiente vamos a definir dos conceptos más: ‘viabilidad’ y ‘longevidad’. Describiremos en esa sección el test más universalmente utilizado para ensayar la viabilidad (‘test topográfico del tetrazolium’) y dar algunos *tips* para mejorar la longevidad de semillas almacenadas.

## ‘¿Vivas?’: Viabilidad y longevidad

La **viabilidad** se refiere a la condición de una semilla en que el embrión está vivo y con capacidad potencial de germinar (una vez superadas la dormición y quiescencia) y establecerse como una planta. Es posible en ciertos casos que, aunque parte del embrión esté vivo, otras partes han muerto y por ende éste no será capaz de germinar y crecer. Ahora bien, conocer la viabilidad en un lote de semillas de cultivos es crucial a la hora de emprender un cultivo (necesitamos saber, básicamente si un lote de semillas está en buenas condiciones) o de mantener semillas en un banco de germoplasma<sup>6</sup>. ¿Cómo podemos saber si un lote de semillas es viable o no? Podría pensarse que un test de germinación sería adecuado: observamos cuántas germinan (o no) luego de someterlas a condiciones adecuadas para la imbibición y de temperatura. Sin embargo, esta forma de chequear la viabilidad solo será posible si la especie no posee dormición (por ejemplo, muchos cereales, hortalizas). De existir algún tipo de dormición, si las semillas no germinan no podremos saber si se trata que las semillas están muertas (no viables) o bien que están en reposo por cuestiones endógenas (‘dormidas’). En los casos puntuales en que se conoce que la semilla de la especie posee dormición impuesta por la testa o el endosperma, el embrión puede germinarse extrayéndolo de la semilla y así verificar su viabilidad.

Sin embargo, la forma más universalmente utilizada para chequear la viabilidad en semillas es el ‘**test topográfico del tetrazolium**’. Esta prueba consiste en someter al embrión (por ende, se trabaja con semillas cortadas de manera que éste quede expuesto) a la incubación con una solución de trifeniltetrazolium (TZ a partir de ahora). La solución de este compuesto en estado oxidado es incolora (transparente) y al entrar en contacto con tejidos vivos del embrión, ciertas enzimas del mismo (deshidrogenasas) convertirán (reducción química, en este caso con la incorporación de hidrógenos) al tetrazolium en un compuesto color rojo insoluble (‘formazano’). De esta manera, el embrión (o parte del mismo) estuviera muerto, la reacción química no se producirá. Así podemos distinguir embriones muertos (permanecerán blancos o incoloros) respecto de embriones vivos, los cuales se colorearán de un rojo intenso<sup>7</sup>.

---

<sup>6</sup>Los bancos de germoplasma son instituciones que se encargan de resguardar biodiversidad en forma ex situ. Pueden ser resguardar semillas, cultivo *in vitro* de algas, microorganismos etc. En el caso de bancos de semillas, estos pueden tener germoplasma de variedades y cultivares de especies de interés agronómico o bien contener ‘accesiones’ (ingresos, colectas) de especies nativas de una región. En general, cada banco de germoplasma se especializa en algún tipo de organismo en particular. Para poder cumplir con su función deben ‘repicar’ (reproducir) periódicamente su material para asegurar su continuidad en el tiempo.

<sup>7</sup>El endosperma no se colorea con esta reacción del TZ, por lo que es perfectamente normal observar al embrión viable fuertemente coloreado de rojo, mientras que el endosperma permanece blanco.

Los pasos generales para la realización de la prueba del TZ serían los siguientes: (1) Se remueven cubiertas duras (2) Se embeben las semillas previamente (el tiempo depende del tipo de semilla); (3) Se cortan las semillas para exponer al embrión; (4) Se incuban en la solución de TZ (solución 0.5 a 1 %, durante una a varias horas, en general 28°C<sup>8</sup>); (5) Se observan los embriones (lupa binocular o lupa de mano), cuya interpretación de la viabilidad depende de la especie.

Debemos aclarar que las semillas utilizadas en el test como muestra de nuestro lote (ya sean semillas que recolectamos, o que obtuvimos de cultivos propios, o bien de sobres de semillas adquiridas en comercios) ya no servirán con fines de multiplicación: simplemente son nuestra 'sonda' para caracterizar la población de semillas que queremos analizar. Si bien el propagador aficionado quizás nunca realice personalmente la prueba del tetrazolium (eso dependerá de su interés y la profundidad de su actividad), es interesante que conozca esta prueba de la cual puede leer referencias en la bibliografía o en páginas web especializadas, y así poder comprender su significado y utilidad. Las ventajas del test del TZ radican en que es relativamente rápido, da una buena estimación de la viabilidad potencial y se pueden detectar deterioros en los embriones aún antes que haya merma de poder germinativo (ver sección correspondiente). Sus desventajas residen en que es algo laborioso para analizar muchas muestras, tiene una interpretación (relativamente) subjetiva si no se tiene experiencia, y no puede detectar deterioros menores (v.g. presencia de patógenos fúngicos).

El otro concepto que queremos introducir en esta sección es el de **longevidad**, el cual se refiere al tiempo máximo en que las semillas pueden mantenerse viables, y por ende con capacidad para germinar. En la bibliografía mucho se habla de los tiempos récord en que han permanecido viables semillas de algunas especies. Por ejemplo, se han citado casos de semillas de *Nelumbo nucifera* (nenúfar) que permanecieron viables durante 2 siglos (halladas en Manchuria). Por otra parte, el supuesto caso de semillas de lupino ártico *Lupinus articus* halladas en Canadá (Yucón) junto a restos de un cráneo de roedor de 10.000 años de antigüedad (citado por Montaldi en 1995 en su texto, ver cita al final) ha resultado ser erróneo; al parecer las semillas habían sido enterradas en 1950 y mal datadas. Más allá que es difícil conocer la antigüedad real de muchas semillas, una longevidad prolongada en diversos casos puede explicarse porque estaban en suelo congelado y seco. Sin embargo, existen pocos casos bien documentados, con bibliografía que describa y respalde los reportes de tales longevidades. Un caso bien conocido es el de semillas de *Canna* sp. ('achira') recuperadas de un sonajero en un sitio arqueológico en Santa Rosa de Tastil (Salta, Argentina). Investigadores de la UNLP (de lo que sería en el futuro el Instituto de Fisiología Vegetal en La Plata, actualmente INFIVE) pudieron germinar alguna de estas semillas, las cuales fueron datadas (por la técnica de <sup>14</sup>Carbono) con una antigüedad de cerca de 550 años<sup>9</sup> (ver cita del artículo de Sivori).

---

<sup>8</sup>Ésta es una temperatura orientativa, pero cuando no se cuenta con instalaciones para controlar esa variable (v.g. estufas de germinación) puede colocarse el recipiente (pequeño frasco con la solución de TZ y las semillas sumergidas) dentro de otro recipiente conteniendo un poco de agua tibia, y así acelerar la reacción.

<sup>9</sup>El hallazgo de estos investigadores (Sivori y Nakayama, fisiólogos vegetales y Cicliano, arqueólogo) fue publicado en la prestigiosa revista científica *Nature* (1968). Las semillas se encontraban dentro de un sonajero de 'nuez criolla' de *Juglans australis*. Un aspecto importante en este caso notable de longevidad es el tipo de semilla de *Canna* ('achira'), con cubierta muy dura e impermeable. Por otro lado, las condiciones ambientales del sitio en Sta. Rosa de Tastil (muy baja humedad

Ahora bien, más allá de estos casos resonantes de longevidad, el lector interesado en propagación se preguntará *‘¿cuánto tiempo pueden vivir las semillas?’* La respuesta a esta pregunta es compleja (y muy variable según la especie considerada), aunque intentaremos dar algunos lineamientos que nos permitan mejorar la longevidad de las semillas que nos interese conservar en buen estado. Más que el tiempo exacto de longevidad (algo virtualmente imposible de generalizar), trataremos de orientar al lector acerca de las condiciones de almacenamiento en que elegiremos conservar nuestras semillas de interés.

## ¿Qué condiciones de almacenamiento elegir?

Hablando de semillas ortodoxas, existen dos *tips* orientativos que se pueden resumir de la siguiente manera y conocidas como **‘reglas de Harrington’** (ver la cita al final del capítulo del texto de ‘Hartmann’):

1. La longevidad se duplica por cada 1% de disminución de la humedad de la semilla (entre 5 y 15 %).
2. La longevidad se duplica por cada 5° C de disminución de la temperatura de almacenamiento (entre 0 y 50 ° C).

Es decir, la humedad y la temperatura en que decidiremos almacenar nuestras semillas son factores determinantes de la longevidad, y que debemos tener muy en cuenta. Según estas ‘reglas’, por ejemplo, si almacenamos semillas a 10 ° C tendremos una longevidad del doble que si las almacenamos a 15 °C. Obviamente, esto es válido para semillas ortodoxas y solo en sentido general, tal como mencionamos anteriormente. Las semillas recalcitrantes, muchos menos longevas, deben almacenarse a altas humedades relativas y temperaturas no muy bajas, y aun así su longevidad será limitada. Insistimos que las ‘reglas de Harrington’ descritas más arriba son solo orientativas y su validez dependerá mucho del tipo de semilla y la especie que nos interese almacenar. Un tercer factor adicional es el nivel de oxígeno: en general, aunque variable según las especies, niveles bajos de la concentración de O<sub>2</sub> suele prolongar la longevidad de semillas.

En términos generales, en el caso de semillas ortodoxas lo recomendable es guardarlas en heladera (‘nevera’) o en cámara fría si se requieren grandes volúmenes. Temperaturas entre 0 y 5 °C (o algo mayores, hasta 8 °C si no pueden lograrse las temperaturas citadas) a baja humedad relativa (40% o menores) son recomendadas. Para lograr una atmósfera con baja humedad en los recipientes herméticos, un truco accesible para el aficionado es el uso de gel de sílice (*‘silicagel’*, un absorbente de humedad<sup>10</sup>). Si no se dispone de un lugar refrigerado para el

---

relativa), sumado a la protección del endocarpio lignificado de la nuez, probablemente influyeron en el buen mantenimiento de la viabilidad de los embriones durante más de cinco siglos.

<sup>10</sup>El gel de sílice o silicagel (con algún indicador de color del estado de humedad) se usa frecuentemente para proteger instrumentos ópticos; es relativamente económico adquirido ‘a granel’. Cuando ya está húmedo, se lo recicla calentándolo en una estufa a ≈ 60 °C.

almacenamiento, las semillas deben guardarse en lugares frescos y con la menor humedad posible, en lo posible con el auxilio de este o algún otro tipo de desecante. Sin embargo, claramente la longevidad de las semillas será mucho menor respecto a almacenamientos en sitios refrigerados.

Existen diferentes modelos matemáticos que intentan predecir la longevidad de las semillas, considerando variables tales como la viabilidad inicial, temperatura y humedad (junto a otras magnitudes, tales como los niveles de oxígeno). Algunos estudios en semillas ortodoxas (ver bibliografía específica al final del capítulo) muestran que almacenadas en condiciones óptimas (las recomendadas por el banco de germoplasma, para esa especie en particular), la vida media<sup>11</sup> de las semillas puede ser de 40-60 años, aunque con gran variación interespecífica. Almacenadas a condiciones ambientales no controladas, por el contrario, la vida media puede reducirse considerablemente, a unos pocos años (5-10 años). Condiciones muy particulares de almacenamiento, tales como congelación a -20 °C en bolsas especiales (en general, muestras usadas como 'duplicados de seguridad' en los bancos de semillas), puede aumentar sensiblemente la longevidad. Aunque no lo desarrollaremos aquí, también pueden impactar en la longevidad las condiciones durante la maduración de la semilla y la manipulación en la cosecha. Los interesados, pueden consultar el manual de la FAO *Genebank Standards for Plant Genetic Resources for Food and Agriculture* (2014) citado al final del capítulo.

Por otra parte, y más allá de las condiciones de almacenamiento: ¿Qué rasgos o atributos de la semilla influyen en la longevidad? El primer atributo que tenemos que considerar es si la semilla es ortodoxa o recalcitrante, tal como ya hemos descripto (recordemos que las recalcitrantes poseen baja longevidad). Además, serán más longevas semillas con cubiertas duras y con reposo de algún tipo (sea quiescencia o dormición), con sustancias de reserva no lipídicas (los lípidos o grasas, en particular los 'no saturados' tienden a oxidarse con el paso del tiempo y se deterioran), con reducido metabolismo y respiración, presencia de metabolitos secundarios (en particular sustancias de 'defensa' contra organismos patógenos), poseer una alta tolerancia a la deshidratación y a las bajas temperaturas, entre otros caracteres.

## ¿Cómo medir el grado de germinación?

La medida más ampliamente utilizada para cuantificar la germinación de un lote de semillas es el 'poder germinativo' (PG) o 'porcentaje de germinación'. Este parámetro es simplemente el cociente entre el número de semillas efectivamente germinadas (en un período razonable para la especie considerada) y el número total de semillas que se testearon en el ensayo (v.g. test realizado en cápsulas de Petri con papel humedecido, a T° constante), y multiplicado por 100 (para ser expresado como porcentaje).

Por ejemplo, si testeamos 150 semillas de un lote, y germinaron 110, el PG será:

---

<sup>11</sup>La vida media en semillas almacenadas ( $P_{50}$ ) es el tiempo (años) en que la viabilidad inicial del lote cae en un 50%.

$$PG = (110/150) \times 100 = 73,3 \%$$

El tiempo que se estandariza para considerar si la semilla germinó o no, debe ser adecuado a la especie en cuestión, ya que existe variabilidad en este sentido. Semillas de diversas especies de cultivo, en estufa de incubación a 28 °C germinan en 24-48 hs., pero otras especies pueden demorar más tiempo (varios días).

Tal como dijimos más arriba, este tipo de test del PG solo puede estimar la viabilidad en el caso de especies que no tengan dormición (o que la tengan, pero ya haya sido liberada de la misma). Como muchas especies de cultivo cumplen con esta condición (no tienen dormición o ésta es muy superficial), el PG suele ser un buen estimador del estado de conservación y calidad de un lote de semillas. Para agricultores (y en más aún en cultivos extensivos), es un dato fundamental que el productor necesita conocer para planear su siembra (cálculos en la carga en la tolva de la sembradora etc.).

## ¿Por qué una semilla viable no germina?: quiescencia y dormición

En secciones anteriores dijimos que una de las características de las semillas (al menos de las ortodoxas) es que posee un embrión en reposo, es decir con el crecimiento detenido (metabolismo muy reducido, respiración indetectable o muy baja, ausencia de divisiones celulares etc.). En primer lugar, el reposo o latencia puede ser debido a factores externos (ambientales) tales como la falta de humedad, temperatura o de ciertos gases (v.g. oxígeno). Este reposo impuesto externamente se denomina '**quiescencia**', de acuerdo a la terminología que seguimos en este libro (≈'eco-dormancia'<sup>12</sup> de otros autores). Por ejemplo, las semillas de trigo o maíz que el agricultor tiene en bolsas listas para ser sembradas, están en un estado de quiescencia. El reposo se eliminará cuando esas semillas se siembren en el campo, en un suelo con una humedad adecuada y temperatura en cierto rango. O sea, el embrión de esa semilla se encontraba quiescente, cuya germinación estaba impedida principalmente por falta de humedad. Cuando este impedimento es eliminado, el reposo finalizará. Otros casos similares son las semillas que podemos comprar en los viveros (v.g. sobres de semillas de hortalizas, especies florícolas etc.): se puede hacer un almácigo de tomate, por citar un ejemplo, simplemente poniendo las semillas en sustrato húmedo y a una temperatura adecuada.

Sin embargo, en muchos casos, semillas viables no germinan aun poniéndolas en condiciones óptimas (para la especie en cuestión) de humedad y temperatura y de disponibilidad de oxígeno. ¿Qué está sucediendo? Si esas semillas están vivas y dado que claramente no se trata de quiescencia: ¿por qué no germinan? En este caso, existen factores internos a la propia

---

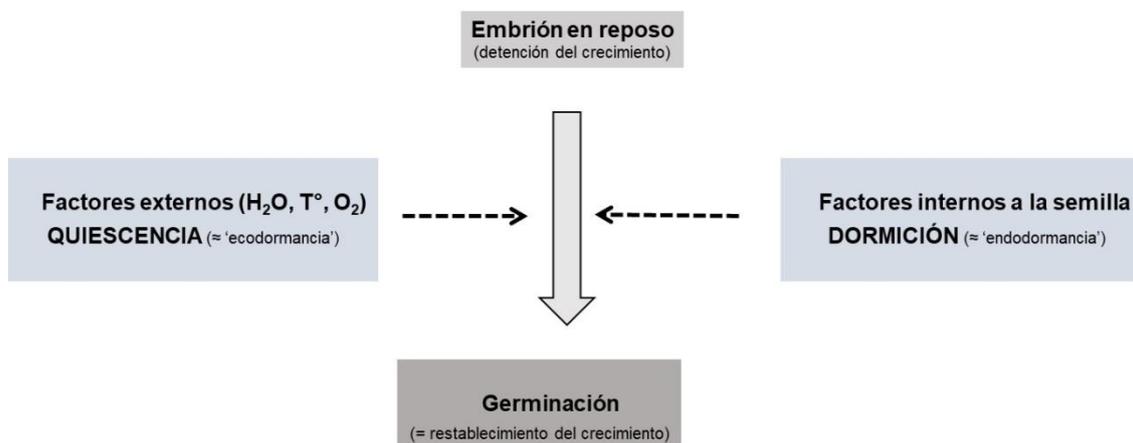
<sup>12</sup> La terminología utilizada en el estudio de la germinación es variable según el autor considerado y la fuente bibliográfica, no habiendo un acuerdo generalizado en la misma. En el presente capítulo intentamos dar algunas equivalencias de términos que usan otros autores, sin entrar en detalles semánticos.

semilla que impiden la detención del reposo (o dicho de forma simple, impiden la germinación) y en estos casos hablamos de **'dormición'** ('endodormancia' para otros autores). Ya no se trata simplemente de falta de humedad o temperatura adecuadas, sino que la dormición es intrínseca, es interna a la propia semilla y no meramente de origen ambiental.

Antes de pasar a la siguiente sección, debemos mencionar que, al margen del concepto de dormición (= 'dormancia') que hemos descrito (regulado por factores internos), existen diferentes definiciones en la bibliografía, no todas coincidentes entre sí y no exentas de cierta arbitrariedad. Por ejemplo, Hartmann y col (2014) definen dormición como "la ausencia de germinación en semillas viables, cuando las condiciones son favorables para la misma" (se puede ver otras definiciones en Hilhorst, 2007). Quizás más específica (y que suscribimos aquí) es la definición del especialista argentino en el tema, Roberto Benech-Arnold (2000) que conceptualiza a la dormición como 'una condición interna de la semilla que impide su germinación bajo condiciones hídricas, gaseosas y térmicas adecuadas'. Es importante recalcar que siendo rigurosos, y tal como remarca el autor mencionado, la liberación de la dormición no debe ser confundida con la germinación, ya que ambos procesos ocurren en distinta escala temporal y pueden ser afectadas por factores diferentes. Por ejemplo, una semilla puede requerir temperaturas bajas para romper su dormición, pero necesitar posteriormente temperaturas más altas para que la germinación efectivamente ocurra.

Pero, más allá de la cuestión semántica mencionada más arriba, podemos preguntarnos ¿Cuáles son las causas de la dormición? ¿Por qué razones fisiológicas una semilla no germina inmediatamente? Aunque muchos aspectos no son aún conocidos por la ciencia (y los que sí se conocen, por su complejidad, escapan al alcance de este libro), intentaremos de todas maneras describir un breve panorama de este tema en las próximas secciones (Figura 4.1).

**Figura 4.1**



*Nota.* Esquema simplificado del pasaje del embrión en estado de reposo, a un estado en activo crecimiento (germinación), transición que es regulada por un lado por factores ambientales como la hidratación, la temperatura y oxígeno (fenómeno denominado como 'quiescencia' en este texto y similar al término 'ecodormancia' de otros autores). Cuando los factores son intrínsecos a la propia semilla, hablamos de 'dormición' (≈ 'endodormancia' de cierta bibliografía). Un caso

especial es el fotoblastismo de semillas (no mostrado en la figura). Según la definición que se adopta aquí (ver texto principal), el fotoblastismo se encuadraría también dentro de la dormición ('fotodormancia'). (Elaboración propia).

## Tipos de dormición en semillas

Existen varios tipos de dormición, los cuales se pueden clasificar según diferentes criterios: (1) según las causas subyacentes que explican la dormición; (2) según el grado de 'profundidad', o sea cuan intensamente 'dormidas' están esas semillas y (3) según si la dormición ya proviene desde la planta madre, o fue adquirida con posterioridad. En primer lugar, vamos a analizar detalladamente el criterio (1), para posteriormente describir más someramente los criterios (2) y (3).

### Tipos de dormición según las causas

Una de las causas frecuentes de dormición es la presencia en la semilla de **cubiertas (testas) duras** y/o impermeables que, o bien impiden la protrusión ( $\approx$ salida) de la radícula, o bien directamente imposibilitan la entrada de agua necesaria para la imbibición. También en algunas especies la cubierta puede impedir el intercambio gaseoso con el exterior. Este tipo de dormición por cubiertas duras es frecuente en muchas especies de plantas, por ejemplo, numerosas 'leguminosas' (Familia *Fabaceae*) nativas de Argentina tales como los *Prosopis* (algarrobos, etc.), *Enterolobium contortisiliquum* ('timbó' o 'pacará'), acacias y muchas otras especies. También es típica de otros grupos taxonómicos de plantas, por ejemplo, especies del género *Canna* ('achiras'), el ejemplo que dimos de uno de los casos récord de longevidad (ver sección correspondiente). Como veremos más adelante en otra sección ('*Despertando a las semillas: tratamientos pre-germinativos*') este tipo de semillas típicamente deben ser 'escarificadas' para lograr la germinación (es decir, la cubierta debe ser adelgazada o eliminada artificialmente al menos en un sector, sea por medios físicos o químicos). Esta forma de dormición por cubiertas duras ('**dormición física**') es probablemente la causa más frecuente que impide a ciertas semillas germinar. Es interesante que, por ejemplo, 'porotos' nativos (*Phaseolus*) de Argentina y otras regiones de América, requieren escarificación para germinar. Sin embargo, los 'porotos' cultivados (variedades comerciales de *P. vulgaris*) germinan perfectamente con solo hidratarlos, sin necesidad de este tratamiento. La dormición es un fenómeno que en muchos casos se ha perdido (evolutivamente hablando) con la domesticación por parte del ser humano: con siglos de cultivo y selección, hemos impuesto presiones selectivas multiplicando preferentemente líneas ('variedades') que no poseen dormición o ésta es muy superficial (tener en cuenta que la dormición puede ser un obstáculo a la hora de germinar y multiplicar plantas). Lo que ecológicamente hablando podría considerarse una adaptación beneficiosa (la dormición permite

resistir condiciones adversas y ajustar la especie al ambiente), al propagador/cultivador le puede complicar la multiplicación de una especie. El ser humano ha modificado genéticamente (mucho tiempo antes de los transgénicos, a través de selección y cruzamiento) a las plantas y animales para su beneficio, y la dormición de semillas es uno de los rasgos que han sido manipulados y seleccionados (eliminada o atenuada).

Otra causa de dormición (mucho menos frecuente que la anterior) es la **presencia de embriones inmaduros o aún rudimentarios**, frecuente en orquídeas (Familia *Orchidaceae*). Otros ejemplos son la semilla de *Ginkgo biloba*, y la 'zanahoria' (*Daucus carota*). Es necesario para que la semilla germine, permitir que el embrión crezca y se desarrolle, y esté capacitado para formar una plántula luego de la germinación. Como veremos en una sección más adelante, este tipo de dormición puede resolverse mediante almacenamiento húmedo a bajas temperaturas ('estratificación', un tratamiento que también se usa para romper otros tipos de dormición; ver sección de 'Tratamientos pre-germinativos'). La ausencia de germinación por embriones inmaduros es conocida también como '**dormición morfológica**' por algunos autores, y es quizás la menos frecuente de los diferentes tipos de dormición.

El tercer tipo de dormición (continuando con el criterio de clasificación en base a las causas) es explicada por la presencia **de inhibidores** (en el propio embrión, o por fuera de éste) de diferente naturaleza química. Este tipo de dormición (también llamada '**fisiológica**') es el tipo de reposo más ampliamente extendido entre las semillas de innumerables especies. Con fines didácticos podemos distinguir dos subtipos de dormición fisiológica: **(a) Balance hormonal**, que proviene de la acción contrapuesta entre dos tipos de hormonas, unas que estimulan la germinación (**giberelinas**) y otra hormona que promueve la dormición (ácido abscísico, más conocido como **ABA**). El ABA es una hormona que en general es promotora de la dormición (inhibe el crecimiento, o sea, promueve el reposo), tanto en semillas como en yemas de árboles<sup>13</sup>. Los niveles de ABA en la semilla van aumentando progresivamente durante la maduración en la planta madre, siendo máximas las concentraciones en la semilla durmiente. Las giberelinas, por el contrario, son antagonistas del ABA en este proceso, es decir rompen la dormición (*i.e.* promueven la germinación) y su nivel (concentración tisular) aumenta hacia el final de la dormición. Si simplificamos un poco la cuestión, podemos considerar que la dormición se romperá (o no) dependiendo del balance entre ambos tipos de hormonas: si en el balance predomina la acción del ABA, la semilla seguirá en dormición; si, por otro lado, predomina la acción de las giberelinas, la semilla germinará. Si bien esta es una visión algo simplificada con fines didácticos, es una buena aproximación para entender este tipo de dormición fisiológica regulada por balance hormonal. Por esta razón, en ocasiones un posible tratamiento para germinar semillas complicadas, es mediante la aplicación de giberelinas: realizamos una aplicación exógena de esta hormona, inclinando el balance hacia donde nos interesa como 'propagadores'. Una forma más natural (aunque más lenta pero ampliamente usada) de modificar este balance hormonal, es mediante la 'estratificación' (almacenamiento húmedo a bajas

---

<sup>13</sup>Otro efecto fisiológico muy relevante del ABA es el cierre de los estomas en hojas de plantas sufriendo déficit hídrico. Por esta razón, varios mutantes deficientes en ABA (*v.g.* en tomate, en maíz) presentan viviparismo (ver página siguiente) en sus semillas, y por otro lado, la planta muestra marchitez en condiciones de déficit hídrico aún leve.

temperaturas), tal como veremos más adelante. Durante este tratamiento de estratificación, los niveles de ABA se reducen paulatinamente en las semillas tratadas, incrementándose posteriormente los niveles de giberelinas (promoviendo la germinación si el tiempo y la temperatura de almacenamiento fueron los adecuados). Volveremos a esto en la sección donde se discuten los tratamientos pre-germinativos. Puede verse un esquema de este balance hormonal en la Figura 4.2.

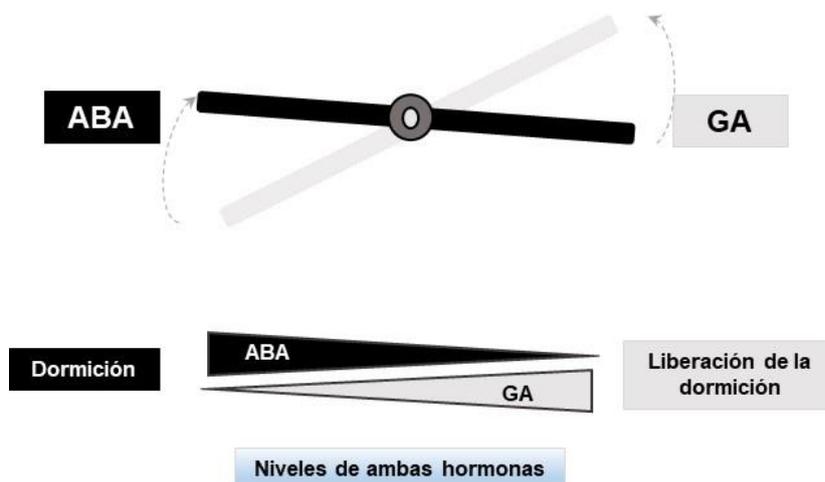
Un aspecto interesante que debemos mencionar es que el aumento del ABA durante la maduración en la planta madre es propio de semillas ortodoxas: en semillas recalcitrantes (donde no hay deshidratación importante durante la maduración de la semilla), este aumento de ABA no se produce o se produce de manera más leve. Por otro lado, existen genotipos (v.g. mutantes naturales) que poseen **viviparismo**, es decir, germinan en la propia planta madre o en el fruto. Todos hemos visto alguna vez un fruto de un cítrico (v.g. limón) con semillas germinando en su interior, por citar un caso posible. Los agricultores, por otro lado, conocen la indeseable germinación de granos de trigo en la propia espiga ('brotado', o '*sprouting*' en bibliografía anglosajona) y que puede causar pérdidas de rendimiento si ocurre en forma generalizada. En general, el viviparismo suele estar relacionado a bajos niveles de ABA en la semilla (v.g. mutantes deficientes en esta hormona) aunque es un fenómeno de naturaleza compleja y también genéticamente determinada. Por otro lado, en ciertas especies (en particular en los 'mangles') el viviparismo es algo normal y relacionado a la ecología de esas especies: la semilla germina y la plántula (ya en crecimiento) cae desde la planta madre, para dar un nuevo individuo. Al parecer esta es una adaptación al ambiente de aguas salobres (estuarios de regiones tropicales) donde viven especies del género *Avicennia* ('mangle negro') o *Rhizophora mangle* ('mangle rojo'). Como se podría suponer, los niveles de ABA en los mangles son más bajos que en semillas ortodoxas, lo cual es consistente con su comportamiento vivíparo.

**(b)** El segundo subtipo de dormición fisiológica (y al margen del balance hormonal que hemos descripto anteriormente) se explica por presencia de **inhibidores de diferente naturaleza química**, principalmente de tipo hidrosoluble. Por ejemplo, la parte 'pulposa' de muchos frutos suelen ser inhibitorias de la germinación de las semillas, tal como ocurre con las especies de la familia *Cucurbitacea* (familia que incluye al zapallo, pepino, melón etc.), los *Citrus*, manzana, pera, tomate, uvas y muchos otros casos. Otro ejemplo muy interesante es el de los inhibidores hidrosolubles en muchas plantas efiméricas de desiertos extremos: una lluvia muy intensa (aunque esporádica en estos ambientes de aridez extrema) será una 'señal ecológica' para estas semillas, y el lavado de estos inhibidores hidrosolubles por una lluvia suficientemente importante permitirá no solo la germinación, sino que también asegurará el rápido crecimiento vegetativo y reproductivo de estas 'efímeras de desierto' de ciclo vital muy corto, encontrando agua disponible en gran parte del perfil del suelo, no así, si la lluvia no es intensa y la planta no llega a dejar descendencia.

Finalmente, y para finalizar esta sección, diremos que los tipos de dormición que hemos descripto (según sus causas), pueden combinarse y tenemos así existen semillas con 'dormición morfo-fisiológica', por citar un caso. Es decir, en este tipo combinado de dormición, el embrión

es inmaduro, y además posee inhibidores de algún tipo que impiden la germinación. También puede haber, tan solo por citar otro ejemplo, semillas con dormición física-fisiológica, es decir, que presenten cubiertas duras o impermeables, y además estar en reposo por un balance hormonal favorable al ABA (Figura 4.2).

**Figura 4.2**



*Nota.* En la parte superior se muestra el balance hormonal entre el ácido abscísico (ABA) y las giberelinas (GA) determinando la dormición (relación ABA/GA alta) o la liberación de la dormición (relación ABA/GA baja), en una analogía con un 'subibaja' (balancín). Además de los niveles (concentraciones) hormonales, puede modificarse la sensibilidad de los tejidos a estas hormonas. En la parte inferior de la figura se muestran los cambios en los niveles hormonales (como triángulos decreciente o creciente) entre dormición y rotura (liberación) de la misma. (Elaboración propia).

## **Tipos de dormición según el grado, y según el momento de adquisición**

La dormición, más allá de las causas que hemos analizado en la sección anterior, pueden clasificarse también según si ésta es más o menos profunda ('grado de dormición'):

- a. **Dormición superficial:** requieren nula o corta 'estratificación' (o bien maduración en seco; ver más adelante): Es el caso de muchas semillas de especies de cultivo. Este tipo de dormición leve y corta, impide que la semilla germine en la planta madre (o sea, que haya 'viviparismo' tal como hemos explicado en la sección anterior).
- b. **Dormición 'intermedia':** requieren una estratificación de 1 a 3 meses de duración.
- c. **Dormición profunda:** necesitan varios meses (3 a 5) de estratificación para poder germinar.

Finalmente, y aunque no profundizaremos este tema aquí, también podemos mencionar otro criterio de clasificación, según el momento de adquisición de la dormición. Hablamos de **dormición primaria** cuando ya la dormición fue adquirida en la planta madre. Es decir, la semilla ya está dormida desde el momento de la dispersión. Por otro lado, la **dormición secundaria** ocurre con posterioridad si las condiciones ambientales no son adecuadas para germinar. Dicho de otra manera, la dormición secundaria se produce cuando una semilla (ya liberada de su dormición primaria, *i.e.* la que traía desde su origen), al no germinar (por existir condiciones adversas que promueven la quiescencia, *v.g.* falta de agua o de temperatura adecuada) entra en un nuevo estado de dormición. Es decir, aunque ahora tenga condiciones para germinar, ésta no ocurrirá, ya que la semilla entró en dormición secundaria. En la naturaleza, algunas semillas pasan por ciclos de 'dormición-no dormición' que pueden repetirse durante años hasta que la germinación finalmente ocurra.

En los bancos de semillas del suelo existe mucha variabilidad en los requerimientos y tiempos de dormición en las semillas de una misma especie. Esta heterogeneidad en la germinación puede considerarse una estrategia ecológicamente adaptativa (fenómeno llamado 'división de apuesta' o como se dice coloquialmente, *'poner los huevos en diferente canasta'*) ya que representa un reaseguro para la supervivencia de la descendencia<sup>14</sup>.

## Semillas que despiertan con la luz ('fotoblastismo positivo')

Existen especies cuyas semillas responden a la luz (fenómeno conocido como **fotoblastismo**) y cuya germinación puede ser promovida (fotoblastismo positivo) o bien (más raramente), inhibidas por la luz (fotoblastismo negativo). Antes de continuar, debe aclararse que las semillas fotoblásticas no constituyen una mayoría en los miles de especies existentes, pero sí es un fenómeno relevante en la germinación de muchas de ellas.

Una cosa que el lector puede preguntarse es: ¿de qué manera la semilla percibe la luz? Pues bien, la percepción de luz en la semilla es realizada con un pigmento fotorreceptor llamado **fitocromo**. Aunque aquí no entraremos en demasiado detalle de aspectos fisiológicos (el fotoblastismo de semillas es un fenómeno complejo y diverso que excede los alcances de este libro), vamos a explicar los fundamentos de esta respuesta en la subsección siguiente.

## Percepción de la luz en semillas fotoblásticas

---

<sup>14</sup>Si las semillas de una especie que están enterradas en el suelo germinaran todas juntas, se podría correr el riesgo que mueran las plántulas ante alguna adversidad eventual (*v.g.*, una sequía o una helada). Sin embargo, si germinan en diferentes momentos y condiciones, se aumenta la probabilidad que alguna tanda de plántulas pueda sobrevivir (*i.e.* se aumenta la diversidad de la 'apuesta').

En la oscuridad el fitocromo (pigmento fotorreceptor, constituido por una proteína unido a un grupo químico llamado cromobilina<sup>15</sup>) se encuentra en una forma inactiva en el citoplasma celular. Esta forma inactiva se conoce como  $P_r$  (' $P$ ' por '*Phytochrome*' y ' $r$ ' porque absorbe sobre todo la parte roja –'red'– del espectro lumínico). Cuando la luz roja (o blanca en su defecto) incide sobre la semilla embebida, el fitocromo inactivo ( $P_r$ ) absorberá fotones ('paquetes de energía de la luz') y se convertirá en una forma activa mediante un cambio conformacional en la molécula. A esta forma activa se la conoce como  $P_{fr}$  (en este caso ' $fr$ ' alude a que esta forma del fitocromo absorbe sobre todo luz roja lejana o '*far red*'). El experimentador también puede usar luz roja o roja lejana para la conversión de estas dos formas del fitocromo. Esta forma activa del fitocromo migra (entra) hacia el núcleo celular y (simplificando mucho la explicación) regula la expresión de genes que promueven la germinación. Debe aclararse que para que esta fotoconversión del fitocromo  $P_r$  (inactivo) al  $P_{fr}$  (activo) se produzca, la semilla debe estar embebida ( $\approx$  re-hidratada): no se produce en semillas secas. Existen especies (tal como la maleza de verano *Datura ferox*, 'chamico') en las que es suficiente que la semilla hidratada quede expuesta unos breves instantes a la luz para inducir su germinación (esto explica por qué esta especie germina frecuentemente en suelos disturbados por el paso de un arado). Además, ciertas semillas fotoblásticas pueden percibir no solo la transición 'oscuridad-luz' (i.e. el fotoblastismo funcionando como un 'interruptor todo-nada' de la germinación) sino que son capaces de discriminar cambios en la composición espectral de la luz (distinguen luz del sol directa *versus* luz de sombra vegetal, i.e. más o menos rica en luz roja o en luz roja lejana respectivamente). Esta percepción también es realizada por el pigmento fitocromo y debemos recordar que antes explicamos que las dos formas del fitocromo absorben esos tipos de luz (roja y roja lejana). Esta capacidad permite a las semillas de ciertas especies 'detectar' (percibir) si el ambiente lumínico de una zona cambia, representando una señal que promueve la germinación. Expliquemos un poco más para poder comprender esto...

Debajo del dosel ('canopeo') de bosques, selvas (y en cultivos) predomina la luz roja lejana, siendo menor la cantidad de fotones de luz roja<sup>16</sup>. Si en alguna de estas comunidades vegetales ocurre un disturbio (v.g. caída de un árbol), el ambiente lumínico se modificará y algunas semillas pueden detectar este cambio. Un ejemplo de esto son las especies llamadas 'pioneras', que colonizan los 'claros' (espacios sin árboles) que se forman en bosques y selvas cuando se produce este tipo de disturbios. En estos ambientes es frecuente que se produzcan estas alteraciones que generan zonas o pequeños parches más o menos abiertos (según el grado de disturbio) donde incidirá la luz directa. El bosque con el tiempo se regenerará, pero las especies que comienzan esta sucesión ecológica se conocen como pioneras (es decir, las primeras especies que colonizan el nuevo ambiente). En definitiva, una semilla fotoblástica puede detectar que el ambiente lumínico cambia: pasamos de un tipo luz de 'sombra vegetal' (con mucho 'rojo

---

<sup>15</sup>Químicamente hablando, las 'bilinas' son tetrapirroles de cadena abierta, con enlaces dobles y simples conjugados (alternados), lo que les confiere capacidad de absorción diferencial a determinadas longitudes de onda (simplificadamente  $\approx$  'colores de la luz'). La bilina es la responsable de la fotoconversión del fitocromo cuando absorbe un fotón.

<sup>16</sup>El cambio en el ambiente lumínico (el empobrecimiento en luz roja, y el enriquecimiento relativo en luz roja lejana) debajo de un canopeo ( $\approx$  dosel vegetal) se explica por las propiedades espectrales (de absorción) de las clorofilas: estas moléculas absorben preferentemente el rojo (R) y dejan pasar luz la roja lejana (RL). Por esta razón, la llamada relación R: RL (cociente entre cantidad de fotones R y fotones RL) disminuye en sombras vegetales.

lejano') en el bosque cerrado, a estar en una situación de luz directa en el claro (con más luz roja). Este cambio en el ambiente lumínico será una señal para germinar y colonizar el nuevo ambiente formado.

Debe aclararse que además del cambio en el ambiente lumínico, también la alternancia de temperaturas puede ser una señal para algunas semillas (tal es el caso de una maleza de cultivos de verano, el 'Sorgo de Alepo' *Sorghum halepense*). Por otro lado, un 'claro' en el bosque tendrá una amplitud térmica mayor que la zona bajo el dosel. O sea, el fotoblastismo y la percepción de alternancia térmica pueden ser procesos implicados en esta dinámica de aparición de especies pioneras y de las 'ruderales' (que crecen en ambientes disturbados).

Es relativamente frecuente (aunque no es una condición universal) que las semillas fotoblásticas sean pequeñas y con escasas reservas para el crecimiento del embrión. Podríamos especular evolutivamente e hipotetizar que el fotoblastismo en estos casos podría estar relacionado con un aspecto adaptativo de esta respuesta: al ser pequeñas y con pocas reservas, la luz le indica (una 'señal') a la semilla que se encuentra cerca de la superficie del suelo, mejorando sus posibilidades de emerger exitosamente y formar una plántula. De lo contrario, si esa semilla germinara en la profundidad del oscuro suelo, sus chances de emerger exitosamente serían menores al no tener suficientes reservas para el crecimiento. Es decir, es posible que el fotoblastismo haya sido favorecido por la evolución como una adaptación en especies con semillas con esta característica.

Si estamos en presencia de una semilla pequeña de una especie de la cual no conocemos sus requerimientos (y que no logramos germinar después de haber intentado diversas condiciones), esto puede hacernos sospechar que podríamos estar en presencia de un caso de fotoblastismo. En este caso hipotético, deberíamos intentar germinar la semilla (previa imbibición, lógicamente) en condiciones de luz. La germinación sobre papel mojado o en la parte superior de un sustrato húmedo puede ser suficientes en ciertos casos. Reiteramos: es fundamental que la semilla esté embebida para poder ser inducida a germinar por la luz (como explicamos anteriormente, una semilla seca no responderá a este estímulo, aunque la embebamos posteriormente). En muchas especies el requerimiento de luz no es absoluto, sino que las semillas pueden emerger en oscuridad, pero iluminarlas mejora el porcentaje de germinación (v.g. en *Acacia caven* y *Acacia furcatispina*; ver artículos Funes y Venier 2006 citados al final). También se conoce que las semillas de ciertas especies requieren de fotoperíodos definidos (horas de luz) para poder mejorar su porcentaje de germinación.

Dentro de la flora nativa existen muchos casos de semillas cuya germinación es promovida por la luz, tales como el cardón (cactus columnar del NOA) *Trichocereus terscheckii*, el 'ambay' (una especie que habita en Misiones) *Cecropia pachystachya*, entre otros muchos ejemplos. Este último caso es un ejemplo de especie 'pionera' (coloniza claros selváticos) y con semillas de pequeño tamaño, la cual presenta fotoblastismo tal como comentamos más arriba.

Finalmente podemos mencionar que el requerimiento de luz, según las definiciones que vimos anteriormente, podría ser caracterizado como 'dormición' o bien como 'quiescencia' (dependiendo del concepto de 'dormición' que tomemos como referencia). Según la definición

que adoptamos aquí (Benech- Arnold, ver más arriba), el fotoblastismo sería un caso de dormición, aunque no es la idea de terciar en debate en este tema (en definitiva, es una cuestión semántica irrelevante para los objetivos de este libro).

## Despertando a las semillas: tratamientos pre-germinativos

Los tratamientos para romper la dormición son un aspecto clave en la multiplicación por semillas. Algunos ya los hemos adelantado en la mención de los tipos de dormición, y en esta sección lo trataremos con algo de mayor detalle. Empezaremos por la escarificación y la estratificación, dos términos que el neófito puede confundir (por su sonido levemente semejante) pero claramente diferente desde lo conceptual.

**1. Escarificación:** este tratamiento, que consiste en producir una abrasión, desgaste o corte en la testa seminal, es probablemente el más extendido de los métodos pre-germinativos (obviamente acotado a semillas con cubiertas duras y/o impermeables<sup>17</sup>). La abrasión puede ser de tipo mecánica (con lima o lija común usada para pulir maderas) o bien de tipo química con algún ácido (menos usada que la anterior pero no infrecuente). En muchos casos es suficiente producir un desgaste en la testa, y cuando aparece el endosperma blanco (una situación frecuente en semillas con cubiertas negras) ya puede ser suficiente para que la semilla germine. En algunos casos hay que tener la precaución de no dañar el 'hilo' (cicatriz del funículo<sup>18</sup>, muchas veces visible como una marca circular o de otra forma), lugar donde en muchos casos emergerá la radícula. En algunas especies como la ya nombrada *Canna* ('achira') y muchas otras especies (por ejemplo, leguminosas, *i.e.* familia Fabaceae, y también en Geraniaceae, Malvaceae, entre otras) la escarificación con lija (en una pequeña superficie de la testa) determina un alto porcentaje de germinación (si el lote estaba en buenas condiciones de viabilidad, obviamente). Otra forma de escarificación física es el corte con alicate u otro elemento filoso, y menos usado, la abrasión con arena (recordar que la sílice es un agente abrasivo, *i.e.* desgasta). En cuanto a los tratamientos con ácido (frecuentemente, ácido sulfúrico) aunque menos usado, a veces es recomendado por la bibliografía en ciertas especies. Consiste en sumergir las semillas en una solución de sulfúrico en una concentración y tiempo determinados, y luego lavado. Sin embargo, dada la peligrosidad de este tipo de sustancias, no es un tratamiento recomendado para el aficionado, por lo que no daremos detalles en este capítulo. Finalmente se puede mencionar que también se utilizan tratamientos de escarificación a altas temperaturas en arena, o bien en agua (a 80-100 °C).

Numerosas especies nativas de Argentina requieren escarificación para germinar, entre los que pueden mencionarse muchos ejemplos, tales como la 'tusca' o aramo negro *Vachellia aroma*, el 'caldén' *Prosopis caldenia*, la 'brea' *Parkinsonia praecox*, 'algarrobo blanco' *Prosopis chilensis*

---

<sup>17</sup>También se utiliza en el caso de semillas que están rodeadas por un endocarpio (capa interna del fruto) lignificado, tales como las drupas con 'carozo'.

<sup>18</sup>El funículo es la estructura filiforme que une al óvulo (futura semilla) a la pared del ovario (futuro fruto). El punto de inserción del funículo al óvulo se llama 'hilo'.

y muchas otras especies (véase el libro Eynard et al. citado al final). En algún caso, la escarificación no es imprescindible, pero mejora sustancialmente el porcentaje de germinación.

Ahora bien, uno puede preguntarse ¿cómo germinan en la naturaleza este tipo de semillas? La ‘escarificación’ natural en estos casos se producirá por diversos factores: (i) ciclos de congelación-descongelación; (ii) la acción microbiana en el suelo o estratificación natural (que lentamente degradará parte de la testa, siendo lo más común que ocurre en la naturaleza); (iii) por el pasaje por el tracto digestivo de animales (recordar los casos de ‘endozocoria’<sup>19</sup>, por ejemplo, mamíferos o aves que se alimentan de frutos y semillas: el ambiente ácido del estómago es un agente ‘escarificador natural’). Nosotros como cultivadores y propagadores, aceleramos estos procesos con los métodos descritos e interrumpimos artificialmente el reposo de la semilla. Eynard et al. (2020) mencionan el caso del ‘cocucho’ (*Zanthoxylum coco*) cuyas semillas requieren el pasaje por el tracto digestivo de aves para germinar, y este requerimiento puede suplantarse tratando las semillas con ácido sulfúrico concentrado durante 3 hs. (tal como dijimos más arriba, desaconsejado para aficionados, dada la peligrosidad que conlleva la manipulación del ácido).

**2. Estratificación** (‘frío’ en semillas hidratadas): este es otro de los tratamientos pre-germinativos más utilizados en numerosas especies que presentan dormición fisiológica o morfológica (o combinaciones de diferente tipo de dormición). La estratificación consiste en almacenar las semillas húmedas en algún substrato adecuado (v.g. vermiculita, arena) en bandejas, en el interior de cámaras frías o heladeras, a temperaturas comúnmente en el rango entre 1 y 10 °C. El origen del término (que refiere a ‘estratos’) proviene en que las semillas se colocaban en ‘capas’ intercaladas con el sustrato dentro de una bandeja<sup>20</sup>. Más allá de la etimología, el requerimiento de bajas temperaturas para romper la dormición está fuertemente vinculado a las condiciones de climas con épocas frías (otoño-invierno) en que viven muchas especies: en estos casos, la acumulación de tiempo(días, semanas, meses) de bajas temperaturas es una señal que la estación desfavorable ha pasado, y que se aproximan mejores condiciones para el establecimiento de la futura plántula. Vemos aquí nuevamente, al igual que en el caso de la escarificación, que como ‘propagadores’ realizamos tratamientos que de alguna manera imitan y aceleran algunos procesos que ocurren en la naturaleza.

El tiempo y la temperatura óptima de estratificación en frío es muy variable según la especie y el grado (‘profundidad’) de la dormición que hemos visto en la sección anterior. Mientras que para algunas especies son suficientes unas pocas semanas de almacenamiento en frío para poder germinar, otras especies pueden requerir muchas semanas o meses para romper su dormición. La temperatura óptima de estratificación también varía según la especie y el cultivar. Debe aclararse que, aunque en general hablamos de ‘estratificación en frío’, éste en realidad es un término arbitrario y en ciertos casos el almacenamiento se realiza a más altas temperaturas

---

<sup>19</sup>La zocoria (del griego ‘zoo’≈ animal, y ‘corios’≈ ‘transportar’) es la dispersión de frutos y semillas por acción de animales. Puede ser externa cuando ciertos frutos o semillas (v.g. ‘abrojos’) se adhieren al pelaje o plumaje de animales (‘ecto-zocoria’). Cuando el animal transporta los propágulos internamente en su tracto digestivo, se habla de endozocoria. Otros tipos de dispersión son la ‘anemocoria’ (por el viento), ‘hidrocoria’ (por el agua) etc.

<sup>20</sup>Existen otras versiones acerca del origen etimológico del término ‘estratificación’: provendría de la formación de capas de propágulos y de sedimento y/o hojas secas en el banco de semillas del suelo.

(*warm stratification* en inglés). También existen casos en que la estratificación se realiza con temperaturas alternantes ('frío-calor'). Debemos recordar al lector que en la estratificación se lleva a cabo en semilla húmeda (es decir, con la imbibición realizada), situación que diferencia este tratamiento del siguiente ('Post-maduración en seco').

Ahora bien, ¿qué sucede durante la estratificación y porqué promueve la ruptura de la dormición? En el caso de la dormición morfológica por embriones inmaduros, permitirá que el embrión llegue a un tamaño y a un grado de desarrollo tal que posteriormente le permita germinar. En el caso de semillas con dormición fisiológica por la presencia de inhibidores, el tiempo de almacenamiento en frío inducirá una disminución de estos inhibidores y un aumento de promotores de la germinación, tal como las giberelinas (recordar que el balance hormonal 'ABA-giberelinas' posee un rol regulador crucial de la dormición/germinación<sup>21</sup>, tal como fue descrito en las secciones anteriores). Durante la estratificación no solo cambia el nivel (concentración) de estas hormonas, sino que se modifica la sensibilidad en los tejidos a las mismas.

**3. Post-maduración en seco:** Es un almacenamiento que se realiza en general a temperatura ambiente, y en seco (es decir, con la semilla no embebida: esta condición diferencia a este tratamiento de la estratificación; ver apartado anterior). La post-maduración en seco es frecuentemente utilizada en especies con dormición superficial ('no profunda', la cual evita simplemente que la semilla germine en planta madre) y de tipo 'fisiológica'. Un corto tiempo de almacenamiento en estas condiciones es suficiente para promover la germinación una vez embebidas y colocadas a una temperatura adecuada. Es el tipo de tratamiento usado en muchos cultivos herbáceos hortícolas, en cereales, y especies de interés florícola. Los cambios que ocurren durante la 'post-maduración en seco' no son del todo conocidos, pero probablemente incluyen una disminución de ABA y un aumento de giberelinas tal como hemos descrito anteriormente para el caso de la estratificación.

## Otros tratamientos para romper la dormición

**Tratamientos con luz (semillas fotoblásticas positivas):** Ya hemos hablado en la sección correspondiente acerca del requerimiento de luz de algunas especies. En estos casos, la semilla debe germinarse en la superficie del sustrato (evitando la desecación, por ejemplo, con film cubriendo la bandeja) o bien en cápsulas de Petri -o bandejas plásticas- con papel absorbente humedecido y expuestas a la luz solar (o bien luz artificial como un fluorescente). Debe recalarse que para que las semillas fotoblásticas respondan al tratamiento lumínico deben estar embebidas, ya que la conversión del pigmento fitocromo (fotorreceptor implicado en la percepción de luz) solo se produce en las células de un embrión hidratado. En algunos casos se requieren fotoperíodos determinados (alternancia luz/oscuridad definidos) para promover o

---

<sup>21</sup>Si bien hemos aclarado que la germinación no debe confundirse con la mera liberación de la dormición, usamos esta expresión para simplificar la explicación.

mejorar el porcentaje de germinación. También podemos mencionar que existen casos más raros de especies con fotoblastismo negativo (es decir, que la luz inhibe parcialmente la germinación; tal es el caso de la especie ornamental *Eschscholzia californica* 'amapola de California').

**Lavado:** se realiza para eliminar inhibidores de naturaleza hidrosoluble (tal como hemos visto anteriormente, un tipo de dormición fisiológica). El lavado se puede hacer por lixiviación (haciendo correr agua en el lote de semillas) o bien por inmersión.

**Tratamientos con hormonas:** En ciertos casos de semillas difíciles de germinar y que no responden a los tratamientos antes descriptos, se pueden utilizar tratamientos de tipo hormonal, en particular de giberelinas. Las giberelinas actúan de varias maneras en la ruptura de la dormición, ya que promueven la síntesis de enzimas que degradan las cubiertas y el endosperma (que en muchos casos es un impedimento físico para la protrusión o salida de la radícula), inducen la removilización de reservas y promueven el crecimiento del embrión. La giberelina más utilizada es el ácido giberélico (simbolizado como GA<sub>3</sub>) en concentraciones variables según la especie y grado de dormición. Las semillas se pueden asperjar (pulverizar) con la solución antes de intentar germinarlas.

**Alternancia de temperaturas:** Tal como hemos mencionado anteriormente, algunas semillas requieren de alternancia de temperaturas para germinar. Ciertas especies mejoran sensiblemente su germinación cuando se las somete a ciclos de temperatura alternantes ('alta-baja'), a veces combinados con otros tipos de tratamiento. Dentro de la flora nativa de Argentina, se citan al 'algarrobo dulce' *Prosopis flexuosa* y la 'tusca' *Vachellia aroma* como ejemplos de semilla que requiere temperaturas alternantes (15°C-25°C o bien 20°C-35°C) para germinar.

Ahora bien, y siguiendo con nuestro intento de relacionar los tratamientos aplicados con cuestiones biológicas, podemos preguntarnos: ¿Por qué estas semillas requieren esta alternancia térmica para germinar? En modo similar a lo que discutimos con las semillas fotoblásticas (ver secciones anteriores) es posible que muchas especies que requieren esta alternancia térmica habiten en zonas abiertas (v.g., claros en selvas y bosques etc.): la amplitud térmica puede ser una señal para la semilla, 'indicándole' que las condiciones microambientales han cambiado en el entorno (v.g. formación de un claro por caída de árboles) y es hora de 'despertar': un suelo sin cubierta vegetal tendrá oscilaciones térmicas mayores, si lo comparamos con un suelo con cubierta vegetal, en las que la amplitud térmica está amortiguada.

**Tratamiento con sales de nitrato:** aunque no se conocen del todo las bases mecanísticas (causales), es reportado desde hace mucho tiempo el uso del nitrato y otros compuestos nitrogenados (nitritos, urea etc.) para romper la dormición de semillas en algunas especies. Una hipótesis postula que el nitrato sería una señal que promueve la disminución del ABA, liberando a la semilla de la dormición. El nitrato de potasio es uno de los compuestos de nitrógeno más utilizado (en términos relativos) para romper la dormición.

**Tratamientos combinados en semillas con dormición 'múltiple':** tal como mencionamos más arriba, existen semillas que poseen más de un tipo de dormición y el tratamiento que requieran tendrá que ser acorde a esta situación. Por ejemplo, una semilla con dormición física-fisiológica (v.g. cubierta dura, y presencia de inhibidores), requerirá por un lado de escarificación,

y por otro de estratificación (respectivamente). Otro ejemplo serían las semillas con dormición morfo-fisiológica: en este caso la estratificación puede servir para aliviar ambas dormiciones (desarrollo del embrión, y eliminación de inhibidores).

**Otros tratamientos pre-germinativos no vinculados a dormición:** una de las prácticas utilizadas relacionadas a la sanidad de las semillas (v.g. por presencia de patógenos de origen fúngico) es esterilizarlas con soluciones de hipoclorito de sodio (conocido comúnmente como 'lavandina' en Argentina, 'lejía' en España etc.). Aunque no desarrollaremos el tema aquí, también se utilizan 'curadores' (antifúngicos) comerciales para tratar a las semillas. En ocasiones y con semillas afectadas por este tipo de problemas, el porcentaje de germinación mejora notablemente con estos tratamientos. Obviamente, para que esto funcione el embrión debe ser aún viable; si el ataque fúngico ya ha producido la muerte del embrión, el proceso es irreversible.

## Retomando el crecimiento: la germinación

Hasta aquí hemos hablado de 'germinación' pero en realidad, los temas que tratamos en las secciones anteriores (y buena parte de este capítulo) es justamente, 'la ausencia de germinación'. Ya sea por causa tales como la falta de agua o de temperaturas adecuadas ('quiescencia') o por causas endógenas de la propia semilla ('dormición'), consideramos un embrión en estado de reposo ('ausencia de crecimiento'). Cuando estas causas que impiden la germinación desaparecen, finalmente el embrión podrá reestablecer su crecimiento, emergerá como plántula, y se volverá un organismo autotrófico (es decir, podrá realizar fotosíntesis), constituyéndose en una nueva planta.

En primer lugar, vamos a definir y precisar el concepto de germinación. De acuerdo a lo que dijimos arriba, la germinación es el reinicio de la actividad metabólica en el embrión y el restablecimiento de su crecimiento. Pensando en semillas ortodoxas (recuerden que este tipo de semillas poseen bajo contenido porcentual de agua durante el período de quiescencia), además de una temperatura adecuada, un requisito fundamental para propiciar la germinación es la hidratación. Esta (re) hidratación de las semillas ortodoxas se conoce como **imbibición** y es una condición *sine qua non* para permitir la germinación. Ahora bien, ¿de dónde proviene el agua que participa en esta imbibición?: (i) puede provenir del suelo (semillas de plantas creciendo naturalmente o bien muchos cultivos extensivos o en invernadero de cultivos protegidos, hortícolas etc.); (ii) de sustratos artificiales tales como vermiculita, perlita u otros, tal como el caso de los almácigos en cultivos que se pre-germinan antes de plantarlos (v.g. tomate u otras hortícolas), o (iii) del papel absorbente humedecido en una cápsula de Petri (v.g. en test de germinación en condiciones controladas en una estufa de cultivo). Un apropiado nivel de humedad (en el suelo, en sustrato artificial o en papel, según el caso) es de crucial importancia para una correcta imbibición.

¿Cuánta agua hay que aportar para permitir la correcta imbibición?: obviamente, depende de cada especie y del sistema que usemos, pero debemos recordar que una vez que le semilla se

rehidrate, se activará el proceso respiratorio en las células, por lo que es crucial permitir una correcta difusión de oxígeno. El agua que aportemos debe ser un compromiso entre permitir una imbibición adecuada, y por otro lado no impedir la entrada de oxígeno a la semilla (ver Figura 3.3). Esto último sucedería, por ejemplo, si ‘encharcamos’ el suelo o humedecemos en exceso el sustrato que utilizemos (en el agua hay mucho menos oxígeno que en la atmósfera).

Ahora bien, ¿qué fuerza impulsa al agua a entrar a la semilla y rehidratarla? La fuerza impulsora para la entrada del agua a la semilla es de naturaleza **mátrica**. ¿Qué quiere decir esto? Son fuerzas físicas de atracción de las superficies de partículas de tamaño coloidal (‘matrices’), tal como pueden ser las arcillas de un suelo o la celulosa en el caso de una semilla seca. Para entender las fuerzas mátricas podemos utilizar una analogía didáctica tomada de la vida cotidiana, y compararlas con una toalla que utilizamos para secarnos. Las fibras de algodón de una toalla (previamente seca) se hidrata al contacto con nuestro cuerpo mojado, y nos elimina humedad; de manera análoga, la semilla absorbe agua del entorno (suelo, sustrato), un proceso impulsado por esas fuerzas mátricas (no olvidemos que, en forma similar a la analogía de la toalla seca, una semilla ortodoxa tiene un bajo contenido de agua, solo entre un 5-10% de su peso). Una cosa importante a señalar es que la imbibición, al ser un proceso de naturaleza puramente física, no depende de que la semilla esté viva (‘viable’). O sea, una semilla muerta, igualmente puede embeberse por la acción de las fuerzas mátricas, pero obviamente no germinará (ver Figura 4.3).

En sentido amplio, la re-hidratación posee tres etapas, las cuales son mostradas en la figura 4.3. En una primera etapa, el peso fresco<sup>22</sup> de la semilla se incrementa por la imbibición, aumentando el nivel de humedad en los tejidos, lo cual permite el restablecimiento de la actividad metabólica. Luego sigue una segunda etapa en que el peso fresco de la semilla se mantiene estable (no ingresa agua extra; fase ‘lag’ o de latencia). Finalmente, hay una tercera etapa en que el ingreso de agua vuelve a incrementarse (aumenta el peso fresco de la semilla), lo cual se produce debido a un evento fundamental: la emergencia (salida) de la radícula (≈raíz embrionaria). Si somos estrictos, en términos técnicos la salida de la radícula marca la finalización de la germinación, siendo el período subsiguiente denominado ‘post-germinación’. Esto puede resultar un poco contra intuitivo en términos del sentido común, ya que la mayoría de la gente llama ‘germinación’ a la aparición de la radícula y al crecimiento de la plántula. Sin embargo, cuando la radícula emerge, la germinación ya finalizó. En la práctica agronómica a veces se llama a esto ‘germinación visible’, para distinguirla del proceso real de germinación, la cual fisiológicamente hablando es el restablecimiento del crecimiento de embrión (lo cual se desencadenó previamente a la salida de la radícula).

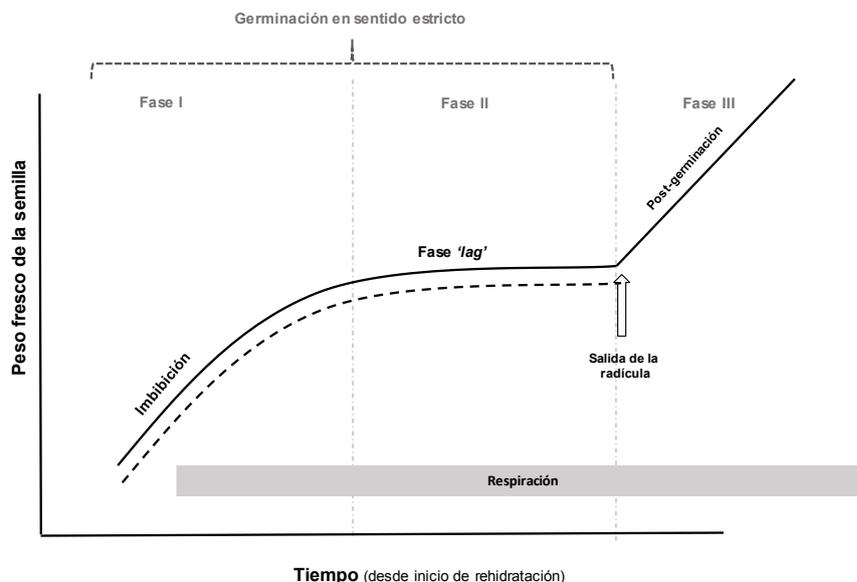
## Establecimiento de la plántula

---

<sup>22</sup> En fisiología vegetal, el término ‘peso fresco’ alude al peso total del órgano, con el nivel de humedad actual que tenga en ese momento. ‘Peso seco’, en cambio, es el peso del órgano una vez colocado en estufa a ≈60 °C durante un cierto tiempo (días), lo cual elimina toda el agua de los tejidos.

Llamamos 'plántula' al estado ontogénico en que el crecimiento depende total o parcialmente de las reservas seminales (hidratos de carbono, lípidos, proteínas). Morfológicamente, existen dos tipos de emergencia (salida) de plántula: (i) hipógea, en la que los cotiledones no salen al exterior y (ii) epígea, cuando lo que vemos de la plántula al emerger son los cotiledones. El ejemplo típico de este caso son muchas leguminosas tales como 'porotos', 'soja' etc.

**Figura 4.3**



*Nota.* Cambios en peso fresco (PF) de la semilla (reflejando principalmente, absorción de agua), desde el momento que comienza la re-hidratación, hasta el inicio del crecimiento de la plántula ('post-germinación'). Estrictamente hablando la imbibición ocurre en la Fase I. La germinación comprende las Fases I y II (la Fase III ya no se considera parte de la germinación). El aumento de PF que se observa en la Fase III se debe a una nueva entrada de agua debido a la salida de la radícula y crecimiento del embrión. La curva con línea punteada (- - -) muestra la imbibición de una semilla no viable (embrión total o parcialmente muerto: no hay fase III). Las líneas punteadas verticales (...) marcan los límites entre las fases. El rectángulo gris muestra cualitativamente las fases en que ocurre la respiración (ausente en la semilla no viable). Nótese que el consumo de oxígeno puede comenzar bastante tempranamente durante la imbibición: una hidratación excesiva (suelo o sustrato encharcado) puede comprometer la correcta oxigenación de los tejidos de la semilla<sup>23</sup>. En las diferentes fases ocurren diversos e innumerables procesos (metabólicos, a nivel génico) que son omitidos por cuestiones de simplicidad. (Elaboración propia).

La emergencia y el establecimiento de la plántula involucran profundos cambios a nivel histológico y de los órganos. La plántula que está aún enterrada en la oscuridad del suelo es

<sup>23</sup> Esto sería válido para especies 'mesófitas' (plantas terrestres de ambientes no extremos, como lo son muchos cultivos: no toleran ni la inundación ni la aridez). Por el contrario, en especies palustres (v.g. *Typha sp.*) la inundación y la hipoxia son condiciones óptimas para germinar.

blanquecina (o amarillenta), posee tallos muy elongados ('estirados') y blandos, hojas sin expandir y sin clorofila. Decimos que la plántula está en un estado 'etiolado'<sup>24</sup>. El pasaje a la vida autotrófica (*i.e.* realizando fotosíntesis) implica la expansión de las hojas, síntesis de clorofila (se vuelve de color verde), se diferencian los cloroplastos, el tallo se elonga menos y tendrá tejidos de sostén y de conducción constituidos etc. Decimos que la plántula sufrió el proceso de des-etiolación, un fenómeno regulado por la luz y que involucra cambios en la expresión de numerosos genes. A partir de ahora, la nueva planta está lista para fotosintetizar y así podrá comenzar su vida en forma autotrófica. La planta crecerá, algún día florecerá y dará semillas, cerrando el ciclo vital. Pero eso, es '*harina de otro costal*' y no es tema de este capítulo.

## Corolario

En definitiva, en este capítulo hemos caracterizado a la semilla y definido el concepto de germinación, describimos las causas que pueden impedirla (quiescencia y dormición), analizamos la longevidad y la viabilidad, dimos algunos *tips* para optimizar las condiciones de almacenamiento de semillas, describimos algunos de los tratamientos pre-germinativos, y discutimos el proceso de imbibición. En la Tabla 4.1 resumimos algunos de los conceptos discutidos en este capítulo.

Como reflexión final, diremos que a la hora de intentar la germinación de una especie de la cual no conocemos sus requerimientos, pensemos en las condiciones ecológicas que enfrenta esa semilla en la naturaleza: eso puede darnos indicios o 'pistas' acerca de qué tipos de tratamientos podemos aplicar para obtener germinaciones satisfactorias. Por citar un par de ejemplos de los muchos posibles: una especie que en su hábitat germina naturalmente en primavera luego del frío del otoño e invierno, puede hacernos sospechar que requiere estratificación para liberarla de la dormición. O una especie palustre requerirá probablemente condiciones de hipoxia e inundación etc.

### Tabla 4.1.

---

<sup>24</sup>El término 'etiolado' proviene del latín '*etio*' ≈ oscuridad.

Factor implicado (en la ausencia de germinación)	Terminología	Posibles acciones para resolverlo
Embrión parcial o totalmente muerto	Problemas con la viabilidad	Optimizar condiciones de almacenamiento Chequear antigüedad del lote de semillas
Embrión con ataque fúngico	Fitopatógenos a nivel seminal	Tratamientos con hipoclorito de sodio ('lavandina', 'lejía') o con funguicidas específicos para semillas
Falta de agua/agua insuficiente	Quiescencia (déficit de H <sub>2</sub> O)	Mejorar la humedad del sustrato/ suelo para permitir la correcta imbibición
Exceso de agua	Quiescencia (déficit de O <sub>2</sub> )	Permitir una imbibición adecuada sin encharcar el suelo/sustrato
Temperatura inadecuada	Quiescencia	Optimizar la T° de germinación, bibliográficamente o ya sea empíricamente (ensayo-error)
Cubierta dura y/o impermeable	Dormición física	Escarificación física (lijado, raspado) o química (ácido)
Relación GA/ABA desfavorable	Dormición fisiológica	- Postmaduración en seco (solo válido para dormición superficial) - Estratificación (almacenamiento húmedo a baja T°) - Aplicación exógena de GA
Presencia de inhibidores de naturaleza hidrosoluble	Dormición fisiológica	Eliminar inhibidores por lavado de semillas con agua (lixiviación, sumersión)
Embrión inmaduro	Dormición morfológica	Estratificación
Ausencia de luz	Fotoblastismo positivo	Germinación en la superficie del sustrato bajo luz natural, o bien aplicación de luz artificial (semilla embebida en todos los casos)

**Nota.** Resumen de varios temas tratados en este capítulo, donde se muestran diversas posibles causas de ausencia de germinación (1ra. columna), terminología específica (2da. columna) y posibles acciones para resolverlo (3ra. columna). Como se puede observar, se citan cuestiones tanto de falta de viabilidad como de quiescencia, dormición y fotoblastismo. GA = giberelinas. ABA = ácido abscísico. (Elaboración propia).

## Referencias

- Benech-Arnold R.I., Sánchez R.A., Forcella F., Kruk B.C. & Ghersa C.M. (2000). Environmental control of dormancy in weeds seed banks in soil. *Field Crops Reserach*, 67, 105-122.
- Castillo M.L.C., Bustamante R.O., Peña-Gómez F.T., Gutiérrez V.L., Reyes, C.A., Arredondo-Núñez A. & Marey M. (2013). Negative photoblastism in the invasive species *Eschscholzia californica* Cham. (Papaveraceae): Patterns of altitudinal variation in native and invasive range. *Gayana Botanica*, 70 (2), 330-336.
- Chahtane H., Kim W. & Lopez-Molina L. (2017). Primary seed dormancy: a temporally multilayered riddle waiting to be unlocked. *Journal of Experimental Botany*, 68(4), 857-869.
- Eynard C., Calviño A. & Ashworth L. (2020). *Cultivo de Plantas Nativas. Propagación y Viverismo de especies de Argentina Central*. Editorial Ecoval, 448 pp.
- FAO. 2014. *Genebank Standards for Plant Genetic Resources for Food and Agriculture*. Rev ed. Rome. Disponible on-line: [www.fao.org/publications](http://www.fao.org/publications).
- Funes G. & Venier P. (2006). Dormancy and germination in three Acacia (Fabaceae) species from central Argentina. *Seed Science Research*, 16, 77–82.
- Ghersa C.M, Benech-Arnold R.L. & Martinez-Ghersa M.A. (1992). The Role of Fluctuating Temperatures in Germination and Establishment of *Sorghum halepense*. Regulation of Germination at Increasing Depths. *Functional Ecology*, 6(4), 460.

- Hartmann H.T., Kester, Davies F.T. & Geneve R.L. (2014) *Plant Propagation. Principles and Practices*. 8va edición. Pearson Education Inc. 922 pp.
- Hilhorst H.W.M. (2007). Definitions and hypotheses of seed dormancy. En *Seed Development, Dormancy and Germination* (Bradford y Nonogaky eds.). Blackwell Publishing Ltd. Pp. 50-71.
- Montaldi E. (1995) Principios de Fisiología Vegetal. Ediciones Sur, 298 pp.
- Ortega-Baesa P. & Rojas-Arechiga M. (2007). Seed germination of *Trichocereus terscheckii* (Cactaceae): Light, temperature and gibberellic acid effects. *Journal of Arid Environments*, 69, 169-176.
- Raphael M.B., Chong K.Y, Yap V.B. & Tan H.T.W. (2015). Comparing germination success and seedling traits between exotic and native pioneers: *Cecropia pachystachya* versus *Macaranga gigantea*. *Plant Ecology*, 216(7),1019-1027.
- Sivori E., Nakayama F. & Cigliano E. (1968). Germination of achira seed (*Canna* sp.) approximately 550 years old. *Nature*, 219, 1269-1270.
- Solberg S., Yndgaard F., Andreasen C., von Bothmer R., Loskutov I.G. & Asdal, Å. (2020). Long-Term Storage and Longevity of Orthodox Seeds: A Systematic Review. *Frontiers in Plant Science*, 11, 1007.
- Souza R.P. & Valio, I.F.M. (2001). Seed Size, Seed Germination, and Seedling Survival of Brazilian Tropical Tree Species Differing in Successional Status. *Biotropica*, 33(3), 447-457.
- Taiz L., Zeiger E., Möller I.M. & Murphy A. (2018). *Plant Physiology and Development*. 6ta edición revisada. Sinauer, 896 pp.
- Zazula G.D., Harington R., Telka A.M. & Brock F. (2009) Radiocarbon dates reveal that *Lupinus arcticus* plants were grown from modern not Pleistocene seeds. *New Phytologist*, 182, 788-792.

# CAPÍTULO 5

## Estacas

*Gustavo Esteban Gergoff Grozeff y Daniel O. Giménez*

### Introducción

Uno de los métodos más tradicionales de la propagación agámica de las plantas es por medio de trozos de diferentes órganos (hojas, tallos o raíces) que nos permiten clonar un individuo, garantizando la homogeneidad genética de la progenie. Este concepto se rescatará en el Capítulo 6 de acodos, en donde al individuo que da origen a la progenie de clones se lo llama **ortet** y los individuos resultantes de esa propagación se los denomina **ramet** en su conjunto. El conjunto de **ramets** de un mismo **ortet** se lo denomina técnicamente **clon**.

### Un poco de historia...

Haciendo un poco de historia, o mejor dicho prehistoria, los primeros registros de que el hombre comenzó a recolectar los alimentos vegetales y animales datan de 50.000 años en el pasado, y que de 10.000 a 15.000 años atrás aparecen los primeros agricultores en la Creciente fértil en las antiguas Mesopotamia y Persia llegando hasta las costas del Río Nilo. Justamente estas poblaciones prehistóricas en diferentes partes del mundo cultivaban especies de plantas que se propagaban fácilmente a través de diferentes órganos, como son la división de matas, como son el banano, la caña de azúcar o a través de órganos especializados como la batata o la papa (esta última originaria de América del Sur, más precisamente Perú). Sin embargo, las estacas ganaron un protagonismo muy importante en la propagación de especies importantes para la dieta de estas poblaciones, difundiendo así ciertas especies como la vid, el olivo y el higo. No es de extrañarse que en la Biblia aparezcan numerosas referencias a estas especies, tanto en sus formas de propagación, cultivo o cosecha, como así también la expansión geográfica de estas especies en la Cuenca Mediterránea o inclusive en el Nuevo Mundo, América. A modo de anécdota, uno de los primeros cultivos que se desarrollaron en las Provincias del Río de La Plata, fueron las vides, acompañando a la liturgia cristiana en nuestro país. Dichas variedades de vides fueron introducidas desde el Alto Perú por medio del transporte de estacas, iniciando la vitivinicultura en la actual Provincia de Santiago del Estero.

## Tipos de raíces

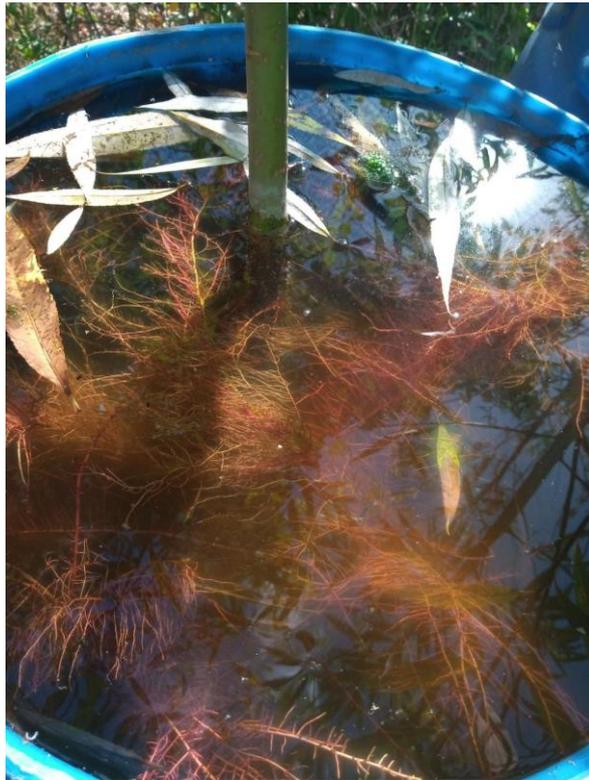
Como se ha mencionado en el Capítulo 2, existen diferentes tipos de raíces de acuerdo al meristema que les da origen: las raíces que provienen del embrión de la semilla se denominan raíces radicales, mientras que el resto de las raíces que se generan de otros órganos se las denomina adventicias. Estas raíces adventicias pueden a su vez tener dos orígenes diferentes, por un lado pueden ser **raíces preformadas** (como encontramos en muchas especies de *Ficus spp.*, *Cydonia spp.*, sauce (*Salix spp.*), mora (*Morus spp.*), álamo (*Populus spp.*), entre muchas otras especies), que con solo darles condiciones favorables de luz, humedad y temperatura, se promueve el crecimiento de estas raíces; o producto de **traumatismos o lesiones** sobre un determinado órgano. En las estacas puede haber raíces de estos dos tipos (Figuras 5.1 y 5.2).

**Figura 5.1.**



*Nota.* Raíces preformadas de *Cydonia oblonga* L. ("Membrillero") (izquierda) y de *Ficus carica* L. ("Higuera") (derecha) presentes en los tallos de dos años. Fotos tomadas en el Arboretum "Carlos Spegazzini" de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales UNLP. (Fuente propia).

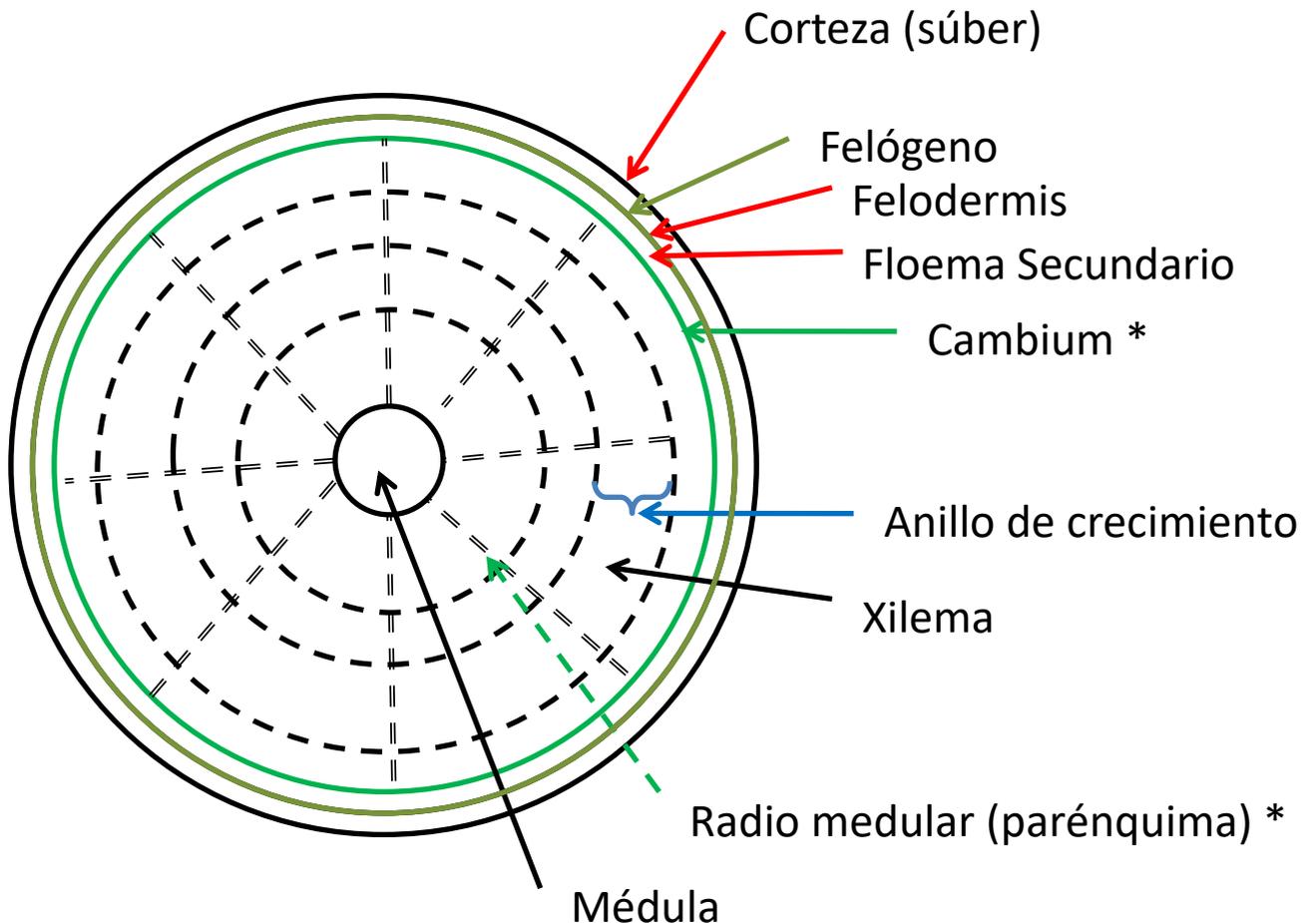
**Figura 5.2**



*Nota.* Raíces adventicias en *Salix spp.* ("Sauce") ante condiciones de anoxia por inundación. Foto tomada en el Instituto de Fisiología Vegetal CONICET-UNLP. (Fuente propia).

Si consideramos el proceso natural, una vez realizado el corte se produce una multiplicación de las células vivas de la estaca que dan origen a un tejido de cicatrización, conformado por células parenquimatosas de paredes delgadas y sin diferenciar tejidos. Este tejido de cicatrización cumple la función de no permitir la desecación al resto de la estaca, evitando la muerte del tejido. Por otro lado, al cabo de un determinado tiempo (una semana o más, según la especie y condiciones ambientales) comienzan a generarse los primordios de raíces que se pueden originar a partir del cambium o de los radios medulares, ambos tejidos vivos en el caso de las estacas de tallo. Una vez generados los iniciales de raíces, se produce la emergencia de las raíces adventicias propiamente dichas que pueden aparecer en la zona de corte o encontrando otros sitios a atravesar como las lenticelas.

Figura 5.3



*Nota.* Representación gráfica de un corte transversal de un tallo leñoso. Aquí se destacan con flechas los diferentes tejidos que los componen. Sólo el **cambium** y los **radios medulares** son capaces de generar primordios radicales (destacados con asterisco en el gráfico). Los dos tejidos meristemáticos secundarios son el cambium y el felógeno, que determinan el crecimiento en diámetro de los tallos en especies leñosas. Los radios medulares y la médula están formados por células parenquimáticas que están poco diferenciadas. (Elaboración propia).

En el caso de las raíces adventicias preformadas, estas permanecen en los tallos en estado de dormición hasta que se dan las condiciones favorables para la brotación, las cuales discutiremos más adelante en este capítulo (Figura 5.2).

## Tipos de estacas

Las estacas se clasifican de acuerdo al órgano que les da origen, y las mismas pueden ser:

- de Tallo
- de Raíz
- de Hojas

La estaca de tallo es un segmento caulinar con varias yemas (o al menos una), generalmente laterales, aunque existen casos que puede llegar a portar la yema terminal y tienen la capacidad de regenerar una planta completa, formando el sistema radical adventicio (preformado o traumático) en un tiempo variable a partir de diferentes tejidos (cambium o radios medulares), y a partir de sus yemas vegetativas reconstituir la parte aérea.

Las estacas de hoja pueden poseer una parte de la lámina o la lámina completa con su pecíolo, con una yema o que genere yemas adventicias (Figura 5.4), mientras que las estacas de raíz pueden ser porciones de 5 a 10 cm que poseen yemas adventicias. Por este último método se pueden propagar muchas especies que poseen raíces gemíferas, es decir aquellas especies que generan brotes a partir de yemas en las raíces, como es el caso de ciertas especies de álamo (e.g. *Populus alba*; *P. deltoides*, etc.).

**Figura 5.4**



*Nota.* Multiplicación por medio de estacas de hojas en *Begonia spp.* Foto tomada en el Vivero Di Carlo de La Plata. (Fuente propia).

**Figura 5.5**



*Nota.* A la izquierda se puede observar un estaquero de diferentes clones de *Populus spp.* ("Álamo") y a la derecha un detalle de las ramas de madera que generará el mismo hasta el otoño. Cabe aclarar que en las especies forestales, las estacas pueden ser de 50 cm o más debido a que deben ser llevadas directamente al marco de plantación definitivo en el monte. Foto tomada en la Estación Experimental Julio A. Hirschhorn (Curso de Silvicultura, FCyF UNLP). (Fuente propia)

De las tres formas de propagación por estacas, las más comunes son las de tallo, el cual debe estar constituido por la mínima unidad, el fitómero, formado por al menos un nudo, con su yema axilar de hoja, y dos porciones de entrenudos (ver Capítulo 2). Las estacas de tallo a su vez pueden dividirse de acuerdo a su grado de lignificación, es decir que poseen una consistencia:

- Herbáceas: corresponden a brotes herbáceos que poseen yemas y hojas (Figura 5.4)
- Semi-Leñosas: corresponden a porciones de tallos lignificados, pero que poseen hojas adheridas a ellos
- Leñosas: De las tres, ésta es la más difundida en la propagación de especies arbóreas y arbustivas (Figura 5.5).

## Factores que condicionan el éxito del enraizamiento

En esta sección haremos un breve resumen de los diferentes factores que condicionan el enraizamiento a nivel general, por lo que dichos conceptos pueden extrapolarse a estacas o acodos (ver Capítulo 6 de acodos).

A nivel general, dichas condiciones de éxito se deben dividir en tres: Condiciones de la planta madre, de la estaca o acodo en sí y del manejo viverístico realizado.

La **planta madre** productora de estacas o acodos deberá reunir ciertas características para garantizar el enraizamiento:

- Edad ontogénica. Topótesis.

Recordemos que las plantas jóvenes en su desarrollo presentan una mayor capacidad de crecimiento y a su vez naturalmente poseen una mayor concentración de factores que estimulan la generación de raíces adventicias. A medida que la planta crece y se desarrolla, comienzan a ocurrir ciertos cambios epigenéticos que estimulan la generación de flores y frutos, típicos de la fase adulta de la planta, ver Capítulo 3. En el caso de muchas especies arbóreas estos estados conviven simultáneamente en una planta adulta, observándose por ejemplo en los cambios de la forma y disposición de las hojas o la presencia de espinas (típicas de las formas juveniles de la especie) (Figura 5.6). Es por ello que para la producción de estacas se prefieren plantas ontogénicamente jóvenes, debiéndose mantener en ese estado en forma continua con la ayuda de herramientas como son la poda, la fertilización y el manejo de la competencia por la luz de las plantas, que desarrollaremos en los siguientes apartados.

**Figura 5.6**



*Nota.* Presencia de espinas en una planta madre de estacas del portainjerto San Julián GF 655/2 (*Prunus insistitia* L.). Foto tomada en la Estación Experimental Julio A. Hirschhorn (FCAYF-UNLP). (Fuente propia).

#### **Edad Cronológica del material. Tipo de Rama**

Con respecto a la edad cronológica de la rama influye fuertemente en la generación de raíces. En la mayoría de los casos, el último crecimiento anual de los tallos es el más adecuado, siendo éste de muy fácil identificación ya que posee yemas axilares y apical (Figura 5.7). Este punto es de vital importancia, ya que la madera de dos o más años en las leñosas comienza a acumular lignina y se forma una capa de esclerénquima que dificulta la salida de los primordios de raíces. En otros casos, como es en las vides, se prefieren combinar porciones de tallo de uno y dos años en una misma estaca.

**Figura 5.7**



*Nota.* Plantas del portainjerto San Julián GF 655/2 (*Prunus insistitia* L.) con una gran abundancia de ramas de madera y unas pocas brindillas en la base. Foto tomada en la Estación Experimental Julio A. Hirschhorn (Curso de Fruticultura - FCAyF-UNLP). (Fuente propia).

Por otro lado, cuando se observa una planta productora de estacas, puede observar de mayor a menor vigor tres tipos de ramas: las chuponas, las ramas de madera y las brindillas de madera. Las primeras son ramas excesivamente vigorosas que han consumido todos los carbohidratos en la generación de leño secundario y se encuentran desequilibradas en su relación Carbono/Nitrógeno (poseen mucho nitrógeno en comparación al carbono); también poseen una gran cantidad de ramificaciones y tienen una longitud mayor a 1 metro. Como ya se podrá estar anticipando este tipo de ramas no son las más adecuadas. En el otro extremo contamos con las brindillas, que son ramas muy finas (menores a 0,5 cm de diámetro) y de una longitud de entre

20 y 30 cm que generalmente se encuentran en zonas bajas de la planta madre y por lo tanto mal nutridas y iluminadas. Las brindillas por su poca capacidad fotosintética de acumular azúcares y la prematura abscisión de las hojas a fines de verano-principios de otoño, tampoco son las adecuadas para aumentar el éxito en el enraizamiento. Finalmente nos quedan las **ramas de madera**, que son ramas vigorosas de aproximadamente 1 cm de diámetro (similar al diámetro de un lápiz) y de 80 a 100 cm de longitud, careciendo de ramificaciones. A partir de estas ramas de madera obtendremos nuestras estacas, que estarán balanceadas en su nutrición y por ende en su relación Carbono/Nitrógeno (poseen una alta relación con mucho carbono disponible y moderado contenido de nitrógeno); vale decir una gran cantidad de carbono en forma de carbohidratos de reserva y una adecuada cantidad de nitrógeno (sin llegar a un exceso). En la Figura 5.8 se pueden observar los tres tipos de ramas y una escala aproximada a la izquierda.

**Figura 5.8**



*Nota.* Tipos de ramas que se pueden encontrar en plantas madre productoras de estacas del portainjerto Marianna GF 8-1 (*Prunus cerasifera* × *Prunus munsoniana*). A la izquierda podemos observar una rama chupona con un excesivo crecimiento y abundancia de ramas laterales anticipadas, no siendo las más adecuadas para la multiplicación. En el centro observamos ramas de madera con buen diámetro y longitud, siendo estas las óptimas para la producción de estacas. Finalmente a la derecha observamos brindillas débiles que no poseen una adecuada relación C/N y por ende su porcentaje de enraizamiento es bajo. (Fuente propia).

### Condiciones Fisiológicas

Como se ha mencionado en el apartado anterior, la relación Carbono/Nitrógeno influye fuertemente sobre el éxito del enraizamiento en las distintas ramas, prefiriéndose la **rama de madera**. Para mantener este balance nutricional en un óptimo, se debe recurrir a podas muy intensas que favorezcan la generación de ramas vigorosas de la zona juvenil de la planta madre, y regulando la fertilización nitrogenada. Este último punto se logra disminuyendo la distancia entre plantas para aumentar la competencia de los recursos en el suelo, pero favoreciendo la penetración de luz que favorecerá el proceso fotosintético y por ende el contenido de carbohidratos. Por otro lado, las fertilizaciones nitrogenadas (generalmente sales de nitrato y amonio) deben ser moderadas, para evitar la generación de un excesivo vigor en las plantas.

### Manejo: Planificación de la plantación

Una vez definido el clon a multiplicar, es importante hacer un manejo adecuado de las plantas madre (Figura 5.9). Aquí sólo se describen algunos puntos a tener en cuenta:

- En el caso de variedades vigorosas, se recomienda un distanciamiento de plantas que puede ser de 1,5 a 2 metros entre plantas.
- En el caso de variedades enanizantes, con un porte aún menor, las distancias de plantación pueden llegar a los 0,5 m.
- Las fertilizaciones nitrogenadas deben realizarse de forma moderada a la entrada del otoño, ya que en ese momento las raíces se encuentran en activo crecimiento, pudiendo aprovechar el fertilizante que es incorporado a la planta, favoreciendo el crecimiento de los nuevos brotes en primavera.
- De manera general, las plantas más vigorosas darán más cantidad de estacas, mientras que las enanizantes darán un menor número, pero que podrán ser compensadas con un aumento de la densidad de plantación.
- Al igual que el resto de las plantas madre, los estaqueros deben estar en lugares aislados de otras especies emparentadas, a los fines de evitar la propagación de plagas y enfermedades. En casos extremos se recomienda la ausencia de polinizadores en la zona en un radio de acción de al menos 400 metros (para las variedades de polinización entomófila; en las especies anemófilas las distancias pueden llegar a ser mayores) y de ser necesario, debería estar presente alguna cortina forestal (ver el último capítulo).
- Las plantas madre productoras de estacas se mantienen en juvenilidad por muchos años, envejeciendo en esta misma fase ontogénica. La senescencia de las plantas se evidencia por una notable baja en el vigor o el secado repentino de las ramas. Es por ello que al cabo de una determinada cantidad de años (muy variable entre especies y clones), se planifique el reemplazo del plantel de plantas madre con material certificado libre de plagas y enfermedades.

**Figura 5.9**



*Nota.* Plantas madre de estacas separadas a 1,5 metros entre plantas. La entrecalle puede tener una dimensión mayor. Con la ayuda de las podas favorecemos la generación de ramas vigorosas en estado juvenil. Fotografía tomada en la Estación Experimental Julia A. Hirschhorn (Curso de Fruticultura, FCAyF UNLP). (Fuente propia).

### **Podas formación y conducción de las plantas madre**

La forma tradicional en la que se forman las plantas madre de estacas es en seto bajo, muy similar a la forma de un vaso clásico, conteniendo brazos muy cortos que salen de un eje único (Figura 5.10). Cada ramificación es conducida con podas muy intensas, dejando dos yemas por rama. De esta manera garantizamos dos procesos:

- Generación de brotes vigorosos en la zona de corte
- Aseguramos que la planta se mantenga en forma continua en fase juvenil <sup>25</sup>

En la Figura 5.11 se puede observar el detalle de una poda a "pitón" dejando dos o tres yemas por rama recortada. También se puede observar en segundo plano la presencia de espinas, dándonos un indicio que la planta se encuentra en fase juvenil. En otras especies se puede llegar a observar dimorfismo foliar, es decir diferentes hojas en la misma planta en los sitios donde prevalece la fase juvenil y en donde está presente la fase adulta.

Cabe aclarar en este punto, que las podas intensas sólo retrasan el proceso ontogénico, por lo que las plantas con el paso del tiempo pueden adquirir la capacidad de florecer (fase de

---

<sup>25</sup> Cabe aclarar que las podas intensas, en la gran mayoría, mantienen a las plantas en la zona de la fase juvenil, caracterizada por crecimientos vigorosos y alto porcentaje de éxito en el enraizamiento. Podas suaves o nulas favorecen naturalmente el avance en las fases ontogénicas, desembocando en la floración y fructificación, disminuyendo de esta manera la presencia de promotores del enraizamiento.

transición). Por lo general, las plantas madre productoras de estacas envejecen en la misma fase juvenil, evidenciándose en una baja en el vigor de las mismas y muchas veces secándose repentinamente.

Las plantas se mantienen en forma de seto bajo, impidiendo que tomen altura deteniendo el tiempo ontogénico en la fase juvenil. Para inducir la renovación del bloque de plantas madre, se puede estimular la generación de brotes adventicios que se encuentran cerca de la base de la planta asegurándose la regresión ontogénica juvenil en el tiempo. Estas podas de rejuvenecimiento pueden ir acompañadas de una fertilización nitrogenada moderada.

**Figura 5.10**



*Nota.* Plantas del portainjerto San Julián GF 655/2 (*Prunus insistitia* L.). A la izquierda se puede observar una planta sin podar con numerosas ramas de madera y a la derecha se observan las mismas plantas después de la poda, manteniendo la forma de seto bajo. (Fuente propia).

**Figura 5.11**



*Nota.* Las podas se realizan a "pitón", es decir se hace un recorte muy severo de las ramas del año dejando dos yemas. Con esta labor se garantiza que las plantas se mantengan en estado de juvenilidad, favoreciendo así la generación de ramas vigorosas que tengan capacidad de enraizamiento. (Fuente propia).

## En la estaca

### Época de recolección

Desde un punto de vista fenológico (el estudio de las repercusiones del clima sobre fenómenos de ritmo periódico de los seres vivos), el fenómeno de dormición puede ser definido como la ausencia de crecimiento visible; sin embargo, esta definición no toma en cuenta los fenómenos transicionales que ocurren a nivel fisiológico en las plantas. Es por ello que para definirla correctamente deberíamos definir a la **dormición** como el estado en el cual un órgano determinado baja su actividad metabólica (respira menos, por ejemplo). Desde un punto de vista más fisiológico, se lo define como aquel proceso que constituye en forma programada (genéticamente) la inhabilidad de crecimiento de un meristema vegetal (primarios y secundarios), proceso que se manifiesta ante condiciones desfavorables del ambiente (aunque no siempre). Vale decir que los órganos pasan por distintos estados transicionales determinados por diferentes factores endógenos y exógenos. En forma resumida el proceso fisiológico de la entrada en dormición se da por el efecto del acortamiento de los días en el otoño, lo que produce una disminución de los promotores de la brotación y de la tasa respiratoria. Por otro lado, aumenta el contenido del ácido abscísico y de otros inhibidores. Una vez transcurrido un determinado tiempo en el cual las bajas temperaturas (entre 4 y 7 °C son las más efectivas)

ayudan en la degradación del ácido abscísico y con el advenimiento de la primavera y el alargamiento de los días, se produce una nueva síntesis de otras hormonas que promueven la brotación, que son las giberelinas, las auxinas y las citoquininas (Figura 5.12).

**Figura 5.12**



*Nota.* Procesos fisiológicos fundamentales que anteceden y preceden al proceso de dormición en vegetales. En condiciones de días cortos aumenta el contenido de ácido abscísico y los inhibidores de la brotación, disminuyendo la tasa respiratoria. A la salida del invierno, ya sin o con poco ácido abscísico, por degradación a 4-7°C, los días se alargan y aumenta el contenido de giberelinas, citoquininas y más tardíamente auxinas, junto con la tasa respiratoria, recuperando la actividad vegetativa. Cabe aclarar que estos procesos se encuentran genéticamente controlados y su desarrollo en detalle excede a los límites de este libro. (Elaboración propia).

Es por ello que las dos épocas en las cuales podemos hacer la recolección de las estacas se ubican en estos dos extremos:

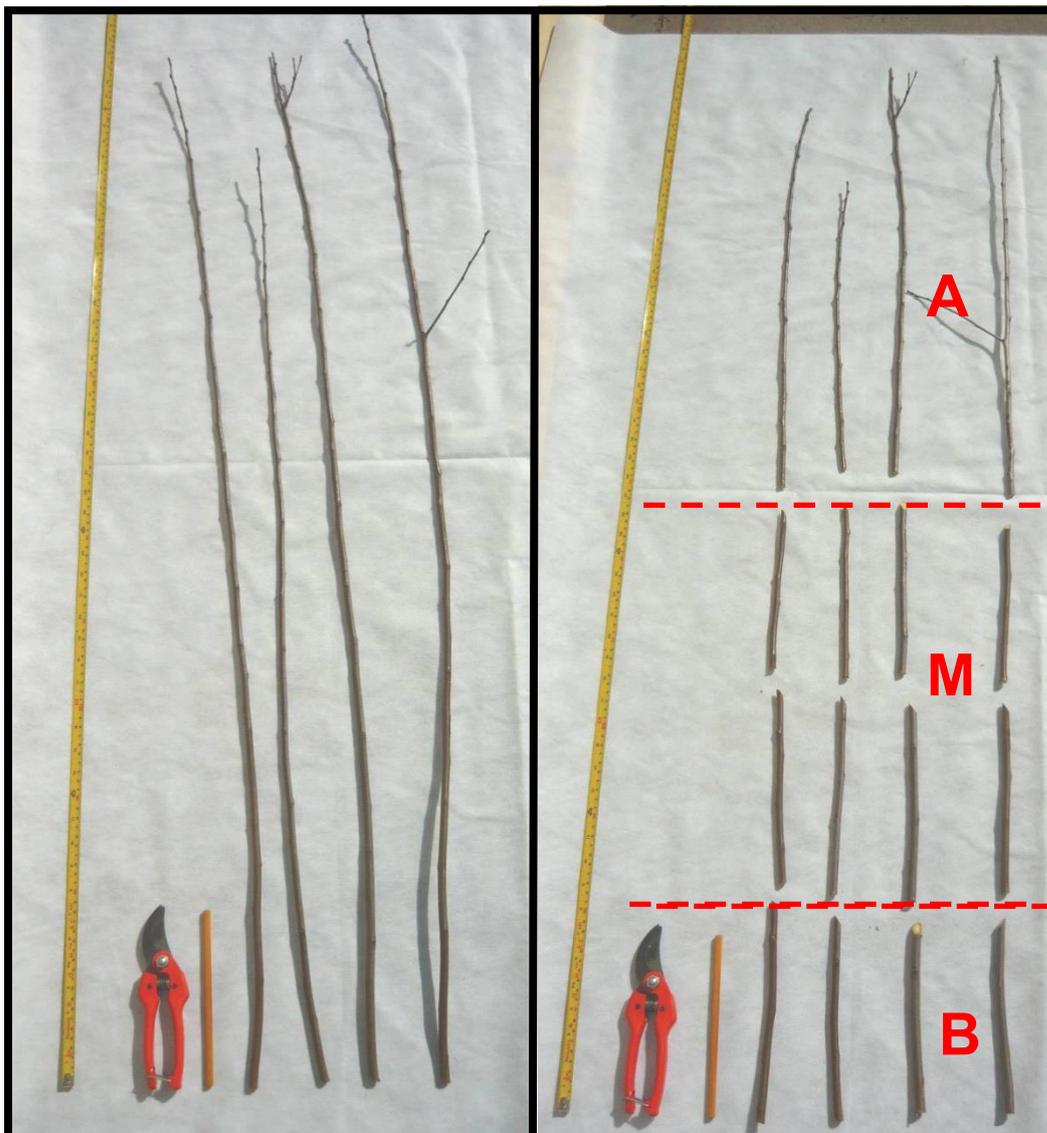
- Al comienzo del reposo, denominándose "**Otoñales**" (marzo-abril para el Hemisferio Sur), cuando el fotoperíodo se acorta (Figura 5.12).
- Al finalizar el reposo pero antes de la brotación, denominándose "**Preprimaverales**" (julio-agosto para el Hemisferio Sur), cuando el fotoperíodo se alarga (Figura 5.12).

A pesar de que la gran mayoría de los viveristas prefieren la recolección de estacas otoñales, numerosos trabajos en propagación de frutales han demostrado que no existen diferencias en el porcentaje de enraizamiento en estas dos épocas. Sin embargo, siempre es bueno aclarar que dependiendo de la especie que se pretenda propagar, es necesario hacer las pruebas pertinentes con ensayos repetibles que permitan llegar a conclusiones fiables.

## **Porción de la rama**

Si consideramos a la rama del año de una planta leñosa como la productora de estacas, y las dividimos imaginariamente en tres tercios iguales, podremos identificar tres secciones, a saber: apicales, mediales y basales. En la gran mayoría de los casos, las estacas apicales son las que poseen menor porcentaje de enraizamiento, mientras que las basales son las que poseen una mayor eficiencia en generar nuevas plantas; mientras que las intermedias pueden presentar comportamientos dispares. Cabe aclarar que para toda regla hay excepciones, como es el caso de ciertas especies de portainjertos de cerezo en donde las estacas herbáceas apicales son las que presentan un mayor porcentaje de enraizamiento (Figura 5.13).

Figura 5.13



Nota. A partir de las ramas de madera (nótese que el diámetro es similar al de un lápiz) se procede al corte de las estacas que en el caso de los frutales es de aproximadamente 20 cm (longitud de una tijera de poda aproximadamente), separando las estacas basales (B), mediales (M) y apicales (A). Estas últimas son las que se descartan y dependiendo de la capacidad de enraizamiento de la especie se decide si se utilizan solo basales o basales y mediales. (Fuente propia).

Otras veces se puede observar que en tallos de dos años se produce una acumulación de hidratos de carbono que facilitan el proceso de enraizamiento, como es el caso de muchas vides, cuyas estacas se encuentran constituidas por madera del año que porta las yemas y por una porción de madera de segundo año, denominada comúnmente en el ámbito viverístico como "talón".

En el caso de anticipar la cosecha de las "guías" (ramas enteras del último año de crecimiento), las mismas se pueden conservar en recipientes con agua con el fin de no perder el agua de los tejidos, garantizando así la supervivencia de las futuras estacas (Figura 5.14).

**Figura 5.14**



*Nota.* En el caso de adelantar la cosecha, se debe evitar la desecación de las guías que darán origen a las estacas. Se pueden almacenar temporalmente en algún depósito con agua manteniendo la humedad en la parte basal hasta la realización del corte de las estacas. También manteniendo las estacas en agua podemos disminuir la concentración de los inhibidores del enraizamiento, que son casualmente hidrosolubles. (Fuente propia).

## **Manejo y acondicionamiento de las estacas**

Dependiendo de la longitud, de cada rama de madera se pueden extraer de 3 a 4 estacas de 20-30 cm cada una en el caso de los frutales, con dos o más yemas. En función de su diámetro, se armarán manojos de 50 a 100 estacas.

En el caso de especies forestales como los álamos, sauces o fresnos, las estacas pueden tener mayores longitudes llegando en algunos casos a más de 50 cm, denominándose

estacones. En ciertos casos, si se quiere garantizar la plantación, se pueden llevar a campo las guías completas (rama perteneciente al crecimiento del último año con sus yemas completas, incluyendo la apical). Cabe destacar que los frutales y otras especies ornamentales leñosas van a la fila de vivero como paso previo a la plantación, siendo la fila un lugar protegido, por lo que no se requieren estacas demasiado grandes; sin embargo, la inmensa mayoría de las especies forestales son llevadas directamente a la plantación definitiva, requiriendo de esta manera estacas más grandes que aseguren la supervivencia y establecimiento de los individuos.

Además de la longitud de las estacas, es fundamental realizar cortes netos con tijeras bien afiladas, garantizando de esta manera una rápida cicatrización, dando lugar a la formación del callo (Figura 5.15).

Otro punto importante es mantener la **polaridad**, vale decir, respetar el sentido de crecimiento de las estacas. Este efecto es debido a la dirección en que migran las auxinas hacia la base de las plantas (el transporte de auxinas en las plantas es polar por la ubicación de los transportadores de esta hormona) (ver Capítulo 3), teniendo de esta manera las raíces un crecimiento con gravitropismo positivo (crece hacia abajo) y las yemas que darán los brotes, un gravitropismo negativo (crecimiento hacia arriba).

En general el corte basal se realiza en forma transversal y el apical a bisel, para una mejor identificación de la polaridad, cuando se trabaja con una gran cantidad de material en el vivero (observar el detalle de las estacas en la Figura 5.15).

Una vez recolectada la estaca, clasificada y agrupada en manojos identificados es conveniente colocarla en incubación cálida por no más de 15 días a una temperatura de entre 15°C y 18°C. Esto se logra a temperatura ambiente dependiendo de la época, conservando la humedad con papel de periódico mojado y envuelto en bolsas de polietileno. De esta manera se estimula la formación del callo cicatricial y en ciertos casos hasta la generación de primordios de raíces. En el caso de las estacas otoñales, las mismas pueden ser llevadas a la **fosa de estratificación**, es decir un lugar **temporario** de poca profundidad en la tierra que garantice las condiciones de humedad y temperatura por el término de 15 a 30 días (Figura 5.16). Una vez pasado ese período, las estacas pueden permanecer en la fosa de estratificación o pasar a la fila de vivero donde acumularán el requerimiento necesario de frío (tiempo necesario a temperaturas de entre 4 y 7 °C) para que las yemas superen la dormición interna y broten finalmente en primavera.

Figura 5.15



*Nota.* Recolección de estacas. Es fundamental que el atado tenga estacas de diámetro similar, separando inclusive las basales de las mediales. Los atados pueden ser de 50 o 100 estacas, dependiendo del tamaño. Es muy importante la identificación del material con etiquetas de estireno u otro material plástico (si es posible con colores diferentes) y rotuladas con lápiz (el grafito no se borra con la humedad ni el sol) identificando clon y fecha de recolección. Las especies que requieren de frío para eliminar los inhibidores de la brotación pueden llevarse a la **fosa de estratificación**. (Fuente propia).

Figura 5.16



*Nota.* Estacas otoñales recolectadas de la fosa luego de 20 días en estratificación cálida. Nótese la presencia de callos cicatriciales que evitarán la pérdida de agua de los tejidos. Estas estacas luego pueden ser llevadas a la fila de vivero o permanecer en la misma fosa hasta la primavera para acumular las horas de frío (este requerimiento se da en especies caducifolias). (Fuente propia).

En el caso de especies o clones de fácil enraizamiento, se puede utilizar la recolección otoñal, no siendo necesaria la incubación cálida. Los manojos de estacas pueden ser llevados directamente a la fosa de estratificación o a la fila de vivero.

En el caso de las estacas **preprimaverales**, los plazos para la formación de callo y las raíces se acorta notablemente, llegando en muchos casos a brotar las yemas apicales en forma simultánea (Figuras 5.17 y 5.18). En estos casos se recomienda la incubación cálida, pero

restringida a una semana aproximadamente. El material pasa así a las filas de vivero, pero debiendo tener cuidado con la desecación de los brotes herbáceos. Este método ha sido probado con éxito en clones de difícil enraizamiento, pero aún no se encuentra muy difundido en el medio viverístico.

**Figura 5.17**



*Nota.* Ejemplo de estacas preprimaverales del portainjerto Marianna GF 8/1 (*Prunus cerasifera* × *Prunus munsoniana*). El proceso de incubación cálida es más corto y las estacas rápidamente brotan. Nótese en la base de las estacas la presencia del callo cicatricial. (Fuente propia).

**Figura 5.18**



*Nota.* Callos y primordios radicales en la parte basal de estacas del portainjerto Marianna GF 8/1 (*Prunus cerasifera* × *Prunus munsoniana*). Este portainjerto es de muy fácil enraizamiento y se adapta a suelos pesados. (Fuente propia).

## **Efecto de las incisiones y otras técnicas**

Además de la época de obtención de las estacas y de la incubación cálida, las estacas de difícil enraizamiento pueden recibir otros tratamientos.

Una de las técnicas son las incisiones basales que se pueden hacer con una navaja o algún otro elemento cortante. De esta manera se genera una vía para la salida de los primordios radicales en estacas de madera con abundante esclerénquima en estacas de dos años, por ejemplo.

Por otro lado, la generación de heridas induce la síntesis de ácido indol-3-acético (perteneciente al grupo hormonal de las auxinas) que estimula la producción de masas de callos abundantes, rizogénesis, regeneración de tejidos de conducción y formación de más tejido de cicatrización. Ciertos estudios han determinado que con las incisiones se genera también la hormona etileno, que en una primera etapa estimula la rizogénesis. Sin embargo, aplicaciones posteriores pueden tener el efecto inverso, pero estimula la cicatrización a través de la síntesis de suber (corcho), como en la abscisión de las hojas.

Otra de las acciones que se pueden llevar a cabo es la provisión de calor desde la base, generando temperaturas de 23 a 27 °C en la base de la estaca y manteniendo temperaturas de 21 °C en la parte aérea. En la jerga viverística, este tipo de equipamiento se los denomina "**cama caliente**", consistiendo en una bandeja que contiene el sustrato y por debajo circula agua caliente

por medio de una serpentina. De esta manera se aseguran buenas condiciones para el enraizamiento de especies de difícil propagación como son las especies ornamentales o ciertas especies productoras de flores de corte.

En el caso de la propagación por acodos, que será tratado en el Capítulo siguiente, otra de las técnicas que pueden mejorar la rizogénesis es la utilización de ataduras o torniquetes. El fundamento de esta técnica es limitar el transporte de fotoasimilados procedentes de la parte aérea y se concentren en un determinado punto. Esto ayuda a que la concentración de carbohidratos provea de energía disponible para el proceso de multiplicación celular en los primordios radicales.

Continuando con el tema del flujo de fotoasimilados, cabe destacarse que las estacas con hojas (herbáceas y semileñosas) son también una fuente de energía y también de hormonas naturales para el enraizamiento como son las auxinas, que serán tratadas en el próximo apartado.

## Control hormonal en la rizogénesis

El proceso de rizogénesis involucra diferentes pasos, entre los cuales a medida que progresaron las investigaciones, se fueron descubriendo los factores y compuestos que desencadenaban dicho proceso. Hoy se sabe que las **auxinas**, como grupo hormonal, son las principales desencadenantes del proceso de enraizamiento, precedidas por la emisión de una molécula señal, el **óxido nítrico**, junto con otra hormona, el **etileno**.

Como ya se ha mencionado en el Capítulo 3, la auxina natural más frecuentes en vegetales es el ácido indol-3-acético (más conocido por sus iniciales AIA). El AIA se transporta por la planta en forma basípeta (polar) y se sintetiza en los órganos de rápido crecimiento, como yemas u hojas jóvenes, heridas y embriones en formación. Cabe destacar que el AIA es también fotosensible, por lo que, con la presencia de luz, se degrada y por ende pierde su acción biológica. Este punto es importante, ya que en el caso de hacer enraizar una estaca o favorecer la generación de raíces en los acodos, es necesario aislar los tejidos de la luz. A este proceso se denomina **ahilamiento**.

Por otro lado, las plantas poseen sistemas que controlan la concentración de las auxinas "activas" en las plantas, para coordinar, por ejemplo, el crecimiento y la arquitectura de las plantas. Los vegetales pueden "inactivar" las auxinas uniéndolas a otros compuestos (como por ejemplo azúcares y aminoácidos), para que, en el caso de ser necesario, puedan ser convertidas a la forma "activa". También poseen sistemas en los cuales las formas generadas no pueden ser reconvertidas nuevamente a las formas "activas", la actividad de la enzima AIA oxidasa la oxida, por lo que las mismas son degradadas de forma irreversible. Esta enzima se sintetiza en presencia de AIA, y es por estos motivos que en los casos de querer aumentar la concentración de auxinas "libres", se han sintetizado de forma artificial diferentes compuestos análogos a las auxinas, denominados **reguladores auxínicos**, que no son degradados por ella.

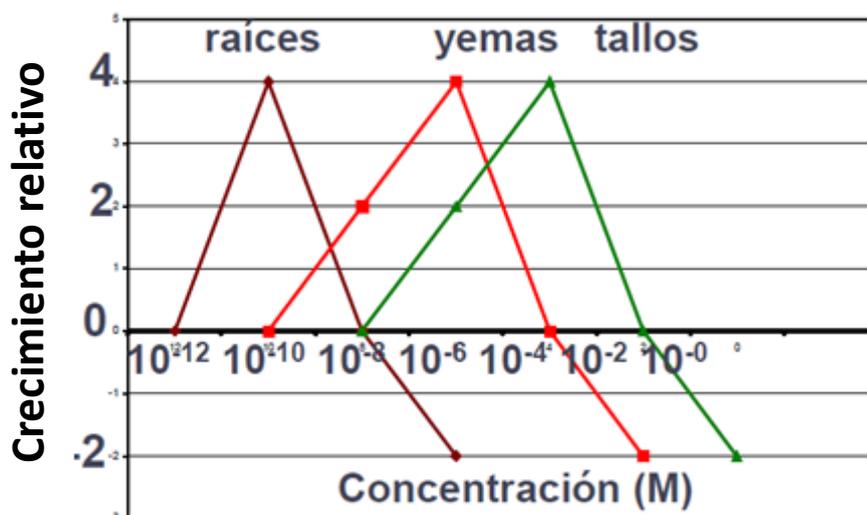
Dentro de los reguladores auxínicos se mencionan sólo algunos de los más utilizados en el ámbito de la propagación vegetal:

- Ácido indol-3-butírico (IBA): Además de ser uno de los reguladores más usados para la propagación de leñosas, la misma molécula es sintetizada naturalmente por ciertas especies vegetales.
- Ácido naftaleno-3-acético (ANA): Muy utilizado en especies que no presentan respuesta al IBA.
- Ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D): Es uno de los reguladores auxínicos más potentes en cuanto a las respuestas fisiológicas. Se lo ha diseñado originalmente como un herbicida selectivo para plantas de "hoja ancha" (Dictotiledóneas), sin afectar las gramíneas, pero en bajas concentraciones (1 o 2 ppm) puede ser utilizado con mucha eficiencia para el enraizamiento de estacas.

Por último, una vez seleccionado el regulador a utilizar para nuestra especie y cultivar, nos queda determinar la concentración a la cual debemos aplicar. Para esto debemos retomar un concepto fundamental de las hormonas: dependiendo de la concentración de una determinada hormona en su forma libre, puede estimular o inhibir una respuesta fisiológica, presentando una típica forma de campana gaussiana (es decir, presenta un mínimo, un óptimo y nuevamente otro mínimo) y eso dependerá del órgano seleccionado, ya que diferentes órganos presentan sensibilidades diferentes a diferentes concentraciones.

En la Figura 5.19 se puede ver la respuesta relativa de la concentración de las auxinas de acuerdo a la sensibilidad diferencial de los diferentes órganos: las raíces, por ejemplo, son más sensibles a concentraciones menores que las yemas y los tallos; y a su vez concentraciones promotoras del crecimiento de las yemas pueden ser inhibitorias de las raíces.

Figura 5.19



*Nota.* Efecto de las auxinas de acuerdo a la sensibilidad diferencial de los diferentes órganos vegetales respecto de la concentración de la hormona, influenciando el crecimiento de cada órgano individual. (Elaboración propia).

Una vez definida la concentración óptima, sólo queda definir la forma de aplicación de los reguladores, existiendo en el ámbito viverístico tres métodos:

### Solución

Es justo recordar que los reguladores auxínicos en general son poco solubles en agua, pero sí son solubles en soluciones etílicas diluidas al 30 % v/v. Una vez disueltas las auxinas, pueden llevarse a la concentración final diluyendo con agua. El método en solución es uno de los más utilizados y puede dividirse en: el método lento, sumergiendo las bases de las estacas en soluciones auxínicas (las concentraciones son bajas de 10 a 200 ppm con aplicaciones que pueden durar 24 a 48 hs); o el método rápido (las concentraciones pueden ir de 4000 a 10000 ppm, pero las aplicaciones pueden durar segundos) (partes por millón (ppm) equivalen a miligramos de auxina por litro de solución).

En el método lento el tiempo es de 24 a 48 hs porque como puede verse en la Figura 5.19 la concentración de auxinas que promueve la formación del primordio de raíz es inhibitoria del crecimiento de la misma.

### Pasta

La solución del regulador se prepara con algún emulsionante en pasta, como puede ser la lanolina (subproducto de la producción ovina de lana) en concentraciones que pueden llegar a ser de entre 4000 y 6000 ppm. Si aplicación se hace directamente sobre la base de las estacas

y se llevan al medio de enraizamiento. En este caso, las ppm equivalen a miligramos de auxinas por kilo de lanolina.

### **Polvo**

En este caso las auxinas son diluidas en alcohol etílico y se mezclan con un polvo inerte como el talco, hasta su completa homogeneización. Se deja evaporar el alcohol al abrigo de la luz y luego es pulverizado para generar un polvo con concentraciones que pueden ir de 4000 a 6000 ppm, de manera similar al método en pasta. Aquí, las ppm equivalen a miligramos de auxinas por kilo de talco.

## **Plantación en fila de vivero o en cámara de cría**

Una vez realizados los tratamientos (que pueden ser combinando varios de ellos o uno solamente), las estacas pueden ir a la fila de vivero (Figura 5.20) o a las cámaras de cría. Es importante que las estacas estén adecuadamente hidratadas al momento de la cosecha (manteniendo un riego adecuado a las plantas madre) y que esta humedad no se pierda, lo que se puede lograr generando el callo en forma rápida. Por otro lado, las estacas herbáceas y semileñosas requieren de la humedad del ambiente sea elevada, ya que carecen de un sistema radicular que abastezca la demanda hídrica, pero sí poseen hojas con estomas. Además de las cubiertas (Figura 5.21), la microaspersión y la nebulización, otra estrategia es cortar las láminas de las hojas a la mitad, con la finalidad de disminuir la superficie transpirante, en una maceta se logra poniendo un alambre y cubriendo con una bolsa de nilón.

Por otro lado, el sustrato en el cual las estacas enraízan debe proveer de humedad adecuada y una buena aireación, ya que al ser un proceso de gran actividad metabólica, el oxígeno es necesario para que se produzca la desdiferenciación, formación del primordio de raíz y crecimiento de las mismas (Figura 5.22).

El sustrato además tiene que estar lo más estéril posible, para disminuir las pérdidas por plagas y enfermedades, todas estas cualidades del sustrato se logran con vermiculita, perlita volcánica, arena o suelo esterilizados, solos o mezcla de dos o varios componentes. Este tema en particular será tratado en el Capítulo 9, en donde se verán diferentes sistemas para la propagación de ornamentales.

**Figura 5.20**



*Nota.* Fila de vivero de portainjertos de Marianna GF 8/1 (*Prunus cerasifera* × *Prunus munsoniana*) en plena brotación primaveral. En este caso se utilizaron estacas preprimaverales. Foto tomada en el Estación Experimental Julio A. Hirschhon, dependiente de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (Curso de Fruticultura - UNLP). (Fuente propia).

Figura 5.21



Nota. Utilización de un túnel bajo para la propagación de estacas de hoja de *Begonia spp.* (Arriba). La disminución de área foliar disminuye la demanda de agua de las estacas foliosas (Abajo). Fotos tomadas en el Vivero Di Carlo de la Ciudad de La Plata. El sustrato es perlita. (Fuente propia).

**Figura 5.22**



*Nota.* Estaca semileñosa enraizada con la utilización de cama caliente, nebulización y utilización de reguladores auxínicos. En especies de difícil enraizamiento es necesaria la combinación de diferentes métodos y estrategias para aumentar el éxito de enraizamiento. El sustrato es perlita volcánica. (Fuente propia).

## Referencias

- Hartmann, H.T. & Kester, D.E. (1999) *Propagación de Plantas. Principios y Prácticas*. Compañía Editorial Continental S.A. de C.V. México. Séptima reimpresión. pp. 760.
- Hartmann, H.T. & Kester, D.E. (2014) *Plant Propagation. Principles and Practices*. Pearson Education Limited., Harlow. Eight Edition. pp. 922
- Lang, G.A. (1997) *Plant dormancy. Physiology, biochemistry and molecular biology*. CAB International. United Kingdom pp. 386.
- Pagnussat, G., Simontacchi, M., Puntarulo, S. & Lamattina, L. (2002) Nitric Oxide Is Required for Root Organogenesis. *Plant Physiology*, 129, 954–956.
- Taiz L., Zeiger E., Moller I.M. & Murphy A. (2015). *Plant Physiology and Development*. Sunderland: Sinauer Associates, Inc.

# CAPÍTULO 6

## Acodos

*Gustavo Esteban Gergoff Grozeff y María de los Ángeles Romero*

El acodo es un método de propagación asexual mediante el cual se provoca la formación de raíces adventicias en un tallo que se encuentra adherido a la planta madre (PM). Puede ser natural en algunas plantas frutales como la frambuesa, zarzamora y en ornamentales como la vinca, el clorofito, etc. O puede realizarse con técnicas artificiales para multiplicar árboles o arbustos, como en laurel, avellano, vid muscadina (*Vitis rotundifolia*), mango, litchi, crotón, caucho, *Difenbaquia spp.*, *Magnolia spp.*, etc.

El término “Acodo” se relaciona con el verbo acodar: curvar algo en forma de codo. En botánica y en agronomía se alude a doblar un tallo o vástago de una planta por debajo de la superficie de modo que forme raíces en ese punto, dejando por fuera su extremidad superior.

Una vez el tallo acodado ha enraizado, se separa del ortet<sup>\*26</sup> para dar lugar al ramet\* que puede crecer autónomamente sobre sus propias raíces. En la jerga viverística este proceso de separar el ramet (nuevas plantas) del ortet (planta madre), se lo denomina "destete". La operación puede repetirse tanto sobre el ortet como sobre el ramet y de esta manera dar lugar a divisiones subsecuentes que permiten formar un jardín clonal para nuevas multiplicaciones.

### Fundamento

La formación de las raíces adventicias es promovida por las auxinas y algunos co-factores presentes en las yemas, gobernada por los mismos factores que regulan la generación de raíces adventicias en las estacas (ver Capítulo 5). Como en la composición y energía bioquímica de tallos y ramas hay notables diferencias, las auxinas presentan su mayor actividad en las yemas apicales, lugar donde se sintetizan. Esto explica, por un lado, el alto enraizamiento que se obtiene en las secciones próximas a las yemas apicales; por otro, la variabilidad en la producción de raíces y en la eficacia de la práctica. Además, favorece la formación de raíces que las ramas apicales (crecimiento del último año) poseen abundante tejido meristemático o más células con

---

<sup>26</sup> \* los conceptos de ortet y ramet se definen en el apartado de glosario al final del capítulo.

capacidad de desdiferenciarse (es decir, retomar su actividad meristemática), además de tener poco tejido esclerificado que dificulte la emisión de raíces.

## Factores que afectan la regeneración de plantas por acodo

Durante la realización del acodo, la formación de la raíz es estimulada por tratamientos aplicados al tallo; ocasionando una interrupción de la traslocación en forma descendente de compuestos orgánicos como carbohidratos, auxinas y otros factores de crecimiento de las hojas y de las puntas de ramas. Estos materiales se acumulan en el punto de tratamiento y se produce el enraizado cuando la rama está unida a la planta madre.

Dentro de los factores que regulan la generación de raíces adventicias, se pueden mencionar:

\* **Nutrición** el tallo permanece unido a la planta durante el enraizamiento y es aprovisionado por el xilema de agua y minerales.

\* **Acondicionamiento fisiológico:** la época apropiada para la realización del acodo está relacionada con el movimiento de carbohidratos y otras sustancias hacia las raíces al final del ciclo vegetativo de crecimiento. Vale recordar que la interrupción de la continuidad del floema a través de un anillado en la corteza de los tallos, hace que se acumulen una gran cantidad de fotoasimilados por esta interrupción del tejido vascular y se generen raíces adventicias en esta zona. Por otro lado, en este proceso se debe respetar la continuidad del xilema que será el encargado de llevar el agua y los nutrientes minerales hacia la parte apical del brote o tallo. Desde un punto de vista fisiológico, se está interrumpiendo el flujo de fotoasimilados y por ende modificando las relaciones fuente-destino (ver Capítulos 2 y 3).

\* **La eliminación de la luz** es un paso común a todos los tipos de acodo en el sector que se desea se formen las raíces. Cabe destacar en este punto que existen dos formas de realizar este proceso: por **etiolación** (los tejidos crecen en oscuridad) o por **blanqueamiento**, en donde tejidos expuestos a la luz son inducidos *a posteriori* a la oscuridad. Este proceso se logra aporcando tierra o envolviendo la zona del brote con el sustrato adecuado. La ausencia de luz durante varios meses, facilita la acumulación de sustancias hormonales, como el ácido indol-3-acético, en la base de los brotes, estimulando el proceso rizogénico y posteriormente la formación de primordios radiculares adventicios. Recordemos que el ácido indol-3-acético es una hormona natural fotosensible producida por las plantas, es decir se produce su oxidación por la sola exposición a la luz sin ningún otro intermediario.

La eliminación de la luz de los tejidos blanqueados o etiolados estimula no solo cambios fisiológicos, sino anatómicos. Estas acciones provocan una modificación parcial de la formación de tejidos, con un predominio del parenquimatoso y espacios intercelulares grandes. Facilitando así la salida al exterior de las raíces adventicias que son de formación endógena.

\* **El humedecimiento** frecuente de la tierra o sustrato coadyuva en esta modificación de tejidos ya sea porque mantiene turgente el tallo, o porque evita la formación de tejido impermeabilizado.

\* **Las temperaturas templadas y el aporte de oxígeno.** Recordemos que la generación de nuevos órganos, en este caso raíces, tienen tasa de respiración muy elevadas, requiriendo de oxígeno para que se lleven a cabo y de temperaturas moderadas (entre 17 y 20 °C). Esto se debe favorecer a través de la incorporación de un sustrato suelto (que puede ser tierra o turba, dependiendo del tipo de acodo) para estimular este proceso biológico.

\* **El tiempo.** La inducción para la formación de raíces requiere de un momento específico del año para que se produzca, ya que dependemos de la condición fisiológica de la planta madre. Mientras se produce la formación de abundante “cabellera” de raíces, son las hojas del propio acodo las que aportan fotoasimilados y junto con el crecimiento del brote proveen auxina y cofactores de enraizamiento. Los nutrientes minerales y el agua son suministrados por la **planta madre (PM)** que los absorbe a través de su propio sistema radicular, facilitando el desarrollo de raíces adventicias.

Es posible realizar operaciones complementarias para facilitar la emisión de raíces, como incisiones, cortes anulares, ataduras con alambre tipo estrangulamiento, o dobleces en la planta madre (PM), o aplicación de hormonas sintéticas como el ácido indol-3-butírico (AIB) o el ácido 1-naftalenacético en mezclas con inertes sólidos (e.g. talco), en semisólidos (e.g. lanolina) o en una solución (e.g. alcohólica al 30 y 50% v/v, dependiendo de las concentraciones) (La preparación de los reguladores puede verse en el Capítulo 5). El proceso de acodamiento se realiza durante la estación vegetativa, momento en el cual la presencia de yemas y de hojas es fundamental por el significativo papel fisiológico que cumplen como facilitadoras del enraizamiento (recordemos que las yemas y hojas jóvenes son sitio de síntesis de auxinas).

## Ventajas

La ventaja principal del acodado es el éxito con que los tallos enraízan por este método. Muchos clones que no forman raíces adventicias fácilmente por estaca, sí lo pueden hacer por acodo, permitiendo establecer la planta sobre sus propias raíces. Es un método simple para obtener un número de individuos de tamaño interesante con un mínimo de instalaciones. Se lo utiliza principalmente en ornamentales como el Laurel de la India, *Croton* spp., *Difembachia* spp., Gomeros, *Magnolia* spp., etc.

Esta técnica se adapta a:

\* Especies de porte rastrero, como frambuesas, zarzamoras y vides, sin dejar de lado muchas otras que naturalmente poseen raíces adventicias preformadas en sus tallos, como es el caso de muchas ornamentales (e.g. *Chlorophytum comosum* "Lazo de Amor", *Epipremnum aureum* "Potus") (ver Capítulo 2). También se adapta muy bien a la propagación de arbustos, como es el

caso de *Gardenia jasminoides* "Jazmín del Cabo", por medio de acodos aéreos (que se explicarán más adelante en este Capítulo).

\* La propagación de clones de especies valiosas como para justificar el costo y el trabajo requerido para el acodamiento, como son muchos portainjertos de manzano.

\* La generación de plantas de gran porte en poco tiempo, como es el caso de *Ficus elastica* "Gomero" en poco tiempo.

### **Desventajas**

El acodado tiende a ser un método de propagación caro y no se presta para las técnicas mecanizadas usadas en viveros. El número de acodos en estas condiciones es menor que el que se obtendría realizando por ejemplo estacas.

Otra particularidad 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.

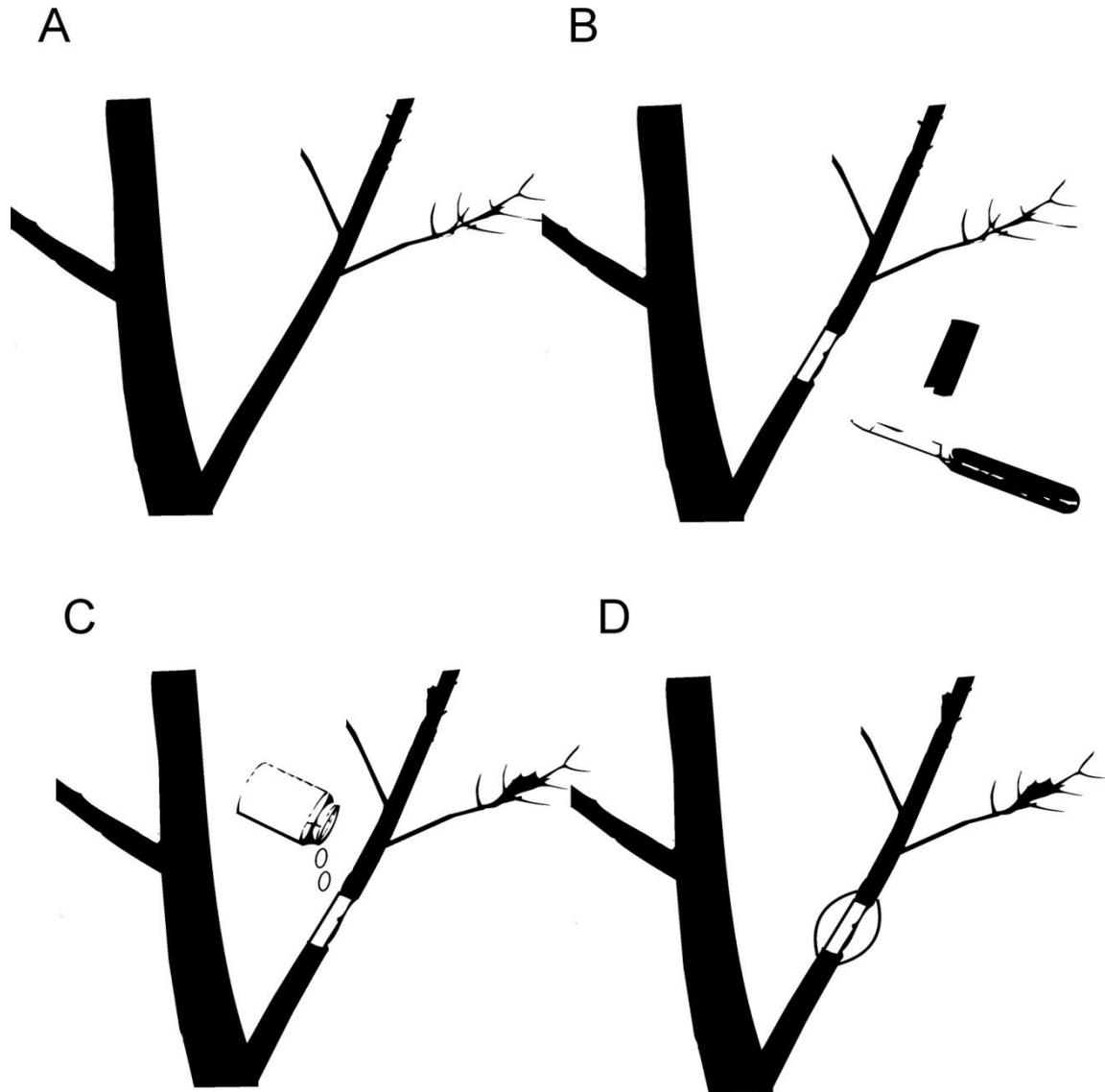
La tendencia en propagación está orientada a procedimientos mejorados para multiplicación por estacas de madera dura (camas calientes, reguladores de acción hormonal, etc.) y de manera más significativa, las técnicas de micropropagación pueden reemplazar procedimientos de acodado (ver Capítulos 10 y 11).

## **Tipos de acodo**

### **Acodo Aéreo**

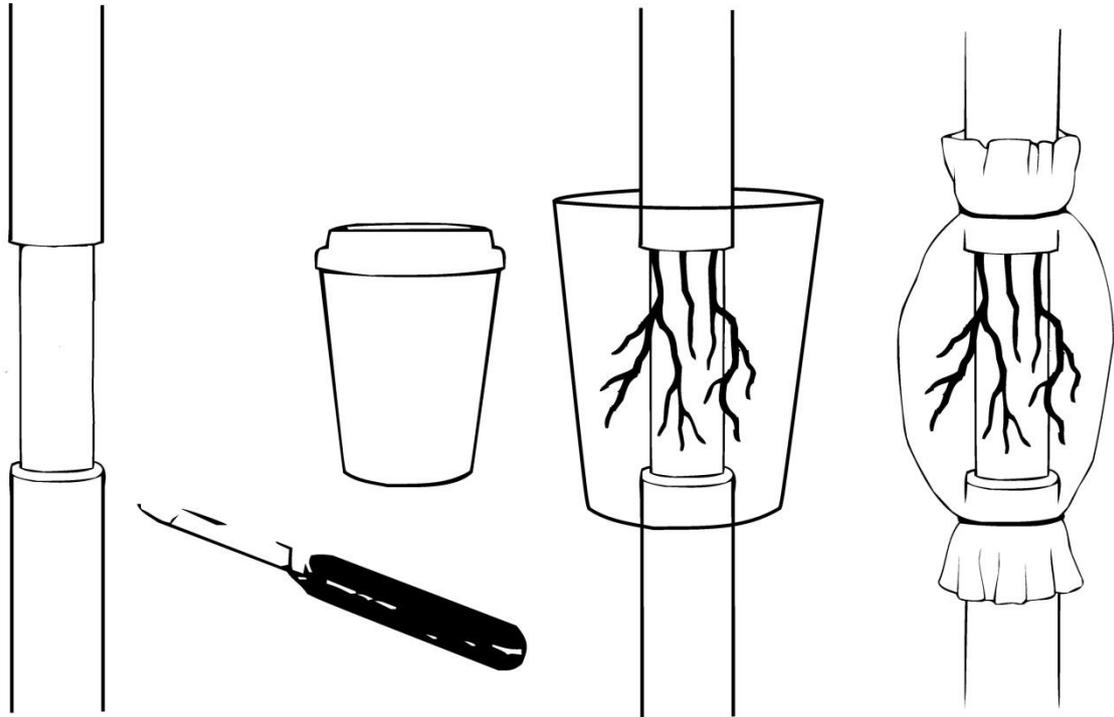
Se utiliza en árboles como el litchi y el limón persa y en arbustos como el gomero, las azaleas y magnolias. A fines de invierno principio de primavera, se elige una rama del último crecimiento, en un entrenudo se hacen cortes longitudinales o se quita un anillo de corteza de 1,5 a 2,5 cm de ancho dejando expuesto el tejido del xilema. Se puede aplicar ácido indol-3-butírico para mejorar la formación de raíces. Luego se rodea con sustrato (turba, o una mezcla de turba con tierra) húmedo, se embolsa o rodea con polietileno cubriendo por completo la zona. La formación de la raíz es estimulada además de la auxina, por la acumulación de fotosintatos en los meristemas cercanos al anillado o corte. Mientras la rama está unida a la planta madre. En otoño, se corta por debajo del punto de tratamiento y se obtiene una nueva planta (Figuras 6.1 y 6.2).

Figura 6.1.



*Nota.* (A) Sobre una rama de uno o dos años, se hace una incisión (B), levando la corteza en un ancho que puede variar de 1,5 a 2,5 cm. con la ayuda de una navaja. En el caso de necesitar la adición de un regulador auxínico (C), éste se puede agregar en el lugar de la incisión para favorecer en enraizamiento. Se debe cubrir la zona con un sustrato adecuado (D), como puede ser turba, y cubrir con un nylon negro para favorecer el proceso de rizogénesis. (Elaboración propia).

Figura 6.2



*Nota.* De la misma manera que en el caso de la Figura 6.1, también se pueden usar otros recipientes que contengan el sustrato, como pueden ser vasos de plástico o latas. Abajo se

observa un ejemplo de propagación por acodo aéreo de *Magnolia* spp. Foto tomada en el Vivero Ferrari Hermanos S.A. en la Localidad de Arana, La Plata, Argentina. (Elaboración y fuente propia).

Cabe aclarar que este tipo de acodos se realiza muy comúnmente en azaleas, camelias, acebos, higuera, laurel y otras.

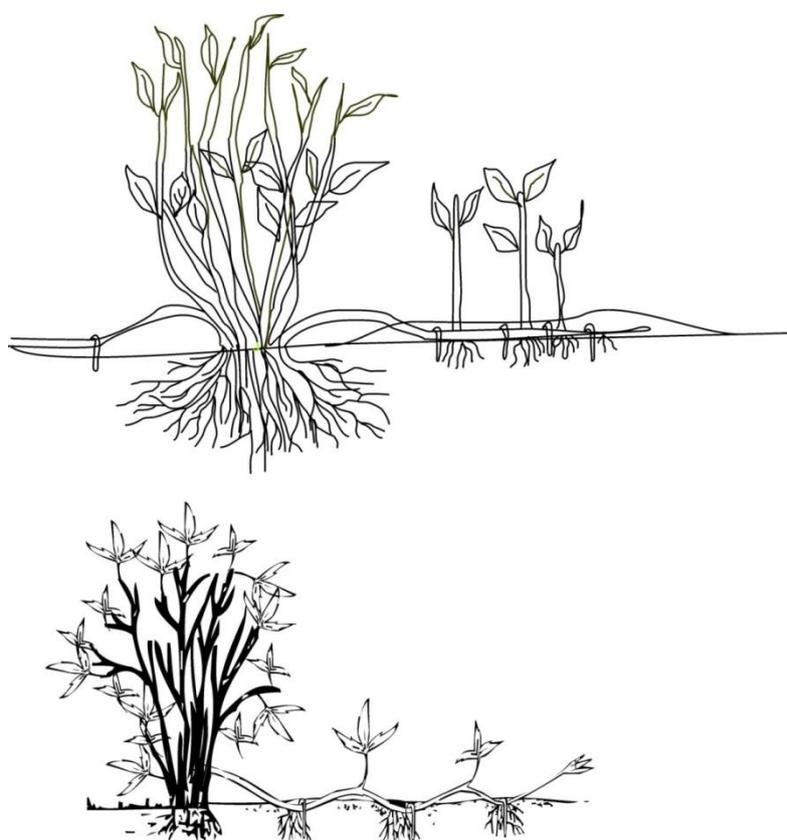
### **Acodo Simple**

Se realiza en especies tipo enredaderas o con ramas flexibles por ejemplo zarzamora, brezos, avellano y vid entre otras. A comienzo de primavera se toman ramas del año bajas, se la dobla por debajo de la superficie del suelo, luego se cubre con tierra y sujeta con un alambre en U. Dejando el extremo superior libre por encima de la superficie. Al finalizar la estación de crecimiento o sea en el otoño siguiente se extraen los acodos enraizados.

### **Acodo compuesto o serpentario**

Especialmente indicado para plantas trepadoras con ramas largas como las vides Muscadina, *Wisteria* spp., el jazmín, madreselva y otras (Figura 6.3).

**Figura 6.3**



*Nota.* El acodo serpentario puede hacerse en un único montículo (arriba) o dejando yemas y brotes al descubierto. Una vez enraizados se corta la guía individualizando las nuevas plantas generadas. (Elaboración propia).

Requiere ramas largas y flexibles, la técnica es idéntica al acodo simple sólo que se entierra varias veces la misma rama para obtener varias plantas de una misma rama.

### **Acodo de punta**

Se suele usar con zarzamoras, groselleros y frambuesas rojas y negras. Son plantas cuyo sistema radicular es perenne y la parte aérea es bianual. El primer año tienen crecimiento vegetativo y el segundo fructifica. Para la obtención de nuevos individuos es conveniente contar con PM jóvenes y sanas. Una vez ubicadas en el terreno se hace una poda de recorte intenso a unos 20-25 cm del suelo. En la primavera brotan varas vigorosas, en verano cuando llegan a 50-70 cm de longitud se despuntan. Luego se entierra cada punta cerca de la PM. Al no poder seguir creciendo desarrolla un sistema radical abundante y un brote vertical vigoroso. Al final del verano las plantas están listas para sacarse. La punta enraizada está formada por una yema terminal, una masa de raíces y 15-20cm de la vara vieja que sirve como mango. La extracción de las nuevas plantas debe hacerse previo a la plantación en el lugar definitivo (ya que son tiernas, se

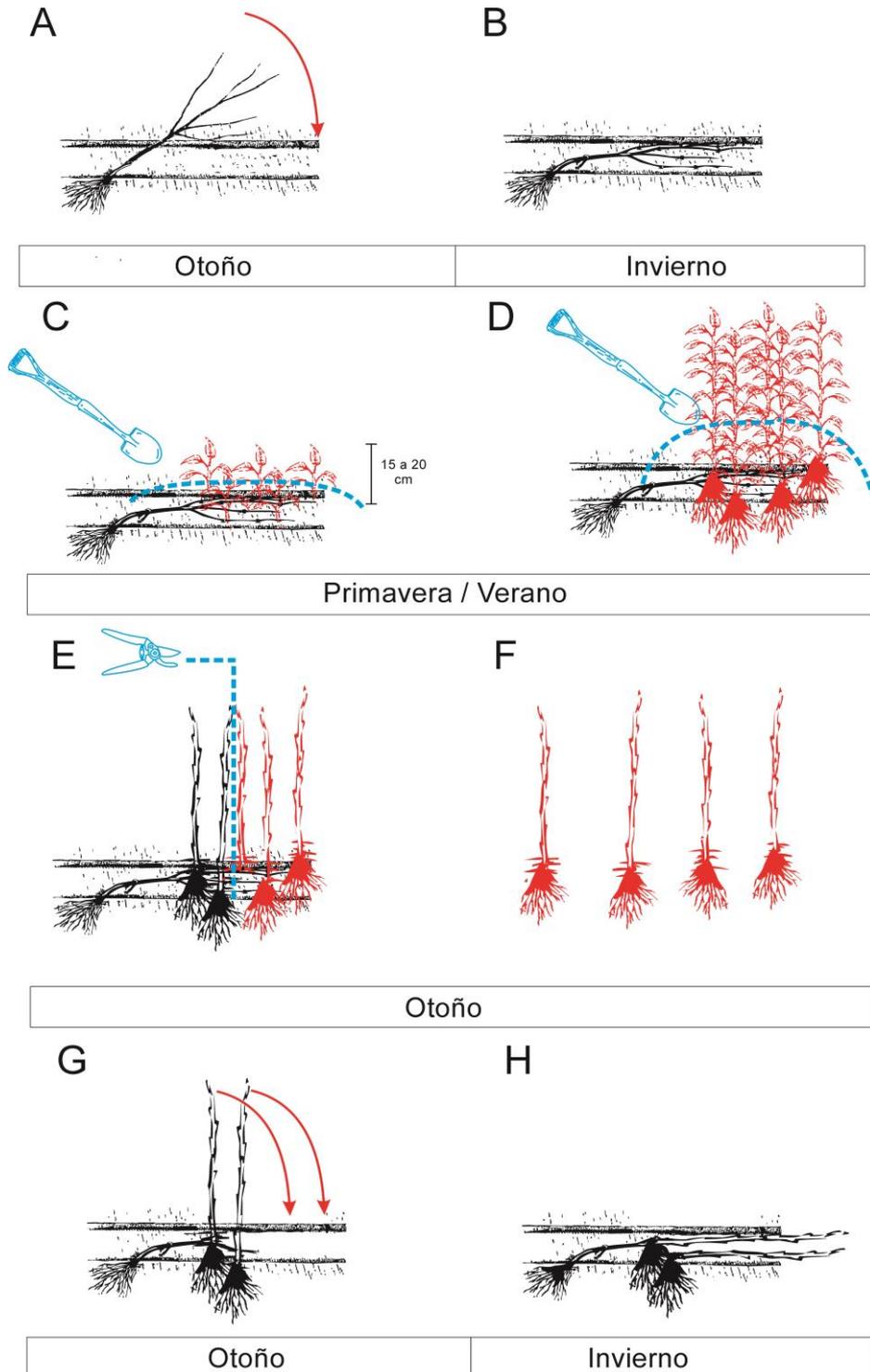
dañan con facilidad y están expuestas a secarse). Los acodos de punta se plantan a fines de otoño o inicios de primavera.

### **Acodo en trinchera**

Esta técnica se suele usar para multiplicar ciruelos portainjerto difíciles de reproducir por otros métodos (estaca o semilla).

Procedimiento: se inicia la formación de la planta madre de acodos (PM) en *otoño/invierno* con la plantación de un acodo inclinado (ver gráfico), en la *primavera* siguiente, de las yemas axilares salen los brotes los cuales crecen libremente primavera/verano el 1º año. Al llegar el *invierno* se podan dejando las 2 ramas proximales a la raíz (ramas de remplazo). Se las ubica en el suelo con alambres en **U** sosteniéndolas hasta la primavera. Momento en el cual cuando los brotes tienen entre 10 -15 cm se realiza el primer aporque. Operación que se repite una vez por mes, manteniendo el riego y la permeabilidad de la tierra hasta el otoño siguiente. Donde se procede a la extracción o destete de los acodos. Dejando nuevamente las 2 ramas proximales a la raíz para reiniciar el ciclo.

Figura 6.4



*Nota.* Acodo de trinchera. Las plantas madre se colocan en la fila en forma inclinada (A) y con la ayuda de cuñas en U se fijan en forma horizontal (B). Los brotes de primavera (C) deben ser aporcados con tierra suelta cuando estos logran una altura de 15 a 20 cm y se continúan con el aporcado en forma permanente cada 15 días a medida que éstos crecen (D). Una vez llegado el otoño, el “destete” se realiza a nivel del cordón principal (E), obteniendo las nuevas plantas de acodo (F). Como las especies propagadas no poseen yemas adventicias, uno o dos acodos

formados en la parte proximal se reservan (E) y luego se inclinan nuevamente (G) para continuar con el ciclo productivo (H). (Elaboración propia).

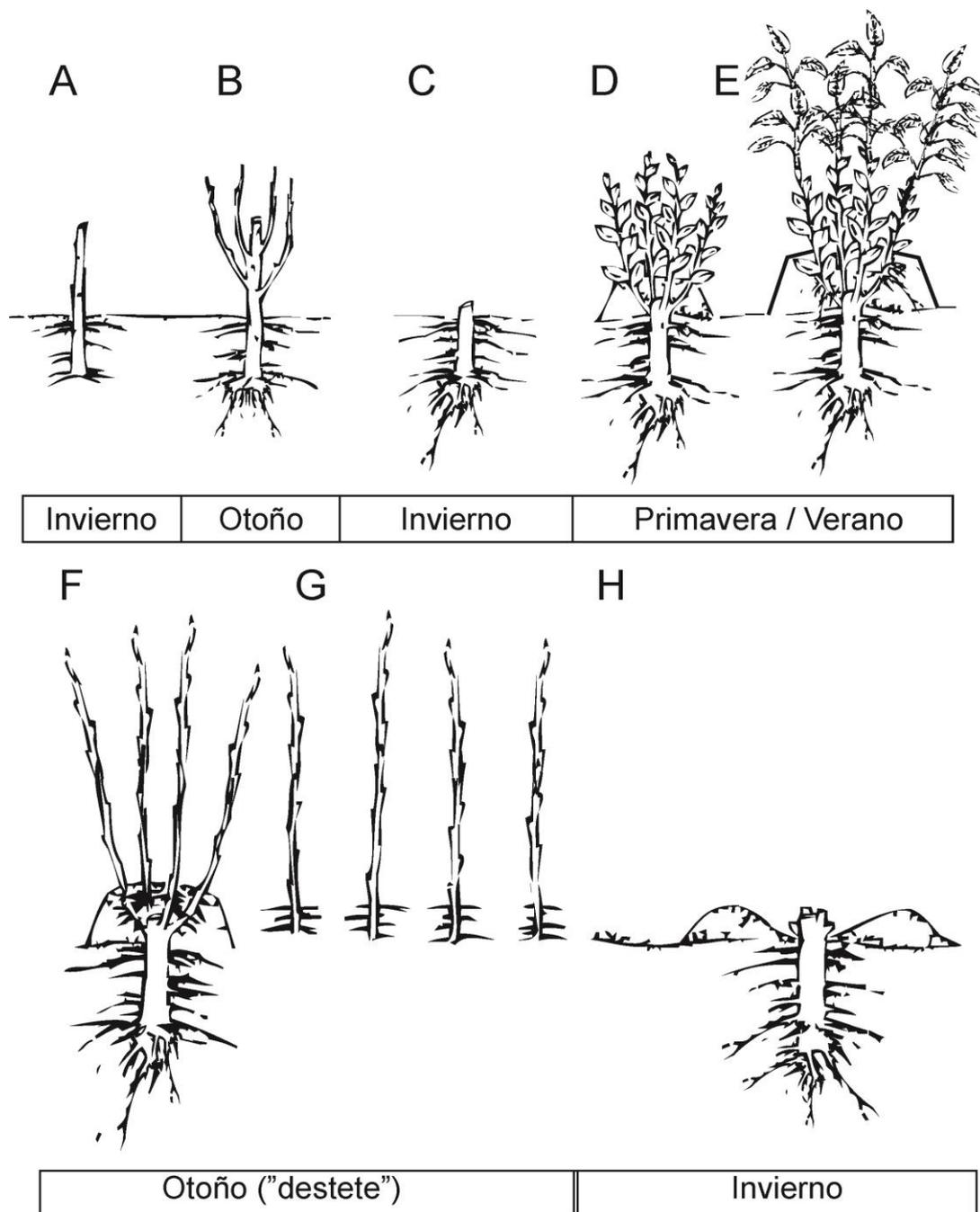
Los acodos obtenidos se clasifican por tamaño, y se plantan en la fila de vivero. Generalmente los de mayor tamaño pueden injertarse durante el mismo invierno en condiciones controladas, realizando un injerto forzado, mientras que los de menor tamaño se pueden llevar a la fila de vivero esperando un año más para generar el diámetro adecuado para injertan en otoño o en primavera (ver Capítulo 7).

### **Acodo de cepa**

La técnica es similar a anterior, la principal diferencia es el origen de los brotes, en este caso provienen de **“yemas adventicias”**. Se usa en manzanos, groselleros, arándanos y membrilleros (Figura 6.5).

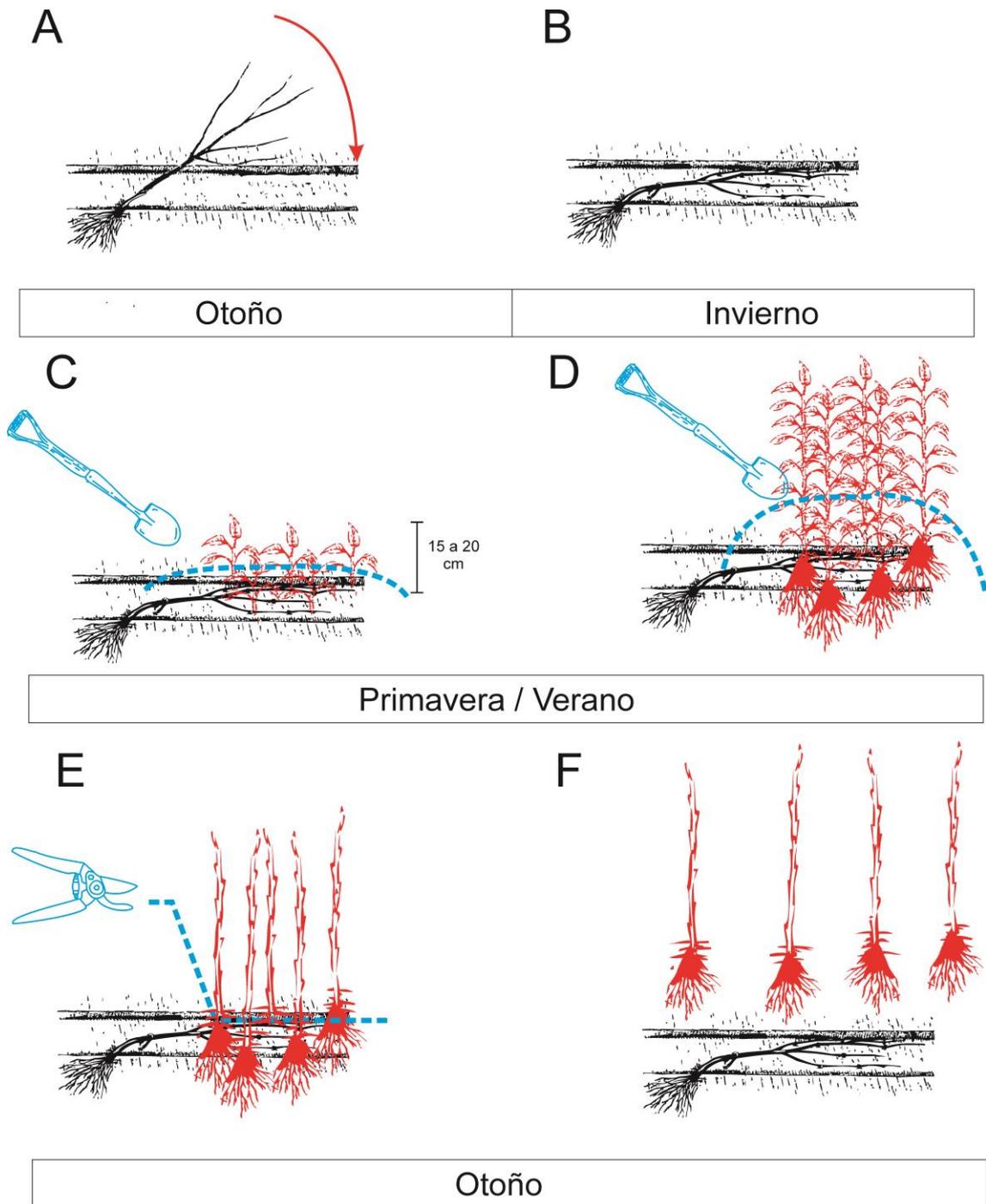
La formación de la planta madre de acodos (PM), se inicia con un acodo en posición vertical “cepa” o inclinado para luego acostarlo sobre el surco con ayuda de un alambre en U o un gancho, formando un cordón permanente, consiguiendo así una “cepa continua”. El primer año se deja vegetar libremente la planta madre (PM). En el invierno se podan todas las ramas incluso el tallo principal o sea se recepa la planta, al ras del suelo, en el “continuo” se cortan todas las ramas formadas al ras del cordón. Al comenzar el período vegetativo aparecen brotes originados en yemas adventicias. Periódicamente se aporca tierra y se riega. Se busca que los 20 cm. basales estén siempre cubiertos por tierra húmeda. Finalizado el período vegetativo en otoño se descalzan los acodos, se corta con tijera de podar en la inserción de la cepa o en el cordón y ya retirados todos los acodos, se cubre la planta madre (PM), con tierra para evitar la desecación de sus raíces (Figura 6.6). La vida útil de la PM, es de unos 12-15 años según la variedad y el manejo realizado. Por otro lado, la elección de un sistema de cepa simple o continua, dependerá del vigor de la variedad de la PM: vale decir que las variedades más vigorosas tendrán más acodos por PM y se distanciarán a 2 o más metros entre plantas en la fila, mientras que los acodos simples se utilizarán en densidades mayores (1 metro entre plantas madres) para compensar la merma en la producción individual por PM.

Figura 6.5



*Nota.* El acodo de cepa simple (A) se inicia durante el reposo invernal y se deja vegetar una temporada completa hasta que pierde sus hojas en el otoño (B). Aquí es recomendable hacer un recorte de al ras del suelo, para balancear el sistema radicular con la parte aérea (C), que puede realizarse en el invierno. En la primavera (D) cuando los brotes tienen de 15 a 20 cm de altura se comienza a aporcar con tierra, manteniendo la humedad con riegos frecuentes (sin encharcamiento). Es importante mantener el aporque de tierra a medida que los brotes van creciendo (E). Una vez llegado el otoño, se procede al “destete”, obteniendo las nuevas plantas (G). Nuevamente se realiza un corte al ras del suelo para que la planta madre vuelva a generar yemas adventicias, reiniciando el ciclo (Elaboración propia).

Figura 6.6



*Nota.* Acodo de cepa continua. De manera similar, el acodo utilizado como planta madre se debe plantar hacia la época de reposo, es decir a finales de otoño (A), el cual debe ser inclinado y con la ayuda de cuñas en U se mantiene el cordón al ras del suelo (B). En la primavera (C) cuando los brotes procedentes de yemas adventicias del cordón (C) tienen una altura de 15 a 20 cm. de altura se comienzan a aporcado con tierra y se mantiene el riego. Es importante mantener el lomo cubriendo los acodos a medida que éstos crecen (D), favoreciendo el proceso de enraizamiento de los mismos. En el otoño (E) se procede al “destete”, el cual se realiza al ras del cordón, es

decir en la inserción del nuevo acodo. Hay que tener en cuenta que el cordón es una estructura permanente (F), la cual permanece productiva por muchos años. (Elaboración propia).

## Resumiendo...

Como se puede observar, la técnica de acodos si es bien realizada permite obtener nuevas plantas de una manera segura. Es importante destacar que en el caso de los acodos de cepa (Figura 6.5) y cepa continua (Figura 6.6), las yemas que dan origen a las nuevas plantas son adventicias, mientras que en el caso de trinchera (Figura 6.4), acodo simple (Figuras 6.1 y 6.2) o serpentario (Figura 6.3), las yemas no son adventicias, sino que los brotes provienen de yemas axilares. Por otro lado, las raíces siempre provienen de primordios radiculares adventicios, ya sean estas de origen natural o traumático.

## Glosario

**Ortet:** es la planta original de la cual se extraen las partes para ser propagadas vegetativamente. El termino se asimila a planta madre. Individuo que aporta las yemas o ramas para estacas, de las cuales se originan nuevos árboles.

**Ramets:** las nuevas plantas propagadas vegetativamente a partir del ortet. El conjunto de ramets constituyen un **CLON**.

## Anexo fotográfico

Figura 6.7



*Nota.* Ejemplo de acodo de cepa continuo de un portainjerto de manzano. La plantación de invierno se hace con las plantas inclinadas y luego deben ser sostenidas paralelas al suelo con la ayuda de alambres en "U". (Fuente propia).

**Figura 6.8**



*Nota.* Una vez terminado el primer año de crecimiento, se deben destapar las plantas para poder eliminar los brotes de ese primer "verde" (etapa de crecimiento). (Fuente propia).

**Figura 6.9**



*Nota.* Acodo de cepa continua recepado en el primer año. Al año siguiente los brotes que surjan de las yemas adventicias podrán aporcarse para generar raíces y realizar el primer "destete" de acodos (Fuente propia).

**Figura 6.10**



*Nota.* Los brotes que crecen durante la temporada primavera-verano deben ser continuamente aporcados con tierra asegurando la generación de raíces adventicias. En este caso se trata de acodo de cepa continua de un portainjerto de manzano. (Fuente propia).

**Figura 6.11**



*Nota.* En vistas de disminuir la presencia de malezas y por ende del uso de herbicidas, se pueden usar diferentes coberturas orgánicas que aportarán materia orgánica al suelo. En este caso se utilizaron chips de madera. (Fuente propia).

**Figura 6.12**



*Nota.* Acodo de cepa simple del portainjero de manzano M9. Este tipo de conducciones se lleva a cabo en plantas de poco vigor debiéndose aumentar la cantidad de plantas para lograr aumentar el número de acodos a obtener al momento del "destete". Foto tomada en la Estación Experimental Julio A. Hirschhorn de la FCAYF UNLP. (Fuente propia).

## Referencias

Baldini, E. (1992). *Arboricultura General*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. 384 pp.

Hartmann H.T. & Kester D.E. (1994). *Propagación de plantas*. Editorial C.E.C.S.A. México. Capítulo 14. pp: 495-513

Municipalidad de Saladillo. Universidad Nacional de La Plata - Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. (1999). Seminario "La producción de plantas frutales de calidad. Aspectos técnicos y legales. Saladillo. Bs. As. Argentina

# CAPÍTULO 7

## Injertación: Fundamentos y técnicas

*Gustavo Esteban Gergoff Grozeff y Gabriela Andrea Morelli*

### Introducción

Desde un punto de vista general, la injertación puede ser entendida como la acción deliberada o no de unir partes de plantas para que puedan continuar creciendo y desarrollándose como si fueran una sola unidad, dando lugar a un organismo fusionado de genética compuesta. En la naturaleza la unión de ramas o raíces adyacentes de ramas de una misma planta o de plantas adyacentes es posible pero no muy común. Desde un punto de vista adaptativo y evolutivo, existen ciertas plantas parásitas que viven a expensas de otras, generando estructuras especiales para tal fin, como son los haustorios, los cuales se introducen en el xilema o el floema del hospedante, para abastecerse de savia bruta o elaborada, respectivamente. Sin embargo el hombre mediante la experimentación ha encontrado formas de acelerar y hacer más eficiente este proceso.

Hay autores que a esta técnica la denominan un "arte" debido a la alta capacidad que se requiere para efectuar un injerto exitoso. Desde el punto de vista técnico, **injertar** implica unir dos o más partes de diferentes plantas, para que puedan seguir su crecimiento y desarrollo como una sola unidad.

Estas técnicas se han utilizado, con sus variantes, tanto para plantas leñosas o semileñosas pluricárpicas (árboles y arbustos), como así también en plantas monocárpicas (herbáceas o semiherbáceas). Tengamos en cuenta que es un arte milenario que se ha documentado desde las antiguas civilizaciones en Asia 1.000 años A.C. llegando hasta nuestros días con la utilización de máquinas semiautomáticas, aplicadas a cultivos hortícolas.

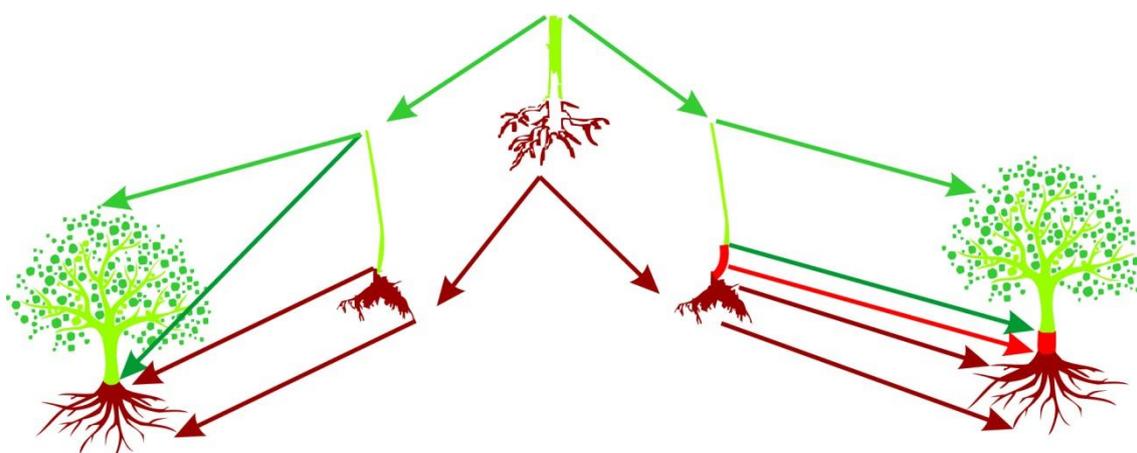
Desde el punto de vista fisiológico, una **planta injertada** o **estión** es considerada un simbiote, compuesta por una o más partes aéreas, que corresponden al **epibionte** y una limitada porción de tallo y el sistema radical que conforman el **hipobionte**. Desde un punto de vista práctico, a estas partes que conforman una planta injertada o las plantas injertadas cuentan básicamente con una parte subterránea y una o más partes que conforman la parte aérea de la planta:

\* **Patrón** (también denominado portainjerto, pie o *stock* o *rootstock* o *under stock* en inglés): Forma una pequeña parte del tallo inferior de las plantas o "corona", junto con todo el sistema radical, pudiendo proceder de semillas, estacas, acodos o por técnicas de micropropagación.

\* **Patrón intermedio** (*interstock*, *intermediate stock* o *interstem* en inglés): Conforman una pequeña parte del tallo que desarrolla entre el sistema radical y la parte aérea, y se lo utiliza para evitar casos de incompatibilidades entre el patrón y la púa y de allí que muchas veces se lo denomina "filtro".

\* **Púa** (también denominado coloquialmente "injerto" o *scion* del inglés): Conforman el tallo y parte aérea de la planta injertada y puede consistir en una simple yema o en una pequeña porción de tallo. Este punto es de destacar, ya que corresponde a la clasificación de técnicas que veremos más adelante. Cabe aclarar que en ciertos casos la parte aérea puede estar compuesta por más de una púa, dando lugar a copas compuestas, pero a nivel productivo son las menos comunes.

Figura 7.1



*Nota.* Propagación de plantas por medio de injertos. Dos (izquierda) o más partes (derecha) de una planta pueden convivir y desarrollarse como una única unidad, manteniendo sus individualidades, pero interactuando desde el punto de vista fisiológico mediante la influencia estiónica (ver final de la primera parte de este capítulo). (Elaboración propia).

## Objetivos de la injertación

Una vez vistas las partes que conforman un estión, podemos definir los objetivos que ha perseguido esta técnica y que a lo largo de la experimentación de prueba y error ha llevado al perfeccionamiento de la misma. De forma resumida, se pueden definir los siguientes objetivos principales:

\* **Clonación:** este es el primer y uno de los principales objetivos de la injertación. La técnica no modifica el acervo genético (constituido por la molécula de ADN) de las partes que conforma el estión y muchas veces se la utiliza como técnica de conservación de especies cuando otras técnicas de propagación (e.g. semillas, estacas o acodos) fallan.

\* **Resistencia a plagas y enfermedades:** Este punto es de vital importancia para que las plantas puedan prosperar en condiciones que serían limitantes, como pueden ser plagas (e.g. pulgón lanígero, nemátodos) o enfermedades (e.g. *Phytophthora spp.*, *Agrobacterium spp.*) en el sistema radical o en la parte aérea (virosis en cítricos, por ejemplo). Vale decir que existen diferentes niveles de resistencia, en donde la plaga o enfermedad conviven sin causar daños sustanciales, hasta plantas que son consideradas inmunes al ataque de las plantas injertadas.

\* **Adaptación a condiciones edáficas y/o climáticas.** Si tomáramos las condiciones agroecológicas (entendidas como las condiciones de suelo, clima y biota presente) que definen la distribución de una especie dada, veríamos su área de distribución bastante restringida. Sin embargo, muchos cultivos han visto su expansión gracias a la utilización de plantas injertadas. Sólo a modo de ejemplo se puede citar la resistencia que ofrece a las bajas temperaturas la utilización del portainjerto *Poncirus trifoliata* a diferentes especies de cítricos o la adaptación a suelos pesados como es el portainjerto Mirabolano a los ciruelos.

\* **Manejo del vigor de las variedades.** Ciertos portainjertos determinan el potencial de crecimiento de las variedades que se injertan sobre ellos. A modo de ejemplo se pueden citar las series de portainjertos de manzano, encontrándose desde los enanizantes hasta los vigorizantes, pasando por todas las escalas intermedias o en el caso del vigor transferido a las variedades de tomate injertadas sobre el portainjerto Maxifort. Este efecto es debido básicamente al aporte que hacen los portainjertos en un balance hormonal y de los carbohidratos hacia la copa. Portainjertos que inducen vigor se caracterizan por aportar altas concentraciones de auxinas y giberelinas, bajas de ácido abscísico (ver Capítulo 3) y un flujo mayor de carbohidratos ayudado por vasos de mayor diámetro.

\* **Anticipación o retraso de la entrada en producción.** Como se ha visto en el Capítulo 3, las plantas leñosas y semileñosas requieren períodos variables para pasar a la fase adulta y fructificar, que en muchos casos puede llegar a varios años. Este punto es de importancia para reducir el lucro cesante en especies arbóreas para producir semillas o frutos, por lo que la injertación permite combinar en una misma unidad, partes de plantas en fase juvenil, como la excelente velocidad para el crecimiento y establecimiento del sistema radical y otras partes aéreas en fase adulta, con capacidad de florecer y fructificar en plazos muchos menores. Por otro lado, hay casos en los que se producen efectos inversos, como es el portainjerto Cleopatra (*Citrus reshni*) sobre variedades de cítricos, en donde la producción se ve disminuida durante los primeros 15 años, pero en los siguientes 15, la producción en cantidad y calidad se ven compensadas. Es por ello que en la jerga viverística, a Cleopatra se la conoce como el "portainjerto de los segundos 15 años". Este proceso se discutirá más adelante en la sección sobre **influencia estiónica**.

\* **Recambio varietal o reparación de daños:** Esto ocurre en muchas variedades de frutales que por su poca demanda, pasan a no ser rentables y es por ello que pueden ser reemplazadas con distintas técnicas de injertos de copa que se realizan a campo con nuevos cultivares que auguren mayores rentabilidades. En el caso de daños de ramas principales, éstas pueden ser subsanadas mediante la autoinjertación de ramas formando puentes o *bypass*, restableciendo el

flujo de savia en el lugar afectado. Por último y a modo de ejemplo, podemos mencionar el recambio de los portainjertos por problemas de incompatibilidad o por daños por plagas o enfermedades. Este último tipo se denomina injerto de punta, en donde a la planta afectada se injertan barbados (estacas enraizadas) en la parte media del tronco, reemplazando con el tiempo completamente al sistema radical. Esta última técnica es muy onerosa, pero si permite el rescate de plantas valiosas ante el ataque de, por ejemplo, enfermedades que no tengan posibilidad de dispersarse y se desarrollen puntualmente, como es el caso de *Agrobacterium tumefaciens*.

\* **Trabajos en fitotecnia y fitopatología.** Estos objetivos se podrían considerar adicionales a los mencionados anteriormente, pero con otras aplicaciones. En el caso del mejoramiento genético (o fitotecnia), la injertación permite el adelanto de la producción en el proceso de selección de plantas por la calidad de los frutos en menores tiempos. En el caso de las técnicas fitopatológicas, es sabida que la presencia de ciertas virosis hace incompatibles ciertas combinaciones estiónicas, por lo que con una técnica a campo se puede determinar la ausencia de enfermedades. En la actualidad, esta última ha sido reemplazada por testeos serológicos con anticuerpos específicos o mediante tecnologías de ADN como la PCR (*Polimerase Chain Reaction*, traducida como Reacción en cadena de la polimerasa), que permiten una identificación más precisa, pero más costosa.

## Condiciones para el éxito del injerto

Desde un punto de vista práctico, se describen las condiciones necesarias para que la unión de un injerto sea exitosa. Cabe aclarar que desde el punto de vista productivo este éxito en la injertación puede ser variable, llegando en ciertos casos al 100 % de eficiencia en especies de fácil injertación como los manzanos, hasta eficiencias del 40 % en casos de mucha dificultad, como son los nogales (*Juglans spp.* y *Carya spp.*).

Desde un punto de vista general, y sin entrar en detalles celulares ni tisulares, el proceso de cicatrización y unión se puede dividir a grandes rasgos en tres etapas, a saber:

\* **Unión mecánica:** Esta unión es forzada por medio de distintas ataduras o dispositivos para garantizar la estabilidad de la ubicación adecuada de las partes a injertar, debiendo garantizar además de la estanqueidad, evitar la desecación de los tejidos en el proceso de cicatrización.

\* **Unión anatómica:** Por tratarse de una herida, las partes de las plantas comenzarán a generar un tejido indiferenciado que tiende a taponar los espacios libres. Este tejido indiferenciado se denomina callo y tiene paredes celulares muy delgadas, por lo que la pérdida de agua puede ser importante, si no se evita por medio de las mencionadas ataduras. A partir de allí se regenerarán los tejidos preexistentes de conducción como el floema y el xilema y los tejidos meristemáticos como el cambium y el felógeno. A nivel microscópico, en los injertos compatibles se generan abundantes plasmodesmos entre ambas partes, que favorecen la "comunicación" entre las partes vegetales intervinientes.

\* **Unión fisiológica:** Una vez restablecida la comunicación vascular comienza a reanudarse la denominada unión fisiológica, en la cual las dos o más partes que conforman el estión comienza a intercambiar distintas sustancias inorgánicas (como los nutrientes por medio del xilema) y orgánicas (carbohidratos, aminoácidos, hormonas, ARN, entre muchas otras). Desde el punto de vista de la fisiología, esto se denomina "**influencia estiónica**", la cual será tratada brevemente al final de este capítulo.

## Compatibilidades ≈ incompatibilidades

La compatibilidad es una de las condiciones fundamentales para que distintas partes tengan una unión duradera y estable en el tiempo. Como primera medida, el límite para la injertación se encuentra a nivel de **Familia**: vale decir que los injertos entre familias no prosperan por diferentes razones anatómicas y fisiológicas. A medida que ingresamos en los taxa inferiores como género, especie, subespecie, cultivar y clon, la compatibilidad es cada vez mayor (ver Capítulo 2). Otra forma de decirlo es que existen posibilidades de éxito de injertos intergenéricos (e.g. en cítricos entre *Citrus spp.* y *Poncirus spp.*), interespecíficos (e.g. en duraznero entre *Prunus persica* y *Prunus davidiana*; o en tomate entre *Solanum lycopersicum* y *Solanum sisymbriifolium*) o intraespecíficos (como en el caso del manzano *Malus domestica* cv. Red Delicious injertado sobre *Malus domestica* cv. Granny Smith).

A partir de establecer esta limitante para la técnica, en este apartado se mencionarán las principales causas de incompatibilidades (es muy probable que en futuro se descubran otras) y las formas en las cuales éstas pueden ser evitadas o subsanadas:

**Incompatibilidad localizada:** Es debida al contacto entre diferentes partes que conforman el estión. Hay ciertas combinaciones en que esto se da con mayor frecuencia, como es el caso de ciertas variedades de ciruelos con sus portainjertos o de frutales de pepita como el peral. En muchos casos estas incompatibilidades pueden verse en forma retrasada en el tiempo, desarrollando síntomas externos a nivel de la unión en la corteza, generándose abundante parénquima e internamente deformaciones en el tejido vascular. Este tipo de incompatibilidades pueden ser subsanadas por medio de un injerto intermedio o "filtro", el cual puede consistir en una pequeña porción de tallo compatible con el patrón y la púa simultáneamente.

**Incompatibilidad traslocada:** Este tipo de incompatibilidad incluye a aquellos casos en que aún la incorporación al estión de un injerto intermedio o filtro no produce una exitosa unión entre las partes. El fundamento de esta incompatibilidad es debida a que por medio del floema circulan ciertas sustancias que atraviesan el injerto intermedio, el cual no puede "filtrar", y llegan al otro extremo en la otra porción de tejido incompatible. Estas sustancias muchas veces se tratan de **glucósidos cianogenéticos**, los cuales al encontrar la enzima hidrolítica en el otro extremo, liberan cianuro, el cual inhibe la respiración mitocondrial y por consiguiente se produce la muerte del tejido con una necrosis localizada en el punto de unión. En este caso particular, se debe cambiar la variedad de la púa a injertar o reemplazar el portainjerto por otro que sea compatible.

Otro de los casos es la presencia de **virus silentes** en algunas de las partes del estión. Estos virus conviven con las plantas sin producir los síntomas característicos, como son las clorosis internervales, enanismo o bajas en el rendimiento y calidad de la fruta. En otras palabras, estos virus se esconden para pasar desapercibidos y se pueden propagar por mano del hombre (mediante el tránsito no autorizado de material, el polen o vectores). Tenga en cuenta que la estrategia de la mayoría de los virus es pasar desapercibidos sin ser detectados para poder propagar una enfermedad a nuevos huéspedes; y, sin ir más lejos, esto puede observarse en el caso del SARS-CoV2 que produce un gran número de infectados asintomáticos. Para subsanar este tipo de incompatibilidad, la solución es utilizar material libre de virus, el cual debe estar certificado y aislado en un lugar especial del vivero (este punto se discutirá en el último capítulo de este libro). Las incompatibilidades del tipo virósico se dan con mayor frecuencia en cítricos y frutales rosáceos.

**Incompatibilidades anatómicas:** Este tipo de incompatibilidades se debida al poco desarrollo del floema o a la discontinuidad del tejido vascular. En estos casos, la tasa de crecimiento en diámetro de alguna de las partes que forman el estión es muy diferente y ocasiona el famoso efecto "botella", con un ahorcamiento en la zona de unión, que limita el normal flujo de savia.

**Incompatibilidades en el tiempo:** En este párrafo, se pretende aclarar que el éxito de un injerto no puede ser juzgado solamente por su desempeño en el vivero. Muchas veces ocurre que las fallas en el injerto pueden ser vistas en el monte con árboles que pueden llevar más de una década creciendo y fructificando, como es el caso de los frutales. Sin embargo, al cabo de un tiempo, comienzan a aparecer síntomas de incompatibilidad, como el crecimiento desigual de la púa y el patrón, la secreción de resinas o la formación de labios alrededor del punto de unión. Este tipo de incompatibilidades se las denomina **incompatibilidades retrasadas** y probablemente éstas podrían ser debidas al cambio del metabolismo cuando las plantas llegan a una determinada edad ontogénica. Es por ello que se recomienda la consulta previa de bibliografía para determinar la combinación adecuada, y que ésta sea exitosa a lo largo del tiempo.

### **Contacto íntimo entre las partes cambiales y evitar la desecación**

La técnica de injerto debe garantizar que ambas porciones de tejido estén muy cerca una de otra. Tenga en cuenta, que en el proceso de cicatrización, se producen dos o tres capas de tejido parenquimático, el cual debe tomar contacto con el tejido vecino. Una vez unidas las dos partes, esta formación debe tener una estanqueidad mecánica, ya que constituirá una unión débil, hasta que se reestablezca la comunicación vascular. Es importante destacar la coincidencia de los tejidos vasculares para garantizar el éxito: en este caso se requiere que las **regiones cambiales** en las especies leñosas tengan una muy buena coincidencia, para favorecer la restitución del tejido del líber y del floema nuevamente.

Esta unión mecánica puede ser llevada a cabo por medio de cintas polietileno especiales para injertar, cintas del estilo Parafilm® (se pega sobre sí misma por electrostática) o en el caso de injertos en herbáceas, por medio de clips. Otro punto importante es evitar la desecación. En los casos mencionados anteriormente, las cintas evitan la pérdida de agua y consecuente desecación de los tejidos; pero en el caso de injertos de mayores dimensiones, como son los realizados a campo, requieren de pastas especiales para cumplir dicho fin. Para ello se pueden utilizar mezclas en iguales proporciones de cera de abejas y aceite de lino, entibiadas a baño María o productos comerciales como el mastique, que constituyen una resina flexible que evita la pérdida de agua. No se recomienda la utilización de parafina por su alta temperatura de fusión (puede llegar a cauterizar el tejido) y por su poca adhesión.

### Época y estado fisiológico adecuados

**Épocas para injertar:** En general se puede injertar durante todo el año mientras que el patrón y la púa se encuentren en el estado fisiológico adecuado. Sin embargo, hay determinadas fechas en las cuales se dan diversas combinaciones de condiciones que aumentan las oportunidades de éxito. Esto significa que las yemas deben estar en reposo (dormición) y el patrón puede estar en reposo o en inicio de su crecimiento activo con un escaso flujo de savia, según el método de injerto que se emplee. En las especies arbóreas, los momentos son:

- \* a la salida del verano, principios de invierno, en donde el pie está comenzando a ingresar en el reposo invernal y el flujo de savia baja, sumado al aumento de las hormonas inhibitoras de la brotación, como el ácido abscísico.

- \* Invierno: en este caso el reposo es absoluto y no hay flujo de savia y todos los meristemas se encuentran totalmente inactivos metabólicamente.

- \* salida del invierno: en este momento, el portainjerto ha activado su metabolismo, pero las yemas aún no se encuentran con signos de brotación pronta.

- \* Principios de verano: A pesar de que tenemos un portainjerto en plena etapa de crecimiento vegetativo, durante el verano debido a las altas temperaturas, la alta demanda evapotranspirativa y un estrés hídrico, tenemos un detenimiento en el proceso de crecimiento, lo que disminuye el flujo de savia. Este detenimiento momentáneo en el crecimiento, se lo denomina comúnmente "parada de verano".

Y por otro lado, **las yemas o púas** a injertar deben estar siempre en estado de dormición. Los momentos en los cuales podemos extraer las yemas de las plantas madre son básicamente tres (Figura 7.2):

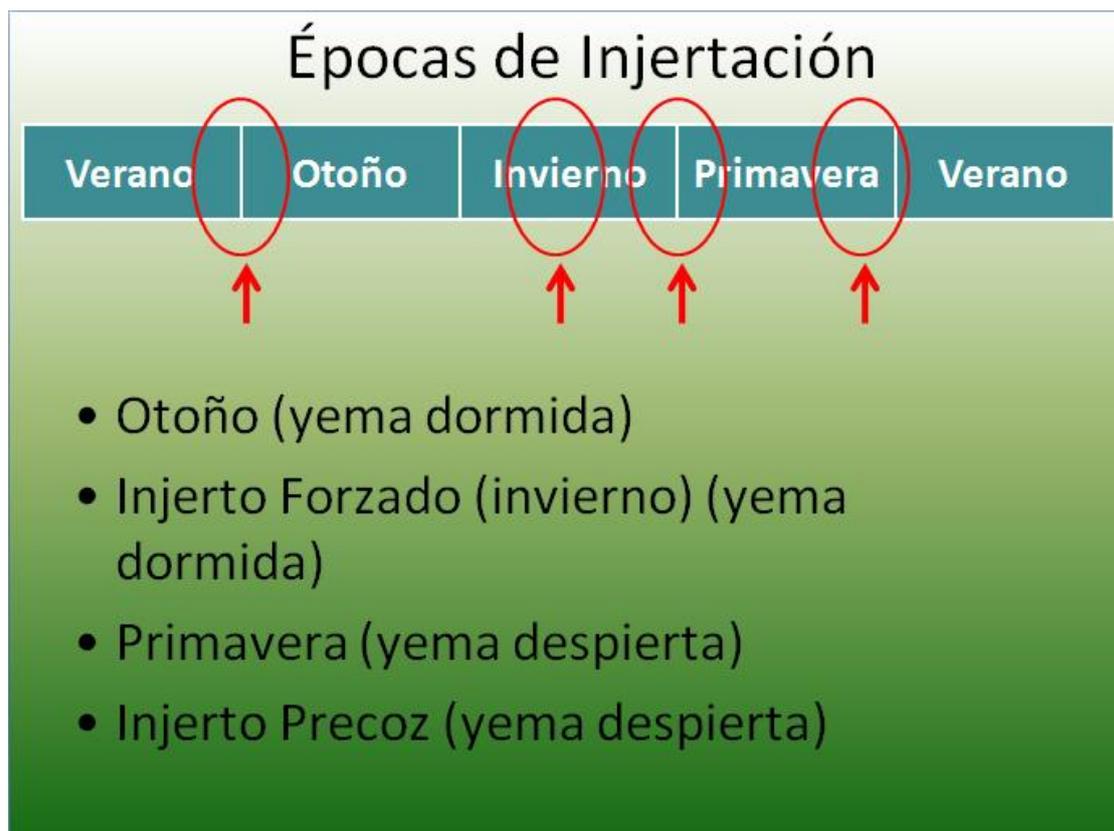
- \* **Principios de otoño:** las yemas ya han acumulado suficientes reservas y los inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico, que evitarán que esta yema brote, aún dando las condiciones climáticas adecuadas. Recordemos que las plantas pueden censar la duración del día, entrando en el proceso de dormición profunda, junto con la removilización de nutrientes antes de la caída de las hojas. Como mencionamos en el Capítulo 3, en este momento las yemas se encuentran en **endodormición**.

\* **Invierno:** Se podría considerar que el invierno sería la época ideal para la cosecha de yemas que servirán como púa para nuestros futuros estiones, sin embargo, para que los injertos prenda en esta época necesitaremos recrear condiciones de temperatura que favorezcan el proceso. En este caso, las yemas también se encuentran en estado de **endodormición**.

Por otro lado, las baretas de las plantas madre yemeras también pueden ser cosechadas, por ejemplo en julio, y conservarse en condiciones de humedad elevada y temperaturas de aproximadamente 5 ó 6 °C, retrasando el proceso de reinicio de la brotación, que naturalmente ocurriría hacia fines de agosto. En este caso, las yemas de especies caducas, habrán cumplido su requerimiento de frío y por lo tanto un aumento de los promotores del crecimiento, como las giberelinas, la removilización de las reservas en los tallos y el aumento de la temperatura induciría la brotación. Es por ello que las yemas pueden ser guardadas en heladera, prolongando en este caso el proceso de **ecodormición**.

\* **Verano:** Este es otro de los momentos en que las yemas pueden ser cosechadas sobre los brotes del año corriente. Tengamos en cuenta que los brotes poseen una yema apical, la cual crece durante todo el período primavera-estival, pero inhibe el crecimiento de las yemas laterales. Este proceso lo hemos visto en el Capítulo 3 y se denomina dominancia apical, que es debida a la producción de auxinas en el ápice, inhibiendo la conexión vascular de las yemas axilares. A este tipo de dormición se la llama **paradormancia** y si las yemas son sacadas de esa condición e injertadas en un pie, estas brotan inmediatamente, lo que evidencia la reversibilidad de su estado fenológico ante la ausencia de auxinas que inhiban su crecimiento.

Figura 7.2



*Nota.* Resumen de las diferentes épocas de injertación. El injerto de otoño se realiza a finales del verano, principios del otoño con yemas dormidas, de la misma que con el injerto forzado, ya que formarán el callo de cicatrización y brotarán en la primavera. El injerto primaveral debe ser realizado con yemas en ecodormición inducida, adelantando la cosecha de las varetas de la planta madre yemera. El injerto precoz se realiza a inicios de verano con yemas en paradormancia. Tanto el primaveral como el precoz son a yema despierta, vale decir, que formarán el callo y brotarán al poco tiempo de haberse realizado la tarea de injertación. (Elaboración propia).

### Temperatura

Esta variable coincide en la mayoría de los casos con la época en la cual vamos a injertar. A grandes rasgos, se puede decir que temperaturas entre 17 y 20 °C son las que garantizan una buena tasa de división celular y consecuentemente una buena cicatrización en la mayoría de los casos. Sin embargo se han encontrado casos en los cuales se requieren temperaturas máximas de 16 ° C para garantizar el éxito de prendido en nogales injertados sobre pie de nogal negro.

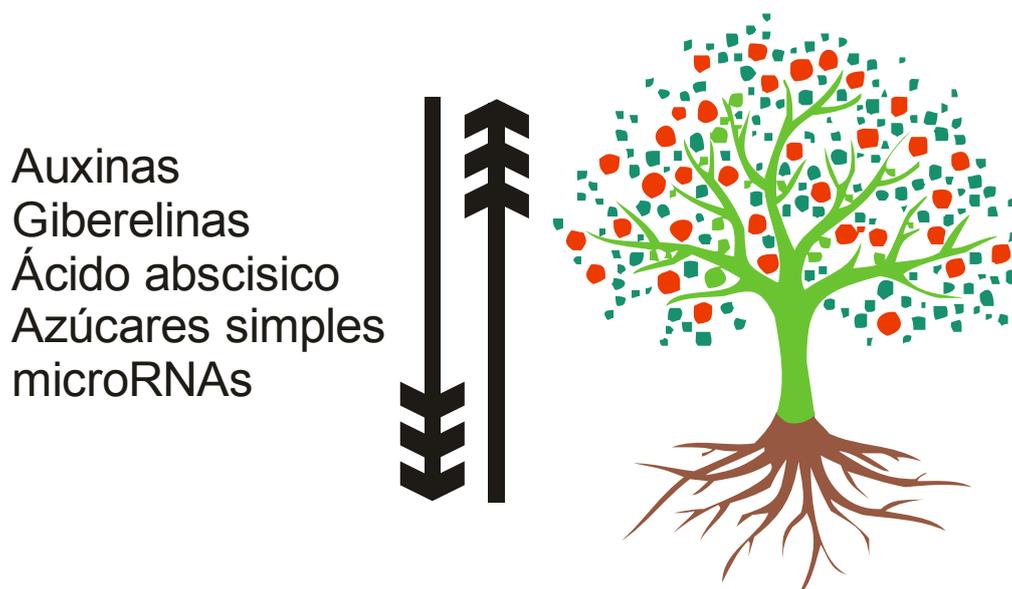
### Influencia estiónica

Como se ha mencionado anteriormente en este capítulo, la unión anatómica en el injerto restablece la comunicación entre, por ejemplo la raíz y la copa, mediante la unión de citoplasmas a través de los plasmodesmos. Este tipo de comunicación se lo puede atribuir a numerosas sustancias de diferente naturaleza, que pueden constituir desde iones inorgánicos que la planta realiza para su nutrición absorbiendo desde la solución del suelo por parte de los pelos radicales, pasando por sustancias carbonadas como azúcares o aminoácidos, llegando a hormonas y sustancias mucho más complejas como ARN. Vale destacar que si el lector toma alguno de los textos dedicados a propagación, previos a la década del 2010, podrá comprobar que en dichos libros se hacía hincapié en que las partes de una planta injertada mantenían su identidad genética intacta, ya que el ADN por ser una macromolécula, no podía abandonar el núcleo y transferirse a otra célula. Sin embargo, la influencia y la combinación entre diferentes plantas ya era conocida desde los días del Imperio Romano, ya se hablaba de injertos de olivos "buenos" y "malos". También mediante la experimentación en frutales fundamentalmente, se ha demostrado que una misma variedad injertada sobre diferentes portainjertos puede dar frutos de diferente calidad; y viceversa, una misma variedad de portainjerto se comporta de diferente manera cuando es injertada con variedades de copa diferentes. Ahora, a pesar de no perder la identidad genética, en las combinaciones de materiales ocurrían cambios en la fenología, en la resistencia a plagas y enfermedades, resistencia a condiciones climáticas adversas, en la calidad de la fruta, entre muchas otras. A este efecto, se lo denominó **influencia estiónica** desde hace mucho tiempo, pero sin conocer las causales del mismo (Figura 7.3). Vale decir que cada planta injertada con un portainjerto y una púa determinados, dará una **combinación única**, con características particulares y distintas en su comportamiento a las plantas individuales que les dieron origen, tanto pie como púa. A modo de ejemplo, mencionaremos que una misma variedad de naranjo dulce, produce frutos con cáscara más gruesa cuando es injertada sobre limonero rugoso; pero cuando es injertada sobre naranjo trifoliata (*Poncirus trifoliata*), la cáscara es significativamente más fina. En este caso se han documentado numerosas moléculas de micro ARNs que viajan desde el portainjerto hacia la copa, induciendo cambios en el fenotipo de la variedad injertada. Con el mismo paralelismo se pueden atribuir resistencia al frío de *P. trifoliata*: esta especie presenta un receso invernal y es un arbusto caduco, influyendo también en la disminución del tamaño de las plantas que se injertan sobre él. En este último caso, es probable que haya además una regulación hormonal y de flujo de hidratos de carbono tanto ascendente como descendente entre la copa y la raíz.

Desde el punto de vista fisiológico, se ha descubierto que el intercambio de hormonas, azúcares y microRNAs determina también el vigor que se le imprime a la variedad. Por ejemplo, las variedades que imprimen un gran vigor presentan niveles mayores de auxinas y giberelinas, mientras que poseen una menor síntesis de ácido abscísico, traslocan una mayor cantidad de carbohidratos por el floema y presentan vasos de mayor diámetro. Sin embargo en las variedades enanizantes se da el caso contrario, es decir, menor contenido de auxinas y giberelinas, mayor de ácido abscísico y una menor translocación de carbohidratos en vasos de menor diámetro, dando consecuentemente plantas de menor porte, pero con una mayor eficiencia desde el punto

de la captación de luz y mayor producción de fruta (en Fruticultura esto se denomina eficiencia de copa) (Figura 7.3).

**Figura 7.3**



*Nota.* Las diferentes partes del estión, púa y el portainjerto mantienen sus individualidades genéticas, pero existe una comunicación entre ellos dada por el intercambio de azúcares, mensajeros químicos como las hormonas y compuestos capaces de regular la expresión de genes como son los micro-ARNs. Es por ello que las características de la combinación son únicas respecto de las partes individuales, produciendo cambios fenotípicos en el estión. (Elaboración propia).

## **Tipos de injertos**

Existen aproximadamente 200 formas de injertar plantas que difieren entre sí en detalles poco significativos. Estas formas o tipos de injertos se clasifican de acuerdo a la porción de material vegetal que se inserta en el patrón y en su forma de contacto en tres grupos: de yema, de púa y de aproximación. A la vez, estos grupos presentan variantes en la forma de hacer los cortes y de ensamblar el material vegetal.

Las características básicas de estos tres grupos son las siguientes:

1) Injertos de yema. El material a injertar es un pequeño fragmento de tallo con una yema. En ocasiones este fragmento lleva adherida a la corteza una porción de xilema (yema con astilla).

Según la forma que presenta dicha porción y la manera de insertarla en el patrón o en la rama a injertar se tienen diferentes tipos: escudete, parche, canutillo y chip.

2) Injertos de púa o ramita. El material a injertar es un trozo de tallo con una o varias yemas. De acuerdo con el grosor del patrón o rama a injertar y de la forma de encajar la púa se tienen diferentes tipos: inglés, hendidura, omega, corona o incrustación.

3) Injertos de aproximación. Las ramas a injertar permanecen unidos a la planta madre mientras se establece la soldadura. Según la porción de los materiales empleados pueden ser: de aproximación lateral o aproximación terminal.

Si bien la elección del tipo de injerto depende de diferentes factores, muchas veces el injertador elige de acuerdo a su costumbre cual implementar y el éxito depende más de su “mano” que del tipo de injerto.

A la vez estos tipos de injertos pueden realizarse con material vegetal que presenta distintos grados de lignificación, diferenciándose entonces en:

a) Herbáceos: cuando el patrón y el injerto no están aún lignificados. Es el caso de injertos de ápices sobre plántulas al poco tiempo de su nacimiento que se realiza en especies hortícolas como tomates, berenjenas y pimientos por ejemplo. Si bien se pueden realizar por los métodos descritos en este libro, para que la técnica tenga éxito se requieren de elementos especiales y de condiciones ambientales muy controladas debido a que, por tratarse de material herbáceo, se deshidratan muy fácilmente.

b) Semileñosos: cuando los materiales están parcialmente lignificados o bien un material está lignificado y el otro no, como es el caso de yemas extraídas de brotes.

c) Leñosos: cuando los materiales a injertar están totalmente lignificados. Por ejemplo, los injertos de púa sobre ramas.

## Herramientas para injertar

Fundamentalmente, para realizar los diferentes tipos de injertos es imprescindible contar con una navaja, si bien existen varios modelos lo fundamental es que se encuentre bien afilada.

Para dar los primeros pasos, se recomienda la navaja de hoja de corte curvada hacia la punta que va provista de una lengüeta metálica, ambas partes se pliegan sobre el mango. La forma curva de la hoja permite hacer cortes con más precisión y facilidad. En tanto, los injertadores profesionales, suelen elegir la navaja de hoja recta. Esta tiene en el extremo opuesto al corte una pequeña cuña que hace las veces de espátula y facilita la separación de la corteza. Para los injertos de parche se utilizan preferentemente navajas de hoja doble. Para cortar material muy lignificado o duro y para realizar cortes previos de preparación y alisado es muy útil una navaja robusta de hoja curvada y terminada en punta (serpeta). En los injertos de púa que es necesario hendir los troncos o las ramas se usan cinceles, machetes, cuchillos, formones, o una herramienta llamada hendidor que está provista en el extremo de una especie de cuña que sirve para mantener la hendidura abierta y poder introducir las púas sin la necesidad de utilizar cuñas.

Para ejecutar algunas técnicas son necesarios mazos o martillos para golpear las herramientas, y sierras para cortar las ramas o troncos a injertar. Además, existen diferentes tipos de máquinas de injertar para injertos de púa que incluso dejan ensamblado el injerto, como en los injertos de omega utilizados en vid.

En las Figuras 7.4, 7.5 y 7.6 se observan algunas herramientas para injertar.

**Figura 7.4**



*Nota.* A la izquierda se observa una navaja de injertar de hoja recta, en el centro una navaja de hoja curva y a la derecha una navaja con serpeta; esta última es una hoja sin filo que sirve para separar las partes sin cortarlas al momento de hacer el injerto. (Fuente propia).

**Figura 7.5**



*Nota.* Extractor de parche (izquierda) y navaja de hoja doble artesanal (derecha). (Fuente propia).

**Figura 7.6**



*Nota.* Arriba a la izquierda se observa un hendidor con su masa, a su derecha una tijera para injerto de hendidura, y abajo diferentes modelos de injertadoras de ensamble manuales. (Fuente propia).

## **Material para atar**

**Cinta de película de polivinilo (PVC):** son muy usadas, tienen entre 1-1,5 cm de ancho y se cortan a 30-40 cm. Este material es impermeable al agua, elástico y como es transparente permite inspeccionar la yema cubierta (Figura 7.7).

**Figura 7.7**



*Nota.* Cinta para injertar (izquierda) y raffia (derecha) (Fuente propia).

**Cinta biodegradable:** esta cinta está compuesta por poliolefinas mezclada con cera y caucho. Lo cual permite que se desintegre por medio de la acción solar unos meses después del atado, quedando la zona del injerto liberada. La cinta se debe enrollar desde la parte de abajo del injerto hacia arriba, aplicando entre una y dos capas alrededor de la zona. Puede estirarse 8 veces más que su largo original y una vez estirada se transforma en auto adherente, no necesita ser anudada. Su elasticidad permite mantener la yema bien asegurada en su lugar, además se extiende a medida que crece el patrón permitiendo que no se produzca constricción. Este material evita que se seque el injerto y permite la respiración de la planta gracias a su contenido de cera. Se suministra en rollos de 60 metros con los que se pueden realizar entre 570 y 1000 injertos (en función del tamaño de cada injerto).

**Raffia:** fue el material usado tradicionalmente, y que se sustituyó por los mencionados anteriormente. Consiste en segmentos fibrosos de las hojas de ciertas especies de *Raphia*. Este material se debe remojar en agua durante la noche anterior, para que quede más laxo, “ablandarlo”. Igualmente, las ataduras con este material son muy poco elásticas, pudiendo provocar una constricción que perjudicaría al injerto, por lo tanto deben cortarse unos 10 días después de injertar.

**Ceras:** Ceras calientes: Para la protección de los cortes realizados en las ramas o troncos en algunos tipos de injertos como los de corona y hendidura, aplicados con brocha sobre la superficie a cubrir. Deben aplicarse lo suficientemente calientes para que la cera fluya con facilidad pero que no queme los tejidos. Una mezcla usada por los viveristas es cera de abeja y aceite de lino en partes iguales, manteniéndolo caliente a baño María.

En el mercado también se cuenta con ceras listas para usar en frío, como el Mastique, que está compuesto por mezclas de resinas y ceras que presentan una gran adhesión y plasticidad, que impiden el lavado por las lluvias.

Si se desea preparar de forma casera, Hartman y Kester (1999) da la siguiente receta:

Ingredientes:

Brea	2,300 g
Cera de abeja	350 g
Aceite de linaza crudo	250 g
Negro de humo	30 g
Cola de pescado	45 g

En un recipiente de doble fondo caliéntese la cola de pescado añadiéndose sólo el agua necesaria para disolverla. En otro recipiente derrítanse los otros ingredientes y déjese enfriar la mezcla enfriada parcialmente, agitándola de continuo. Vacíese en moldes engrasados de poco fondo o en cajas de madera forradas con papel engrasado. Déjese endurecer. Para usarla, pártase en porciones pequeñas. Caliéntese en un calentador para cera de injertos y aplíquese con una brocha de pintor pequeña.

Ceras frías: actualmente se consiguen en el mercado ceras frías a base de asfalto y agua. Este producto es soluble en agua, por lo que se debe aplicar una capa de abundante espesor para prevenir las pérdidas por lluvias y evaporación. Tener en cuenta que la lluvia lava a ese tipo de producto por lo que, si llueve, tendrá que repasarse. Es importante destacar que las preparaciones para impermeabilizar techos son inapropiadas para usarse como ceras de injerto.

## **Plantas madre de injertos y varetas yemerar**

Las varetas son aquellas porciones de las ramas seleccionadas de la especie vegetal que se quiere reproducir. De ellas se extraen las yemas o púas para injertar. Si bien las varetas se pueden extraer de cualquier planta que cumpla la condición adecuada, lo recomendable es disponer de plantas específicas para esta finalidad. En el caso de producción de plantas certificadas es obligatorio que los injertos procedan de plantas madre de injerto. Estas plantas deben poseer garantía de su identidad varietal y de su estado sanitario y si es posible ser de origen clonal.

Para formar una planta madre se debe priorizar una ramificación abundante, que reciba una buena insolación. Generalmente se les da forma de pequeños vasos. Estos vasos se deben

podar intensamente para producir numerosos brotes de un vigor medio de forma que se pueda extraer el mayor número de yemas, o de púas con el grosor adecuado. Con esa finalidad, en invierno, se realiza una poda muy intensa de todas sus ramas dejando en la parte basal 2 ó 3 yemas (similar al seto para la producción de estacas en el Capítulo 5). Estas pocas yemas brotaran vigorosamente y originaran al próximo año la nueva ramificación que conformará las nuevas varetas.

Es muy importante para evitar contaminaciones desinfectar las tijeras u otros instrumentos de corte antes de utilizarlos, con una dilución de lavandina o amonio cuaternario. También con la finalidad de mantener la sanidad monitorear plagas y enfermedades.

**Obtención de las yemas:** Se deben seleccionar yemas vegetativas y sanas de ramas enteras y largas. Las yemas mixtas (producen crecimiento vegetativo y reproductivo) que presentan algunas especies dan resultados satisfactorios. Se descartan las yemas florales, ya que no desarrollan brotación. Estas últimas se diferencian por ser más globosas.

Para preservar la sanidad es importante partir de material vegetal sano, si se parte de yemas infectadas se corre el riesgo enfermar a la planta propagada. Es conveniente entonces, no obtener las varetas de árboles que presenten alguna deformación, decoloración, mancha o sospecha de síntoma provocado por algún tipo de hongo, virus o bacteria (ver el último Capítulo de este libro) (Figura 7.8).

**Manejo de las varetas yemas:** de manera ideal las varetas deben ser cosechadas el mismo día en que se va a injertar, evitando su deshidratación. Si se van a realizar muchos injertos, la recomendación es ir cortando las ramas a medida que se van a utilizar. Siempre mantenerlas frescas y húmedas en lugar sombrío. En caso de tener que conservarlas por unos pocos días hasta su uso, se las envuelve en pequeños manojos con una tela húmeda o papel de diario, y se las coloca dentro de bolsas plásticas oscuras en lugar fresco (heladera a 4 °C). Todo el material de propagación debe estar perfectamente identificado, indicando especie, variedad, procedencia y fecha de recolección. Una buena opción es colocar etiquetas plásticas con la información escrita con tinta indeleble.

Las mejores yemas en forma general son las de la parte basal y media de la rama. A medida que se van seleccionando las mismas, deben eliminarse las hojas (si las tuviera) para evitar pérdida de agua por su superficie, dejando una porción de peciolo con el fin de facilitar la manipulación de la yema sin tocarla (Figura 7.8).

### Figura 7.8



*Nota.* Plantas madre yemeras (izquierda) y varetas de manzanos identificadas (derecha). (Fuente propia).

## Principales técnicas de injertos

### Injertos de yema

Injerto en "T" o injerto de escudete: si bien existen variantes de este método, lo más usual es preceder de la siguiente forma:

Preparación del patrón: Hacer en el patrón un corte vertical de la corteza de unos 2,5 cm de largo. Hacer un corte horizontal de alrededor de un tercio del grueso del patrón (queda una "T"). Abrir las dos aletas de la corteza con una ligera vuelta de la navaja (Figura 7.9).

**Figura 7.9**



*Nota.* Injerto de escudete formando una solapa en forma de "T". (Fuente propia).

Preparación de la yema: cortar una rebanada de corteza con yema, desde 1.5 cm debajo hasta 2,5 cm por encima de ésta. A unos 2 cm por encima de la yema cortar horizontal hasta llegar a la madera para poder extraer la sección de la yema. A esta sección se la denomina “escudete” (Figura 7.10). Si la yema es de una especie perennifolia puede ir acompañada del peciolo ya que servirá para manipular al escudete, evitando así tocar el cambium con los dedos y la contaminación con las bacterias de nuestra piel (Figura 7.10).

**Figura 7.10**



*Nota.* Escudete (izquierda) y Cara inferior del escudete anterior con el cambium tierno y turgente (derecha). (Fuente propia).

Inserción de la yema en el patrón: insertar el escudete, empujándolo hacia abajo desde las dos aletas de la corteza hasta emparejar los cortes horizontales del escudete y del patrón. El escudete debe quedar ajustado y cubierto por los dos labios de la corteza, mientras que la yema debe quedar expuesta (Figura 7.11).

**Figura 7.11**



*Nota.* Inserción del escudete en el portainjerto. (Fuente propia).

Atado: envolver ajustadamente la unión del injerto con algún material apropiado (Figura 7.12).

**Figura 7.12**



*Nota.* Atado con cinta común (izquierda) y atado con cinta autoajustable (derecha). (Fuente propia).

El atado es de fundamental importancia. Debe permitir mantener en contacto estrecho los dos componentes del injerto hasta que se logre la cicatrización. Debe tensionarse lo justo, no permitiendo que la yema se mueva, ni que se estrangule.

## Injerto de parche

Para realizar este tipo de injerto se remueve en una sección lisa del patrón un parche completo de corteza rectangular, y se reemplaza por un parche con corteza del mismo tamaño que contenga una yema. Para que la corteza se desprenda con facilidad se debe realizar a fin de verano - principio de otoño, o a inicio de primavera. Los cortes en el patrón y en la vareta yemera, así como la colocación del parche, se deben hacer con el máximo cuidado, rapidez y precisión para evitar la oxidación de estos tejidos malogrando el contacto entre los cambium. En cuanto a los diámetros, lo recomendable es que tanto el del patrón como el de la vareta yemera sean parecidos y preferentemente de alrededor de 1,5 a 2,5 cm. En caso de injertar sobre patrones de mayor diámetro, se deben elegir las yemas de varetas de no mucho más de 2,5 cm de diámetro.

Para realizar los cortes con más precisión se usan navajas de doble hoja, que hagan dos cortes paralelos con una separación de 2,5 a 3,5 cm. Como no es fácil conseguirlas en el mercado, se pueden fabricar en forma artesanal (Figura 7.5). Generalmente para los cortes transversales se usa la navaja de una sola hoja. El corte es a través de la corteza y hasta el leño (xilema).

Se prefiere este método para especies de yemas grandes o corteza gruesa como es el caso de los nogales, pecanes y especies tropicales como el palto.

Preparación del patrón: Se hacen dos cortes horizontales paralelos que abarquen alrededor de un tercio de la circunferencia de la rama. Luego se conectan en cada lado con un corte vertical (Figura 7.13).

**Figura 7.13**



*Nota.* Arriba se observan los cortes en los laterales del parche y abajo el desprendimiento de la corteza. (Fuente propia).

Preparación de la yema: de la varetta yemera se corta el parche con yema haciendo dos cortes horizontales con la navaja, seguidos (puede usarse la navaja de hoja doble) seguidos de un corte vertical a cada lado de la yema (Figura 7.14).

**Figura 7.14**



*Nota.* Cortes para extraer el parche con yema (izquierda) y extracción del parche con yema (derecha). (Fuente propia).

Inserción de la yema en el patrón: Una vez preparados ambos materiales se remueve la corteza del patrón y se inserta la yema. Si es necesario se recorta para lograr un adecuado ensamble (Figura 7.15).

**Figura 7.15**



*Nota.* Extracción de la corteza del patrón (izquierda) y patrón listo para injertar el parche (derecha). (Fuente propia).

Atado: Si la corteza del patrón es más gruesa que la del parche, esta se tiene que rebajar para que la cinta de atado mantenga al parche bien ajustado al patrón. Al envolver el parche se deben cubrir todas las superficies cortadas para evitar la desecación y muerte de los tejidos. Lo ideal es usar cinta especial para injertos, aunque algunos aficionados atan con hilo grueso de algodón y luego lo cubren cera para injertos, logrando resultados satisfactorios. Como en todos los tipos de injerto es importante no ajustar demasiado para evitar constricciones (Figura 7.16).

**Figura 7.16**



*Nota.* Inserción de la yema en el patrón (izquierda) y envoltura de todos los cortes con cinta (derecha). (Fuente propia).

En casos de difícil prendimiento, para facilitar la cicatrización, se pueden cortar los lados del parche sin desprenderlo tres semanas antes al día de la injertación. De esta forma se inicia la formación del callo en el patrón y una vez que se inserta el parche con la yema se acelera la cicatrización.

## **Injerto de astilla**

En este injerto la yema que se inserta va acompañada de una pequeña porción de madera denominada "astilla" o "chip" (del inglés astilla). Como no hay que desprender corteza, puede hacerse en épocas en que el patrón no está en actividad. Los viveristas lo implementan para propagar material pequeño de entre 13 a 25 mm de diámetro, como vides y rosales. Para adelantar el tiempo de obtención de la planta se pueden injertar las estacas sin enraizar, colocando el material para forzar la cicatrización en condiciones adecuadas de temperatura y humedad y proceder luego a la obtención de raíces posteriormente. Este tipo de injerto se denomina "Forzado". También, el injerto de astilla, es usado en plantas adultas para cambiar la variedad.

Se proponen estos pasos para su ejecución, pudiéndose invertir el orden, pero lo importante es lograr que la astilla de la yema coincida perfectamente con el corte ejecutado en el patrón.

Preparación del patrón: en un sector liso del patrón y cercano a la base, se hace un corte en ángulo de 45° hasta llegar a la madera del patrón (aproximadamente un tercio del diámetro) y luego a 2 cm encima de éste se realiza otro corte hacia abajo y hacia adentro que intercepte al primer corte (Figura 7.17).

**Figura 7.17**



*Nota.* Secuencia de cortes en el patrón para la realización de injerto de "chip" o "astilla". (Fuente propia).

Preparación de la yema: de la vareta yemera, se corta en bisel, aproximadamente medio centímetro por debajo de la yema a extraer y después el corte longitudinal de unos 3 cm, siempre buscando que el asiento en el patrón y la astilla o chip sean del mismo tamaño (Figura 7.18).

**Figura 7.18**



*Nota.* A la izquierda se observa una vareta, de donde se extraerán las astillas con peciolo, facilitando la manipulación; y al centro y a la derecha una astilla con peciolo de ciruelo (una especie caducifolia). (Fuente propia).

Inserción de la yema en el patrón: se extrae la astilla del patrón y se reemplaza por la astilla con la yema, para lo cual deben tener ambas astillas la misma forma y tamaño. Las capas del cambium deben coincidir al menos en un lado del tallo.

Al amarrar se deben envolver bien todos los bordes de la astilla para que quede sellada, evitando así la deshidratación. La atadura de la yema debe ser inmediata y preferentemente con cinta autoajustable y degradable. En caso de usar otro tipo de cinta, cuando la yema comienza a crecer la cinta se corta.

Cuando por alguna razón se desea cambiar la variedad de una planta adulta se puede proceder como lo hicieron los injertadores en la Figura 7.19 en un viñedo de Cafayate (Salta, Argentina). En este caso se decidió por razones comerciales, cambiar en toda una plantación la copa de uva Turruntés por la variedad Malbec. Para conseguirlo, en invierno se insertó la yema con la astilla en la cepa, cuando la yema prendió, el tronco se cortó por encima de esta. Una vez iniciado el crecimiento vegetativo de primavera, se eliminan todos los pámpanos (brotes) del tronco favoreciendo el crecimiento de la yema injertada. Una técnica conveniente es, al momento de injertar, realizar un corte con serrucho por debajo del chip. De esta forma se evita la fuerte presión de savia sobre la yema insertada, la planta pierde savia por el corte a modo de drenaje (en la jerga frutícola se dice que la vid "llora") y así se evita la expulsión del chip.

**Figura 7.19**



*Nota.* Presión de savia sobre la yema (izquierda) y corte con serrucho en cepa de vid (derecha). (Fuente propia).

## Injertos de púa o ramita

**Injerto de ensamble, inglés o de lengüeta:** mediante esta técnica se logra un alto porcentaje de prendimiento en frutales como cerezos, peras, manzanos, kiwi y vid. Se debe realizar cuando ambas partes a ensamblar están en reposo. El mayor éxito, se obtiene cuando la púa tiene el mismo diámetro que el patrón, que oscilan entre 0,5 y 1,5 cm. Si el diámetro de la púa es menor al del patrón, se deberá tener suma precaución en hacer coincidir alguno de los lados con el corte efectuado en el patrón. Se deben evitar las púas de mayor diámetro que el patrón.

Además, para lograr un buen contacto entre las zonas cambiales de ambas partes y favorecer la correcta cicatrización la púa debe tener entre dos y tres yemas, y se debe ensamblar en la parte internodal del patrón, mientras que, los cortes deben ser exactamente iguales y quedar lisos, por lo que se deben usar navajas bien afiladas.

Preparación del patrón: En la punta del patrón se hace un corte a bisel, con una longitud de al menos el doble del diámetro del patrón (A) se hace la lengüeta (Figura 7.20), realizando un corte vertical con la navaja de 1 - 1,5 cm de longitud, en el cuarto superior del bisel, lo más paralelo posible al ángulo del bisel (B) (Figura 7.20).

**Figura 7.20**



*Nota.* Corte A (izquierda) y corte B (derecha) para generar la doble lengüeta del injerto doble inglés. (Fuente propia).

Preparación de la púa: se corta una púa con dos o tres yemas y en la base se realizan los mismos cortes que en el patrón. El bisel debe ser lo más parecido posible en dimensiones al del patrón para garantizar la mayor zona de contacto entre ambos.

Ensamble: el patrón y la púa se ensamblan con las lengüetas entrelazadas. Ambas partes deben coincidir perfectamente (Figura 7.21).

**Figura 7.21**



*Nota.* Ensamble de las dos lengüetas en el injerto inglés doble. (Fuente propia).

Atado: se ata con plásticos o cintas de injertar, aplicando presión para asegurar un mayor contacto entre púa y patrón y siempre desde abajo hacia arriba, de forma que el plástico deje la zona sellada herméticamente. En caso de usar rafia o alguna cinta que no sea adhesiva, debe encerarse la unión. Una vez soldado el injerto, la envoltura debe eliminarse (Figura 7.22).

**Figura 7.22**



*Nota.* Injertador atando en un vivero de Kiwi (izquierda) y detalle de púa atada (derecha). (Fuente propia).

Existen en el mercado herramientas especiales para realizar estos "cortes espejados". En los viveros más tecnificados, este tipo de injerto se hace, por lo general, en taller o mesa de trabajo sobre estacas de vid o acodos de manzanos. En estas ocasiones el injerto se realiza con herramientas especiales, que logran un ensamble perfecto, por lo que en vez de amarrarlos se introducen en cera para injerto. Una variante de este injerto es el ensamble omega (Figura 7.23).

**Figura 7.23**



*Nota.* Injerto de taller en mesa de injertación (izquierda) y ensamble perfecto en omega (derecha). (Fuente propia).

Cuando se injertan estacas es necesario disponer de cámaras de forzado en vivero ya que se necesita que suelde el injerto y el portainjerto emita raíces, denominándose esta técnica "injerto forzado" (ver más arriba en este capítulo las etapas de dormición y épocas en que se realiza) (Figura 7.24).

Figura 7.24



Nota. Forzado del callo y detalle del injerto omega soldado en *Vitis spp.* (Fuente propia).

**Injerto de hendidura:** es uno de los métodos más antiguos y de uso más amplio, aunque otros tipos de injertos tienen mejor progreso. Consiste en cortar la copa de pequeños árboles o ramas de 2,5 a 10 cm de diámetro, hacer una hendidura e insertar púas en el corte. Se puede usar para obtener plantas o para cambiar la variedad de una planta ya establecida. Se recomienda para especies de madera de grano recto que se pueda partir uniformemente, como las camelias, vides, frutales de pepita, cereza y ciruelos, no siendo adecuado para el duraznero.

Para su ejecución se realiza un corte transversal en el patrón o en la rama o tronco a injertar, dejando un tocón que se alisa con la navaja. A continuación, se realiza en el centro del tocón un corte vertical “hendidura” haciéndolo penetrar hacia abajo unos 3-5 cm, según el grosor, sin agrietar el leño. Para esta operación se usa una navaja de hoja recta si el patrón es fino y un cuchillo especial de hoja gruesa (hendidor) o un formón si el patrón es grueso (Figura 7.25). De acuerdo a los diámetros se pueden establecer variantes:

**Hendidura plena o simple:** si la púa es del mismo grosor que el patrón se coloca una púa que establecerá contacto cambial en las dos partes del corte.

**Hendidura doble:** Si el patrón tiene mayor grosor, entonces se colocan 2 púas, una a cada lado de la hendidura, quedando en este caso el borde de la púa en el interior sin contacto. Para un buen ajuste, el corte de las púas debe tener el lado de la cara exterior algo más grueso que el lado que queda en el interior.

Preparación del patrón: Se corta el patrón a la altura deseada. Se parte el tocón al centro, con una herramienta de filo adecuado, se ayuda con una masa.

**Figura 7.25**



*Nota. Formación de la hendidura en la planta que oficiará de portainjerto. (Fuente propia).*

Preparación de la púa: Se hace una cuña de una longitud de 8-10 cm, mediante dos cortes longitudinales oblicuos de unos 3-5 cm de longitud. Es conveniente iniciar estos cortes horizontalmente penetrando unos 3 mm a cada lado y luego se continúa con los cortes longitudinales acabando en punta. Las dos caras formadas en la púa deben ser planas para que el cambium tenga buen contacto en la hendidura. En la parte superior de la púa deben quedar de 2 a 4 yemas.

Inserción de la púas en el patrón: Para introducir la o las púas se abre la hendidura con la ayuda de la lengüeta del hendidor o de otra herramienta, o bien manteniendo la cuña introducida anteriormente. En patrones finos la púa se introduce directamente, haciéndola deslizar sobre la hendidura dando unos golpes suaves en su extremo, haciendo coincidir las capas de cambium (Figura 7.26).

**Figura 7.26**



*Nota. Formación de la ramita en forma de "cuña" e inserción en el portainjerto. Muy utilizado cuando se quieren cambiar variedades en diferentes especies. (Fuente propia).*

Atado: Finalmente, se saca la cuña. En troncos gruesos y en ramas la propia presión que ejercen los lados del corte sobre la púa puede ser suficiente para mantenerla fijada, pero siempre es recomendable atar los injertos. Luego se debe proteger con mastique o cera de injertar todo el corte, incluyendo las puntas de las púas (no es necesario encerar las yemas) para evitar que se deshidraten (Figura 7.27).

**Figura 7.27**



*Nota.* Encerado de la herida para disminuir la deshidratación y favorecer la cicatrización. (Fuente propia).

Un interrogante que suele surgir es si se puede injertar más de una variedad en un pie. Lo recomendable para que tengan un desarrollo y comportamiento parecido y que sea más fácil de manejar, es injertar una sola variedad, pero se pueden colocar variedades diferentes, con el fin de tener por ejemplo, dos tipos de ciruelas en un mismo pie como se ve en la Figura 7.28. Las hojas verdes y la floración blanca corresponden a una variedad de ciruela originada por una de las púas y las hojas moradas y floración blanco-rosada a la otra. Ambas variedades darán frutas de diferentes características y en momentos diferentes. Aunque esto es posible, se necesita un seguimiento continuo y un manejo individual de cada variedad, como desbrotes para equilibrar los crecimientos.

**Figura 7.28**



*Nota.* Injertos múltiples en un mismo pie de ciruelo. (Fuente propia).

Si bien injertar (por cualquier método) diferentes variedades en un pie no es factible en un monte productivo, es una opción para los aficionados o para quienes les guste experimentar.

## **Injerto de corona**

El injerto de corona se utiliza para el cambio de variedades. Para este fin, es preferible en casi todos los casos al injerto de hendidura doble, ya que es más fácil de ejecutar y tiene un gran porcentaje de prendimiento. Se puede realizar en ramas que tengan entre 2,5 y 30 cm de diámetro (cuanto mayor sea el grosor del tronco más dificultosa es la cicatrización). Para su ejecución se debe desprender la corteza de la madera, debiéndose realizar en primavera, una vez que el patrón ha iniciado el crecimiento activo. Como las púas tienen que encontrarse en reposo, las varetas de las especies caducifolias se deben recolectar durante el invierno y mantenerlas refrigeradas y húmedas hasta el momento del injerto, mientras que en las especies perennifolias se pueden recolectar en el momento.

Preparación del patrón: El tronco o rama a injertar se corta previamente con una sierra. Luego se alisa el corte en el momento de injertar y se refina el borde con la navaja. A continuación se efectúa con la navaja un corte longitudinal de unos 3 a 4 cm en la corteza, sin penetrar en el leño. Luego, con la lengüeta de la navaja se levanta ligeramente la corteza en uno o ambos lados, según la forma de insertar la púa (Figura 7.29).

**Figura 7.29**



*Nota.* Secuencia de cortes para el injerto de corona. (Fuente propia).

Preparación de las púas: Cada púa se prepara haciendo primero una incisión transversal, a 3-5 cm de su extremo, penetrando la mitad de su grosor o algo más, y luego a partir de esta incisión se realiza un corte longitudinal. De esta forma la púa encajará a modo de silla en el tronco a injertar, presentando un mejor contacto cambial. El corte longitudinal se hace a modo de bisel, por un solo lado, rebajando algo más de la mitad del grosor de la púa y terminando en punta. Finalmente, en su extremo, por el otro lado de la corteza, se da un pequeño corte en bisel, de unos 0,5 cm, que servirá para que la púa penetre más fácilmente entre la corteza de la rama y no se levante el extremo de su corteza al insertarla (Figura 7.30).

**Figura 7.30**



*Nota.* Corte longitudinal de la púa y vista lateral de la misma. (Fuente propia).

Inserción de las púas en el patrón: Las púas se colocan haciéndolas deslizar, con ligeros golpes, entre la corteza levantada de la rama o del tronco (Figura 7.31).

**Figura 7.31**



*Nota.* Inserción de la púa y sostén de las mismas en la rama. (Fuente propia).

Sostén de la púa: Para sostener la púa con la corteza puede clavarse con un clavo de cobre de punta fina y de cabeza gruesa, para que así la punta pueda apretar la corteza y penetrar la púa sin agrietarla, y afianzarse en el leño de la rama o del tronco. Si es necesario se ata y en este caso la cinta se retira pasado los 2 ó 3 meses. Para una mayor protección de los cortes, estos pueden embolsarse hasta su cicatrización.

Encerado: Finalmente, con un pincel se aplica con cera o mastique, para proteger los cortes. Es conveniente efectuar un repaso al cabo de unos días evitando que queden grietas. También debe sellarse el extremo de las púas.

La Figura 7.32 muestra un cambio de copa con injerto de corona realizado en una plantación de Pecan, en Arturo Seguí, Provincia de Buenos Aires. Esta planta no había sido injertada, al

cabo de 10 años comenzó a dar nueces y éstas fueron muy pequeñas, por lo que se decidió injertar una variedad de nueces de mayor tamaño. Al cabo de unos meses, la nueva copa estaba en pleno desarrollo.

**Figura 7.32**



*Nota.* Injerto de corona en Pecán realizado el 2 de septiembre de 2021 y posterior desarrollo de las púas el 19 de diciembre del mismo año. (Fuente propia).

## **Injerto por aproximación**

Los injertos por aproximación se realizan entre dos plantas independientes, teniendo cada una un sistema radical propio. Una vez que se establece la soldadura y se encuentra asegurado el abastecimiento de savia del injerto, se realizan los cortes de acuerdo a la finalidad para separar la planta injertada de sus dos plantas madres. Como se ve en la Figura 7.33, pueden haber dos tipos de este injerto: terminal o por apuntalamiento y lateral.

**Figura 7.33**



*Nota.* Injerto por aproximación o terminal o apuntalamiento (Izquierda) y lateral (derecha). (Fuente propia).

**Injerto de aproximación terminal o apuntalamiento:** Se emplean en casos excepcionales, generalmente para salvar árboles en los que el sistema radical ha sido dañado por algún motivo, o bien que el patrón sobre el que se hallan injertados no funciona correctamente, o para revigorizar árboles viejos. Por el tiempo que lleva, lo costoso y la dificultad de su ejecución, es una técnica que se implementa en ejemplares que se desea conservar por poseer algún valor interesante, mayormente histórico.

Se procede implantando nuevos patrones con un buen sistema radicular alrededor del tronco del árbol que se desea recuperar, para luego unirse. La forma más usual de ensamblar estas partes consiste en dar dos cortes longitudinales paralelos en la corteza del tronco, de unos 5 cm, a una separación similar al grosor del patrón; luego se retira la corteza dejando una lengüeta en la parte superior. En el patrón se da un corte longitudinal de la misma longitud en su extremo, penetrando ligeramente en el leño, y otro pequeño corte (1 cm) en el lado opuesto del extremo. El extremo del patrón se introduce en la lengüeta dejada en la corteza y se encaja sobre la ranura del tronco haciendo coincidir las zonas cambiales, se clava o se ata y se protege con mastique.

**Injerto de aproximación lateral:** esta técnica se realiza para propagar especies que son muy difíciles de lograr por otro medio. Consiste en soldar dos ramas o troncos uniendo las zonas cambiales de los dos materiales a injertar en contacto íntimo.

La planta que conformará el pie se cultiva en maceta, y se coloca cerca de la planta establecida que proporcionará la púa de la planta injertada. También pueden cultivarse ambas plantas en macetas individuales.

Existen varias formas de dar los cortes para dejar al descubierto el cambium y que haya coincidencia entre las dos partes a injertar. La más sencilla de ejecutar es elegir porciones del mismo diámetro, cortar en cada uno una rebanada plana de corteza con algo de leño, de unos 4-5 cm, formando dos superficies ovaladas iguales; para luego juntar el injerto haciendo coincidir

la zonas cambiales y atar con cinta de tela o cuerda. Finalmente se protege el injerto con cera o mastique.

Este método se usa en la propagación comercial de la *Acacia baileyana* F. Muel. En la Figura 7.34 se muestra como se dispone la maceta con el patrón en este caso *Acacia floribunda* (obtenida por semilla) próxima a una rama flexible y del mismo grosor de la planta madre de *Acacia baileyana* que se intenta propagar (pueden realizarse varios injertos en simultáneo). En la misma Figura 7.34 se indica donde una vez formada la unión (aproximadamente 40 días) se debe cortar el pie por encima del injerto y luego la rama que conformará la copa para así separarla de la planta madre y obtener un nuevo ejemplar.

**Figura 7.34**



*Nota.* Superficie cambial para el contacto y procedimiento del injerto para luego realizar el atado. (Fuente propia).

Estos injertos se realizan, preferentemente, a la salida del invierno cuando los materiales usados están entrando en actividad.

**Injerto filtro:** esta técnica se utiliza cuando, como se mencionó anteriormente, por problemas de autoincompatibilidad localizada. Se requiere incorporar un filtro compatible entre el patrón y la copa.

Las formas de realizar este doble injerto son numerosas. Se pueden utilizar las técnicas de injerto de yema o de púa, o ambas combinadas. Un método usual es injertar en otoño la yema del patrón intermedio y sobre el crecimiento de esta un año después injertar de yema la variedad deseada.

Se muestra en la Figura 7.35 el caso de un injerto filtro de peral sobre pie de membrillero con injertos de púa.

**Figura 7.35**



*Nota.* Injerto de una variedad filtro marcado en amarillo. Por abajo del filtro se ubica el portainjerto y por encima filtro la variedad. (Fuente propia).

## **Cuidados de la planta injertada**

Durante la época posterior a la realización del injerto, habrá que tener ciertos cuidados especiales en la planta para favorecer la soldadura y, especialmente, mantener la humedad adecuada del suelo y evitar la competencia de las malezas.

Se debe tener en cuenta que la yema tarda en soldarse al patrón aproximadamente entre 2 ó 3 semanas. A su vez, se puede considerar que:

- ✓ El injerto prendió cuando el peciolo se desprende en forma limpia a la vez que se ve turgente la yema y la corteza de la púa mantiene su coloración normal (no hay necrosis).
- ✓ El injerto falló cuando: el peciolo queda adherido y se oscurece la yema y el peciolo. Se puede volver a injertar, mientras las condiciones sean las adecuadas y se disponga de yemas valiosas.

**Eliminación de la atadura:** En los injertos realizados entre final de febrero y marzo atados con cintas de plástico, debe cortarse la cinta a los 12-15 días, una vez que se ha comprobado la soldadura, sobre todo en los injertos en T para evitar el crecimiento de callo por encima del escudete. Si el injerto se realiza algo más tarde (después de mediados de marzo), la cinta debe cortarse pasados 20-25 días.

En los injertos a ojo despierto, las cintas deben cortarse, aproximadamente a los 20 días, antes de que se dificulte la brotación de la yema y se produzca un estrangulamiento en el patrón.

En injertos de púa tipo inglés, hendidura plena y otros, la cinta debe mantenerse bastante más tiempo, al menos 40-60 días, hasta que el estrangulamiento sea muy notorio.

En los injertos de corona debe repasarse, al cabo de una semana, la protección con mastique para tapar las posibles nuevas grietas o poros.

Recegado o corte del patrón. Si el injerto se realiza a ojo despierto debe cortarse el patrón para forzar la brotación de la yema, aunque es necesario mantener inicialmente algunos brotes del patrón para ayudar al crecimiento del injerto. Para ello, al injertar se descortezan el tronco por encima del injerto pero manteniendo activa la parte aérea y luego se suprime progresivamente la vegetación hasta cortarlo definitivamente por encima del punto de injerto.

En los injertos a ojo dormido, el corte del patrón se realiza en invierno. Puede ser conveniente mantener en la primavera algunos brotes despuntados que salgan del patrón para tener más hojas y ayudar al injerto en su brotación. Posteriormente, se deben suprimir estos brotes con tijera.

Desahijado: se llama así a la operación que se realiza para evitar el debilitamiento del injerto, suprimiéndose todos los brotes que provengan del portainjerto y no correspondan a la yema injertada. Esto es variable entre diferentes especies, pero sólo a modo de ejemplo, se puede decir que los portainjertos de ciruelo emiten brotes continuamente, por lo que son necesario reiterados desbrotes durante la temporada de crecimiento.

En los injertos para el cambio de variedad, es conveniente mantener algunos brotes de la variedad anterior hasta que se desarrolle la brotación de los injertos.

## Anexo fotográfico

Figura 7.36



*Nota.* Caja con diferentes tipos de herramientas para injertación. Curso de Fruticultura FCAyF UNLP. (Fuente propia).

**Figura 7.37**



*Nota.* En ciertos casos, las plantas injertadas deben permanecer en condiciones de penumbra hasta la formación del callo cicatricial. En este caso se observa una vitrina para la injertación de Cupresáceas. Foto tomada en el Vivero Ferrari Hermanos en la Localidad de Arana, La Plata - Argentina. (Fuente propia).

**Figura 7.38**



*Nota.* Detalle de una *Thuja spp.* injertada sobre un pie de *Cupressus spp.* A la derecha se encuentra el Ing. Agr. Mario Ferrari dando una clase a estudiantes del curso de Extensión de Propagación de Plantas (Curso de Fisiología Vegetal - FCAyF UNLP) en el Vivero Las Delicias, en donde se desempeña como director técnico. Al momento de la publicación de este libro, el Ing. Ferrari es actualmente Vice-presidente de la Asociación Argentina de Floricultores y Viveristas de Argentina. (Fuente propia).

Figura 7.39



*Nota.* Diferentes injertos de ramita con sus variantes, que ya fueron desarrolladas en el presente capítulo. Foto de un cuadro de autor anónimo en el Curso de Fruticultura (FCyF UNLP). (Fuente propia).

## Referencias

- Castle, W.S. (1995). Rootstock as a fruit quality factor in citrus and deciduous tree crops. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 23(4), 383-394.
- Chirino, J.S. & Lucero, A.I. (2018). [Obtención de plantas de nogal en tiempo breve, mediante injertos en semilla nodriza](#). Tesis de grado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, UNLP. Disponible on line: <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/67670>.
- Hartmann, H.T. & Kester, D.E. (1999). *Propagación de Plantas. Principios y Prácticas*. Compañía Editorial Continental S.A. de C.V. México. Séptima reimpresión. pp. 760.
- Hartmann, H.T. & Kester, D.E. (2014). *Plant Propagation. Principles and Practices*. Pearson Education Limited., Harlow. Eight Edition. pp. 922
- Lee, J-M., Kubota, C., Tsao, S.J., Bie, Z., Hoyos Echevarria, P., Morra, L., Oda M. (2010). Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. *Scientia Horticulturae*, 127, 93–105.
- Melnyk, C.W. & Meyerowitz, E.M. (2015). Plant grafting. *Current Biology*, 25(5), R183-R188.
- Modge, K., Janick, J., Scofield, S., Goldschmidt, E.E. (2009). A history of grafting. *Horticultural reviews*, 35, 437-493.
- Solofoharivelo, M.C., van der Walt, A. P., Stephan, D., Burger, J.T., Murray, S.L. (2014). MicroRNAs in fruit trees: discovery, diversity and future research directions. *Plant Biology*, 16(5), 856-865.

# CAPÍTULO 8

## Propagación de especies nativas

*Juan Marcelo Gauna, Valentina Balirán y Daniel O. Gimenez*

*En memoria de Marcela Simontacchi,  
militante de la investigación, extensión  
y el trabajo con especies nativas, para su  
conservación y divulgación.*

Como se ha visto en los capítulos precedentes, la propagación de plantas conlleva un inevitable encuentro de diversos conocimientos y disciplinas. Éstos surgen de la profunda relación que guarda la vegetación y la organización de las personas en sociedad; de esta manera es que los usos etnobotánicos que se pueden mencionar son tan numerosos y diversos como la biodiversidad en sí misma: usos alimenticios, medicinales, rituales, forrajeros, energéticos, ornamentales, entre otros.

Para el caso de las especies nativas, la característica más importante es su reciente incorporación a las prácticas de cultivo, por lo que se encuentran en pleno proceso de domesticación. Tan importante como este proceso que nos permite incorporarlas a nuestro acervo de recursos, son los procesos ecológicos que explican la situación actual de las especies vegetales en la naturaleza; hoy vemos un fotograma en la película de la evolución de las especies. Algunos conceptos relevantes por mencionar son la **sucesión ecológica**, la **adaptación y evolución situada**, así como el **origen de dispersión** de las especies.

Con respecto a las especies nativas y su domesticación, podemos decir que han sido las últimas en cautivar la atención de muchos viveristas, productores, consumidores, restauradores ecológicos, paisajistas y demás amantes de la naturaleza. Por lo que es cuestión de tiempo, de inversión en investigación y desarrollo y concientización de su importancia lo que permitirá el aprovechamiento sustentable de estas especies sin comprometer su existencia futura y diversidad.

## Conceptos introductorios de ecología aplicada

La **sucesión ecológica** es un proceso que nos permite develar el misterio de las plantitas que crecen en el cemento de la vereda o en las paredes de los edificios de la ciudad. En un mundo que se encuentra en constante cambio, los disturbios, tanto de origen natural como antrópicos, fueron fuerzas modeladoras de la vida como la conocemos hoy y nos permiten presuponer cómo sería un ecosistema posterior a los grandes incendios, fuertes vientos y otras inclemencia climáticas, inundaciones, terremotos, deforestación, explotaciones petrolíferas y mineras o incluso rellenos y nivelación para habilitación de suelo urbano.

Los disturbios movilizan y desplazan especies que ya se encuentran en un hábitat determinado cumpliendo funciones ecológicas muy importantes. Traen consigo consecuencias indeseadas para las plantas que se encontraban adaptadas a las condiciones ambientales previas al disturbio: alteración del régimen de precipitación, aumento de la radiación solar incidente, aumento o disminución importante de las temperaturas de suelo y del aire, disminución de la humedad y de los nutrientes disponibles en el suelo, entre otras.

Luego de un disturbio, las condiciones inhóspitas son tolerables solamente para un reducido número de especies vegetales que pueden crecer y desarrollarse, en condiciones de competencia por los escasos recursos disponibles, y son las denominadas **especies pioneras**. Estos primeros habitantes tienen la importantísima tarea de generar condiciones favorables para la colonización del hábitat disturbado con numerosas y diversas formas de vida, también se caracterizan de manera muy general por tener ciclos de vida más cortos y por dejar abundancia de propágulos para la siguiente generación con mínimos requerimientos para germinar o desarrollar nuevos individuos.

En el caso de la propagación de estas especies es interesante comprender que tendrán un tiempo corto de vida, los cuidados que requieren tienden a ser mínimos: sol directo, riegos esporádicos, suelo sin limitantes para el crecimiento de la raíz. Así mismo es posible que si no las delimitamos, por ejemplo, en un jardín comiencen a extenderse más allá del sitio original de plantación y que traigan complicaciones del tipo invasivas.

Como ya se dijo, las pioneras aparecen primero y tienen un rol fundamental en la preparación del terreno y condiciones para la instalación de otro tipo de especies que requieren mayores cuidados o condiciones menos inhóspitas para su crecimiento y desarrollo, que se denominan **especies de sucesión tardía**. Ellas suelen tener menor tolerancia al sol directo cuando se encuentran en estadio de plantín, requieren regímenes hídricos más abundantes y el suelo debe estar adecuadamente estructurado para la exploración radical. Por otro lado, sus propágulos suelen tener requerimientos específicos para la germinación, asociados a la estación del año y las condiciones ambientales, sus interacciones con animales dispersores entre otras. Sin embargo, sus ciclos de vida son de mayor tiempo y mayor resistencia a las condiciones adversas momentáneas o estreses, puesto que en la naturaleza son las especies que le dan estructura a los ecosistemas y que aportan numerosas funciones ecológicas que permiten alcanzar la situación de equilibrio dinámico que caracteriza a los ecosistemas climáticos.

Para la propagación por semilla de estas especies es posible que se deban realizar tratamientos pregerminativos antes de sembrar para asegurar una mayor y más uniforme germinación, en un momento específico del año o bajo condiciones más controladas como puede ser un invernáculo. Así mismo, el crecimiento inicial del plantín para muchas especies nativas de sucesión secundaria precisa de condiciones ambientales y microambientales específicas como sombreado natural, temperaturas moderadas, mayor humedad relativa, menor radiación directa del sol, entre otras. En un bosque bajo el canopeo de los árboles más grandes (pioneros) estas situaciones se generan principalmente por el efecto del sombreado. En los viveros forestales se busca imitar las condiciones naturales de crecimiento mediante el uso de medias sombras (umbráculo), riego por aspersión distribuido a lo largo del día, la distribución de los plantines entre otros ejemplares de mayor tamaño en el invernáculo o en la cancha de cría, entre otras.

## Fitogeografía, orígenes y unidades de vegetación

En Argentina el análisis regional de las especies vegetales y las variables climáticas, edáficas y geológicas que determinan la composición florística permiten la clasificación en **unidades fitogeográficas**. Estas características podrían servir de guías para la introducción de nuevas especies nativas a la producción viverista; proporcionan la información necesaria para la formulación del sustrato, las frecuencias y volúmenes de riego, las interacciones vegetales y animales que se pueden esperar, etc. De igual modo, es posible comprender que los ambientes circundantes a las ciudades, se encuentran en equilibrios que la actividad humana puede perjudicar o favorecer. Tanto sea por cambios en el uso del suelo para actividades económicas concretas como la agricultura, la urbanización, ganadería o minería, como la introducción de especies invasoras que compiten y perjudican las relaciones biológicas preexistentes en los ecosistemas. O con un efecto muy positivo como las estrategias de restauración de áreas degradadas o la creación de corredores biológicos que integran el paisaje urbano y periurbano con los ambientes menos antropizados.

Cuando la composición florística se analiza en términos de la región fitogeográfica de procedencia de las especies vegetales, se las puede clasificar entre **exóticas**, cuando se trata de especies que no son propias de la unidad y que fueron introducidas por acción de las personas y que posteriormente pueden o no, naturalizarse y formar poblaciones e incluso seguir dispersándose por medio de vías naturales, según las características reproductivas de cada especie. Es el más controversial de los grupos puesto que existe la posibilidad de que las especies exóticas tengan capacidades como invasoras de ecosistemas cuando producen abundantes propágulos, de fácil dispersión y germinación, que perjudican las relaciones y funciones ecológicas preexistentes entre flora, fauna y biotopo. Es ejemplificable cuando se produce competencia y disminución de la regeneración de las especies propias del lugar; cambios abruptos en el ciclo del agua y los nutrientes; disminución del alimento y sitios de anidación disponibles para aves, entre otras. Esta problemática está íntimamente relacionada

con la acción antrópica de dispersión y cultivo en el entorno urbano y periurbano y la posibilidad de que ocurran fenómenos de invasión. La invasión se constituye en un proceso de contaminación de carácter biológico que se caracteriza por los daños generados directamente y la dificultosa recuperación de la vegetación propia del lugar.

Por el contrario, cuando se habla de especies propias de la región en estudio y de interés, se habla de **nativas**, que son parte de la evolución y desarrollo de los ecosistemas y que aportan de manera positiva al equilibrio entre las funciones como el ciclaje de nutrientes, agua y suelo, o a las relaciones con otras plantas, animales, etc. La principal dificultad que presentan tiene que ver con los bajos volúmenes de información y la baja incorporación de las mismas en los viveros y por consiguiente en los proyectos paisajísticos. Hace algunos años esta tendencia viene siendo revertida por múltiples factores entre los que se pueden nombrar, los nuevos paradigmas de planificación paisajística basadas en los valores propios del entorno silvestre, una demanda creciente y sostenida de especies nativas hacia los viveros y también la conformación de la Red de Viveros de plantas Nativas de Argentina (REVINA), inicialmente en la región rioplatense en 2016 pero con los años extendiéndose a todo el país. Este espacio busca promover el uso de plantas nativas en el país impulsando la educación, investigación, producción, y comercialización para la restauración ambiental y planificación del paisaje a todas las escalas de manera sustentable y sostenible. Algunas de sus acciones concretas son la materialización de espacios de cooperación, intercambio de información, discusión sobre la asociación de pequeños viveristas ante una demanda creciente de especies nativas y principalmente la difusión del uso, cultivo y conservación.

La distribución geográfica de algunas especies es muy localizada y puntual, las plantas **endémicas**, son un caso especial de nativas en las cuales el área natural de distribución está restringida a un único lugar, generalmente de poca extensión de superficie, como podría ser una isla, una península, un partido provincial o una localidad específica. Un caso muy particular y conocido de la provincia de Buenos Aires es el 'ombusillo' (*Phytolacca tetramera* Hauman) que se encuentra únicamente en los Partidos de Magdalena, Chascomús y Punta Indio.

En el presente capítulo se hará un recorte en la selección de especies nativas, enfocándose sobre aquellas pertenecientes a la región rioplatense, enmarcada en el área de influencia de la dinámica de la cuenca del Río de La Plata en la Provincia de Buenos Aires y en particular de dos formaciones vegetales determinadas que son los Talares y la Selva Marginal.

## Talares

Hacia el noreste de la provincia de Buenos Aires encontramos unas pequeñas formaciones boscosas, distribuidas a lo largo de la faja costera que abarca unos 50 km de ancho desde la ribera del Paraná hasta el norte del litoral Atlántico cerca de la localidad de Mar Chiquita, constituyendo la principal comunidad boscosa de la región. Las especies predominantes son tala (*Celtis tala* Gillies ex Planch.) y coronillo (*Scutia buxifolia* Reissek), pueden encontrarse tanto de

forma codominante o presentando dominancia una sobre la otra en el bosque, pero siendo la primera quien le otorga el conocido nombre de Talar a estos bosques tan particulares. Junto a ellas se encuentran otras especies nativas asociadas de forma secundaria, hierbas como la orquídea terrestre (*Cyclopogon elatus* (Sw.) Schltr.), patito (*Aristolochia fimbriata* Cham.), y *Blumenbachia urens* (Vell.) Urb., también la enredadera *Philiberti agilliesii* Hook. & Arn., arbustos como *Holmbergia tweedii* (Moq.) Speg., barba de tigre (*Colletia spinosissima* J.F. Gmel.), y camará de talar (*Lantana megapotamica* (Spreng.) Tronc.). También podemos encontrar otras especies arbóreas nativas asociadas como la sombra de toro (*Jodina rhombifolia* (Hook. & Arn.) Reissek subsp. *rhombifolia*), aroma (*Vachellia caven* (Molina) Seigler & Ebinger), molle (*Schinus longifolius* (Lindl.) Speg. var. *longifolius* var. *longifolia*), sauco (*Sambucus australis* Cham. & Schltdl.) y ombú (*Phytolacca dioica* L.). Una particularidad apreciable de estos ecosistemas es que poseen una especie endémica como mencionamos anteriormente, que solo se encuentra en estos bosques y en ningún otro lugar del mundo, se trata del ombusillo (*Phytolacca tetramera* Hauman) un subarbusto perenne, lo cual acrecienta la importancia de conservar estos ambientes y la biodiversidad tan especial que ellos albergan. En los talares de la Isla Martín García y de la costa del Río Paraná, en la Provincia de Buenos Aires, se encuentran frecuentemente otras especies típicas de los bosques ribereños subtropicales de Argentina como anacahuita (*Blepharocalyx salicifolius* (Kunth) O. Berg) y chal chal (*Allophylus edulis* (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Hieron. ex Niederl.).

Según Cabrera estos bosques deben su particular ubicación y formación a factores edáficos y no climáticos, ya que en base a estos últimos se favorecería el desarrollo del pastizal pampeano en esta región y no de formaciones boscosas. Entonces, ¿Cuál es la particularidad de los suelos sobre los que se formaron los talares? Durante el cuaternario toda la zona costera sufrió intrusiones marinas que al retirarse dejaron depósitos de valvas de moluscos, los cuales comprenden lo que hoy denominamos cordones de conchilla, estos se ven alternados con áreas ligeramente deprimidas (intercordones). Las dimensiones de los cordones pueden llegar a ser de 15 a 50 m de ancho y hasta 5000 m de longitud, encontrándose de 1 a 2 m más elevados que los intercordones. Estos depósitos de conchilla constituyen un material grueso, permeable, con buen drenaje en una zona poco ondulada y con bajos inundables, lo cual permite el establecimiento de estas comunidades boscosas fuera del área de inundación de los ríos y a su vez intercalados por los típicos pastizales pampeanos ubicados entre los cordones sobre los suelos zonales inundables. Los talares de Buenos Aires fueron considerados parte del Espinal o como una comunidad edáfica dentro de la provincia fitogeográfica de la Pampa.

Si bien las características edáficas definen en mayor medida el establecimiento de los talares en estas zonas en particular, las condiciones climáticas también influyen y lo caracterizan. La cercanía del Río de La Plata y el Océano Atlántico repercuten en una baja amplitud térmica diaria y estacional, generando un clima homogéneo en toda la región con una temperatura media anual de entre 15 °C y 17 °C. Las precipitaciones anuales varían entre 850 a 1065 mm concentrándose generalmente durante el otoño y la primavera, a su vez los valores de evapotranspiración potencial suelen ser inferiores por lo tanto se genera un exceso en el balance hídrico anual.

Los talares históricamente han sido y continúan siendo degradados por distintas acciones antrópicas que amenazan la perpetuidad de los mismos. En las décadas del 40 y 50 se extrajeron grandes cantidades de leña y madera principalmente como combustible para las industrias regionales, es así que se talaron los árboles de mayor diámetro y edad dejando aquellos más jóvenes y pequeños modificando de esta forma la estructura y dinámica ecológica. Junto con el crecimiento demográfico a lo largo de los años se fue dando un crecimiento urbano en zonas linderas a los talares, que han afectado directamente a estos ecosistemas por realizarse sin planificación, avanzando sobre los mismos, modificando el sistema hídrico e introduciendo especies exóticas que compiten con las nativas y las desplazan evitando su regeneración natural, un claro ejemplo se puede observar con la introducción del ligustro (*Ligustrum lucidum* L.) de origen asiático, este árbol utilizado como ornamental en cascos de estancias, casas, jardines y arbolado urbano ha logrado dispersarse y avanzar sobre el territorio de los talares de forma descontrolada afectando seriamente la regeneración de los bosques, constituyendo hoy una de las principales amenazas para la conservación de los talares.

La **actividad minera** de extracción de tosca y conchilla es sumamente conflictiva y afecta de forma directa a los talares inclusive en la actualidad, ya que aún continúan en funcionamiento muchas canteras en la región. Para extraer el material calcáreo es preciso la remoción de los bosques, seguida de una excavación que modifica el relieve y el sistema hídrico, transformando totalmente el paisaje, es por esto que constituye un gran peligro para los talares.

Para la conservación de estos ecosistemas tan especiales es importante conocerlos, e interiorizarnos con las problemáticas socioambientales que los afectan, revalorizarlos y tomar cartas en el asunto para poder continuar disfrutándolos en el futuro, nosotros y toda la biodiversidad que los habita y de ellos depende para vivir.

## Selva marginal

Dentro de las ecorregiones de la República Argentina, la región rioplatense abarca el área de influencia del Río de La Plata: el delta inferior, su frente de avance, la isla Martín García y la ribera platense hasta Punta Indio. Incluye distintas fisonomías vegetales: selvas marginales, bosques y matorrales fluviales ribereños, pajonales y juncales. Esta variedad fisonómica es consecuencia de la geomorfología y las condiciones hidrológicas, particularmente de los pulsos de inundación (periodos formados por fases de inundación y de sequía), su frecuencia, profundidad y duración. La distribución de especies se encuentra íntimamente relacionada con los cursos de agua y el escurrimiento de la misma, alternan bosques y arbustales en los angostos albardones ribereños, pajonales y pastizales en depresiones y comunidades higrófilas y acuáticas sobre las riberas de los cursos de agua y en las lagunas interiores.

El tipo de vegetación característico son los bosques fluviales también conocidos como selvas marginales que se definen como formaciones dominadas por especies arbóreas, siendo las más representativas el sauce (*Salix humboldtiana* Willd. var. *humboldtiana* var. *humboldtiana*), ceibo

(*Erythrina crista-galli* L.), canelón (*Myrsine laetevirens* (Mez) Arechav.), lecherón (*Sapium haematospermum* Müll. Arg); timbó blanco (*Albizia inundata* (Mart.) Barneby & J.W. Grimes), Inga (*Inga affinis* DC.), sangre de drago (*Croton urucurana* Baill.), laurel de río (*Nectandra angustifolia* (Schrad.) Nees & Mart.), aliso de río (*Tessaria integrifolia* Ruiz & Pav. var. *integrifolia*) y espinillo (*Vachellia caven* (Molina) Seigler & Ebinger). También encontramos los bosques de albardón conocidos como Monte Blanco, estos presentan fisonomía de selva, con abundancia de enredaderas y epifitas y si los albardones son bajos pueden compartir especies con las selvas marginales, se distinguen de estas últimas ya que no dependen de los pulsos de inundación. Las especies representativas del Monte Blanco son *S. haematospermum*, *A. inundata*, *E. crista-galli*, *N. angustifolia*, *M. laetevirens*, *V. caven*, *I. affinis*, entre otras. Otras especies presentes pueden ser laurel de río (*Ocotea acutifolia* (Nees) Mez), canelón (*Myrsine parvula* (Mez) Otegui.), mata ojo (*Pouteria salicifolia* (Spreng.) Radlk), pindó (*Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman). En zonas que permanecen inundadas por mayor tiempo y se ubican en depresiones es común encontrar matorrales de leguminosas de los géneros *Sesbania* o *Mimosa*, o sarandí blanco y colorado (*Phyllanthus sellowianus* (Klotzsch) Müll. Arg. y *Cephalanthus glabratus* (Spreng.) K. Schum., respectivamente). Mientras que en sitios más elevados aparecen los bosques de ceibo con sotobosque de pajonal.

La acción fluvial ha originado depósitos de sedimentos arenosos y limosos durante los desbordes del río, estos conforman los albardones mencionados con anterioridad. La selva marginal se desarrolla asociada a los cursos de agua que atraviesan dichos albardones y dependen en gran medida de los pulsos de inundación por la dinámica de nutrientes que resulta de los mismos. En síntesis, los bosques y selvas ocupan los albardones paralelos al Río de la Plata y los albardones de los arroyos que desembocan en este, estando la selva marginal más restringida a las márgenes de los arroyos. La hipótesis más antigua y mayormente difundida establece que la selva marginal de Punta Lara constituye el relicto más austral de la selva paranaense ribereña de los ríos Paraná y Uruguay, sin embargo hay quienes ponen en discusión esta hipótesis y plantean que dicha selva no constituye un relicto sino una asociación instalada recientemente, establecida a mediados del siglo XIX, cuando el clima de la región manifestó un incremento en las precipitaciones y la temperatura mínima, tendencia que se mantiene hasta el presente.

## Propagación de especies emblemáticas de la región rioplatense

Figura 8.1

Anacahuita - *Blepharocalyx salicifolius* (Kunth) O. Berg



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos pregerminativos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	Marzo a Junio	hidratación en agua 12 hs	Siembra inmediata Requiere hasta 2 meses para comenzar a germinar. Sol: directo o media sombra. Riego: solo al plantarse. Heladas: reparo inicial. Suelos drenados.	Rego, 2009; Rego, 2010; Montaldo, 2000; Burgueño, 2009.

**Figura 8.2**

Ceibo – *Erythrina crista-galli* L.



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos pregerminativos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	enero a abril	escarificado mecánico con lija	Sol: directo Riego: solo al plantarse, suelos drenados. Heladas: reparo inicial.	Burgueño, 2009; Mascarini, 2015

**Figura 8.3**

Cina-cina – *Parkinsonia aculeata* L.



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos pregerminativos	Referencias
semilla	diciembre a marzo	agua caliente a 95° C por 15 minutos; escarificado mecánico e hidratación en agua por 12 hs	Cabrera, 1996; Eynard, 2017

**Figura 8.4**

Coronillo – *Scutia buxifolia* Reissek



Material de propagación	Fecha de recolección	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	diciembre a marzo	Sol: directo. Riego: sólo al plantarse. Tolerante a la helada. Suelos drenados.	Burgueño, 2009; Eynard, 2017

**Figura 8.5**

Espina de Bañado - *Citharexylum montevidense* (Spreng) Moldenke



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos previos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	abril a junio	sin tratamiento	Sol: directo o media sombra. Riego: solo al plantarse. Heladas: reparo inicial. Suelos sueltos y orgánicos.	Burgueño, 2009
estacas	julio a agosto	inmersión de la base por 24 hs en solución de Benomyl 1g/L (antifúngico)	utilizar material menor a un año de crecimiento, de hasta 7 mm de diámetro	Roussy, 2011

**Figura 8.6**

Espinillo – *Vachellia caven* L.



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos pregerminativos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	marzo a junio	escarificado mecánico e hidratación en agua por 12 hs.	Sol: directo. Riego: solo al plantarse. Tolerante a las heladas. Adaptable desde sitios bajos a suelos muy drenados.	Burgueño, 2009; Funes, 2006; Eynard, 2017

**Figura 8.7**

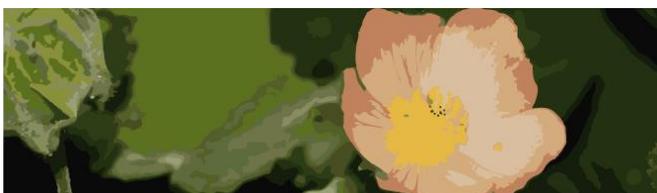
Hierba de San Simón – *Cyrtocymura scorpioides* (Lam.) H. Rob.



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos previos	Condiciones generales de propagación	Referencias
estaca	marzo a agosto	desinfección del material con lavandina al 5% por 2 minutos y alcohol 70% por 30 segundos y finalmente lavado	mantener alta humedad relativa y controlar la aparición de hongos	Burgueño, 2013

**Figura 8.8**

Malvisco – *Callianthe pauciflora* (A. St.-Hil) Dorr



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos previos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	marzo a agosto	escarificado mecánico	temperaturas que no superen los 20°C	Sobrero, 2014
estaca	marzo a agosto	desinfección del material con lavandina al 5% por 2 minutos y alcohol 70% por 30 segundos	mantener alta humedad relativa y controlar la aparición de hongos	Burgueño, 2009

**Figura 8.9**

Salvia azul – *Salvia guaranitica* A. St.-Hil. ex Benth.



Material de propagación	Fecha de recolección	Condiciones generales de propagación	Referencias
división de matas	marzo a agosto	mantener alta humedad en el sustrato	Montaldo, 2009

**Figura 8.10**

Sen del campo – *Senna corymbosa* (Lam.) H.S. Irwin & Barneby



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos pregerminativos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	marzo a junio	escarificado en agua caliente e hidratación en el mismo agua por 12 hs	Sol: directo. Riego: solo al plantarse. Heladas: reparo inicial. Suelos drenados.	Burgueño, 2009; Eynard, 2017

**Figura 8.11**

Ceibillo – *Sesbania punicea* (Cav.) Benth. y Acacia mansa *Sesbania virgata* (Cav.) Pers.



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos pregerminativos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	marzo a mayo	escarificado mecánico e hidratación en agua por 12 hs	Sol: directo. Riego: permanente o cultivar en sitios bajos. Heladas: reparo. Suelo: húmedos y/o anegadizos.	Burgueño, 2009; Abdala, 2020

**Figura 8.12**

Sombra de toro – *Jodina rhombifolia* (Hook. & Arn.) Reissek subsp. *rhombifolia*



Material de propagación	Fecha de recolección	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	octubre a diciembre	Sembrar inmediatamente, Requiere hasta 2 meses para comenzar a germinar. Sol: directo. Riego solo al plantarse. Heladas: reparo inicial. Suelos drenados.	Burgueño, 2009; Eynard, 2017

**Figura 8.13**

Tala – *Celtis tala* Gillies ex Planch.



Material de propagación	Fecha de recolección	Tratamientos pregerminativos	Condiciones generales de propagación	Referencias
semilla	febrero a junio	hidratación en agua por 12 hs	Sol: directo. Riego: solo al plantarse o en períodos secos. Tolerante a las heladas. Suelos drenados.	Burgueño, 2009; Eynard, 2017

## Interacciones, funciones ecológicas y propagación

Entre seres vivos de una misma ecorregión se dieron procesos de coevolución, entendida como los cambios evolutivos recíprocos que acontecen entre especies que interactúan y que está mediado por la selección natural. A partir de esto es que se establecen relaciones muy diversas entre plantas y animales, por ejemplo, mutualismo, herbivoría, competencia, simbiosis, parasitismo, comensalismo, etc. Así mismo las relaciones entre especies son el fundamento de servicios ecosistémicos tan importantes como la polinización, la regulación del ciclo hidrológico, la formación y conservación de suelos o el ciclado de nutrientes entre los distintos componentes del ecosistema.

El conocimiento de estas interacciones es vital para realizar acciones favorables como por ejemplo la selección de especies para el arbolado urbano, el manejo de vegetación espontánea en los sistemas productivos agroforestales, la interconexión de parches de bosque mediante corredores biológicos, entre otras.

Entre plantas es posible identificar algunas relaciones como la que se da entre lianas, enredaderas y epifitas, que aprovechan la arquitectura de árboles para desarrollarse y tener un mejor acceso a la luz solar, que es menor en cantidad y calidad en el suelo del bosque. También pueden tener menor depredación por parte de los herbívoros no trepadores o escapar de los patógenos del suelo.

Existen situaciones contrastantes en las que dichas especies no generan problemas al árbol que las sostiene, pero en otros casos éstas pueden a su vez competir con las hojas del árbol por el acceso a la luz o incluso como el emblemático caso del higuérón (*Ficus luschnatiana* (Miq.) Miq.) que progresivamente extiende sus raíces desde la parte aérea del árbol o palmera, hasta el suelo y progresivamente oprime el tronco hasta estrangularlo y matarlo. E incluso algunas plantas pueden ser parasitarias y consumir el agua y nutrientes en bruto del hospedante para sus propios procesos de fotosíntesis, o si no realizan fotosíntesis, aprovechar la savia elaborada del huésped.

En el caso de plantas y animales las relaciones más conocidas son las de polinización, dispersión y alimentación. En las plantas alógamas que requieren del intercambio de polen entre individuos para fecundación y reproducción mediante semillas, algunas de las adaptaciones incluyen los picos de los colibríes y las flores labiadas o las tubulosas, como es el caso de la salvia azul (*Salvia guaranitica* A. St.-Hil. ex Benth.) o el talilla (*Lycium cestroides* Schldl.). En esta interacción las plantas producen sustancias azucaradas (néctar) que atraen a los colibríes y estos permiten el intercambio de polen entre flores y así favorecer la polinización cruzada de plantas distintas. Otra pareja de polinización son las aristoloquias (*Aristolochia triangularis* Cham.) y las moscas, que en este caso los compuestos atrayentes que produce la flor son desagradables para las personas y recuerdan a la carne en descomposición, la flor posee pilosidades que evitan la salida del insecto hasta que se produce la maduración de las anteras y recién entonces se la libera, cubierta de polen lista para polinizar otra flor. Además es de destacar la relación que existe entre el higuérón y las avispas pequeñas de la familia *Agonidae*, género *Blastophaga*, capaces de ingresar al receptáculo de flores por un diminuto orificio apical para producir así la fecundación de las flores y la postura de huevos para que sus larvas puedan crecer protegidas y con alimento disponible.

Por otro lado, es habitual que las plantas productoras de frutos carnosos sean dispersadas por un grupo específico de animales, como es el caso del chal chal (*Allophylus edulis* (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Hieron. ex Niederl.) y las aves comúnmente conocidas como chachaleros (*Turdus amaurochalinus* Cabanis) que consumen sus frutos enteros y contribuyen a la dispersión de las semillas, que a su vez, se encuentran adaptadas para atravesar el sistema digestivo del ave y posteriormente tener mejores condiciones para la germinación. De manera muy similar se da entre el fumo bravo (*Solanum granulosum-leprosum* Dunal) y el frutero común (*Sturnira lilium* É. Geoffroy) una especie de murciélago de Sudamérica. Así mismo hay especies de árboles como el tala que producen fruta que es consumida por numerosos vertebrados como también por algunos invertebrados como las hormigas que se encargan de eliminar los tejidos carnosos de la drupa y dejar la semilla lista para absorber agua y germinar.

Una especial atención se ha puesto en los últimos años en la relación que guardan entre sí distintas especies de mariposas y múltiples especies nativas, que por sus características pueden ser potencialmente utilizadas como ornamentales en los jardines privados y espacios verdes públicos para contribuir a la conectividad entre fragmentos de áreas naturales en los alrededores de las ciudades y conglomerados urbanos. En algunos casos se habla de una interacción tan

estrecha, que las plantas nutricias que pueden alimentar a las larvas de las mariposas son muy pocas o incluso una sola, convirtiéndose así en verdaderas e invaluable plantas mariposeras. Tal es así que algunas plantas suelen tener compuestos tóxicos en sus hojas, que las orugas están adaptadas para consumir y que posteriormente son defensivas en las mariposas contra la depredación de aves. En el caso del tala, es planta nutricia de las mariposas zafiro del talar (*Doxocopa laurentia* Godart) y ochenta (*Diaethria candrena* Godart); el coronillo lo es para la mariposa bandera argentina (*Morpho ephistrus argentinus* Fruhstorfer); mburucuyá (*Passiflora caerulea* L.) de la mariposa espejitos (*Agraulis vanillae* L.).

Además de las relaciones naturales entre especies vegetales y animales, es innegable y merece caracterizarse especialmente, la relación que existe entre las especies vegetales y la sociedad que hace uso de diferentes recursos botánicos para construir cultura. Numerosas son las etnoespecies nativas de la región rioplatense con usos registrados como alimenticias, medicinales, tintóreras, ornamentales, producción de fibras, producción de bebidas, forrajes, melíferas u ornamentales; de las cuales se utilizan las raíces, tallos, hojas, frutos o flores de múltiples maneras (infusión, decocción, inhalación, vapor, tópico o tintura). Es posible nombrar algunos usos como anticefalágico del tala y vara de oro (*Solidago microglosa* Meyen); antidiabético de pezuña de vaca (*Bahuinia forficata* subsp pruinosa) y sarandí (*Phyllanthus sellowianus* (Klotzsch) Müll. Arg.) o *Cortaderia selloana* y *Equisetum giganteum*.

El verdadero desafío surge de la necesidad de conservar y restaurar los ecosistemas, pero al mismo tiempo aprovechar los recursos para la producción agrícola y la subsistencia de los pobladores locales. Actualmente los paradigmas de agroecología y restauración ecológica incluyen las perspectivas sociales y económicas dentro de sus temas de discusión y nutrido ampliamente por la transdisciplina.

Gracias a sus múltiples beneficios, son muchas las especies nativas que se han incorporado a la trama urbana y periurbana en viveros, jardines privados e incluso en el diseño de paisajes por parte de los municipios, y cuyo cultivo se encuentra en una tendencia creciente.

En el país, la domesticación de especies nativas, entendida como proceso de selección genética continuo, antrópico y consciente o inconsciente para la adaptación de plantas útiles para el ser humano, es relativamente incipiente en comparación con otras especies en cultivo, pero sin embargo ha logrado imponerse incluso en la agenda institucional del INTA, CONICET y el Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca. Para este proceso es sumamente importante la combinación de conocimientos botánicos, como la morfología de la semilla y el fruto, la fenología de fructificación; silviculturales, para la recolección, limpieza, secado y almacenamiento o siembra de semillas; ecofisiológicos, en la determinación de las condiciones de cultivo; y genéticos, para el conocimiento de la base de biodiversidad y variabilidad con la que se puede trabajar y que a su vez es preciso conservar y conocer el acervo genético para no perder diversidad.

Por lo tanto, un punto de partida clave es la observación de los sistemas de reproducción naturales de las especies de interés. Pueden ser especies de reproducción sexual por semillas, o agámica por esquejes, bulbos, tubérculos o estolones, para posteriormente determinar el

material de propagación con el cual se trabajará para seleccionar los ejemplares que más se ajusten a los objetivos de domesticación. Así mismo se puede determinar la fecha de disponibilidad de dicho material, las fuentes de obtención, los periodos críticos de trabajo y requerimientos, que a medida que se gana conocimiento se van profundizando y complejizando (hoy en día existe, por ejemplo, reproducción *in vitro* de algunas especies nativas de alto valor de conservación, como es el caso del ombusillo). Sí la fuente de obtención es un área de distribución natural, además se suma la complejidad de conocer las dinámicas de regeneración para que la extracción de frutos y semillas no comprometa la regeneración futura de la especie en su propio ecosistema.

De igual manera el conocimiento de la reproducción de las especies, implica las fuentes de variabilidad genética, siendo este el componente más básico de la biodiversidad, y en ella radica la base para todo trabajo de selección y mejora genética. No hay que perder de vista que la selección diferencial de algunos individuos con determinadas características de interés, según como se realice, puede generar un incremento de la agrobiodiversidad o de igual forma una degradación de la misma e incluso la pérdida de individuos, genes y poblaciones valiosas. El proceso debe ser integral entre selección, mejoramiento genético, cultivo y conservación de las especies a domesticar.

Algunas de las acciones antrópicas que generan erosión genética incluyen las grandes áreas de monocultivos, la destrucción y fragmentación del ecosistema, la introducción de especies invasoras, la ganadería descontrolada, el cambio de uso de suelo para explotación minera, entre otras.

## Perspectivas

En nuestro país, a lo largo y ancho nos encontramos con una vasta diversidad de ambientes y paisajes, la gran mayoría alberga una biodiversidad única en el mundo. En la provincia de Buenos Aires no estamos exentos de este privilegio, como hemos descrito a lo largo de este capítulo contamos con bosques y selvas marginales como así también con los denominados talaes. No podemos dejar de mencionar la importancia que comprende la conservación y el favorecimiento del desarrollo de estos ambientes, que actualmente se encuentran profundamente amenazados y degradados, pero ¿de qué hablamos cuando hablamos de conservación? Para contestar esta pregunta es preciso entender que el todo es más que la suma de sus partes, de esta forma es preciso adoptar una mirada holística. Tomando como ejemplo el emblemático caso del ombusillo, nuestra especie endémica, cabe preguntarnos si solo con la conservación de dicha especie estamos asegurando su perpetuidad y la de su ambiente. Si prescindimos del resto de las especies que lo acompañan y brindan un ambiente propicio para su desarrollo óptimo, o la fauna que actúa como dispersora de semillas y/o polinizadora y la microbiota específica del suelo, que descompone la materia orgánica y facilita la disponibilidad de nutrientes. O así también, si se modifican las condiciones hidrológicas, será cuestión de

tiempo en que dichos ambientes se vean fuertemente modificados y eventualmente desaparezcan y con ellos sus especies. Es por esto que no debemos perder de vista que las acciones de conservación deben incluir no solo a las especies, sino también a los procesos y los ciclos biológicos, hidrológicos y de nutrientes.

Queremos destacar el rol fundamental que juegan las especies nativas en los proyectos de rehabilitación y restauración de áreas degradadas en su multiplicidad de causales. De manera inequívoca, existe el consenso en la recomendación de que en dichos procesos se priorice el uso de especies exclusivamente nativas por las redes de interacciones preestablecidas que aportan al éxito de la restauración. Para ello no solo es importante el uso de semillas o plantines sino también la conexión y facilitación de movimiento de los animales entre zonas menos disturbadas y el área de interés, para que ellos sean dispersores y colaboradores necesarios del trabajo de restauración de sus hábitats. Hace falta recordar, que los procesos pasivos de restauración basados en la dispersión natural y los bancos de semillas preexistentes, también son preferibles a la siembra y plantación de material de reproducción, por los costos y energía requeridos para su ejecución. Razón por la cual es preciso siempre intentar favorecer los procesos de regeneración y restauración naturales.

En los últimos años se ha evidenciado un cambio de paradigma en cuanto a la conservación, restauración y puesta en valor de diversas áreas naturales de la provincia, como así también en los proyectos paisajistas urbanos. Se evidencian cambios en los esquemas de producción y emergentes como son los viveros que trabajan con especies nativas, como es el caso de la Unidad de Vivero Forestal de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de La Plata, que tiene un recorrido interesante en la domesticación y producción de especies que han sido aprovechadas para la investigación de estrategias de restauración principalmente en los talares bonaerenses.

Por último, como ya se hizo mención, la producción con bases agroecológicas es necesaria para la producción de alimentos para las necesidades reales y al mismo tiempo proporciona una matriz de paisaje con calidad suficiente para que se integren sinérgicamente los sistemas productivos y los fragmentos de vegetación nativa. De esta manera se fomenta activamente la participación social de las comunidades como sujetos claves en el proceso.

Las experiencias son múltiples pero la reflexión final es que la mejor restauración es la que no se llega a necesitar, porque la restauración ecológica no debe ser una etapa más del proceso de intensificación de la producción extractivista, sino un paradigma completo como alternativa.

## Referencias

Abdala, N. R., Bravo, S. & Acosta, M. (2020). Germinación y efectos del almacenamiento de frutos de *Prosopis ruscifolia* (Fabaceae). *Bosque*, 41(2), 103-111

- Arturi, M. & Goya, J. (2004) Estructura, dinámica y manejo de los talares del NE de Buenos Aires. *Ecología y manejo de los bosques de Argentina*. 1-23.
- Arturi, M. (2006). Ecorregión Espinal: Situación Ambiental en la ecorregión espinal. En Brown, A., Martínez Ortiz, U., Acerbi, M. y Corcuera J (Ed.), *La situación ambiental argentina 2005* (pp. 241-245). Buenos Aires: Fundación Vida Silvestre Argentina.
- Burgueño, G. y Nardini, C. (2009). Introducción al Paisaje Natural, diseño de espacios con plantas nativas rioplatenses. Orientación Gráfica Editora, Buenos Aires. pp. 288.
- Burgueño, G. & Nardini, C. (2020). *Plantas Nativas Rioplatenses para el Diseño de Espacios Verdes: Introducción al Paisaje Natural - Parte II*. Orientación Gráfica Editora, Buenos Aires. pp. 274.
- Brailovsky, A. & Foguelman, D. (2009). *Memoria verde*. Buenos Aires: Editorial Sudamericana. pp. 350.
- Cabrera, A.L. (1971). Fitogeografía de la República Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 14(1-2), 1-50.
- Cabrera, M. R. (1996) Estudio ecofisiológico y técnicas de germinación de 9 especies nativas en Marin, Nuevo Leon. (Tesis)
- Fucks, E., D'Amico, G., Pisano, M.F. & Nuccetelli, G. (2017). Evolución geomorfológica de la región del Gran La Plata y su relación con eventos catastróficos. *Revista de la Asociación Geológica Argentina*, 74(2), 141-154.
- Funes, G. & Venier, P. (2006). Dormancy and germination in three Acacia (Fabaceae) species from central Argentina. *Seed Science Research*, 16, 77-82.
- Gattuso, S., Busilacchi, H., Severin, C., Gattuso, M., Giubileo, G. & Aguirre, A. (2004). Domesticación de especies vegetales nativas utilizadas como medicamentos fitoterápicos. *Agromensajes*, (14), 20-21.
- Guerrero, E., Deschamps, J., & Tonni, E. (2018). La Selva Marginal de Punta Lara, ¿relicto o colonización reciente? *Revista del Museo de La Plata*, 3(2), 348-367.
- Haene, E. (2018). Las plantas nativas atraen mariposas. *Sociedad Argentina de Horticultura*, 27 (263), 73-79.
- Hernández, M.P., Rodríguez, A.Y., & Gallo, D.J. (2009). El ombusillo: una planta endémica en peligro de extinción. *Museo*, 23, 17-21.
- Hernández, M.P. & Arambarri, A.M. (2011). Recursos fitoterapéuticos y comportamiento poblacional en la ribera rioplatense de Berisso, Buenos Aires, Argentina. *Bonplandia*, 20(2), 137-148.
- Hurrell, J.A. & Delucchi, G. (2013). Aportes de la etnobotánica al estudio de las invasiones biológicas. Casos en la región rioplatense (Argentina). *Historia Natural*, 3(2), 61-76.
- Lahitte, H.B. & Hurrell, J.A. (1994). *Los árboles de la Isla Martín García: árboles y arbustos arborescentes (nativos y naturalizados) de la Reserva Natural y Cultural Isla Martín García (Buenos Aires, Argentina)*. Buenos Aires: Programas Estructura y Dinámica y Ecología del No Equilibrio, Comisión de Investigaciones Científicas (CIC)

- Mascarini, L. (2015) Escarificación de semillas de ceibo y algarrobo, especies nativas de interés ornamental, alimenticio y cultural. *Economía & viveros*.
- Matteucci, S.D. & Colma, A. (1998). El papel de la vegetación como indicadora del ambiente. En: Matteucci, S.D. & Buzai, G.D. (Ed.), *Sistemas Ambientales Complejos: Herramientas de Análisis Espacial* (pp.293-320). Buenos Aires: EUDEBA
- Matteucci, S. D. (2012). Ecorregión Delta e Islas de los ríos Paraná y Uruguay. En J. Morello (Ed.), *Ecorregiones y Complejos ecosistémicos argentinos* Buenos Aires: Orientación Gráfica Editora. pp. 447-488.
- Matteucci, S. D., Rodríguez, A.F. & Silva, M.E. (2017). La vegetación de la Argentina. *Fronteras*, (15), 4-29.
- Mérida, E. & Athor J. (2006). *Talares bonaerenses y su conservación*. Buenos Aires: Fundación de Historia Natural «Félix de Azara».
- Montaldo, N. H. (2000) Éxito reproductivo de plantas ornitócoras en un relicto de selva subtropical en Argentina. *Revista chilena de Historia Natural*, 73, 511-524.
- Montaldo, N. H & Haene, E. (2009) Salvia Azul, ficha técnica. *Revista aves argentinas*, 25(11)
- Morello, J., Matteucci, S.D., Rodríguez, A.F. & Silva, M. (2012). *Ecorregiones y complejos ecosistémicos argentinos*. Buenos Aires: Orientación Gráfica Editora
- Plaza Behr, M. (2017). Evaluación de estrategias de rehabilitación de los bosques de *Celtis ehrenbergiana* "talares" en canteras de conchilla abandonadas en el partido de Castelli, Buenos Aires (Trabajo Final de Carrera).
- Pochettino, M.L. & Hurrell, J.A. (2013). Los cambios ambientales en la región rioplatense (Argentina) y las narrativas de los pobladores locales. *Actas X Reunión de Antropología del MERCOSUR*, 1, 1-12.
- Rego, S.S., Nogueira, A. C., Kuniyoshi, Y.S. & Dos Santos, A. F. (2009). Germinação de sementes de *Blepharocalyx salicifolius* (H.B.K.) berg. em diferentes substratos e condições de temperaturas, luz e umidade. *Revista Brasileira de Sementes*, 31(2), 212-220.
- Rego, S.S., Nogueira, A. C., Kuniyoshi, Y.S. & Dos Santos, A. F. (2010). Caracterização morfológica do fruto, da semente e do desenvolvimento da plântula de *Blepharocalyx salicifolius* (H.B.K.) berg. e *Myrceugenia gertiilandrums*—myrtaceae. *Revista Brasileira de Sementes*, 32(3), 52-60.
- Roig, A., Carol, E. y Kruse, E. (2013). Análisis de la variación de espesor de agua dulce en cordones de conchillas del humedal de Bahía Samborombón, Argentina. *Agua subterránea recurso estatístico*. 299-304.
- Roussy, L. M. & Abedini, W. I. (2011). Enraizamiento de estaquillas de diferentes diámetros de *Citharexylum montevidense* (Spreng) Moldenke, especie forestal nativa de la provincia de Buenos Aires. *Revista Forestal YVYRARETA*, 18, 9-15.
- Sobrero, M.T., Chaila, S., Ochoa, M.C. & Pece, M.G. (2014). Requerimientos ambientales para la germinación de *Sphaeralcea bonariensis*. *Planta Daninha*, 32(3), 491-496.

## Anexo

### Listado de especies rioplatenses

Nombre común	Nombre científico	Hábito vegetal	Métodos de propagación
Aguaribay	<i>Schinus molle</i>	árbol	semillas
Alisode río	<i>Tessaria integrifolia</i>	árbol	semillas, hijuelos de raíz
Anacahuita	<i>Blepharocalyx salicifolius</i>	árbol	semillas, estacas
Azota caballo	<i>Luehea divaricata</i>	árbol	semillas
Blanquillo	<i>Sebastiania brasiliensis</i>	árbol	semillas
Bugre	<i>Lonchocarpus nitidus</i>	árbol	semillas, hijuelos de raíz
Canelón	<i>Myrsine laetevirens</i>	árbol	semillas, hijuelos de raíz
Canelón	<i>Myrsine lorentziana</i>	árbol	semillas, hijuelos de raíz
Ceibo	<i>Erythrina crista-galli</i>	árbol	semillas, estacas
Chal chal	<i>Allophylus edulis</i>	árbol	semillas
Cinacina	<i>Parkinsonia aculeata</i>	árbol	semillas
Coronillo	<i>Scutia buxifolia</i>	árbol	semillas, hijuelos de raíz

Curupí	<i>Sapium haematospermum</i>	árbol	semillas, gajos
Espina de bañado	<i>Citharexylum montevidense</i>	árbol	semillas, hijuelos de raíz
Espinillo	<i>Vachellia caven</i>	árbol	semillas
Guayabo blanco	<i>Eugenia uruguayensis</i>	árbol	semillas, hijuelos de raíz
Higuerón	<i>Ficus luschnatiana</i>	árbol	semillas
Ingá	<i>Inga uruguensis</i>	árbol	semillas
Lapachillo	<i>Poecilanthe parviflora</i>	árbol	semillas
Laurel criollo	<i>Ocotea acutifolia</i>	árbol	semillas
Sauce criollo	<i>Salix humboldtiana</i>	árbol	estacas
Sauco	<i>Sambucus australis</i>	árbol	semillas, estacas
Sombra de toro	<i>Jodina rhombifolia</i>	árbol	semillas
Tala	<i>Celtis tala</i>	árbol	semillas
Tamberatí	<i>Fagara hyemalis</i>	árbol	semillas
Timbó	<i>Enterolobium contortisiliquum</i>	árbol	semillas
Dodonea	<i>Dodonea viscosa</i>	arbusto	semillas
Espinillo manso	<i>Mimosa pilulifera</i>	arbusto	semillas
Flor de seda	<i>Calliandra parvifolia</i>	arbusto	semillas

Jazmin de la costa	<i>Psychotria carthagenensis</i>	arbusto	semillas, estacas
Lantana	<i>Lantana megapotamica</i>	arbusto	semillas, gajos
Malva de monte	<i>Pavonia hastata</i>	arbusto	semillas, gajos
Murta	<i>Myrceugenia glaucescens</i>	arbusto	semillas
Salvia morada	<i>Lippia alba</i>	arbusto	estacas
Tilo paraguayo	<i>Heteropteris glabra</i>	arbusto	semillas, gajos
Hierba de San Simón	<i>Cyrtocymura scorpioides</i>	arbusto	semillas, estacas
Barva de chivo	<i>Caesalpinia gilliesii</i>	arbusto, arbolito	semillas
Ceibillo	<i>Sesbania punicea</i>	arbusto, arbolito	semillas
Acacia mansa	<i>Sesbania virgata</i>	arbusto, arbolito	semillas
Jazmin del uruguay	<i>Guetarda uruguensis</i>	arbusto, arbolito	semillas
Malvisco	<i>Callianthe pauciflora</i>	arbusto, arbolito	semillas
Mata ojo	<i>Pouteria salicifolia</i>	arbusto, arbolito	semillas
Molle	<i>Schinus longifolius</i>	arbusto,	semillas

		arbolito	
Palán palán	<i>Nicotiana glauca</i>	arbusto, arbolito	semillas, gajos
Palo amarillo	<i>Terminalia australis</i>	arbusto, arbolito	semillas
Quebrachillo	<i>Acanthosyris spinescens</i>	Arbusto, arbolito	semillas, hijuelos de raíz
Sen del campo	<i>Senna corymbosa</i>	arbusto, arbolito	semillas
Tala gateador	<i>Celtis iguanaea</i>	arbusto, arbolito	semillas, gajos
Aristolochia	<i>Aristolochia triangularis</i>	enredadera	Semillas, rizomas
Brotal	<i>Anredera cordifolia</i>	enredadera	gajos, tubérculos
Cabello de angel	<i>Clematis montevidensis</i> var. <i>denticulata</i>	enredadera	semillas
Dama de la noche	<i>Ipomoea alba</i>	enredadera	semillas
Haba del aire	<i>Canavalia bonariensis</i>	enredadera	semillas
Tasí	<i>Araujia sericifera</i>	enredadera	semillas
Culandrillo	<i>Adiantum raddianum</i>	helecho	división de matas
Amarilis de campo	<i>Hippeastrum petiolatum</i>	herbácea	bulbos

Azucenita de campo	<i>Zephyrantes candida</i>	herbácea	semillas, bulbos
Begonia	<i>Begonia cucullata</i> var. spatulata	herbácea	semillas, división de matas
Mil hombres	<i>Aristolochia fimbriata</i>	herbácea	semillas
Sangre de toro	<i>Rivinia humilis</i>	herbácea	semillas
Vara dorada	<i>Solidago chilensis</i>	herbácea	semillas, división de matas
Salvia azul	<i>Salvia guaranitica</i>	herbácea, arbusto	división de matas, gajos
Pindó	<i>Syagrus romanzoffiana</i>	palmera	semillas
Dama del monte	<i>Clytostoma callistegioides</i>	trepadora leñosa	semillas, gajos
Sacha huasca	<i>Dolichandra cynanchyoides</i>	trepadora leñosa	semillas, gajos
Ombusillo	<i>Phytolacca tetrámera</i>	Herbácea	semillas, estacas

# CAPÍTULO 9

## Plantas Ornamentales

*Blanca Susana Gamboa y Victoria Fernández Acevedo*

### Introducción

La producción comercial de plantas ornamentales es una actividad que comprende interesantes desarrollos y en la actualidad despierta cada día un mayor interés. El intenso proceso de desarrollo técnico e incorporación tecnológica que ha caracterizado a la agricultura en los últimos tiempos, ha favorecido a este sector de manera particular y destaca el factor estético para atraer y definir el consumo. En nuestro país existen zonas con condiciones climáticas diversas que pueden favorecer el desarrollo de cultivos de numerosas y diversas especies ornamentales. En la actividad están comprendidos establecimientos familiares, Pymes en general y grandes empresas comerciales, las cuales forman parte de la producción, comercialización, transporte y provisión de insumos, con el soporte y apoyo técnico-científico y comercial de instituciones (INTA, Universidades e Institutos públicos y privados) y organizaciones (Asociación Argentina de Floricultores y Viveristas, Cooperativa Argentina de Floricultores, Mercoflor).

Los entornos cercanos a grandes centros urbanos favorecen la producción de plantas que sufren el transporte a largas distancias, como algunas de flor (*Begonias, Euphorbias*), de tipo colgante (*Aeschynanthus, Columneas, Tradescantias*) o las de temporada (*Cyclamen, Cineraria, Lobelia*) la vez que abastecen ágilmente una demanda bastante concentrada. Otras, con periodos más largos de producción (*Dracaenas, Ficus, palmeras*) encuentran condiciones ambientales favorables en zonas alejadas de las principales zonas urbanas del país, en instalaciones sencillas, con menor inversión y costos de producción que en otras cercanas a los centros de consumo.

La existencia en nuestro país de condiciones climáticas sumamente favorables y agua de calidad, favorecen el desarrollo de este tipo de producciones que constituyen una actividad generadora de empleo. Se requiere de personal entrenado y eficiente por la naturaleza del producto y por las técnicas específicas a implementar en los diferentes procesos. A pesar de contar con zonas con enormes posibilidades desde el punto de vista climático, el desarrollo de este sector está vinculado al compromiso y apoyo de productores y profesionales con los riesgos potenciales que presenta esta actividad por su naturaleza.

Las diversas variantes que quedan comprendidas en este sector de la producción, comprenden plantas herbáceas y leñosas destinadas a espacios interiores, exteriores y aquellas de temporada para ser trasplantadas en jardines, parques y espacios urbanos muy valorados en la actualidad como “pulmones verdes” en las grandes ciudades.

En este marco se da espacio a las principales características en la producción actual de plantas ornamentales con énfasis en su propagación, requerimientos ambientales para su desarrollo y tecnologías disponibles en la actualidad en nuestro país.

## **Plantas ornamentales para espacios interiores y exteriores**

Entre las ventajas que presenta este tipo de cultivo se destacan las altas producciones unitarias por espacio productivo y la mayor relación de precio por unidad de producto en relación a otro tipo de producciones. Se requiere una inversión importante en material inicial de buena calidad. En ese sentido, existe disponibilidad a nivel nacional y también una remuneración positiva de la calidad del producto en comparación con otro tipo de producciones. Se trata además de un mercado sensible a modas y a indicadores de calidad.

Hay que señalar, sin embargo, que este tipo de producción demanda en general una elevada inversión en infraestructura y especiales cuidados en las condiciones del ambiente de crecimiento durante todas las etapas del proceso productivo.

Las instalaciones necesarias para el desarrollo de los cultivos dependen en primera instancia de ciertos factores a tener en cuenta, como el clima del lugar de origen de la planta, la capacidad genética de la misma para crecer fuera de esas condiciones originales y todo ello en relación al clima de la zona donde se pretenda llevar adelante el cultivo. Las especies que se destinan a espacios interiores provienen generalmente del sotobosque, donde hay baja intensidad de luz y cuentan con la protección de grandes árboles que aportan un amparo con menores amplitudes térmicas. Estas condiciones originales determinan que estas plantas dentro de cierto rango, no resisten la luz solar directa. En sentido amplio se puede señalar que el cultivo de estas plantas requiere recrear todo lo posible las condiciones de su lugar de origen y en la medida que esas condiciones se diferencien de las del lugar donde se pretende cultivarlas, se hace necesaria una mayor incorporación de tecnologías para el control del ambiente de crecimiento.

Los factores ambientales de mayor influencia en los requerimientos de los cultivos son la temperatura y la luz. En el caso de las plantas de interior muchas de ellas son de origen tropical y por ello son sensibles a las temperaturas bajas, aunque también pueden ser afectadas por los excesos. Por lo general durante la noche el óptimo de temperatura es un poco más bajo (2 ó 3 °C) que durante el día. Hay que tener en cuenta que la fotosíntesis se incrementa con la temperatura, pero por encima de 35 °C cae de manera abrupta por lo cual se recomienda no superar ese valor. La temperatura mínima varía según la especie, pero en general se encuentra entre los 14 °C y 18 °C según el origen de la planta. En el ambiente de origen de este tipo de plantas el nivel de humedad relativa es alto por ello es importante mantener un nivel entre 50% y hasta 70-80%.

Las plantas utilizadas como plantas de interior suelen necesitar menos luz de lo habitual y se adaptan con cierta facilidad a niveles bajos, pero hay que tener en cuenta que, si la luz baja demasiado en intensidad la planta pierde reservas, en cambio si esta aumenta gana reservas (punto de compensación de luz). Esto último sin embargo tiene un límite dado que llega un momento en el cual por más que se incremente la luz, la planta no sintetiza más materia orgánica. En ciertos casos, pueden verificarse incluso quemaduras (estrés lumínico), ocasionadas por la destrucción de cloroplastos y formación de radicales libres. Esto se denomina punto de saturación. La falta de luz suele ocasionar un menor crecimiento de la planta y ahilamiento. En contrapartida, el exceso de luz puede conducir a una menor belleza de la planta producto que al tener menos cloroplastos los colores se ven afectados y se deterioran algunos indicadores de calidad.

En el caso de las plantas ornamentales de exterior teniendo en cuenta la variedad de especies a considerar y sus exigencias, el clima del lugar seleccionado para el cultivo debe ser el primer factor a considerar. La rigurosidad de los inviernos determina la necesidad de protecciones para las especies muy sensibles a las bajas temperaturas ya sea para evitar daños o para facilitar el forzado invernal del cultivo y de esta manera favorecer la evolución y llegar al estado comercial en la primavera. En estos casos se pueden utilizar invernaderos denominados fríos (sin sistemas de calefacción activa), con protecciones internas del tipo pantallas térmicas o dobles paredes de polietileno. Hay otras especies que requieren protecciones frente a la luz solar durante el periodo estival o en forma permanente según la sensibilidad de la especie, de manera que el umbráculo es la estructura comúnmente utilizada con estos fines (Figura 9.1). En las condiciones de los alrededores de Buenos Aires y La Plata con inviernos bastante templados y sin amplitudes térmicas marcadas, existen numerosas especies que pueden transitar el cultivo en condiciones de campo sin protecciones ambientales adicionales, puesto que no sufren daños severos, aunque su desarrollo efectivamente resulta afectado mientras se mantienen las bajas temperaturas.

Figura 9.1



*Nota.* A: Producción de plantas ornamentales de interior dentro de invernadero. B: Arbustos ornamentales en invernadero en condiciones invernales. C. Producción de herbáceas y arbustos en condiciones de exterior. (Fuente propia).

## Iniciación

En la producción ornamental existen numerosos casos de iniciación a partir de semillas, aunque en el caso de los cultivos de plantas de interior el procedimiento más difundido es la reproducción asexual o multiplicación. Existen diversas alternativas: esquejes y estacas, acodos, injertos, tallos o raíces especializados (estolones, rizomas, cormos, bulbos, etc.).

La multiplicación por **esquejes o estacas** es la alternativa mayormente utilizada en la actualidad en la producción comercial (Figura 9.2).

En relación al enraizamiento de esquejes de plantas de interior, conviene analizar en forma separada lo que ocurre con la parte inferior donde se van a formar las raíces respecto de la parte aérea. En el primer caso para favorecer una multiplicación rápida y diferenciación celular, se necesita un umbral de temperatura favorable (20-25 °C) y una determinada cantidad de oxígeno que asegure una buena aireación del suelo o sustrato. El exceso de agua sin la presencia de raíces en esta porción del esqueje puede favorecer problemas tanto fúngicos como bacterianos y comprometer la proporción de oxígeno necesario.

En la porción superior del esqueje en cambio se requiere que la actividad se vea levemente reducida de modo de evitar todo lo posible la pérdida de agua ya que el esqueje no posee raíces capaces de reponerla. Se aconseja para la parte aérea una temperatura no muy elevada y una humedad relativa alta.

En el caso de muchas plantas tropicales de interior la temperatura óptima de la base del esqueje suele ser de 25°C y en lo posible en la parte aérea unos 22 °C. En la medida que las condiciones se aparten de las óptimas, mayor será el tiempo que insumirá el enraizamiento.

Para que las hojas pierdan menos cantidad de agua se pueden eliminar algunas o cortar algunas porciones de las mismas si son grandes, de modo de disminuir la superficie que sufre la evapotranspiración. También se las puede enrollar si son grandes y/o si el corte les puede afectar.

Para mantener la humedad relativa del ambiente alta se puede apelar a la pulverización con agua (niebla artificial) y se puede recurrir además a la instalación de túneles de polietileno fino que confinen el ambiente de los esquejes.

Para que el esqueje siga en actividad debe disponer de luz, pero esta debe ser difusa de modo que los tejidos no resulten dañados y que no se produzca demasiado aumento de la temperatura.

Figura 9.2



Nota. A: Enraizamiento de esquejes de tallo con hoja de *Ficus elastica*. B: Almacigo de *Aralia sieboldii*. C: Gardenia injertada sobre pie de *G. thunbergia*. D: Enraizamiento de esquejes de hoja en *Begonia spp.* (Fuente propia).

Existen también plantas que desarrollan órganos especializados para auto reproducirse vegetativamente:

Bulbos: *Hippeastrum*

Raíces tuberosas: *Begonia*

Rizomas: *Sansevieria, Iris*

Hijuelos: *Nephrolepis*

Tubérculos: *Caladium*

Cormos: *Alocasia*

En estos casos lo importante es conocer cuál es el momento adecuado para recolectar esos órganos y de ser necesario cómo conservarlos durante algún tiempo.

La diversidad de especies ornamentales para espacios interiores presentan variantes respecto de las alternativas de propagación que resultan más favorables, según el objetivo que se persigue: producción comercial, mejoramiento y estado sanitario.

**Tabla 9.1**

*Características de propagación y requerimientos de las principales especies de plantas de interior*

Género	Porte	Ambiente de origen	Necesidades de luz	Temperatura	Método de propagación		
					Vegetativo	Semilla	In vitro
<i>Aeschynanthus</i>	Colgante	Tropical y subtropical	Alta luminosidad pero no luz solar directa.	Intermedia pero siempre con humedad alta.	Esquejes terminales o intermedios de 6-10 cm con 2 a 3 nudos.	Para la obtención de nuevos materiales.	
<i>Aglaonema</i>	Erecto	Selva tropical húmeda	Media sombra. Nunca luz solar directa.	16 a 21°C	Esquejes terminales de 4 a 6 hojas.	Para mejoramiento.	
<i>Anthurium</i> (Anturio)	Erecto	Tropical y subtropical	Alta luminosidad pero no luz solar directa. Toleran la semisombra.	Mayor a 21°C con alta humedad.	Esquejes o segmentos de tallo (poco frecuente).	Posible con fecundación previa de flores.	El más utilizado.
<i>Aphelandra</i>	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa.	18 a 21°C	Esquejes terminales con un par de hojas completamente desarrolladas y otros dos pares en desarrollo.		

<i>Asparagus</i> (Espárrago helecho / cola de zorro)	Erecto a colgante	Zonas costeras	Alta luminosidad nunca luz solar directa.	Por encima de los 15°C	Eventualmente división de la planta.	Lo más frecuente. Inmersión rápida de la semilla en agua caliente (30°C) para mejorar la germinación por la presencia de cubierta coriácea.	
Begonias	Erecto	Tropical y subtropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	15°C	Esquejes terminales o esquejes de hoja con peciolo.	Germinación a los 10-15 días con luz.	
<i>Caladium</i> (Caladio/Oreja de elefante)	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	Por encima de los 16°C	Tubérculos de 3 a 10 cm (más utilizado).	En mejoramiento por aportar variabilidad.	No se mantienen características varietales.
<i>Codiaeum</i> (Croton)	Erecto	Tropical y subtropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	Por encima de los 15°C	Esquejes apicales de 15-20 cm pardos.		
<i>Columnnea</i>	Colgante	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	15° a 21°C	Esquejes de 4-6 cm.		

<i>Dieffenbachia</i>	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	Por encima de los 15°C con buena humedad.	Esqueje terminal.		Para obtención de plantas madres.
<i>Dizygotheca</i>	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	18°C	Esquejes terminales de 3 a 6 cm. Con calor de fondo y nebulización.	25-30 días a 20-25°C Se elimina la pulpa que circunda a las semillas.	
<i>Dracaena</i>	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	15° a 21°C. Alta humedad.	Esqueje terminal.		
<i>Echeveria</i>	Rastrero	Árido a templado	Sol abundante. Sol directo.	15° a 21°C.	Separación de brotes laterales: esquejes de hoja.	Para obtención de híbridos.	
<i>Epipremnum</i> (Potus)	Trepador	Tropical y subtropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	15° a 21°C	Esqueje de un nudo con hoja.		
<i>Episcia</i> (Cirtodeia)	Colgante	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	16° a 3°C con mucha humedad.	Separación de estolones con más de 5 cm.		

Fitonia	Rastrero	Selva y bosque tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	A partir de 18°C con Buena humedad.	Esquejes terminales con 2 a 3 pares de hojas.		
<i>Gynura</i> (Planta terciopelo)	Rastrero	Subtropical	Sol abundante. Sol directo.	15° a 21°C	Esqueje de nudo con hojas.		
<i>Hedera</i>	Colgante	Bosque tropical y subtropical	Semisombra a sol indirecto.	15° a 21°C	Esquejes de 1 a 3 nudos con hojas		
Kalanchoe	Erecto	Tropical	Sol abundante. Sol directo.	15° a 21°C	Esquejes apicales de plantas en estado vegetativo. Esquejes de hoja.	Para obtención de híbridos.	
<i>Leea</i>	Erecto	Templado	Semisombra.		Esqueje de nudo con hoja y esquejes terminales.		
<i>Ligularia</i>	Erecto	Tropical a subtropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	15° a 25°C	División de planta (en materiales variegados).	Fácil germinación de semillas.	
<i>Maranta</i>	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	21°C con humedad.	División de plantas, separación de hijuelos. Primavera-verano.		Se prefiere para plantas madres.

<i>Philodendron</i> (Filodendron)	Trepador	Bosques tropicales húmedos y pantanos	Alta luminosidad nunca luz solar directa	13° a 21°C	Esquejes terminales y/o esquejes de nudo con o sin hoja.	Solo en zonas tropicales.	Solo varietales de alto valor comercial.
<i>SaintPaulia</i> (Violeta africana)	Erecto	Tropical	Semisombra a luz solar directa suave.	18° a 21°C con humedad.	Esqueje de hojas con 2-3 cm de peciolo.	En mejoramiento. Germinación con luz.	Variedades comerciales de rápido crecimiento.
<i>Sansevieria</i> (Lengua de gato)	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	15° a 21°C	Separación de hijuelos que surgen del rizoma horizontal subterráneo		
<i>Sheflera</i> (Chefera /árbol paraguas)	Erecto	Tropical	Alta luminosidad nunca luz solar directa	15° a 21°C con humedad.	Esquejes de nudo con hoja. Se deja 2-3 cm de tallo bajo el nudo		
<i>Spathiphyllum</i>	Erecto	Tropical	Baja luminosidad nunca luz solar directa	15° a 21°C		Posible con fecundación previa de flores.	Lo más utilizado.
<i>Syngonium</i> (Hoja de flecha /singonio)	Erecto	Tropical	Luz solar indirecta.	13° a 21°C	Esquejes terminales y/o esquejes de nudo con hoja.		Lo más utilizado.

<i>Tradescantia</i>	Rastrero	Tropical y subtropical	Luz solar indirecta.	Por encima de los 12°C	Esquejes terminales de 4 -6 cm.	Germinación sin dificultades.	Importante para plantas madre.
---------------------	----------	------------------------	----------------------	------------------------	---------------------------------	-------------------------------	--------------------------------

En el caso de las plantas ornamentales de exterior las posibilidades de propagación en los establecimientos productivos son muy variadas (semilla, estaca, injerto). Esto depende en gran medida del tipo de planta a propagar y el tipo de producción (artesanal o comercial).

En el caso de arbustos leñosos lo más común es iniciar el cultivo a partir del enraizamiento de estacas. Esta alternativa ha ido superando con el tiempo a la del injerto para la producción comercial, ya que esta última técnica requiere más mano de obra y con mayor capacitación y en general demanda períodos más prolongados de producción. En la actualidad el injerto ha quedado destinado a ciertos cultivos, como gardenias, glicinas (*Wisteria sinensis*), rosas, entre otros. Las coníferas en general se propagan mediante el enraizamiento de estacas desde otoño hasta la primavera, pues luego las temperaturas elevadas son una limitante importante. En los casos de herbáceas perennes se pueden dividir las matas con facilidad para su propagación (ej. *Dietes*, *Acorus*, *Ophiopogon*, *Phormium*), si bien las plantas madres pueden obtenerse a partir de semillas. Algunos géneros, *Callisthemom*, *Nandinas*, y la mayoría del grupo de las palmeras se inician en general a partir de semilla por almácigo y trasplante.

## Sustancias promotoras del enraizamiento

El enraizamiento de esquejes demanda un tiempo variable; en general los esquejes foliares enraízan en unas tres semanas en cambio los leñosos y semileñosos demandan más tiempo; pueden llegar a demandar hasta cinco meses como en el caso de algunas coníferas.

Como se explicó en el Capítulo 5, en los casos de esquejes leñosos que resultan difíciles de enraizar, la aplicación de sustancias promotoras del enraizamiento como son las auxinas sintéticas AIB (ácido indol-3-butírico) y ANA (ácido 1-naftalénacético), favorecen la formación de tejido calloso desde donde existe la mayor capacidad de formación de raíces. El tratamiento de las estacas con estas hormonas no solo aumenta el porcentaje de enraizamiento, sino que acelera la iniciación de las raíces adventicias, aumenta el número y la calidad de las raíces producidas por estaca y favorece la uniformidad del enraizamiento.

Las aplicaciones pueden ser: en polvo, inmersión en solución concentrada o remojo en solución diluida. En el primer caso, se pone en contacto los primeros centímetros de la base de la estaca con el talco que contiene la hormona; previamente a ello se le hace un corte o se humedece la base de la estaca para mejorar la adherencia del polvo. Se utilizan concentraciones que van desde 500 ppm hasta 3000 ppm y se reservan las concentraciones más elevadas, para casos difíciles de enraizar. En la modalidad de inmersión en solución concentrada se emplean soluciones de ANA o IBA en concentraciones que puede variar entre 500 a 10000 ppm según la dificultad de enraizamiento. Se sumerge la porción basal de las estacas en la solución por solo 1-5 segundos. En cambio en el caso del tratamiento en solución diluida, la parte basal de la estaca (2-3 cm) permanece en remojo durante 12-24 horas en la solución que contiene la hormona. Las concentraciones que se recomiendan son más bajas, varían entre 20 y 200 ppm según el material vegetal y su grado de dificultad para enraizar.

Luego de logrado el enraizamiento, es recomendable sacar cuidadosamente las estacas con un poco del sustrato adherido o de preferencia llevar adelante el enraizado en contenedores individuales de manera de obtener un cepellón.

## Plantas de temporada

Las plantas de temporada o “de estación”, se caracterizan por ser cultivos cortos por medio de los cuales se producen plantas que resultan atractivas por sus flores decorativas. Se manejan principalmente en maceta para ser utilizadas luego en macizos florales. Responden a condiciones climáticas de estaciones bien definidas, por ello es necesario una programación acorde, para que en el momento de floración coincida con su temporada óptima.

Los plantines **OIP** (Otoño-Invierno-Primavera) tienen su momento de venta en los meses de otoño invierno, por ello el ciclo de cultivo comprende la primavera y el verano generalmente durante 3 o 4 meses. Los plantines **PVO** (Primavera-Verano-Otoño) en cambio tienen su temporada de venta en la primavera y el verano, con ciclos de cultivo en los meses de otoño e invierno durante unos 4 meses. Existe otro grupo de plantas que se cultivan durante todo el año.

## Iniciación

La propagación se lleva adelante principalmente mediante semilla, aunque existen especies adaptadas a la multiplicación por estacas herbáceas o división de matas.

**Propagación por estacas:** las estacas suelen ser de tallos herbáceos jóvenes, es decir de un crecimiento nuevo o de tallos suculentos. Se cortan tallos sanos de 7 a 12 cm de largo y se deshojan en la parte inferior. Generalmente se le dejan hojas superiores aunque también pueden extraerse por completo. Es muy importante extraer los botones florales como las flores que pueda presentar. Estas estacas se colocan en un sustrato inerte como por ejemplo una mezcla de perlita con vermiculita, arena o perlita sola. Para evitar la desecación se mantienen en condiciones de alta humedad a una temperatura entre 20 a 27 °C de acuerdo a la especie. También, se puede favorecer el enraizamiento colocando las estacas sobre camas calientes. Es recomendable que en los casos de aquellas plantas que producen látex, se las deje secar unas horas para favorecer una mejor cicatrización.

**Propagación por semillas:** en la producción comercial de plantas de temporada, la propagación por semillas es la más tradicional, compartiendo similitudes con la iniciación de algunas especies hortícolas. El proceso comprende dos etapas bien diferenciadas y complementarias: etapa de almácigo y etapa de maceta. Como regla general la mitad del ciclo lo pasan como almácigo y la otra en maceta hasta el momento de venta.

### **Etapas de almácigo**

Las especies se inician por semilla en dos formas principales: bandejas multiceldas (ej. 288 celdas) o al voleo en cajones generalmente de madera. Se recomienda la desinfección de contenedores para evitar la propagación de patógenos. La elección de la modalidad se relaciona con el tamaño de la semilla; en aquellas especies donde el tamaño lo permite, se puede realizar la siembra en cada celda de la bandeja. En especies de semillas muy pequeñas en cambio, se puede realizar una siembra al voleo y efectuar luego un repique en la bandeja.

La germinación se puede realizar en cámaras con control ambiental, esto principalmente en establecimientos especializados o también en invernaderos tradicionales con o sin camas calientes. La elección de la modalidad se relaciona con los recursos económicos de la empresa y también con el valor del producto. Según la modalidad seleccionada, se coloca el sustrato suelto, principalmente mezcla de turba con perlita, aunque se pueden utilizar otras mezclas (lo fundamental es que sea ligero para evitar daños posteriores en la raíz) y se procede a la siembra. Algunas semillas necesitan luz para germinar por lo cual en esos casos no deben taparse con sustrato.

### **Etapas de maceta**

Los plantines con 3 a 4 hojas verdaderas son trasplantados a macetas, generalmente sopladas del número 10, aunque algunas especies se suelen comercializar en macetas rígidas de 13 a 15 cm de diámetro (Figura 9.3).

**Figura 9.3**



*Nota.* A y D: Producción de Violetas de los Alpes en macetas (Foto: María Emilia Domingues).  
B: Plantines estacionales de petunia en maceta n° 10. C. Plantines estacionales de pensamientos en maceta n° 10. (Fuente propia).

**Tabla 9.2**

*Propagación y características de las principales especies de plantas estacionales*

Especie	Forma de iniciación	Sem/gram	Luz/osc germinación en	Época de cultivo	Tiempo germinación de	Temperatura germinación de	Alternativa
<i>Antirrhinum majus</i> Conejito. Boca de dragón.	Semilla	7000	Luz	Todo el año.	1 a 2 semanas	13 a 18	Estacas herbáceas
<i>Begonia semperflorens</i> Flor de azúcar.	Semilla	50000	Luz	PVO	2 a 3 semanas	20 a 27	Estacas herbáceas.
<i>Calendula officinalis</i> Calendula.	Semilla	130 a 150	Oscuridad	OIP	1 a 2 semanas	20 a 30	Sin alternativa.
<i>Cyclamen spp.</i> Violeta de los alpes.	Semilla	8500	Oscuridad	OIP	3 a 4 semanas	18	División de tubérculos.
<i>Dianthus chinensis</i> Clavelina	Semilla	870	Indiferente	Todo el año.	1 a 2 semanas	16 a 20	División de mata.
<i>Gazania spp.</i> Gazania	Semilla	110	Oscuridad	PVO	1 a 2 semanas	18 a 20	Estacas herbáceas. División de matas.
<i>Impatiens spp.</i> <i>Impatiens walleriana</i> Alegría del hogar.	Semilla	2000	Indiferente. Algunos cultivares responden a la luz.	PVO	1 a 4 semanas	20	Estacas herbáceas en los cultivares perennes.

<i>Lobularia marítima.</i> Aliso	Semilla	1100	Luz	Todo el año.	1 a 2 semanas	20	Estacas herbáceas.
<i>Petunia × hybrida.</i> Petunia	Semilla	8000 a 10000	Luz	PVO	1 a 2 semanas	20 a 25	Estacas herbáceas a fin de verano u otoño.
<i>Portulaca grandiflora.</i> Portulaca.	Semilla	9800	Luz	PVO	2 a 3 semanas	20	Estacas herbáceas.
<i>Primulas spp.</i> Primula	Semilla	1000 a 5000 según cultivar	Luz	OIP	3 a 4 semanas	12 a 20	Estacas o división de matas
<i>Tagete spp.</i> Copete.	Semilla	300 a 400	Indiferente	PVO	1 semana	18 a 30	Sin alternativa.
<i>Viola spp (Viola × wittrockiana).</i> Pensamiento	Semilla	300 a 500	Indiferente. Algunos cultivares necesitan luz.	OIP	2 a 3 semanas	12 a 32	Estacas herbáceas en Otoño. División de matas.

## Instalaciones

Las principales estructuras de protección utilizadas en estos cultivos son:

### Umbráculos

Son instalaciones sumamente sencillas que constan de una estructura que puede ser de materiales diversos con un tejido de alambre al cual se sujeta una malla plástica (generalmente polipropileno) para sombreo. Pueden otorgar del 20 al 90% de sombreo. Se trata de estructuras muy favorables para zonas templadas y donde los veranos son críticos para el desarrollo del cultivo en invernadero por las altas temperaturas. Para evitar el efecto negativo de las lluvias, se suele elegir el techo tipo “capilla”. También en el caso de plantas de exterior este tipo de protección se suele aprovechar para brindar algún amparo ante condiciones invernales no demasiado rigurosas.

### Invernaderos

El diseño de los invernaderos más adecuados para el cultivo de este tipo de plantas estará en función de la zona de producción. Como ha sido expresado anteriormente, en aquellas zonas con ventajas climáticas respecto de los requerimientos de las especies a cultivar, la situación más favorable sería aquella en la cual durante el año no sea necesario instrumentar sistemas activos de climatización (sistemas de calefacción o refrigeración). Por lo general esta situación no es común para la mayoría de las especies de plantas de interior cultivadas en nuestro país en las diversas zonas de producción; lo más común es que al menos una parte del año sea necesario apelar a dichos sistemas, que demandan en principio materiales de estructura y cobertura de invernaderos capaces de garantizar la hermeticidad necesaria para el mantenimiento de las condiciones ambientales internas alcanzadas y optimizar el uso de energía que demandan estos sistemas.

Existe una importante variedad de estructuras, desde invernaderos sencillos de madera y coberturas de polietilenos, con diversas propiedades físicas y térmicas para zonas de ambientes más amigables, hasta estructuras metálicas, polietilenos y distinto grado de automatización en sistemas de ventilación, riego y climatización, de acuerdo a las especies en cultivo y a su valor unitario.

Para ajustar las condiciones que puedan demandar las especies en relación a la temperatura y a la luz, existen ciertas mejoras bastante sencillas:

### **Doble techo/doble pared de polietileno**

La colocación de una segunda capa de polietileno a la cobertura del invernadero, permite disminuir las pérdidas de calor durante la noche y amortiguar las diferencias día-noche, a la vez de mejorar los valores de humedad relativa. La disminución en la ganancia de luz no constituye un problema para este tipo de cultivos por lo cual es ampliamente utilizada.

### **Pantalla térmica**

Es una capa de polietileno que se despliega en el interior del invernadero y tiene por objeto impedir la pérdida de la radiación calórica emitida durante las noches por el suelo y las plantas. Al mismo tiempo permite reducir el volumen de aire en el interior del invernadero, con lo cual en caso de contar con sistemas activos de calefacción se reducen en forma importante los costos energéticos (gas, gasoil, etc.). Existen versiones mejoradas con materiales aluminizados.

Se prefieren los que cuentan con algún sistema mecanizado que permite su plegado y desplegado durante el día a fin de no restar luminosidad a los cultivos.

### **Sombreo**

La sensibilidad de este tipo de plantas a la luz solar directa demanda la instalación de sistemas de sombreado; estos pueden ser colocados en el exterior o en el interior del invernadero. En este último caso se puede sumar además la disminución de la temperatura en el interior del invernadero al impedir la entrada de una cierta proporción de la luz solar incidente. Se acostumbra a utilizar mallas negras, con tramas que varían de acuerdo a la especie en cultivo y la época del año. Existen también de tipo aluminizado que suman a la vez la ventaja de una mayor difusión de la luz solar incidente. La eficiencia de estos materiales tiene la limitante de su costo elevado (Figura 9.4).

### **Camas calientes**

Son instalaciones que pueden estar elevadas a manera de mesadas o a nivel del piso, pero en ambos casos cuentan con distribuidores de calor dentro del material de soporte y cercano a las raíces. Esos tubos conductores pueden llevar agua líquida, vapor o aire caliente.

## **Túneles de propagación**

Para el enraizamiento de esquejes, además del aporte de calor a la base se hace necesario mantener un nivel de humedad elevado, por lo cual se suele instalar una estructura complementaria dentro del invernadero que son los túneles de plástico; esto permite combinar y preservar los niveles adecuados de humedad y temperatura.

## **Sistema Mist**

Está destinado al enraizamiento de esquejes y su funcionamiento se basa en la realización de pulverizaciones de agua sobre las hojas, con el fin de lograr una capa uniforme que se deposita en superficie (nunca gota gruesa), que al evaporarse enfría los espacios intercelulares y provoca que la presión del vapor contenido en ellos sea inferior a la exterior, evitándose de este modo la transpiración, pero conservando intactas todas las demás funciones biológicas. Los esquejes a enraizar bajo este sistema, deben tener hojas y se debe realizar un control exacto de la frecuencia de las pulverizaciones para asegurar en forma constante la presencia de la capa de agua en la superficie foliar. Su implementación permite acelerar en forma importante los procesos de enraizamiento de esquejes, algo muy notable principalmente en los de naturaleza leñosa (Figura 9.5).

Figura 9.4.



Nota. A y B: Cultivos ornamentales de exterior en umbráculos. C: Sombreo en invernaderos con plantas de interior. D: Túneles (camas calientes) en suelo para enraizamiento con cobertura protectora para la temperatura. E: Túneles (camas calientes) en suelo calefaccionado para enraizamiento. Protección con media sombra y polietileno para luz y temperatura. F: Calefacción por aire caliente. (Fuente propia).

Figura 9.5



*Nota.* A y B: Mesadas de enraizamiento con túnel de polietileno para enraizamiento de plantas de interior C: Mesadas de enraizamiento de especies leñosas en sistema Mist. D: Arbustos de exterior protegidos durante el invierno en invernaderos con pantallas térmicas y doble techos de polietileno. E: *Bougainvillea sp.* con protección invernal en invernadero. (Fuente propia).

Desde un punto de vista general se pueden señalar así mismo diversos tipos de instalaciones para las tareas propias de la actividad:

1. Instalaciones para la reproducción/iniciación: germinación de semillas, enraizamiento de esquejes, etc.
2. Instalaciones específicas: cámaras de tratamiento (semillas, bulbos), conservación de materiales.
3. Depósitos: sustratos, abonos, productos fitosanitarios, etc.
4. Áreas de trabajo: Trasplantes, clasificación, preparación, acondicionamiento para el transporte.

## Sustratos

En los cultivos ornamentales en maceta raramente se utiliza tierra como soporte, por lo tanto, se habla de *sustrato* como aquel soporte donde se desarrollan las raíces a las que debe suministrar el agua y los elementos necesarios en dicho proceso. Se puede decir entonces 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 (Figura 9.6).

**Figura 9.6**



*Nota.* A y B: Mezcla de sustratos a granel realizados en producciones ornamentales. (Fuente propia).

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 estos cultivos hay que buscar sustratos que sean capaces de mantener una gran cantidad de raíces en un reducido espacio y además que dispongan de suficiente agua y aire.

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 del oxígeno necesario para la respiración de las raíces y con un adecuado intercambio gaseoso, removiendo el exceso del CO<sub>2</sub> en el aire cercano a la rizósfera.

**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. Este pH permite que los nutrientes sean fácilmente asimilables por la planta, como el caso del fósforo responsable de la biomasa radicular.

Las propiedades físicas se consideran las más importantes para un sustrato ya que si las mismas no son las adecuadas sería muy difícil mejorarlas una vez establecida la planta en el contenedor, contrariamente a lo que podría ocurrir con las propiedades químicas que sí pueden ser modificadas, como en el caso de un valor de pH o un nivel nutricional inadecuados que pueden ser resueltos mediante el agregado de mejoradores o abonos. Del mismo modo el exceso de sales solubles puede manejarse con lavado con agua con baja salinidad.

Sobre la base de las propiedades físicas y químicas de los materiales disponibles para elaborar sustratos y para elaborar las mezclas más adecuadas, hay algunos conceptos importantes a tener en cuenta: **capacidad de retención de agua (CRA)**, la cantidad máxima de agua en volumen que puede retener un sustrato bajo unas condiciones de medida normalizadas, expresada como **agua fácilmente asimilable** que debería representar alrededor del 25% del volumen ocupado por el sustrato. La densidad de un sustrato debe ser baja (1 a 1.1 gr cm<sup>-3</sup>), 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. Se busca que el sustrato sea ligero para hacer más fácil el manejo y transporte de macetas, pero no demasiado ligero para que en los casos de plantas de porte alto y macetas pequeñas no se produzca el vuelco de las mismas con facilidad. En el caso de plantas de interior, el valor de la densidad aparente del sustrato deberá estar entre 0,15 y 0,45 gr.cm<sup>-3</sup>. Esta condición en un sustrato seco está inversamente relacionada con la porosidad: cuanto más espacio poroso hay en el mismo, menor es el valor de la densidad aparente. En relación a la capacidad de retención de nutrientes esta se encuentra relacionada con la **Capacidad de Intercambio Catiónico (C.I.C.)**. Este valor debería estar entre 15 y 50 meq. 100cm<sup>-3</sup> tomando en cuenta la densidad aparente de estos sustratos aptos para plantas ornamentales.

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. 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 con pH alto son poco asimilables los iones de Fósforo, Hierro, Manganeseo, Zinc, etc. Por estos motivos el pH de un sustrato debe estar alrededor de 6,5, que es el punto de máxima disponibilidad de nutrientes.

Los sustratos pueden ser orgánicos y minerales; la combinación de ambos permite obtener una mezcla que por lo general cuenta con una mayor proporción de componentes orgánicos (tierra de monte, hojarasca de pino, turba, cáscara de arroz, estiércoles, entre otros); esto 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, piedra pómez) o subproductos minerales (perlita, vermiculita).

También es importante que la mezcla tenga estabilidad, que mantenga sus propiedades físicas, que no se apelmace y que esté libre de patógenos y de cualquier tipo de sustancia tóxica. Otra propiedad a tener en cuenta es la mojabilidad, que representa la capacidad del sustrato de volver a mojarse luego de haberse secado; esto es un problema común en la turba, para la cual es necesario con frecuencia tener que recurrir a agregados para mejorar esta condición.

## **Materiales utilizados en la elaboración de los sustratos**

**-Turba.** Está formada por restos de vegetación acuática o de pantanos. *Sphagnum sp.* son los musgos más interesantes que dan origen a la turba ya que mantienen la propiedad de seguir reteniendo agua en grandes cantidades durante mucho tiempo después de morir. Con el tiempo las turbas van perdiendo sus características físicas, se hacen más oscuras y se apelmazan. Por ello se consideran mejores las turbas claras. Por su formación de origen se lo considera un recurso no renovable con tendencia a su reemplazo. Tiene la capacidad de absorber entre 10 a 20 veces su peso en agua. El pH es un indicador de la calidad de las turbas: si está entre 3,5 y 4,5 la turba es buena, entre 4,5 y 5,5 es mediana y por encima de estos valores se considera de baja calidad.

**-Residuos forestales.** Entre los más utilizados están las cortezas. La de pino es bastante estable y permite airear el sustrato. Se suele mezclar con turba en proporciones que van del 25 al 50% después de haberla triturado en trozos de 1 a 2 cm. La corteza es difícil de mojar y deben además adicionarse suplementos de nitrógeno. Otros residuos comunes suelen ser las acículas de pino (aunque son menos estables) y el aserrín. En este último caso se recomienda realizar un compostaje previo con materiales nitrogenados ya que puede tener compuestos tóxicos como fenoles, terpenos y tanino. A la vez se debe asegurar que no provenga de maderas tratadas con productos que sean tóxicos para las plantas a cultivar.

**-Arena.** Es empleada en las mezclas, pero en pequeñas cantidades porque si bien mejora la estructura del sustrato también le aporta peso y según su origen silíceo o calcáreo puede también tener influencia en el pH total. Además, lo importante es que no contenga elementos perjudiciales, sales nocivas, arcillas, enfermedades o plagas. La arena no retiene la humedad como lo hacen otros medios para favorecer el enraizamiento y necesita regarse con más frecuencia. Debe ser lo suficientemente fina como para retener algo de humedad alrededor del material a enraizar y lo bastante gruesa como para permitir que el agua drene fácilmente a través

de ella. La arena de río es buena por su granulometría, pero es necesario limpiarla previamente por la posible presencia de contaminaciones y la arena de construcción lleva demasiada arcilla y se compacta y se deshace con el tiempo. Por todo ello se recomienda utilizarla en mezclas con no más de una parte de arena por tres o cuatro de turba.

**-Perlita.** Es un sustrato de origen volcánico, 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. Es un sustrato sin capacidad de intercambio catiónico. 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.

**-Vermiculita.** Es un mineral de estructura laminar, próxima a la mica, expandida a altas temperaturas. Al vaporizarse el agua contenida entre sus láminas las hace explotar en multitud de láminas delgadas con un gran contenido de aire entre ellas. Este material mantiene por largo tiempo la humedad favoreciendo las condiciones de enraizamiento. Se obtienen mejores resultados cuando se mezcla en partes iguales con turba, que con cualquiera de los dos materiales utilizados en forma individual. Es muy segura, la ligereza y la estructura exfoliada de la vermiculita elimina todo riesgo de asfixia y daño mecánico para la plántula por lo que se desarrolla adecuadamente. La vermiculita es ideal para mezclar en los sustratos proporcionando aireación e hidratación. Es una sustancia hidrófila y tiene una gran capacidad de intercambio, por lo que asegura una retención de nutrientes que puede liberar de forma más lenta.

**-Fibra de coco.** Es un material de desecho de la industria cocotera compuesto por residuos del mesocarpo. Se lo considera el sustituto de la turba por sus características y por ser un recurso renovable. Es un sustrato hidrófilo, es decir que tiene capacidad de absorber agua aunque esté deshidratado, lo que permite su comercialización en forma de fardos compactos. Posee una baja densidad aparente y un pH entre 5-6.

**-Cascarilla de arroz.** Sustrato liviano de descomposición lenta por su alta concentración en silicio. Posee una alta tasa de aireación pero puede presentar problemas de humedad al inicio de su uso, dado que tarda en humectarse.

**-Compost y lombricompuesto.** El compost es un sustrato derivado de la descomposición, estabilización y maduración de residuos orgánicos. En el lombricompuesto se realiza además una adición de lombrices que producen una aceleración del proceso favoreciendo la humificación. Son sustratos con buena capacidad buffer y una capacidad de retención de agua entre 4 a 6 veces su peso. Al producir una estructura esponjosa tienen una alta capacidad de aireación y de retención/liberación de nutrientes. Existen estudios que indican que los metabolitos que se producen, tienen la capacidad de mejorar el crecimiento y resistencia de las plantas.

## Contenedores

En general se suele denominar contenedor al recipiente en el que la planta va a permanecer bastante tiempo y maceta a aquel que ofrece una permanencia de menor duración (Figura 9.7).

Las características que los definen vienen dadas por lo general por los siguientes datos (Tabla 9.3):

- Altura (h)
- Diámetro superior (DS)
- Diámetro inferior (DI)

También suelen tomarse en cuenta otras características tales como: número y posición de los desagües inferiores, presencia o no de cavidad inferior y de bordes superiores.

**Tabla 9.3**

*Capacidad de las macetas y contenedores mayoritariamente usados en la producción*

<b>Capacidad de las macetas y contenedores</b>			
<b>DS (cm)</b>	<b>DI (cm)</b>	<b>H (cm)</b>	<b>Volumen (cm<sup>3</sup>)</b>
12	9,5	12	1.090
14	12	14	1.860
15	12,5	15	2.250
19,5	15,5	18,5	4.450
22	18,5	20	6.450
25	21	24,5	10.180
30	21	28	14.800
34	29	34	26.500
40	31	40	40.000

Otra característica importante a tomar en cuenta es la porosidad de los materiales que conforman los contenedores o macetas. En este caso pueden ser:

**Porosos:** contenedores que permiten el paso de la humedad por sus paredes; es el caso de los de barro, cerámica y cemento. Esta permeabilidad afecta la durabilidad de la humedad en el sustrato interior y demanda en consecuencia un riego más frecuente. 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. Además, en el caso de agua de riego con sales en suspensión, estas precipitan en la pared del contenedor producto de que es la porción del contenedor donde se concentra la mayor cantidad de raíces. Se recomienda el cambio de contenedor una vez al año para evitar la acumulación tóxica de sales, y un lavado del mismo para su reutilización. Se les asigna sin embargo la ventaja de asegurar una mayor aireación. Otro factor a considerar es que son contenedores pesados y que se rompen con facilidad.

**No porosos:** son aquellos que no permiten el paso de la humedad por sus paredes (plástico, vidrio, de fibra de vidrio, metal). La humedad en este tipo de contenedores dura más tiempo y se

evita la concentración de sales en sus paredes, pero deben tener perforaciones en el fondo que permitan un drenaje fácil y rápido.

Si se toman en cuenta las posibilidades de utilización de los envases de acuerdo a su duración, se pueden clasificar en:

**No recuperables:** envases que se destruyen o se degradan en el propio proceso del cultivo. Están constituidos por material biodegradable como papel prensado, turba compactada y fibras de coco. Las plantas se colocan en el terreno o en el contenedor definitivo con el contenedor biodegradable. Con su uso se ahorra tiempo y mano de obra en los trasplantes. También existen en el mercado bloques de turba o fibra de coco compactados, que se hinchan al contacto con el agua, utilizados principalmente para la multiplicación por estacas.

**Recuperables:** son aquellos elaborados con plásticos (polipropileno, poliestireno expandido o polietileno rígido) con diferentes niveles de rigidez. Son ligeros y ocupan poco espacio ya que son apilables. Pueden usarse por varias campañas, previa limpieza y desinfección. El calor intenso y los rayos ultravioletas pueden degradar ciertos tipos de contenedores plásticos, si bien hoy en día ya se fabrican algunos con inhibidores de la radiación ultravioleta.

Un tipo particular de contenedor es el conocido como **bandeja multicelda, multilocular, o multipot**, que consiste en un agrupamiento de macetas de tamaño reducido formando una unidad que facilita su manejo. Se han impuesto en establecimientos semilleros, multiplicación de esquejes y plantines de tamaño pequeño.

### Figura 9.7



*Nota.* A y B: Envases rígidos de plástico. C: Envase de plástico soplado. D: Envases de fibrocemento (izquierda) y terracota o barro (derecha). (Fuente propia).

## Referencias

- Davidson, W., Bilton, R. & Innes, C. (1985). *Plantas de interior* (1.a ed.). Hermann Blume.
- Escrivá, MG. (2014). *Huerta orgánica en macetas* (1.a ed.). Albatros.
- Hartmann, H. & Kester, D. (1997). *Propagación de plantas. Principios y prácticas*. (5ta ed.). Compañía editorial continental.
- Jimenez, M., Caballero, R. & Ruano, M. (1990). *El cultivo industrial de plantas en maceta*. Ediciones de Horticultura S. L. Reus
- Marochi, J. C., Mariani, S. & Podversich, R. (2015). *Producción de Plantines de Flores para Productores de la Economía Social* (INTA, Ed.). INTA. Disponible on-line:

<https://inta.gov.ar/documentos/produccion-de-plantines-de-flores-para-productores-de-la-economia-social>

- Martínez, P. F. & Roca, D. (2011). Sustratos para el cultivo sin suelo. Materiales, propiedades y manejo. En: *Sustratos, manejo del clima, automatización y control en sistemas de cultivo sin suelo* (1.a ed., pp. 37–78). Universidad Nacional de Colombia.
- Morisigue, D., Mata, D., Facciuto, G., & Bullrich, L. (2012). *Floricultura. Pasado y presente de la Floricultura Argentina*. Instituto de Floricultura. INTA.
- Osuma Fernández, H., Osuma Fernández, A. & Fierro Álvarez, A. (2017). *Manual de Propagación de Plantas Superiores*. Universidad Autónoma Metropolitana de México.
- Sisaro, D. & Hagiwara, J.C. (2016). *Propagación vegetativa por medio de estacas de tallo*. ISBN 978-987-521-681-5. Ediciones INTA
- Vázquez, J. & Loli, O. (2018). Compost y vermicompost como enmiendas en la recuperación de un suelo degradado por el manejo de *Gypsophila paniculata*. *Scientia Agropecuaria*, 9(1), 43-52. Disponible on-line: <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2018.01.05>
- Vidalie, H. (2001). *Producción de flores y plantas ornamentales*. (3.a ed.). Ediciones Mundi-prensa.

# CAPÍTULO 10

## Fundamentos de la micropropagación en plantas

*Marcela Ruscitti*

En este capítulo se explicará la propagación vegetativa de plantas mediante el cultivo *in vitro* de tejidos vegetales. Para comprender esta técnica es necesario adentrarse en los conceptos de esterilización y condiciones de asepsia, así como en los medios de cultivo y su composición. Se profundizará también en el concepto de morfogénesis para comprender la técnica de micropropagación, eje central de este capítulo.

### **Micropropagación. Generalidades del cultivo *in vitro***

La micropropagación es otra forma de propagación vegetativa que consiste en producir plantas a partir de porciones pequeñas de ellas, llamadas explantes. Los explantes pueden ser órganos (hojas, tallos, raíces) o partes de ellos, tejidos, células o protoplastos (células desprovistas de pared celular), manteniendo las características genéticas de la planta madre donadora del material inicial. Esta técnica de propagación requiere un control integral de las condiciones ambientales y del cultivo, que en este caso se realiza en medios nutritivos adecuados y condiciones asépticas para mantener los cultivos libres de contaminación microbiana. La micropropagación es una técnica rápida de multiplicación que permite obtener un gran número de individuos de calidad uniforme a escala comercial, a partir de un genotipo selecto.

La multiplicación de plantas mediante esta técnica es sin dudas la más popular de las aplicaciones del cultivo *in vitro*, por lo cual es necesario comenzar explicando algunas generalidades de este cultivo.

### **Generalidades del cultivo *in vitro***

El cultivo de tejidos *in vitro* puede definirse como un conjunto de técnicas que permiten el cultivo en condiciones asépticas de órganos, tejidos, células y protoplastos empleando medios nutritivos artificiales. Sus aplicaciones van desde estudios básicos sobre fisiología y bioquímica vegetal, hasta la propagación masiva de plantas, la obtención de plantas libres de patógenos, la

conservación de germoplasma, la producción de metabolitos secundarios, el mejoramiento genético de plantas y la ingeniería genética.

Si hacemos un poco de historia, los inicios del cultivo *in vitro* se remontan a principios del siglo XX, con los experimentos realizados por Haberlandt al cultivar células vegetales aisladas. Este investigador postuló la teoría de la totipotencialidad celular, que es la base teórica de las técnicas actuales de cultivo *in vitro*. Esta teoría enuncia que es posible regenerar una planta entera a partir de cualquier célula de su cuerpo. En otras palabras, la totipotencialidad celular significa que cada célula posee la capacidad de regenerar una planta completa dado que posee toda la información genética y la capacidad para ello.

El primero en cultivar tejidos vegetales con éxito fue White en 1934, quien logró cultivar ápices de raíces de tomate en medios enriquecidos con sales, azúcares y levadura. En 1939, trabajando en laboratorios diferentes, Nobecourt y Gautheret en Francia y White en Estados Unidos, lograron el crecimiento de tejidos de raíz y observaron la formación de callos en medio semisólido (geles). Los callos transferidos a medio fresco, proliferaron indefinidamente.

El avance de estas técnicas fue posible a partir del desarrollo de los medios de cultivo y el conocimiento de los reguladores de crecimiento u hormonas vegetales recién a finales de los años 50.

Un hecho importante que permitió el desarrollo del cultivo de tejidos, fue la identificación de la hormona cinetina, lo cual permitió a Skoog y Miller en 1957 postular la hipótesis de que la iniciación de raíces y brotes en cultivos de callos, puede estar regulada por la relación auxina-citocinina (ambas hormonas que regulan el crecimiento vegetal) en el medio de cultivo.

Otros aspectos históricos de importancia son el desarrollo *in vitro* de ápices caulinares, cultivos de ovarios aislados, aislamiento y fusión de protoplastos y en la década del 80 la obtención de plantas transgénicas.

## Métodos de regeneración de plantas

Una de las mayores ventajas que ofrece el cultivo de tejidos es la posibilidad de regenerar plantas completas a partir de pequeños fragmentos de tejido vegetal o explantes (Figura 10.1). La regeneración puede realizarse por distintas vías, en los sistemas de cultivos de tejidos *in vitro* hay dos tipos fundamentales de regeneración de plantas: organogénesis y embriogénesis somática.

**Figura 10.1**



*Nota. Diferentes especies, originadas por organogénesis y creciendo en condiciones in vitro. (Fuente propia).*

## **Organogénesis**

La organogénesis es un evento morfogénico que se caracteriza por su desarrollo unipolar, es decir, la formación de un primordio unipolar a partir de una yema con el subsecuente desarrollo de éste en un brote vegetativo, existiendo siempre una conexión entre los nuevos brotes y el tejido paterno. Estos brotes vegetativos son enraizados luego en otra etapa. De esta manera, para lograr una planta completa se requiere de diferentes medios de cultivo, ya que los medios que favorecen la formación de brotes inhiben la formación de raíces y viceversa. En estos resultados actúan directamente los reguladores de crecimiento vegetal, que se verán más adelante.

A su vez, dentro de la organogénesis podemos diferenciar dos vías: la formación de yemas axilares y la formación de yemas adventicias.

Formación de yemas axilares: se basa en la formación de brotes a partir de las yemas que se encuentran en las axilas de las hojas, los cuales son divididos y subcultivados repetidamente. Si

bien es un método laborioso y de alto costo de mano de obra, es el más utilizado para la propagación comercial por su facilidad de implementación en la mayoría de las especies y por la estabilidad genética de las plantas regeneradas.

Formación de yemas adventicias: es la formación de *novo* de yemas a partir de mersistemas preexistentes o tejido no meristemático, las cuales se originan de una o de un pequeño grupo de células. Con esta técnica se puede producir un mayor número de plantas por unidad de tiempo en comparación con el método anterior y permite la automatización del proceso. El inconveniente que presenta es que puede ser una fuente de variación genética debido al propio origen unicelular de las yemas adventicias.

## **Embriogénesis somática**

La embriogénesis somática es el proceso mediante el cual se logra el desarrollo de embriones a partir de una célula que no es el producto de una fusión gamética. Los embriones somáticos tienen, al igual que los cigóticos, la capacidad de formar una nueva planta después de un proceso de germinación, con la diferencia de que la embriogénesis somática es un proceso asexual por lo que la nueva planta será exactamente igual a la donadora de la célula inicial. Este no es un proceso que sucede únicamente en cultivos *in vitro*, de hecho es relativamente común en algunas familias de plantas y se conoce como apomixis (Figura 10.2).

### **Figura 10.2**



*Nota. Planta de Kalanchoe spp. con embriones somáticos formados en el borde de las hojas, por apomixis, embriogénesis de origen natural. (Fuente propia).*

Los embriones somáticos son estructuras bipolares, que tienen un eje apical-radical, aislados por un tejido epidérmico y no poseen conexión vascular con el tejido materno. Estas estructuras bipolares deben ser capaces de crecer y formar plantas normales, luego de la germinación de este embrión. Este método es considerado actualmente como el más eficiente para la producción masiva de plantas *in vitro*, debido a la facilidad para ser automatizado todo el proceso productivo. Sus desventajas radican en que existe un número limitado de especies con una embriogénesis somática eficiente que permita realizarla a nivel comercial, la inducción de los embriones somáticos no siempre permite llegar a la formación de plantas viables para la mayoría de las especies.

El desarrollo de un sistema experimental para la regeneración de plantas mediante embriogénesis somática incluye diferentes etapas:

- Inducción de los embriones somáticos: es el proceso de conversión de una célula somática en una célula proembriogénica. Los factores determinantes para que suceda el proceso de inducción son: el genotipo, el grado de diferenciación de las células del explanto. En este proceso es necesario el agregado de reguladores de crecimiento (auxinas: 2,4-D y 2,4,5-T) y el aislamiento celular (las células deben separarse entre sí para dar una respuesta).
- Histodiferenciación: en esta etapa las masas proembriogénicas, formadas en la etapa anterior, se diferencian formando embriones somáticos, mediante una división y diferenciación

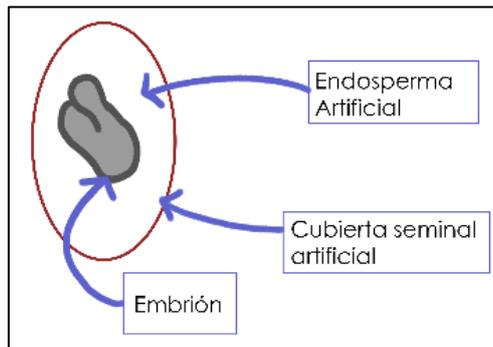
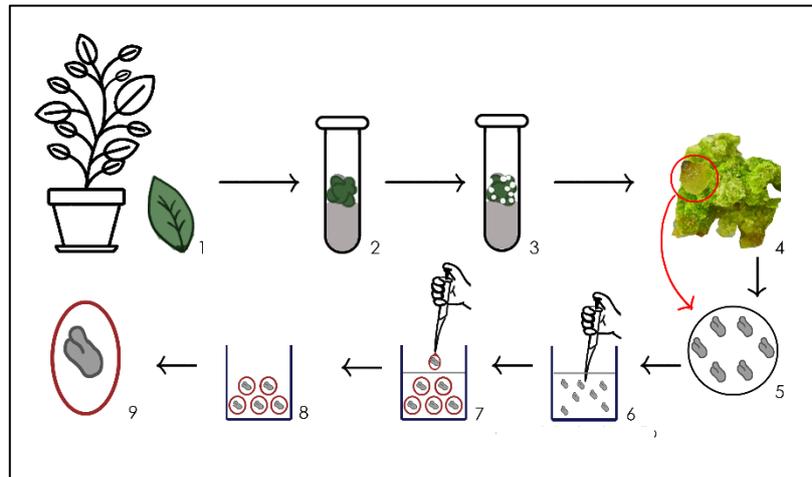
simultáneas. Para que estas células cesen su multiplicación y pasen a la etapa de diferenciación se requiere la eliminación de las auxinas exógenas. Inicialmente se establece una polaridad en las células proembriónicas, que se mantiene durante todo el desarrollo del embrión. Durante esta etapa los embriones somáticos pasan por una serie de estadios intermedios similares a los que ocurren en la embriogénesis cigótica natural (formación de la semilla). Estos estadios son: globular, de corazón y de torpedo.

- **Maduración:** un embrión somático en estadio de torpedo aún no posee la capacidad de dar una nueva planta. Para que adquiera esta capacidad se requiere una fase de maduración donde ocurre la elongación celular pero ya sin división. Se sabe que para muchas especies los estímulos que hacen posible la maduración están relacionados con una inducción del estrés mediante, por ejemplo, la aplicación de la hormona ácido abscísico o la desecación. En las dicotiledóneas al embrión somático maduro se le da el nombre de estadio cotiledonar.

- **Germinación y conversión en plantas:** es el proceso de elongación y reactivación metabólica de un embrión somático maduro para convertirse en una plántula normal que pueda desarrollarse luego en condiciones ambientales *ex vitro*. Para que esto suceda se requieren de estímulos como la luz y la aplicación de reguladores de crecimiento como el ácido giberélico o citocininas. Los embriones somáticos carecen de tejidos de reserva, por ello su germinación sólo ocurre *in vitro* donde el medio de cultivo aporta los nutrientes, o bien cuando se les proporciona depósitos artificiales de nutrientes como sucede en las semillas artificiales.

Un párrafo aparte merece la explicación de las semillas artificiales (Figura 10.3). La idea de producir semilla artificial data de 1977 cuando Murashige mencionó la posibilidad de regenerar plantas a partir de embriones recubiertos por un endosperma artificial. Esta idea fue llevada a la práctica cuando se obtuvieron semillas sintéticas (embriones somáticos encapsulados) deshidratadas e hidratadas, algunos años después. Actualmente, se ha informado el desarrollo exitoso de este sistema en diversas especies de importancia económica como la alfalfa, zanahoria, abeto, apio, café, caña de azúcar, entre otras. Si bien hay distintos sistemas, los embriones hidratados encapsulados individualmente son los que alcanzaron mayor popularidad por las ventajas que ofrecen: una lámina exterior que protege mecánicamente al embrión, lo cual facilita su manejo y almacenamiento, además de ser portador de sustancias nutritivas.

**Figura 10.3**



**A**

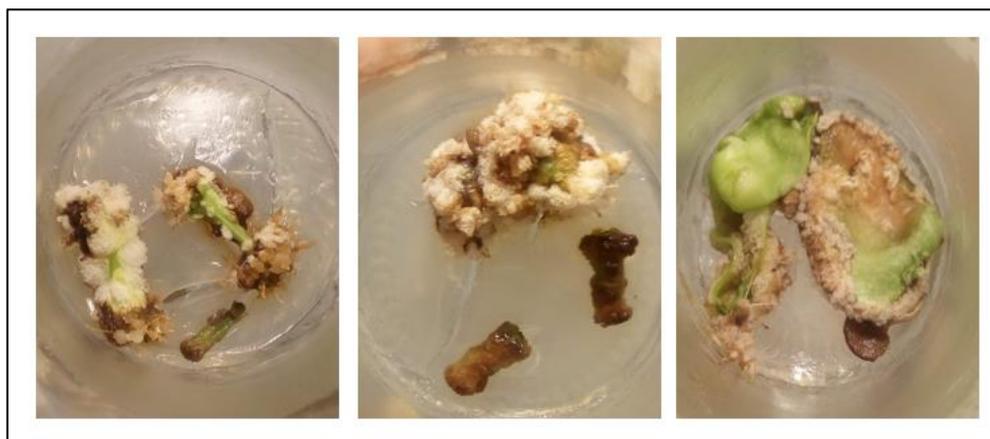
*Nota. Inducción de la embriogénesis somática (A), 1: explante inicial, 2: formación de callo, 3: aparición de estructuras proembrionicas, 4: embrión somático adherido al callo, 5: embriones somáticos aislados, 6: sumersión en alginato de sodio, 7: encapsulado en nitrato de calcio, 8: lavado, 9: semilla sintética. Semilla artificial o sintética (B). (Elaboración propia).*

**B**

En cualquiera de los sistemas de regeneración de plantas que hemos visto (organogénesis y embriogénesis) la formación de las nuevas estructuras puede darse directamente sobre el tejido vegetal sembrado en el medio de cultivo (explante) o bien puede producirse sobre un tejido llamado callo.

Se denomina callo a una masa indiferenciada de células de rápida proliferación (Figura 10.4). En condiciones naturales aparece como mecanismo de cicatrización de heridas o bien en tumores inducidos por organismos fitopatógenos como el caso de la "agalla de la corona" producida por *Agrobacterium tumefaciens*. Este tipo de tejidos puede obtenerse y mantenerse *in vitro* cuando se manejan apropiadamente los reguladores de crecimiento y las condiciones de cultivo.

**Figura 10.4**



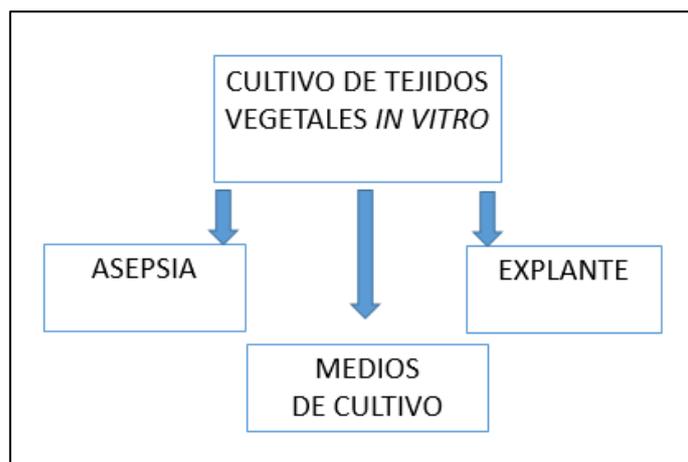
*Nota. Callos de Sesbania virgata obtenidos de diferentes explantos, secciones de epicotile, hipocotile y cotiledones. (Fuente propia).*

El callo está compuesto por células similares a las del parénquima, una de las propiedades más importantes del tejido calloso es la friabilidad, que puede ser definida como la tendencia de las células a separarse unas de otras, por lo que un tejido friable es aquel que se disgrega fácilmente. El tejido calloso tiene varias aplicaciones, resultando un modelo apropiado para estudios de metabolismo celular, producción de compuestos secundarios y fitotoxicología. Es muy útil para el estudio de respuesta a diferentes tipos de estrés como déficit hídrico, salinidad, temperaturas extremas, etc. También puede ser un paso intermedio para la regeneración de plantas por las vías de organogénesis y/o embriogénesis somática, que en este caso sería indirecta, mientras que, si la regeneración de las plantas se produce sin pasar por el tejido de callo, la organogénesis y la embriogénesis sería directa.

## **Factores que determinan el éxito en el cultivo de tejidos *in vitro***

Son muchos los factores que afectan la capacidad de supervivencia de los explantes, su establecimiento, su capacidad para regenerarse y convertirse en plantas completas. Los más importantes son las condiciones de asepsia, los medios de cultivo y el explante, los cuales serán explicados a continuación (Figura 10.5).

**Figura 10.5**



*Nota. Factores que determinan el éxito del cultivo de tejidos in vitro. (Elaboración propia).*

### **Condiciones de asepsia**

Es el mantenimiento de las condiciones estériles durante el cultivo de tejidos vegetales. Las condiciones físicas y químicas en que normalmente se encuentran los cultivos conforman un ambiente propicio para la proliferación de microorganismos (bacterias y hongos), los cuales pueden ser inocuos, pero en el cultivo *in vitro* pueden destruir los cultivos, competir con el explante por el medio de cultivo o incluso modificarlo.

La asepsia se refiere tanto al material vegetal, a los medios de cultivo, recipientes, cuartos de cultivo, lugares de siembra o transferencia, como a los operarios y herramientas con las cuales se lleva a cabo la manipulación de los mismos.

Para establecer cultivos asépticos es necesario:

desinfectar superficialmente los explantes, con diferentes agentes químicos, para eliminar bacterias y hongos exógenos

esterilizar los medios de cultivo y todos los utensilios que se usarán durante la siembra de los explantes

3. realizar los cultivos respetando ciertas normas de asepsia.

Con respecto a la asepsia del material vegetal son muchos los productos utilizados, los más comunes son el hipoclorito de Sodio ( $\text{NaClO}$ ) y el hipoclorito de Calcio ( $\text{Ca}(\text{ClO})_2$ ). Sin embargo, en algunos cultivos este último hipoclorito ha llegado a causar toxicidad. Algunos alcoholes etílicos e isopropílicos son también utilizados como desinfectante y generalmente el tiempo de exposición a los alcoholes es menor que el tiempo de exposición a los hipocloritos. Otros productos utilizados frecuentemente son el agua oxigenada, nitrato de Plata, cloruro de Mercurio, fungicidas, antibióticos y algunos desinfectantes a base de Yodo. Después de expuestos los

distintos materiales a la acción de los desinfectantes superficiales, se llevan a cabo varios enjuagues con agua estéril, con el fin de remover tales productos de las superficies y evitar toxicidad. Durante la desinfección es común adicionar a los productos usados, algún humectante o tensioactivo (Tween 20) que permita una mayor penetración en el tejido al disminuir la tensión superficial (Figura 10. 6).

**Figura 10.6**



*Nota. Desinfección de material vegetal previamente a la siembra en condiciones de asepsia bajo el flujo laminar de aire estéril. (Fuente propia).*

La esterilización de los medios de cultivo, como de herramientas se realiza en autoclave con presiones de 1.0 a 1.2 Kg.cm<sup>-2</sup> a temperatura de 120 °C y durante 20 a 40 minutos (Figura 10.7). Algunos medios pueden incluir sustancias inestables a altas temperaturas (antibióticos, algunas hormonas o vitaminas), que por tal razón no deben ser sometidas al proceso de autoclavado. En este caso se aconseja el agregado de los productos termolábiles por medio de filtración.

En lo relacionado con áreas de siembra o transferencia debe tenerse el mayor cuidado posible para lograr la asepsia.

En la actualidad, la mayoría de los laboratorios cuenta con un diseño arquitectónico pensado en minimizar las pérdidas por contaminación.

## Organización del laboratorio

El laboratorio de cultivo de tejidos, en general, se puede dividir esquemáticamente en áreas separadas para las diferentes funciones que se desarrollan en él. Las áreas o secciones principales son:

- 1- Área de preparación: se utiliza principalmente para preparar los medios de cultivo, debe contar también con espacio para almacenar los materiales de vidrio y los reactivos químicos. Este espacio debe contar con mesadas de trabajo para la preparación de los medios de cultivo y para colocar los diferentes equipos (balanzas, medidor de pH, agitadores magnéticos, destilador de agua, horno de microondas, etc.). En esta área vamos a encontrar también heladeras y freezers.
- 2- Área de lavado y esterilización: puede estar constituida por dos áreas conectadas entre sí, o por un solo ambiente, y también puede estar integrada al área de preparación. Esta área debe incluir una pileta con agua fría y caliente, o un lavavajillas. El área de esterilización debe tener espacio para el autoclave, que puede ser a gas o eléctrico y su tamaño va a depender del volumen del material que se procese (Figura 10.7).
- 3- Área de transferencia o siembra: en esta área se realiza la siembra de los explantes en los medios de cultivo. Dado que este trabajo demanda condiciones de esterilidad (asepsia) se recomienda la instalación de gabinetes de flujo laminar de aire estéril (Figura 10.7). Estos aparatos de flujo laminar deben ubicarse, en lo posible, en un lugar alejado de las puertas y ventanas, para reducir las corrientes de aire, con el fin de prolongar la vida útil de los filtros.
- 4- Área de incubación: los cultivos se incuban en cuartos apropiados o cámaras de crecimiento donde se debe lograr un buen control de la temperatura, de la irradiancia, del fotoperíodo y de la humedad relativa, que a su vez va a depender de la especie vegetal que estemos cultivando. En este cuarto de incubación se instalan estanterías metálicas o de madera para colocar los cultivos, con una disposición tal de las luces que aseguren una buena iluminación a todos los cultivos. Esta área debe incluir también un espacio para cultivos en agitación y para cultivos en oscuridad. La regulación de la temperatura se puede lograr por medio de aparatos de aire acondicionado.
- 5- Área de observación: en este sector vamos a contar con lupas y microscopios para realizar observaciones periódicas de los cultivos y hacer un seguimiento.
- 6- Área de crecimiento: las plantas que se regeneran *in vitro*, se pueden acondicionar o aclimatar y luego trasplantar a macetas, bandejas o camas apropiadas; estas tareas, en general, se realizan en invernaderos o umbráculos dependiendo de las condiciones climáticas del lugar donde está ubicado el laboratorio y de los requerimientos de los distintos materiales.

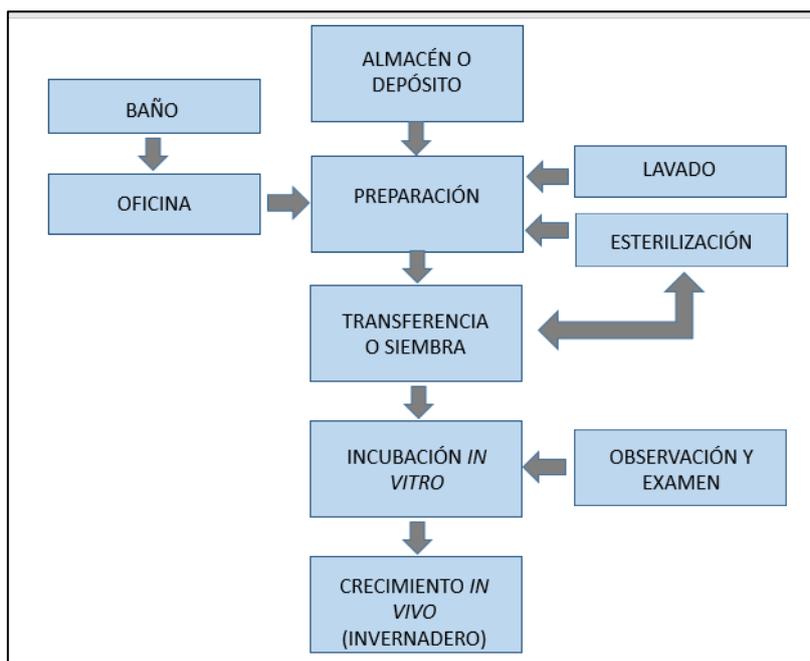
**Figura 10.7**



*Nota. Flujo laminar de aire estéril y autoclave usados en el laboratorio de cultivo de tejidos in vitro para trabajar en condiciones de asepsia. (Fuente propia).*

La seguridad física del personal del laboratorio es muy importante, por tal motivo deben tomarse todas las precauciones, como la distribución de equipos de primeros auxilios, extintores de incendio, duchas para baños del cuerpo entero y de los ojos. La capacitación del personal en las técnicas de manipulación y uso apropiado de los equipos, material de vidrio, reactivos, etc. es la mejor forma de prevenir accidentes en el laboratorio. En la Figura 10.8 se muestra un diseño estándar de un laboratorio de cultivo de tejidos vegetales.

**Figura 10.8**



*Nota. Diseño de las instalaciones de un laboratorio de cultivo in vitro. (Elaboración propia).*

## Medios de cultivo

Los medios de cultivo son formulaciones de composición conocida que aportan las sustancias esenciales para el crecimiento del material vegetal *in vitro*. El medio de cultivo tiene dos funciones principales. La primera, es proporcionar los nutrientes básicos para el crecimiento de los explantos aislados. La segunda función es dirigir el crecimiento y desarrollo mediante control hormonal. En general, estos medios contienen macronutrientes, micronutrientes, suplementos orgánicos (vitaminas, carbohidratos) y reguladores de crecimiento (compuestos con función similar a las hormonas vegetales), como por ejemplo el medio de Knop, Gautheret, De Fossard, White, Gamborg (B5) y Murashige-Skoog (MS), entre otros. Los tres últimos son los más utilizados en la actualidad.

Los componentes del medio de cultivo son:

- Agua: debe ser destilada y desionizada, o bidestilada.
- Macronutrientes: C, H, N, O, S, Mg, Ca, K, P. Son incluidos en los medios de cultivo en forma de sales inorgánicas, pudiendo el nitrógeno y el azufre ser incorporados como suplemento orgánico (por ejemplo caseína hidrolizada, urea, aminoácidos).
- Micronutrientes: Fe, Mo, Ni, Cu, Zn, Mn, B. Los micronutrientes del medio de Murashige-Skoog incluyen todos aquellos elementos minerales aceptados como esenciales para plantas superiores, con el agregado de Co y I.

- d) Carbohidratos: proporcionan la energía metabólica y los esqueletos carbonados necesarios para la biosíntesis de aminoácidos y proteínas, polisacáridos estructurales como celulosa, etc. La sacarosa es el carbohidrato más utilizado en la preparación de los medios de cultivo.
- e) Vitaminas: cumplen funciones de cofactores de reacciones enzimáticas (tiaminafosfato, piridoxina), se comportan como sustrato de reacciones metabólicas. La composición vitamínica, en el caso de medio MS, está constituida por tiamina (Vitamina B1), ácido nicotínico (niacina) y piridoxina (vitamina B6), a la que normalmente se le adiciona el aminoácido glicina. Otros compuestos utilizados son: ácido ascórbico (antioxidante), ácido fólico, riboflavina y biotina.
- f) Myo-inositol: es una hexosa cíclica hidroxilada, que se incorpora al medio MS y a la mayoría de los medios de cultivo usados en la actualidad. Su presencia es necesaria en todas las células para lograr la ciclación de la glucosa. Debido a que la biosíntesis no siempre se verifica *in vitro*, se hace imprescindible su incorporación a los medios. Posee efecto estimulador para el crecimiento de callos y en la organogénesis directa de algunas especies.
- g) Hormonas Vegetales y Reguladores de Crecimiento: actúan en muy baja concentración ( $10^{-6}$  M- $10^{-8}$  M) y desencadenan diversas respuestas fisiológicas. Existen sustancias sintéticas, con características similares a las hormonas vegetales a las que se denomina reguladores de crecimiento, pero que son más estables. Las hormonas vegetales se agrupan en base a su acción fisiológica: auxinas, citocininas, giberelinas, etileno, ácido abscísico. De la misma forma que en la naturaleza, en donde cada hormona interactúa con otras hormonas para producir una respuesta en la planta, los reguladores vegetales de crecimiento son utilizados, en cultivo *in vitro*, en concentraciones del orden de partes por millón (ppm) y la elección del tipo y la cantidad relativa de cada uno de ellos en el medio de cultivo está determinada por la respuesta esperada. A modo de ejemplo podemos mencionar que el balance entre auxinas y citocininas es clave para la respuesta morfogénica del tejido. Una relación alta de auxinas/citocininas favorece la formación de raíces, y su inversa la formación de yemas. La relación intermedia favorece la formación de callo.
- h) Agentes gelificantes: los medios de cultivo pueden ser líquidos o sólidos. En el primer caso normalmente es necesario algún soporte o agitación para asegurar la oxigenación del explante. Se usan puentes de papel de filtro o de fibras de celulosa, o se colocan los medios en agitadores orbitales (shaker) o en recipientes con flujo y reflujo del medio de cultivo (sistemas de inmersión temporal). En los medios sólidos o semisólidos se utilizan diferentes agentes gelificantes, el más usado es el agar, un polisacárido extraído de algas marinas.

Una vez preparado el medio de cultivo, con todos los componentes ya mencionados, es necesario ajustar el pH con el fin de lograr una correcta gelificación del medio y la solubilidad de las sales minerales. En general el pH debe estar entre 5,8 y 6,2 y es ajustado con HCl o NaOH.

Luego, el medio de cultivo debe esterilizarse, generalmente en autoclave, para su uso.

## Explante

El explante es la porción de material vegetal usado para iniciar el cultivo *in vitro* de tejidos de la especie seleccionada. En principio, podemos decir que cualquier parte de la planta puede ser un explante apropiado debido a su totipotencialidad, o su capacidad para regenerar una planta completa, como se explicó anteriormente (Figura 10.9).

Al momento de su elección debe tenerse en cuenta el tamaño, la fuente y la edad fisiológica del mismo. En cuanto al tamaño se ha postulado como regla general que en la medida en que el explante es más pequeño, menor es su capacidad de supervivencia, lo cual es lógico, si se tiene en cuenta que un menor número de células deben asumir el crecimiento y que el estrés de separación es mayor. Sin embargo, en general el tamaño del explante no es motivo de grandes problemas, excepción hecha del cultivo de meristemas propiamente dicho, realizado con fines de obtener plantas libres de virus. En estos casos puede presentarse un dilema: a medida que se aumenta el tamaño del explante se disminuye la posibilidad de lograr el objetivo de obtención de plantas libres de virus y a medida que se disminuye el tamaño, es menor la posibilidad de establecer el cultivo y alcanzar la morfogénesis.

En cuanto a la fuente del explante, o sea la planta donante del material vegetal, debe tenerse en cuenta que no todas las células de los tejidos mantienen indefinidamente su totipotencia. Las células con menor diferenciación pueden retener un cierto grado de capacidad organogénica. Sin embargo, en algunos casos las células y tejidos altamente diferenciados pueden desdiferenciarse.

Las condiciones en las cuales crecen las plantas donantes también juegan un papel decisivo en el éxito del cultivo, por lo cual se aconseja que a dichas plantas se las mantenga en óptimas condiciones sanitarias. La edad tanto de la planta donante como del explante mismo es un factor de consideración. Los tejidos más jóvenes y menos diferenciados son en general los de mayor éxito en cultivo de tejidos.

En algunos tejidos arbóreos los callos pueden iniciarse solamente a partir de tejidos juveniles.

**Figura 10.9**



*Nota. Diferentes explantes usados para iniciar el cultivo de tejidos in vitro, semillas, frutos, partes de flores, secciones de hoja, yemas, secciones nodales. (Fuente propia).*

## **Etapas de la micropropagación**

Habiendo desarrollado ya algunos conceptos y principios, podemos ahora detenernos en la micropropagación y sus etapas. En la actualidad, la micropropagación se practica con éxito en especies hortícolas, ornamentales y leñosas y ha mostrado importantes ventajas en comparación con los sistemas convencionales de propagación, las más importantes son:

- Incremento acelerado del número de plantas derivadas por genotipo.
- Reducción del tiempo de multiplicación.
- Posibilidad de multiplicar grandes cantidades de plantas en una superficie reducida, a bajos costos y en tiempos económicamente costeados.
- Mayor control sobre la sanidad del material que se propaga.
- Facilidad para transportar el material *in vitro* de un país a otro, con menos restricciones.
- Posibilidad de multiplicar rápidamente una variedad de la cual sólo existen pocos individuos.

En 1974 Toshio Murashige propuso tres pasos o etapas para micropropagar eficientemente una especie: 1) establecimiento del cultivo, 2) su multiplicación, y 3) el enraizamiento y la preparación del plantín para su trasplante al suelo. Desde ese momento a la actualidad estos

pasos se modificaron y actualizaron, de modo que ahora en la bibliografía encontramos que las etapas de la micropropagación son:

## **Etapas 0: Selección de las plantas madre**

Se trata de una etapa preparativa, en la cual se seleccionan y acondicionan las plantas madres que serán utilizadas para iniciar los cultivos *in vitro*. Se debe tener en cuenta la edad y el estado nutricional y sanitario de la planta madre y si es necesario se realizarán tratamientos como fertilización, aplicación de fungicidas y bactericidas.

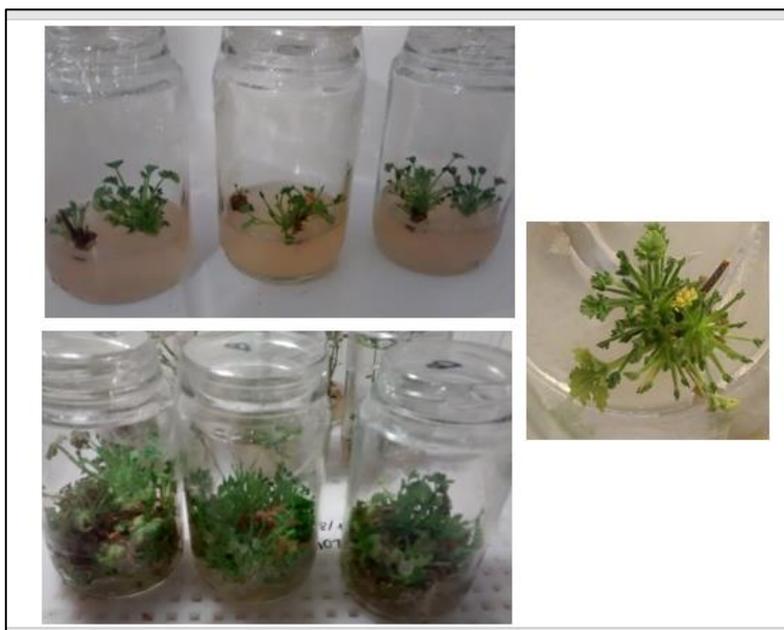
## **Etapas 1. Establecimiento de los cultivos axénicos**

Consiste básicamente en la elección del explante y la esterilización del mismo para iniciar un cultivo axénico. La micropropagación de cualquier planta puede iniciarse a partir de diferentes órganos o tejidos, siendo de gran importancia su tamaño, tipo y época de recolección. Ejemplos de especies micropropagadas por medio de ápices caulinares hay muchos, entre ellos: maní, café, clavel, tomate, manzano, pera, mandioca, papa, entre otras. Se puede emplear también, la yema apical de estolones y rizomas como ocurre en frutilla y helechos. En begonias y violeta africana, se usan trozos de hojas o pecíolos. En el caso de plantas con órganos subterráneos engrosados (bulbos, cormos), como es el caso de tulipanes, lirios, jacintos, narcisos, cebolla, se emplean las escamas engrosadas inmaduras. Muchas especies leñosas, son micropropagadas empleando segmentos nodales, como por ejemplo el *Eucalyptus*, *Populus*, *Pseudotsuga*, etc.

## **Etapas 2. Multiplicación del tejido**

En esta etapa es donde se realiza verdaderamente la micropropagación, o multiplicación obteniéndose un gran número de nuevos brotes a partir de cantidades mínimas de tejido. En esta etapa es clave la incorporación al medio de cultivo de citocininas o un balance favorable de ellas para la generación de los nuevos brotes (Figura 10.10).

**Figura 10.10**

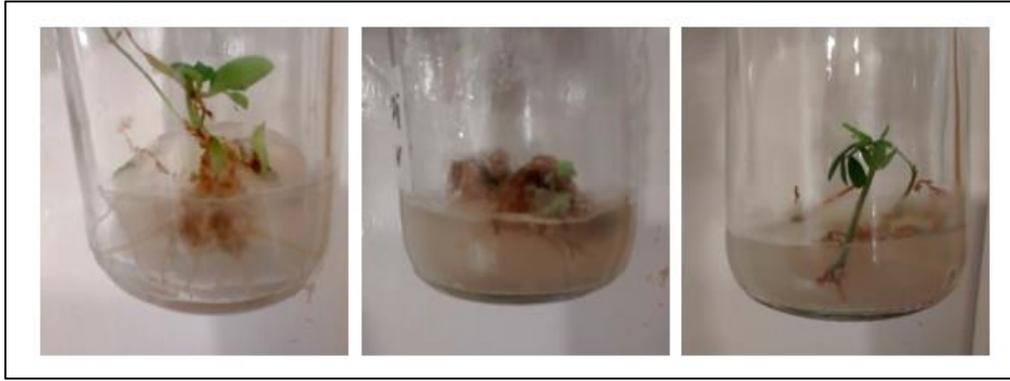


*Nota. Explantos de Pelargonium graveolens en etapa de multiplicación. (Fuente propia).*

### **Etapa 3. Elongación y enraizamiento**

Por lo general, lo que se obtiene en la Etapa 2 son pequeños brotes, en la mayoría de los casos carentes de raíz y con poca probabilidad de adaptarse con éxito a las condiciones ambientales externas. En la Etapa 3 lo que se pretende es que los brotes formen su sistema radical al mismo tiempo que se elonguen para facilitar su manipulación y hacer más probable su adaptación a las condiciones ambientales externas. El enraizamiento se puede lograr separando los brotes y transfiriéndolos a un medio de cultivo apropiado (Figura 10.11). La formación de raíces se favorece en medios diluidos conteniendo auxinas o carbón activado. El éxito del trasplante y supervivencia de las plantas generadas *in vitro* depende en mayor medida de la calidad de sus raíces.

**Figura 10.11**



*Nota. Explantes de Sesbania virgata y Sesbania punicea en etapa de enraizamiento. (Fuente propia).*

#### **Etapa 4. Adaptación al medio externo**

En los últimos años las técnicas de cultivo de tejidos han sobrepasado la fase de investigación, dando como resultado la producción masiva de muchas especies a escala comercial. El éxito del cultivo de tejidos vegetales en la propagación masiva de plantas depende de la capacidad para manejar en el invernadero estas plantas, con un alto grado de supervivencia y a bajo costo. Durante la aclimatación los factores más importantes a considerar son: humedad, temperatura, luz, sustrato, disponibilidad de agua y nutrientes minerales. El cambio tan drástico puede ocasionar una gran mortandad si no se toman ciertas precauciones. En primer lugar, sería conveniente que durante los días finales de la Etapa III, los frascos recibieran una carga luminosa mayor que fuera preparando a las plantitas para las nuevas condiciones ambientales. También, si fuese posible, convendría destapar los frascos, al menos el día anterior al trasplante. Al retirar las plantas de los frascos debe tomarse la precaución de eliminar, por lavado, todo el agar que pueda quedar retenido entre las raíces. El tipo de sustrato que se puede emplear para el crecimiento ulterior puede ser de distintos tipos: suelo, perlita, vermiculita, arena de grano grueso, turba, corteza de pino, hojas secas de coníferas, etc., así como combinaciones de algunos de ellos (Figura 10.12). Es posible que en el riego inicial sea conveniente el agregado de algún producto fungicida. Una vez que las plantitas han sido trasplantadas, están en condiciones de ser llevadas al invernáculo. En estas condiciones es fundamental asegurar un ambiente con la irradiancia atenuada (mediasombra) y humedad relativa cercana al 100 % (riego por neblina).

**Figura 10.12**



*Nota. Plántula de rosa china en etapa de rusticación con sustrato estéril. (Fuente propia).*

## **Ventajas de la micropropagación**

Como cierre de este capítulo es importante destacar las ventajas del uso de esta técnica, entre ellas:

- ✓ Rápida la producción de plantas genéticamente idénticas (clones).
- ✓ Propagación de especies de plantas que presentan dificultad por los métodos tradicionales (semillas).
- ✓ Propagación de líneas parentales dentro de programas de mejoramiento.
- ✓ Eliminación de enfermedades causadas por virus, bacterias y hongos.
- ✓ Independiente de la época de año.
- ✓ Crecimiento controlado *in vitro* mediante el uso de reguladores vegetales, otorga a las plantas un desarrollo vigoroso.

Estas ventajas del cultivo de tejidos *in vitro* para la producción masiva de plantas las retomaremos en el próximo capítulo.

## Referencias

- Azcón-Bieto, J., & Talón, M. (2008). *Fundamentos de fisiología vegetal* (No. 581.1). McGraw-Hill Interamericana.
- Sharry, S & Trujillo, I. (2018). *Bioteconología y biodiversidad*. Dialogo de saberes. Edulp, 305.
- Hartmann, H. T., Kester, D. E., & Geneve, R. L. (2011). *Hartmann & Kester's plant propagation principles and practices* (No. 631.53 H2555p Ej. 1 025385). Prentice Hall.
- Levitus, G., Echenique, V., Rubinstein, C., Hopp, E., & Mroginski, L. (2010). Bioteconología y mejoramiento vegetal II. *Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Argentina, 258*.
- Pérez Ponce, Juan, N. (1998). *Propagación y mejora genética de plantas por bioteconología*. JN Pérez Ponce editor principal; Instituto de Biología de Plantas. Santa Clara. Cuba. pp. 390.
- Roca, W. M., & Mroginski, L. A. (1991). *Cultivo de tejidos en la agricultura: fundamentos y aplicaciones* (No. 151). Ciat.
- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2015). *Plant physiology and development* (Ed. 6). Sinauer Associates Incorporated

# CAPÍTULO 11

## Ejemplos de micropropagación en plantas de interés comercial

*Marcela Ruscitti*

En este capítulo veremos algunos ejemplos del uso de la micropropagación en la producción masiva de plantas y algunos protocolos para especies de interés comercial: frutilla, caña de azúcar, papa, eucalipto, arándano.

### Propagación masiva

La multiplicación de plantas por micropropagación es la más popular de las aplicaciones del cultivo *in vitro*, sus bases fueron establecidas desde los años 50 y 60 y fue en las décadas del 70 y 80 que se estableció una verdadera industria de la micropropagación.

Como se mencionó en el capítulo anterior, las principales ventajas de este sistema son:

- Altos coeficientes de multiplicación que permiten producir grandes volúmenes de plantas en cortos periodos de tiempo
- Introducción rápida de nuevas variedades o clones
- Incremento en los rendimientos debido al rejuvenecimiento y al saneamiento
- Uniformidad de las plantas producidas
- Producción independiente de las condiciones ambientales
- Mayor facilidad en la comercialización

A nivel de laboratorio, se ha logrado regenerar plantas de más de mil especies diferentes, sin embargo, estos resultados no se corresponden con la cantidad de especies que son propagadas a escala comercial. Esto obedece a múltiples razones, desde protocolos ineficientes para la multiplicación, enraizamiento y aclimatización, la baja calidad de las plantas resultantes, hasta los precios no competitivos en comparación con otros métodos de propagación vegetativa. Todos estos motivos han generado que en muchos casos no se hayan alcanzado los resultados esperados de esta industria.

La creación de los primeros laboratorios comerciales para la micropropagación de plantas a partir de 1964 en Francia y Estados Unidos, con el objetivo de propagar principalmente especies

ornamentales, da inicio a un incremento vertiginoso de este tipo de instalaciones en varios países desarrollados, especialmente en la década del 70. En el año 1990 la producción mundial de plantas producidas *in vitro* se estimaba en alrededor de 500 millones, esta producción era realizada en unos 550 laboratorios comerciales, concentrados mayormente en Europa Occidental, Estados Unidos, Israel y algunos otros países.

En general, no se han obtenido los resultados que se esperaban, las causas han sido distintas. En los países desarrollados el problema son los altos costos de producción, dados principalmente por el costo de la mano de obra, que representa entre el 60 – 80 % del costo total. Por este motivo, en la actualidad, se observa una tendencia a la transferencia de las biofábricas desde los países desarrollados a los países en desarrollo, como México, Brasil, India y algunos países de Europa Oriental y de África; debido a la apertura de grandes laboratorios que aprovechan la disponibilidad de mano de obra a bajo costo. La tendencia general es disminuir los costos, mediante el desarrollo de la mecanización y la automatización en todo el proceso.

En Argentina estamos bastante retrasados en cuanto a la instalación de biofábricas, sin embargo, hay algunos casos que citaremos más adelante.

Un ejemplo interesante de mencionar es el caso de Cuba, de hecho, es en este país donde surge el término Biofábrica, que abarca no solo el proceso *in vitro* sino el manejo de las vitroplantas hasta su trasplante al campo. Cuba produce vitroplantas hace más de 20 años, lo cual ha permitido el rejuvenecimiento y la masificación de las especies de interés comercial; la vitroplanta salida de las biofábricas es un material más sano, libre de hongos y bacterias, con mayor vigor y desarrollo, lo cual significa un mayor potencial productivo.

La isla estrenó su primera biofábrica vegetal (de primera generación) en el año 1987, entre 1987 y 1993 se construyeron otras catorce que cubrían la [geografía](#) agrícola de casi todo el país. Luego se han desarrollado varias generaciones de biofábricas en términos de [diseño](#); la más importante es la de cuarta generación a la que se le incorporó un fuerte componente de Investigación – Desarrollo. Actualmente Cuba cuenta con 11 biofábricas y entre las especies que se desarrollan están el banano, plátano, malanga, ñame, piña, boniato, yuca, papa, caña de azúcar, plantas ornamentales (helechos, orquídeas) y forestales (bamboo, teca, eucalipto) (Figura 11.1).

En México, por otro lado, las vitroplantas que se producen son principalmente plátanos, bananos, papaya, estevia, entre otras especies de interés económico.

**Figura 11.1**



*Nota.* Biofábrica de cuarta generación en Cuba (A), cámara de crecimiento con luz solar, de modo de disminuir los costos (B) (tomado de Pérez Ponce, 1998).

En nuestro país, como ya se mencionó, el desarrollo de las biofábricas dedicadas a la propagación masiva de plantas, está bastante retrasado. Hay pocas biofábricas en funcionamiento actualmente, podemos mencionar una en Posadas (INTA/UNM y Gobierno de la Provincia), que produce especies agroindustriales, forestales, forrajeras, frutales tropicales, medicinales y ornamentales. Otra en el instituto San José Obrero que es un centro de educación agrotécnica, que posee orientación en biotecnología y que permite a los estudiantes formarse en diversas técnicas de la biotecnología moderna con alianzas estratégicas con otras instituciones educativas, el INTA, el INTI y el sector privado. En Mar del Plata funciona también una empresa de Base Tecnológica que se consolida en el área de la biotecnología, vinculada con instituciones biotecnológicas públicas y privadas, que produce especies frutihortícolas, ornamentales y aromáticas. Existen también distintos emprendimientos privados, a menor escala, para la producción de vitroplantas de especies de alto valor comercial, como las orquídeas.

En estas biofábricas se producen una variedad de especies de interés económico a nivel regional, por ejemplo, en la de Posadas se trabaja con especies agroindustriales (caña de azúcar, mandioca), forestales (eucalipto, kiri, paraíso), forrajeras (pasto elefante), frutales tropicales (banano, ananá), medicinales (stevia, menta y carqueja) y ornamentales (orquídeas, helicornias). En la biofábrica de Mar del Plata, los desarrollos están dirigidos a especies frutihortícolas (kiwi, papa, ajo, arándano, frutilla), ornamentales (helechos, azucena, violeta africana, crasas), aromáticas (menta, orégano, marcela, incayuyo).

En general, para que la propagación masiva sea exitosa es necesario adoptar algunas medidas, por ejemplo:

- Aumento de la productividad de la fuerza de trabajo por medidas organizativas y de estímulo salarial.
- Disminución de los costos de producción.

- Perfeccionamiento de las técnicas *in vitro* para aumentar los coeficientes de multiplicación.
- Empleo del enraizamiento *ex vitro*.
- Uso de sustancias químicas para la esterilización de los medios de cultivo.
- Automatización del proceso de micropropagación.

Si bien los protocolos que usan las biofábricas para producir estas plantas no son completamente conocidos, por cuestiones comerciales, a continuación, se describirán algunos protocolos eficientes de micropropagación de algunas especies de relevancia disponibles en la web.

## Protocolos de micropropagación de especies de interés

### Método de micropropagación *in vitro* de *Fragaria chiloensis* (frutilla chilena o frutilla blanca) protocolo tomado de Vega & Gambordella (2018)

El tejido vegetal utilizado en la multiplicación *in vitro* de esta especie fue la yema axilar de los estolones. Para ello se cortan los segmentos nodales (aproximadamente 4 cm de largo) de los estolones, en donde existe una bráctea juvenil en buen estado. Éstos son lavados con abundante agua y luego desinfectados superficialmente, primero sumergiéndolos durante 10 segundos en etanol diluido al 70% (v/v) y, a continuación, por 20 minutos en cloro comercial al 20% (v/v), con una gota de detergente concentrado (Tritón X-100). Luego se realizan 3 lavados con agua destilada estéril (ADE). Posteriormente se cortan 0,5 cm de cada extremo y se dejan en una solución antioxidante de polivinilpolipirrolidona (PVPP) 2% (p/v) en agitación constante por 2 horas, seguido de lavados con ADE.

Finalmente, los segmentos nodales se establecen en un medio de cultivo de Murashige-Skoog (MS), que ya fue explicado en el capítulo anterior, modificado con el agregado de reguladores de crecimiento, 1 mg L<sup>-1</sup> de bencilaminopurina (BAP); 0,1 mg L<sup>-1</sup> de ácido indol-3-butírico (AIB) y 0,1 mg L<sup>-1</sup> de ácido giberélico (GA<sub>3</sub>) en frascos de vidrio de 250 ml bajo condiciones estériles, manteniéndolos durante 5 a 7 días a temperatura ambiente (entre 21 y 25°C), con fotoperiodo de día largo (16 horas de luz y 8 de oscuridad) y con una intensidad lumínica intermedia. Transcurrido este periodo, cuando las yemas alcanzan aproximadamente 3 mm, éstas se rescatan, se les extrae el tejido meristemático y se traspasan a una placa Petri que contiene el mismo medio de cultivo. Para evitar la oxidación del tejido, se mantienen a temperatura ambiente y oscuridad, durante 4 semanas. Una vez establecido el tejido meristemático, corresponde inducir la diferenciación para la formación de brotes. La inducción de brotes se realiza transfiriendo las placas a un lugar con baja intensidad lumínica, con un fotoperiodo de día largo y a temperatura ambiente, durante 3 a 4 semanas. Regularmente los brotes que aparecen deben ser separados y traspasados a nuevos frascos con el mismo medio

de cultivo. Esto promoverá la multiplicación y elongación de los brotes. Los nuevos frascos se dejan a temperatura ambiente, bajo una intensidad lumínica mayor y se mantiene el fotoperiodo de día largo, durante 4 semanas.

Transcurrido este periodo, los explantes de mayor tamaño son transferidos regularmente a frascos con medio de cultivo MS, en ausencia de hormonas, suplementando con carbón activado. Una vez enraizadas, las plántulas deben ser traspasadas a bandejas multiceldas o speedling con 100 cm<sup>3</sup> de sustrato estéril, compuesto por 3 partes de suelo, 2 partes de turba y 1 parte de vermiculita. Luego son llevadas a invernadero cubierto con film transparente durante 5 a 7 días, para conservar la humedad. Posteriormente, las plantas deben descubrirse y son llevadas a umbráculo durante 3 semanas para su aclimatación (Figura 11.2).

En los laboratorios de Recursos Genéticos de INIA Quilamapu, mediante esta metodología se regeneraron 6.000 plantas en un periodo de 1 año. Las plantas sometidas al proceso de aclimatación tuvieron un 90% de sobrevivencia.

**Figura 11.2**



*Nota.* Plantas de frutilla en invernáculo. (Fuente propia).

#### **Método de micropropagación *in vitro* de *Saccharum officinarum* (caña de azúcar) protocolo tomado de Velázquez et al. (2014)**

En este manual se recomienda el uso de ápices caulinares como explantes para iniciar el cultivo *in vitro*. Éstos son seleccionados cuando las plantas han cumplido los 6 meses de edad. Se colectan puntas de 60 cm de longitud, esta sección de la planta contiene al ápice caulinar, estructura que es utilizada para iniciar la fase de establecimiento *in vitro*. Las puntas son llevadas al laboratorio donde son reducidas a segmentos apicales. Esta porción de tejido se limpia quitando cuidadosamente todas las hojas que cubren el meristemo apical y se realiza una disección de 7 cm de longitud y 1 cm de diámetro, para realizar el lavado y manipulación exhaustiva sin dañar al meristemo apical. Dentro del laboratorio, los ápices se asperjan con una solución de etanol al 70 % (v/v). Posteriormente se sumergen en agua común, este es un primer lavado para eliminar las impurezas superficiales. A fin de eliminar los hongos y bacterias, los explantes son colocados en una solución estéril con fungicida de amplio espectro (1 g . L<sup>-1</sup>) en agitación constante durante 20 minutos. Transcurrido el tiempo, se realizan tres enjuagues con

agua destilada para eliminar restos de fungicida. Después, los explantes se sumergen en una solución bactericida estéril ( $1 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ ) en agitación constante durante 20 minutos, y se deben realizar nuevamente tres enjuagues con agua destilada para eliminar los restos de bactericida, todo este procedimiento ocurre fuera de la campana de flujo laminar. Una vez enjuagados los explantes, estos son sumergidos en etanol al 96% durante 1 minuto, si se excede este tiempo, pueden dañarse. Después se colocan los explantes en un recipiente estéril con etanol al 70% y se introducen en la campana de flujo laminar.

Finalmente se realiza la siembra en el medio de establecimiento. El medio de cultivo para el establecimiento consiste en el medio Murashige-Skoog (MS) reducido al 50% y sin reguladores de crecimiento, como agente gelificante puede usarse 0,22% de Gelrite, Phytigel o Gellam Gum (estos pueden ser sustituidos por agar-agar al 0,6%), el medio se ajusta a un pH de 5,7 y se esteriliza en autoclave.

Las condiciones de incubación dentro del laboratorio deben ser con fotoperiodo de 16 horas luz y 8 horas oscuridad, temperatura ambiente de  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ , con humedad relativa baja (menor al 40%). La luz empleada puede ser blanca fluorescente ( $40\text{-}50 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ).

Pasados 15 días, los explantes que no presentaron contaminación y sobrevivieron, son transferidos a un medio de multiplicación que consiste MS + 0.5 mg/L de BA (benciladenina), como regulador de crecimiento, en este momento se inicia la regeneración de brotes a través de organogénesis directa. Después de 45-60 días se inicia la separación de los brotes y se vuelven a introducir en el medio de multiplicación para obtener más brotes e iniciar la multiplicación masivamente en Biorreactores de Inmersión Temporal (BIT) nuevamente.

Esta metodología utiliza 500 ml de medio por cada BIT de 1000 ml de capacidad, se recomienda utilizar 15 explantes de aproximadamente 3-5 cm de longitud, se utiliza el mismo medio de multiplicación de brotes, pero sin gelificante. Los explantes resultantes son subcultivados cada 15 días. En la caña de azúcar se describe el aumento sostenido del coeficiente de multiplicación a medida que se dan más subcultivos *in vitro*. De acuerdo a la experiencia se recomiendan menos de diez subcultivos.

Después de 15-20 días de cultivo los brotes se individualizan y transfieren a etapa de elongación y enraizamiento. Los brotes mayores a 5 cm de longitud son transferidos de forma individual a etapa de elongación y enraizamiento. Para esta práctica se sugiere utilizar medio de cultivo MS +  $2 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  de AIA (ácido 3-indolacético) +  $0,1 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  de GA<sub>3</sub> (ácido giberélico), este puede ser medio semisólido o líquido empleando biorreactores, cada fase dura en promedio 30 y 15 días de cultivo, respectivamente. Si en esta práctica son utilizados biorreactores, el manejo deberá ser similar a la fase anterior procurando cultivar un máximo de 30 plántulas por BIT.

Cuando las plantas han alcanzado una longitud promedio de 15 cm y cuentan con un sistema radical profuso, éstas deben estar listas para continuar a fase de aclimatización. En este proceso se recomienda utilizar una mezcla de sustratos comerciales estériles (peat-moss, + vermiculita + tierra de invernadero) en una proporción de 2:1:1 (v/v/v). El sustrato es colocado en bandejas de 50-72 cavidades. Antes de iniciar la siembra, las plántulas deben ser lavadas con agua corriente para eliminar restos de medio de cultivo, ya que este medio puede ser fuente para la proliferación

de microorganismos. Posteriormente las plántulas son sumergidas en una solución de enraizamiento a  $1 \text{ mg.L}^{-1}$  durante 3 minutos, después de este tratamiento las plántulas son sembradas de forma individual en las bandejas aplicando un riego con abundantemente agua común.

Las plántulas deben permanecer dentro de un invernadero con sombreado del 50% y una humedad relativa del 80% durante 10 días, para este proceso se recomienda riego por neblina tres veces por día. Pasado el tiempo las plántulas se colocan en un umbráculo con sombreado de 30% y con riego por aspersión una vez al día. Las plántulas permanecen en este lugar por 30 días. Antes de ser trasplantadas a campo se recomienda una etapa de endurecimiento, que consiste en colocar las plántulas a cielo abierto durante una semana con un riego diario antes de su siembra en campo.

#### **Método de micropropagación *in vitro* de *Solanum tuberosum* (papa) protocolo tomado de Barrera *et al.* (2018)**

La técnica de micropropagación en papa comienza cuando de tubérculos mantenidos en un cuarto de crecimiento se escindieron brotes de 2 a 7 cm de longitud, que fueron sumergidos durante cinco minutos en agua destilada estéril más Tween 20 (como tensioactivo). y luego, durante 30 segundos en etanol al 70%. Finalmente se sumergieron en hipoclorito de sodio (NaOCl) al 10 % más Tween durante 20 minutos y se enjuagaron tres veces con agua destilada estéril. Segmentos uninodales asépticos de las variedades Diacol Capiro (DC) y Parda Pastusa (PP) fueron cultivados en tubos de vidrio de 18 cm de longitud que contenían medio MS (Murashige y Skoog) sin reguladores de crecimiento y MS suplementado con  $0,02 \text{ mg L}^{-1}$  de ácido 1-naftalenacético (ANA) o  $0,25 \text{ mg L}^{-1}$  de ácido giberélico ( $\text{GA}_3$ ). Los explantes cultivados se incubaron a  $24 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$  con fotoperiodo de 16:8 horas (luz:oscuridad) utilizando lámparas fluorescentes (iluminación de  $70\text{-}80 \text{ } \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ).

Para el desarrollo de raíces, los tratamientos que garantizan el desarrollo de un sistema radical adecuado son los realizados con  $0,05 \text{ mg L}^{-1}$  de AIB aplicado en pulsos y/o medio MS +  $0,005 \text{ mg L}^{-1}$  de ANA para PP y  $0,005 \text{ mg L}^{-1}$  de AIB aplicado y/o medio MS +  $0,02 \text{ mg L}^{-1}$  de AIB para DC.

Microtuberización: microesquejes enraizados fueron cultivados en frascos de vidrio de 500 ml. con medio MS semi-sólido sin reguladores de crecimiento (en oscuridad o fotoperiodo de 16 horas) o suplementado con  $2,5 \text{ mg L}^{-1}$  de 6-N-bencil aminopurina (BA) y con 8 % de sacarosa e incubados durante 90 días a  $24 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ .

Los microtubérculos producidos fueron caracterizados morfométricamente (posición, diámetro longitudinal y transversal, peso en fresco y número de ojos) y posteriormente fueron germinados *in vitro* (en medio MS) o *ex vitro* (los microtubérculos fueron cultivados en una mezcla de tierra y arena en proporción 2:1, aclimatizados en el laboratorio y, posteriormente, bajo condiciones de invernadero). Las plántulas y microtubérculos desarrollados pueden ser

cultivados bajo condiciones controladas para la producción de semilla pre-básica, la cual, después de algunos ciclos de multiplicación puede ser entregada a los agricultores (Figura 11.3).

**Figura 11.3.**



*Nota.* Plantas de papa en diferentes etapas de crecimiento. (Fuente propia).

#### **Método de micropropagación *in vitro* de *Eucalyptus grandis* protocolo tomado de Castro et al. (2002)**

Procedimiento para la multiplicación *in vitro* mediante el sistema de inmersión temporal de plantas de eucalipto (*Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden). Se utilizaron explantes procedentes de micropropagación convencional de un clon de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden procedente originalmente de árboles elite.

En el proceso para establecer una metodología de propagación de plantas en el sistema de inmersión temporal, la determinación del tiempo y la frecuencia de inmersión son dos factores fundamentales para lograr el mayor coeficiente de multiplicación y mejor calidad de las plántulas. La mayor eficiencia de multiplicación se estableció a una frecuencia óptima de inmersión cada 12 horas con una duración de 3 minutos. La aplicación adicional de un flujo de aire fresco cada 6 horas durante 3 minutos disminuyó la hiperhidratación de las plantas durante el proceso.

Este procedimiento comprendió dos pasos: la brotación o multiplicación múltiple y la elongación de brotes. El mejor tratamiento para la inducción de brotes axilares o multiplicación se obtuvo en un medio de cultivo MS con los nitratos reducidos a la mitad, más 0,5 mg L<sup>-1</sup> de benciladenina (BA), con volúmenes de 55,5 mL por grupo de brotes durante tres semanas. La elongación tuvo lugar en el medio de cultivo de Murashige y Skoog (MS) más ácido indol-3-butírico (AIB) 1,0 g L<sup>-1</sup>, durante tres semanas. La utilización de este protocolo permitió obtener

un promedio de 260 plantas competentes de *E. grandis* por litro de medio de cultivo en un período total de seis semanas. Las plantas con tamaño mayor a 2 cm se relacionaron positivamente con una mayor supervivencia durante la fase de aclimatización.

### **Método de micropropagación *in vitro* de *Vaccinium sp.* (arándano) protocolo tomado de AINAER (2013)**

La propagación vegetativa de arándano se ha realizado preferentemente de dos maneras, el enraizamiento de estacas de tallo y la micropropagación. La principal ventaja que ofrece la micropropagación se basa en la obtención de una gran cantidad de plantas, en menor tiempo y libres de agentes patógenos.

Propagación *in vitro*: se ha demostrado que las plantas de arándano derivadas de cultivo de tejidos tienen un hábito de crecimiento más tupido, con mayor brotación lateral, mayor desarrollo de corona, mayor cantidad de yemas florales por planta, lo que significa mayor cantidad de frutos y se traduce en mayores producciones, otra ventaja que presenta la micropropagación es la calidad sanitaria, así como su utilización en variedades que son difíciles de enraizar.

Para la preparación de medios se utilizan medios basales en polvo que vienen preparados y mezclados o existe la alternativa más barata de preparar soluciones madres concentradas de distintos componentes, agrupados de forma que no produzcan fenómenos de precipitación. Se prepararán soluciones de macronutrientes, micronutrientes, hierro con un agente quelante y vitaminas, así como soluciones concentradas específicas para los reguladores de crecimiento. Las soluciones concentradas se mantienen en refrigerador en frascos color ámbar. Una vez obtenido el volumen de medio deseado se procede a ajustar su pH al valor de 5,0 a 5,2 mediante la adición de NaOH 0,1N y/o HCl 0,1-1 N. Posteriormente se añade al medio un agente solidificante, 0,5 a 0,7% de agar-agar, y se funde por calentamiento breve en microondas e inmediatamente se dosifica en frascos de vidrio de 200 ml, con 30 a 40 ml de medio por frasco los que se tapan con papel aluminio.

Finalmente se procede a esterilizar los medios en autoclave a 121 °C durante 20 minutos. El medio de cultivo más utilizado es el MS suplementado con 4 a 5 mg L<sup>-1</sup> de isopenteniladenina (2iP) y 30 g L<sup>-1</sup> de sacarosa.

Para la siembra y repiques *in vitro* se utiliza una cámara de flujo laminar horizontal, donde se procede a sembrar los nudos con dos yemas que son depositadas sobre los medios nutritivos. Como fuente de explantes se utilizan segmentos nodales de plantas *in vitro* desarrolladas en el laboratorio o material de campo si se quiere establecer el cultivo. Para el caso de incorporar nuevo material de campo, una propuesta de protocolo de desinfección del material vegetal es: lavado del material vegetal con agua corriente, eliminación de las partes muertas e infectadas de la planta, introducción de la porción de planta en una solución de fungicida que contenga Mancozeb y Benomil por 30 minutos, sumergir en una solución de hipoclorito de sodio (1%) con Tween 20, durante 20 minutos y luego en alcohol diluido al 80% durante 5 segundos, enjuagar

el material vegetal con agua estéril para eliminar la solución de alcohol, el enjuague debe realizarse tres veces sucesivas por 2 minutos cada vez.

La incubación de los explantes se realiza en una sala con acceso restringido, la cámara de cultivo mantendrá una temperatura de 21°C, iluminación de 3000 lux ó 50-60  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  de PAR y un fotoperíodo de 16 horas luz y 8 horas de oscuridad.

Enraizamiento y aclimatación de plantas *in vitro*. Para el caso del arándano, es posible realizar el enraizamiento *ex vitro* y la aclimatación al mismo tiempo con el consiguiente ahorro de recursos. Una vez que las plantas provenientes de cultivo *in vitro* alcanzan una altura de 4 cm de longitud, lo cual se consigue entre 30 a 45 días, se sacan del frasco de vidrio y se les extrae los restos de agar con agua tibia, luego se cortan trozos de tallos individuales de aproximadamente 3 cm de largo y se aplica en la base del tallo un enraizante comercial o solución hidroalcohólica (30%) con 1000 ppm de AIB, los microesquejes se colocan en speedling con turba desinfectada. Al respecto no es conveniente enraizar la planta *in vitro* ya que el callo que se forma en la base dificulta la emisión de raíces.

A continuación, los speedlings son llevados a un invernadero para el enraizamiento *ex vitro* de los brotes micropropagados, las camas calientes deben estar en el interior de un invernadero y a su vez pueden contar con un túnel individual para mejorar el manejo de la temperatura y humedad. La temperatura de fondo debe estar en un rango de los 20°C a los 24°C y la humedad ambiental debe ser superior al 80% la cual es aportada por un sistema de nebulizadores controlados con un programador.

Las plantas derivadas del cultivo *in vitro* pasan por un período de adaptación a las condiciones de terreno. Estas condiciones están dadas por un invernadero especialmente acondicionado para estos fines: es tipo túnel de estructura de metal cubierto con polietileno de alta resistencia y malla ruschell 50%, dotado de un sistema de riego automatizado de microaspersión. La ventilación es a través de ventanas laterales que se suben con un sistema de poleas. (Fuente: blueberrieschile.cl).

A modo de conclusión, podemos decir que el reto actual de los propagadores de plantas está en la disminución de los costos y la diversificación de las producciones ampliando el rango de especies beneficiadas por esta tecnología, para lo cual es necesario la explotación de las reservas que aún poseen los sistemas basados en la propagación vía organogénesis, la automatización y el desarrollo de métodos más eficientes de regeneración de plantas basados en la embriogénesis somática

## Referencias

- AIANER (2013). Como realizar la propagación del cultivo arándanos. Disponible on-line: [https://www.aianer.com.ar/noticias/1374\\_como-realizar-la-propagacion-del-cultivo-arandanos.html](https://www.aianer.com.ar/noticias/1374_como-realizar-la-propagacion-del-cultivo-arandanos.html)
- Barrera, E. J. A., Quintero, M. D. L. A. B., Díaz, J. E. P., Mora, L. Y. C., Ruiz, J. S. U., Garzón, S. L. C., & Maldonado, J. C. P. (2018). Propagación y tuberización in vitro de dos variedades de papa Propagation and in vitro tuberization of two varieties of potato. *Ciencia en Desarrollo*, 9(1).
- Blueberries Consulting Magazine. Disponible on-line: <https://blueberriesconsulting.com/>.
- Castro R., Dagoberto, & González O., Justo. (2002). Micropropagación de eucalipto (*Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden) en el sistema de inmersión temporal. *Agricultura Técnica*, 62(1), 68-78. Disponible on-line: <https://dx.doi.org/10.4067/S0365-28072002000100007>
- Pérez Ponce, Juan, N. (1998). *Propagación y mejora genética de plantas por biotecnología*. JN Pérez Ponce editor principal; Instituto de Biología de Plantas. Santa Clara. Cuba. pp. 390.
- Vega, M. V., & Gambordella, M. (2018). Multiplicación in vitro de frutilla blanca. *Boletín INIA-Instituto de Investigaciones Agropecuarias*. Disponible on-line: <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/123456789/6664/NR40868.pdf?sequence=1>
- Velázquez, J. H. C., Bello, J. J. B., Gonzales, M. L. O., Echeverría, M. S. T. E., Turriza, H. O. G., Chan, M. A. C. & Campeche, F. P. (2014). Manual de micropropagación de caña de azúcar COLEGIO DE POSTGRADUADOS-FUNDACION PRODUCE CAMPECHE. ISBN: 978-607-715-210-1.

# CAPÍTULO 12

## Organismos perjudiciales en viveros

*Alejandro Moreno Kiernan y Elisabet Mónica Ricci*

### Introducción

Las adversidades sanitarias constituyen una problemática de relevancia, tanto en las actividades de la producción agrícola extensiva, como en las actividades de producción intensiva en los viveros y la multiplicación de plantas. Dentro de las mismas podemos encontrar diversos organismos perjudiciales que incluyen animales, enfermedades y malezas.

Se considera plaga a cualquier especie, raza o biotipo vegetal o animal o agente patógeno dañino para las plantas o productos vegetales (FAO 2019). En términos agronómicos podríamos definir a una plaga, como al organismo que, al causar un daño a la producción vegetal, ocasiona una pérdida económicamente inaceptable para el productor. Dicha pérdida puede ser tanto en rendimiento como en la calidad del producto, lo cual conduce a la aplicación de una estrategia de manejo para evitar su diseminación o disminuir su crecimiento poblacional.

Para ayudar a mitigar la problemática fitosanitaria, es necesario contar con el conocimiento suficiente sobre la fenología del cultivo que permita predecir los momentos críticos de incidencia de cada una de las plagas, y con ello, establecer el método de manejo más efectivo que garantice el adecuado desarrollo del cultivo, evitando las pérdidas que producen estos organismos.

El manejo integrado de plagas (MIP) no es un término nuevo, pero sí ha cobrado mucha importancia en las últimas décadas debido a los retos ambientales que responden a la alimentación de una población mundial en creciente aumento, la utilización de los recursos naturales, la protección del trabajador y el consumidor final, la reducción del área agrícola y los riesgos de intoxicaciones o contaminación del ambiente y fuentes de, entre otros. En definitiva, el MIP es el uso de diferentes estrategias de manejo para disminuir la población de una plaga a niveles económicamente aceptables, basándose en distintas estrategias como son el control químico, control cultural, biológico, legal, control etológico y control genético.

La detección temprana de las plagas es extremadamente importante para un control oportuno y eficiente, especialmente en los programas del MIP. En la producción de vivero, los responsables del manejo fitosanitario deberán adoptar una actitud de vigilancia permanente y realizar inspecciones periódicas del cultivo, a fin de detectar de forma temprana los posibles problemas sanitarios.

Además del daño directo que realizan los organismos plaga sobre las distintas partes del

vegetal por su actividad alimentaria, debemos considerar un efecto secundario -pero no menos importante- que es la transmisión de enfermedades sobre todo en especies fitosuccívoras (succionadoras de savia), denominadas vectores (capacidad que poseen ciertos organismos animales de transmitir microorganismos patógenos de las plantas como virus, bacterias, hongos y micoplasmas o rickettsias). Los vectores de enfermedades en los vegetales, son en su gran mayoría insectos con aparato bucal picador succionador y sus variantes, como los pulgones, moscas blancas, chicharritas, psílidos y trips, aunque son conocidos otros agentes vectores de importancia pertenecientes a otros grupos taxonómicos como algunos ácaros y nemátodos. Dichos organismos, constituyen un factor limitante en el rendimiento de los cultivos, por lo cual debe evitarse no sólo su ingreso al vivero, sino también el ingreso de plantas enfermas, dado que la actividad de propagación vegetal termina propagando y multiplicando además a los agentes patógenos que adquirieron.

Muchas plagas son difíciles de erradicar una vez que se han logrado establecer. La mayoría de ellas presentan síntomas que son claramente identificables, otros, sin embargo, no llegan a ser evidentes hasta que los daños provocados son irreversibles.

En particular en las prácticas de vivero y propagación de plantas, actividad en general de carácter intensivo en su tipo de producción, es común encontrar una gran diversidad de organismos plagas que afectarán las distintas partes vegetales que utilizamos para la propagación. En este capítulo abordaremos los principales grupos taxonómicos de importancia agronómica para luego ejemplificar con plagas específicas según la parte vegetal afectada.

Finalmente es importante destacar, que no todos los organismos que hallamos en los sistemas de propagación vegetal son especies perjudiciales, sino que existen además una gran cantidad de organismos benéficos que cumplen significativas funciones en los agroecosistemas (ver título *Organismos benéficos*).

Dentro de ellos se encuentran los polinizadores (abejas, abejorros), los descomponedores de materia orgánica como las lombrices o anélidos y los organismos entomófagos como los parasitoides y predadores, que se alimentan de las especies consideradas plaga. Estos últimos son de vital importancia en el equilibrio de las cadenas tróficas y son los utilizados en el control biológico. Pertenecen a diferentes grupos taxonómicos como los ácaros predadores o acarófagos, coleópteros (vaquitas predadoras y carábidos) neurópteros (crisopas o mantispidos), los microhimenópteros y dípteros parasitoides, entre otros. El manejo integrado busca por un lado disminuir la incidencia de los insectos que causan daño y por otro, el incremento de los enemigos naturales, favoreciendo su establecimiento y supervivencia en un ambiente adecuado, que favorezca la reproducción y le ofrezca alimento y refugio. El incremento de la biodiversidad de las especies benéficas, crea una base ecológica sólida sobre la cual la regulación de las plagas puede funcionar eficazmente.

## Reino animal

### Características de importancia

El Reino Animal es considerado el reino más diverso, incluye una gran variedad de organismos con diferencias morfológicas y biológicas con una gran amplitud. Dentro de sus características comunes podemos afirmar que son *pluricelulares*, es decir su cuerpo está formado por más de una célula, que se agrupan en tejidos y órganos (excepto en los más sencillos), además de ser *eucariotas* por tener un núcleo definido y ser *heterótrofos* ya que no son capaces de elaborar su propio alimento, nutriéndose de sustancias elaboradas por otros seres vivos.

Las características morfológicas de cada grupo dentro de este reino, son fundamentales para su correcta identificación, y ésta a su vez se encuentra estrechamente vinculada a las estrategias de monitoreo, herramienta básica en el manejo integrado de plagas. Entendiendo por monitoreo a la práctica de revisión periódica del cultivo para medir/determinar la densidad y estimar la distribución de plagas y/o enfermedades. Esta práctica nos permite observar la evolución en el tiempo de la población de un organismo perjudicial, así como de sus enemigos naturales y/o poder determinar la efectividad de la aplicación de una acción de manejo.

Dentro de las características morfológicas, se destaca en importancia, el conocimiento sobre los tipos de aparatos bucales (AB) que presentan los organismos plaga, en particular los insectos, dado que presentan diferentes estructuras bucales que les permite alimentarse de sustratos de origen vegetal, animal o de materia orgánica. El funcionamiento de los AB se relaciona con la sintomatología del daño que dejan en los vegetales, herramienta fundamental para reconocer el agente causal del mismo. Así, algunos mastican las partes accesibles de las plantas (tucuras, larvas de lepidópteros, hormigas), otros succionan savia del sistema vascular (pulgones, cochinillas y chinches) o vacían el contenido celular (nematodos, ácaros y trips), mientras que otros minan sus tejidos (moscas minadoras). En general, todos los nichos que ofrecen los vegetales – ramas, troncos, follajes, flores, frutos, semillas y raíces – son utilizados como alimento por los insectos.

En este sentido definimos al *daño* como al perjuicio que un organismo realiza sobre la planta al alimentarse. Así los daños podrán manifestarse de diferentes formas, como orificios en la lámina foliar, galerías en una raíz, hojas o tallos, deformaciones de estructuras, hipertrofia de pelos o erinosis, amarillamiento o clorosis, disminución del rendimiento, crecimiento anormal de células o agallas, entre otros.

Es habitual que en la práctica de monitoreo no se encuentre al organismo causal, pero sí la manifestación de su presencia a través del síntoma del daño que ha dejado en las distintas partes vegetales, dicha manifestación está íntimamente ligada al AB que presente y a su funcionamiento.

Considerando las partes del vegetal de las cuales las plagas se alimentan podemos clasificarlos en:

- Defoliadores o filófagos: se alimentan de follaje.
- Caulífagos: se alimentan de tallos.
- Carpófagos: se alimentan de frutos.
- Rizófagos: se alimentan de raíces.
- Xilófagos: se alimentan de leño o madera.
- Succívoros: se alimentan de savia.
- Granívoros: se alimentan de granos o semillas.

Por otra parte, las estructuras de soporte, macetas, herramientas o invernaderos, comúnmente presentes en los sistemas de propagación de vegetales, favorecen las condiciones de desarrollo o son refugio de algún estado de las plagas, por lo que el orden y limpieza general de los lugares de trabajo y multiplicación, son una práctica básica y necesaria en la prevención y manejo de las adversidades.

Con respecto a las características biológicas, son de fundamental importancia ya que nos aportan información en lo que se refiere a los distintos estados por los que pasan en su ciclo de vida, formas de reproducción y multiplicación, lugares de oviposición, metamorfosis, entre otros aspectos. Conocer las distintas poblaciones de organismos animales presentes, así como sus ciclos de vida nos permitirá un correcto manejo de los mismos, determinando la época de mayor actividad o diapausa y curvas de crecimiento poblacional.

Entre los tipos de multiplicación se encuentran:

- *Ovíparos*: los juveniles nacen de huevos que coloca la hembra, el embrión se nutre a partir de sustancias de reserva del huevo fuera del cuerpo materno.
- *Vivíparos*: los juveniles nacen directamente del cuerpo materno, el embrión se nutre a partir de sustancias de reserva que aporta la hembra a través de una falsa placenta (pseudoplacentarios).
- *Ovovivíparos*: los embriones se nutren de las sustancias de reserva del huevo al igual que los ovíparos, pero eclosionan en el tracto genital de la hembra, por lo cual lo que deposita es una forma juvenil, no un huevo.

La diversidad morfológica del reino animal se hace extensiva a la variabilidad de ciclos vitales que presentan los distintos grupos. Todos los seres vivos nacen, crecen, se reproducen y mueren. Particularmente en algunos invertebrados, la presencia de un exoesqueleto limitará los distintos estados y los condicionarán al cambio de cutícula. Así, un nematodo tiene cuatro estados juveniles denominados larvas. Los ácaros pasan por estadios de larva y ninfa con distinto número de patas, y los insectos, único grupo con alas dentro de los artrópodos, tienen distintos tipos de desarrollo de acuerdo al momento del ciclo vital en que se hacen visibles los esbozos alares. Estos cambios en los insectos, que pueden ser muy drásticos tanto en su morfología y fisiología como en su comportamiento, son estudiados en la metamorfosis (cambios que construyen una cadena o secuencia de eventos biológicos que ocurren durante la vida).

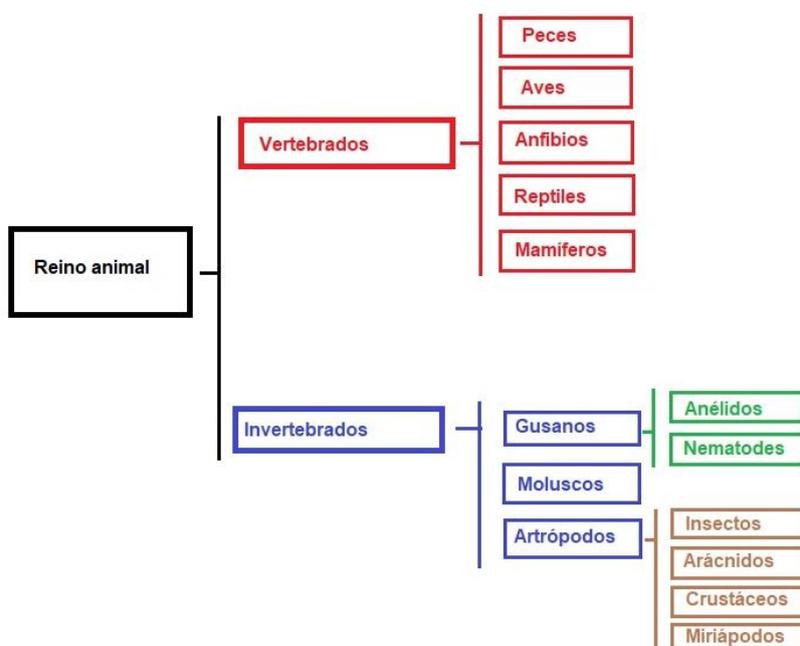
## Clasificación taxonómica de los principales grupos de importancia

La rama de la Biología que se encarga de clasificar a los seres vivos es la Taxonomía. El primer sistema eficaz de clasificación se basa en las semejanzas estructurales que presentan los organismos. Cada especie posee un nombre formado por dos palabras (género y especie) que se conoce como nomenclatura binomial. Los taxónomos, clasifican y agrupan a los seres vivos en diferentes categorías denominadas taxones. Cada uno de los taxones agrupa a especies que poseen características comunes y que permiten distinguirlas de otras especies pertenecientes a otro taxón. Estos taxones son, de mayor a menor categoría: reino, filum o phylum, clase, orden, familia, género, especie.

El Reino Animal se puede clasificar básicamente, en dos grandes grupos: los vertebrados y los invertebrados. La mayoría de los animales poseen esqueleto que puede ser interno (columna vertebral) llamados vertebrados, o externo (exoesqueleto), llamados invertebrados (insectos, gusanos, moluscos, anélidos, etc). Pero también existen algunos animales sin esqueleto como las lombrices.

Los invertebrados forman la inmensa mayoría del reino animal; aproximadamente el 95 % del total, siendo los de mayor importancia agronómica los Phylum Anélidos, Nematodos, Moluscos y Artrópodos. Por otra parte, dentro de los vertebrados encontramos básicamente cinco grandes grupos: mamíferos, reptiles, anfibios, aves y peces. En la Figura 12.1 se puede observar una clasificación con orientación agronómica del Reino Animal.

Figura 12.1



*Nota.* Clasificación del Reino Animal con orientación agronómica (Elaboración propia).

A priori podemos resaltar dentro de los organismos animales más perjudiciales a los que se encuentran en la **Clase Insecta**, dentro del Phylum Artrópodos. Comprende uno de los grupos más numerosos y diversos del Phylum ocupando diversos hábitats y ecosistemas. Existen más

de 30 órdenes y varios centenares de familias, sin embargo, dentro de los representantes que se comportan como perjudiciales en la propagación de las plantas se destacan los órdenes Coleoptera (cascarudos), Lepidoptera (mariposas), Himenoptera (hormigas, avispas), Diptera (moscas), Hemiptera (cochinillas, pulgones, mosca blanca) y Tisanoptera (trips).

## Plagas asociadas a la parte aérea de las plantas

Las estructuras vegetales de la parte aérea de las plantas (hojas, yemas, brotes y/o ramas entre otras) son una de las principales fuentes de órganos que permiten la propagación en varias especies vegetales; siendo comúnmente afectada por un gran número de plagas como ácaros, trips, cochinillas, moscas blancas, pulgones, caracoles y hormigas, entre otras. Estas plagas, aparecen comúnmente en las etapas iniciales de desarrollo en los viveros, etapas de implantación, crecimiento vegetativo activo o son transportadas en el material de multiplicación.

## Fitosuccionadores o fitosuccívoros

### Ácaros (Orden Acari: Familia Tetranychidae)

Los ácaros si bien se encuentran dentro de la Clase Arachnida junto a las arañas, son invertebrados muy pequeños, por lo general de forma oval, aunque entre las especies fitófagas hay también vermiformes (forma alargada como un gusano). Muchos ácaros tienen importancia en medicina humana y veterinaria como las sarnas y garrapatas y otros en la agricultura por ser plagas de importancia o por ser organismos benéficos, ya que se encuentran numerosas especies predatoras utilizadas en el control biológico, alimentándose de otros ácaros o insectos perjudiciales. Dentro de sus características generales podemos mencionar la ausencia de antenas y ojos compuestos, teniendo solamente ojos simples en número variable, aunque hay especies que carecen de ellos.

La reproducción es generalmente anfigónica o bisexual (presencia de individuos machos y hembras), mientras que algunas especies presentan partenogénesis (capacidad de los óvulos de dar descendencia sin ser fecundado, presencia solo de individuos hembras). En general son ovíparos, habiendo casos también de viviparidad. Desovan casi siempre sobre ambas caras de las hojas, ubicando los huevos cerca de la nervadura central, o bien próximos a los bordes de las hojas; colocándolos agrupados o aislados en lugares protegidos. En el caso de la araña roja o ácaro tejedor *Tetranychus urticae*, protege los huevos con hilos de seda, que teje como sus parientes las arañas. Cuando los huevos eclosionan dan origen a una forma móvil caracterizada por tener solamente tres pares de patas y la cual recibe el nombre de larva, distintiva del Orden Acari. Posteriormente a este estado se suceden varios instares con cuatro

pares de patas que reciben el nombre de ninfas; para finalmente dar lugar a las formas adultas. Como excepción encontramos a la familia Eriophyidae que se caracteriza por poseer sólo 2 pares de patas durante toda su vida.

Las familias Tetranychidae, Eriophyidae y Tenuipalpidae son exclusivamente fitófagas y engloban a las especies más importantes como plagas, produciendo daños de diversa naturaleza sobre casi todos los órganos vegetales. En ocasiones, los síntomas consisten en la eliminación de células epidérmicas de hojas y frutos, dando lugar a una decoloración que reduce la capacidad fotosintética del vegetal y el valor comercial del fruto. Otras veces, el ácaro introduce saliva en el tejido vegetal mientras se alimenta (Pérez, 2015).

La mencionada arañuela roja común o ácaro tejedor *Tetranychus urticae*, es uno de los ácaros plaga más cosmopolita que ocasiona daños en la parte aérea de un gran número de especies vegetales (polifitófago). Es un ácaro de forma globosa de aproximadamente 0,5 mm, color amarillo pardo, verde, anaranjado, o rojo intenso. Si bien su coloración es variable se lo diferencia por la presencia de dos manchas oscuras sobre el dorso del cuerpo. Su capacidad de formar telas uniendo hojas favorece el desarrollo de la colonia y dificulta su control, como se observa en la Figura 12.2. Su alta polifagia, la convierten en una de las especies de mayor importancia agronómica. La supervivencia, longevidad y reproducción de *T. urticae* varían en respuesta a diferentes factores tales como la temperatura, la humedad, coincidiendo los ataques más intensos en años con temperatura estival elevada y humedad relativa muy baja. Los adultos son muy móviles y se localizan en el envés de las hojas.

**Figura 12.2**



*Nota.* Follaje afectado por el ácaro tejedor *Tetranychus urticae* con presencia de punteado clorótico característico y con presencia de abundante tela (Fuente propia).

El principal daño, producto de la alimentación con sus quelíceros, consiste en puntuaciones cloróticas que van pasando posteriormente al color pardo o gris. Esto se debe a que los quelíceros, que actúan punzando a nivel subepidérmico, llegan a vaciar el contenido de las células del parénquima foliar. Como resultado del daño puede observarse también abarquillamiento o doblado de las hojas por deshidratación producto de las numerosas perforaciones que realizan en la epidermis, siendo un síntoma más evidente en días con altas temperaturas y baja humedad relativa. En ataques severos el follaje se presenta clorótico y marchito, ocasionando posteriormente la defoliación, que disminuye el área fotosintéticamente

activa y por lo tanto la tasa de fotosíntesis.

Por otra parte, podemos encontrar asociados a la parte aérea de las plantas y en convivencia con los ácaros plaga a los acarófagos o ácaros predadores, muchos de los cuales pertenecen a la familia Phytoseiidae y cumplen un importante rol en el control biológico natural de los ácaros fitófagos y de otros insectos como los trips.

### **Trips (Orden Tysanoptera: Familia Thripidae)**

Los trips pertenecen a la Clase Insecta, y se incluyen en el Orden Thysanoptera. Son insectos pequeños, cuya longitud del cuerpo varía entre 0.5 mm y los 3 mm, de colores claros, amarillentos o castaño- negruzco. El ciclo de vida en la mayoría de especies, involucra el estado de huevo, dos estadios larvales de alimentación activa y dos estadios pupales relativamente inactivos ubicados bajo el suelo, pasando finalmente al estado adulto.

Los trips se alimentan al succionar el contenido celular de los tejidos de las plantas a nivel subepidérmico, aunque ciertas especies de trips son considerados benéficos ya que se alimentan de otros insectos y ácaros. Las especies fitófagas ocasionan cicatrices en las hojas y frutos o bien se alimentan de los granos de polen, mientras que otras se alimentan dentro de flores y hojas curvadas, prefiriendo en general tejidos poco lignificados. Cuando estos insectos están presentes en los cultivos, puede observarse puntuaciones cloróticas, deformaciones, y síntomas de deshidratación. Cuando las poblaciones son muy altas también se pueden encontrar gran cantidad de deyecciones de color negro brillante sobre la superficie afectada.

El insecto pica con su estilete mandibular y rasga las paredes del tejido epidérmico y parenquimático subyacente; por medio de su bomba salival inyecta saliva, cuyos componentes inician la lisis de los contenidos celulares, para luego succionar los mismos. Las células al vaciarse pierden su coloración tomando un aspecto blanquecino marcado, para luego oscurecer, como se observa en la Figura 12.3. El daño tiene diferentes dimensiones dependiendo del órgano vegetal en que se produce, en los que están formados y maduros, el efecto no pasa de placas blanquecinas de aspecto plateado, por el contrario en estructuras vegetales en desarrollo puede ocasionar el necrosado o muerte del mismo. En los frutos los daños son más graves por la depreciación comercial, que por el efecto depresivo en el árbol. Como se mencionó oportunamente algunos trips son vectores de virus, causando enfermedades que pueden ser transmitidas en el material propagativo si es recolectada de una planta madre enferma.

**Figura 12.3**



*Nota.* Daño producido por trips: Se observa el punteado clorótico correspondiente al vaciado de células del parénquima, los estados juveniles o larvales alimentándose y las deyecciones de color negro sobre el sustrato vegetal. (Fuente propia).

El trips occidental de las flores, *Frankliniella occidentalis*, familia Thripidae, es una especie de gran importancia que se encuentra en una gran variedad de plantas, incluyendo numerosos cultivos hortícolas y ornamentales, tanto en condiciones de campo como en invernáculos. Prefiere alimentarse de los tejidos vegetales en desarrollo, tales como las yemas apicales y florales. El desarrollo posterior de estos tejidos provoca una grave deformación de las hojas y flores e incluso provocando el aborto de flores. Los frutos también pueden sufrir daños, produciéndose malformaciones. Sin embargo, su daño más grave lo realiza como vector en la transmisión del Tospovirus de la Marchitez Manchada del Tomate (TSWV), enfermedad que causa manchas y deformaciones severas en los frutos, conocida como virus del bronceado del tomate.

La estimación de los niveles de población de plagas y de sus enemigos naturales es necesaria para maximizar la eficacia de las acciones de control, y requiere de métodos precisos y eficientes. Una forma de estimar las poblaciones de *F. occidentalis* y detectar temprano las infestaciones en el cultivo, es mediante el uso de trampas pegajosas de diferentes coloraciones, siendo las más utilizadas las de colores blanco azul y amarillo.

Otra especie de importancia es *Thrips tabaci* o trips de la cebolla. Si bien su nombre hace referencia a dicho cultivo, daña a todas las especies de Alliaceae como ajo, cebolla, chalote y gran cantidad de especies cultivadas y silvestres dado que es muy polífago. Dañan inicialmente las hojas cerca de la inserción del bulbo y puede causar que las hojas se sequen, marchiten y se necrosen. Cuando las poblaciones de la plaga se incrementan, ocasiona que los bulbos sean más pequeños, importante tanto por el rendimiento como por la propagación de estos cultivos como la cebolla y el ajo. Cuando se alimentan durante la etapa de crecimiento inicial del bulbo, afectan más su desarrollo, pudiendo continuar alimentándose de las cebollas aun después de su cosecha y durante el almacenamiento, sobre todo en los cultivos de cebolla roja, donde la cicatriz es más visible en comparación con los bulbos blancos y amarillos. Dichas cicatrices constituyen la puerta de entrada de hongos causantes de podredumbres.

### **Cochinillas (Orden Hemiptera: Super familia Coccoidea)**

Los Coccoideos comúnmente llamados cochinillas constituyen un grupo diverso y de gran importancia en la sanidad de los cultivos, afectando casi todas las partes aéreas de las plantas (hojas, tallos, ramas, frutos). Presentan una gran diversidad de formas, pero casi siempre se comportan como escudos fijos; gran parte de su ciclo de vida son inmóviles y por lo tanto presentan una notable disminución de estructuras (ausencia de alas, reducción de antenas, atrofia y/o ausencia de patas) por lo que se dice que sufren “regresión parasitaria”. Otra característica de su morfología es la presencia de diversas secreciones que forman escudos de protección, algunas de consistencia cerosa o pulverulenta que dificulta, en algunos casos, su control (Figura 12.4).

**Figura 12.4**



*Nota.* Diversos tipos de cochinillas afectando sobre hojas, tallos o ramas. (Fuente propia).

Como se puede observar, varían en su apariencia; ni bien nacen son pequeñas -1 a 2 mm- traslúcidas, se dispersan por la planta buscando un lugar donde fijarse para continuar con su crecimiento y la construcción de un escudo de protección, que elaboran con distintos materiales como ceras y/o pelechos. En estos primeros estadios de su desarrollo no tienen protección o poseen apenas una fina cubierta cerosa, y son difíciles de visualizar. Cuando llegan al estado adulto tienen forma esférica u oval, más o menos convexos según la especie, cubiertos con cera compacta o pulverulenta, pudiendo llegar a medir unos 5 mm. Las hembras adultas son en su mayoría inmóviles y están fijadas a las plantas que parasitan, ancladas al sustrato por los estiletes de su aparato bucal picador succionador, succionando savia continuamente. La inyección de saliva tóxica puede causar clorosis y posterior necrosis como puede observarse en la Figura 12.5. En el estado adulto adquieren la mayor protección (Figura 12.6).

**Figura 12.5**



*Nota.* Clorosis y síntomas de necrosis en el haz de la hoja que se corresponde con la ubicación de la colonia de cochinillas en el envés. (Fuente propia).

Dadas las dificultades para su detección temprana, se pueden vehicular en estructuras vegetales destinadas a la propagación como son las estacas o yemas, por lo que es fundamental la observación del material vegetal, en lo posible con lupa de mano, a fin de obtener plantas sanas.

**Figura 12.6**



*Nota.* Cochinilla de la familia Coccidae en tallos herbáceos factibles de ser usados para una propagación, con escudos de cera compacta. En el resaltado se pueden observar ninfas recién nacidas translúcidas y pequeñas, es el único momento de su desarrollo en que son móviles. (Fuente propia).

En esta diversidad de formas y protección de las cochinillas, podemos encontrar especies fuertemente protegidas como los Diaspididae que poseen dos escudos, uno superior más o menos endurecido compuesto de cera compacta y seda, y otro ventral más tenue compuesto de seda únicamente. Los Coccidae con un único escudo dorsal de cera compacta, ovalado, convexo y de colores variados. Las cochinillas harinosas de la familia Pseudococcidae con cuerpo blando, ovalado y aplanado cubren su cuerpo con cera pulverulenta -como harina- que dejan sobre el sustrato. Por último, las cochinillas de saco ovígero de la familia Margarodidae que poseen un cuerpo semicircular sin protección alguna, protegiendo únicamente la masa de huevos que se encuentra contenida en un saco blanco de cera.

### **Moscas blancas (Orden Hemiptera: Familia Aleyrodidae)**

Denominamos comúnmente como moscas blancas, a distintas especies de la familia Aleyrodidae, que se caracterizan por presentar su cuerpo recubierto de cera pulverulenta blanca, de aspecto similar a las moscas. Son insectos fitófagos que producen daño directo producto de la extracción de savia en numerosas especies vegetales. Además, su manejo es fundamental por los daños indirectos que produce, como la gran producción de melado que luego es colonizado por fumagina y la transmisión de enfermedades virales en las plantas.

Los adultos depositan los huevos en el envés de hojas jóvenes, de ellos nacen las larvas que se desplazan hasta encontrar un lugar donde se fijan al sustrato, para luego perder su capacidad de moverse, concentrándose en mayor medida en la cara inferior de la hoja. El ciclo de huevo a adulto varía según las condiciones ambientales, cumpliendo varias generaciones al año si las condiciones son favorables. Las larvas extraen una gran cantidad de savia, debilitando las plantas y favoreciendo el desarrollo de fumagina, para luego pasar por un estado de quietud o pupa. Finalmente se desarrollan al estado adulto, donde machos y hembras de la especie se reproducen activamente, produciendo un crecimiento exponencial de la población. En los cultivos es relativamente fácil la detección de los adultos alados que se desplazan al mover el follaje, pero en los estados inmaduros su transporte con material de propagación es la principal fuente de inóculo para cultivos sanos, Figura 12.7.

**Figura 12.7**



*Nota.* Adulto de mosca blanca –*Bemisia tabaci*– en el envés de una hoja. (Fuente propia).

### **Pulgones (Orden Hemiptera: Familia Aphididae)**

Los pulgones o áfidos constituyen un grupo de insectos de gran importancia en todos los cultivos. Entre los daños más importantes que ocasionan, se encuentran los directos como consecuencia de la extracción de savia del floema principalmente, aunque también lo hacen del xilema. Por su aparato bucal picador succionador de cuatro estiletes primero inyectan saliva y luego succionan la savia, con la aparición de síntomas de fitotoxemia por la inyección de saliva tóxica y la transmisión de virus, constituyendo uno de los grupos taxonómicos más eficientes como vectores. Entre los síntomas que se pueden observar por el daño se encuentran el marchitamiento, clorosis, manchas necróticas, enlramiento, deformación y disminución del

crecimiento. Como daño indirecto se destaca la producción de melaza que liberan como excedente de su alimentación, que luego es colonizada por el hongo fumagina. En ataques tempranos en la implantación del cultivo, pueden ocasionar la muerte de las plántulas.

Son insectos de cuerpo blando pequeño, aspecto globoso y con un tamaño medio entre 1-10 milímetros, los hay alados y ápteros (sin desarrollo de alas), de colores variados según la especie (verdes, amarillos, negros o hasta rosados). En la zona abdominal se destaca la presencia de dos cornículos o sifones bien característicos de este grupo. Suelen vivir en colonias numerosas donde se encuentran tanto los estados jóvenes como los adultos, alimentándose principalmente en tejidos tiernos en activo crecimiento como pueden ser las yemas, brotes, flores u hojas, Figura 12.8.

**Figura 12.8**



*Nota.* Colonia de pulgones en tejidos vegetales. Se observa el cuerpo pequeño globoso a ovoide con los sifones o cornículos característicos. (Fuente propia).

### **Melado – fumagina**

En algunos de estos grupos antes mencionados, sobre todo en cochinillas, pulgones y mosca blanca es común observar una secreción azucarada que cubre las hojas. Estos insectos debido a características de su anatomía interna y producto de la gran succión de savia, excretan una sustancia azucarada y pegajosa denominada melaza o melado que favorece el desarrollo de hongos y puede atraer a hormigas melívoras. También tiene un efecto importante sobre la fisiología del cultivo al producir una disminución del intercambio gaseoso por taponamiento de estomas, reducción de la superficie fotosintética activa como consecuencia de la presencia de fumagina sobre el melado excretado, y aceleración de la senescencia de los órganos vegetales afectados. Todo ello tiene como consecuencia una reducción de la fotosíntesis neta de la planta. La presencia de este tipo de procesos comúnmente es un indicador a detectar en el monitoreo ya que es común que se visualice antes de que uno observe la presencia de la plaga, Figura 12.9.

**Figura 12.9**



*Nota.* Hojas y frutos cubiertos con el hongo fumagina con aspecto de “carbonilla” cubriendo la superficie vegetal sobre la cual los áfidos liberan el melado. (Fuente propia).

## **Defoliadores**

### **Hormigas (Orden Hymenoptera: Familia Formicidae)**

Las hormigas cortadoras se las conoce también como podadoras o cultivadoras de hongos, perteneciendo a la tribu Attini con dos géneros de mayor importancia, *Atta* y *Acromyrmex*. Son insectos eusociales que viven en hormigueros subterráneos en colonias organizadas, cuyo comportamiento está dirigido a la supervivencia de la colonia, cuidado de la prole, castas reproductivas, superposición de generaciones y división del trabajo. Las mismas dominan diferentes ecosistemas como selvas, bosques, estepas y pastizales desde el sur de EE. UU hasta la Argentina. En los mismos se pueden observar largas hileras de hormigas de color oscuro, cargando sobre su cuerpo trozos de vegetales frescos que introducen en sus nidos. Dichos senderos se caracterizan tanto por el tránsito intenso de las obreras como por su “limpieza”, dado que carecen de vegetación haciéndolos fácilmente detectables. Los mismos conducen a los nidos u hormigueros, que son ciudades subterráneas con numerosas cámaras interconectadas, en las cuales cultivan especies de hongos de los cuales se alimentan (hongueras), en otras la reina coloca los huevos, mientras que en otras cámaras las obreras crían a las formas jóvenes a las cuales alimentan.

Cada nido o colonia está conformado por una sola reina y cientos a miles de obreras de distintas formas y tamaños. Cada año las colonias maduras producen hembras (reinas) y machos reproductivos y alados, que dejan su colonia madre en busca del vuelo nupcial a través del cual se aparean para fundar un nuevo nido. En la Provincia de Buenos Aires estos “enjambres de hormigas voladoras” del género *Acromyrmex*, se los observa generalmente durante el mes de noviembre. Así salen numerosos machos que atraen a las hembras vírgenes por las feromonas que emiten y las fecundan durante el vuelo, denominado vuelo nupcial. La reina se deja caer al

suelo sobre el cual sigue el apareamiento, pudiendo ser fecundada por uno a diez machos por única vez durante toda su vida. La reina tiene un ciclo de vida muy largo, pudiendo vivir hasta 15 años; en ese período da origen a 150 a 200 millones de nuevas reinas y obreras ápteras. Los machos, una vez finalizado el apareamiento mueren, siendo la única función en la colonia la provisión de esperma que permanece vivo por años en la espermoteca de la reina.

La hembra fecundada que funda una nueva colonia, regresa a la tierra, se desprende de sus alas y busca un sitio adecuado donde realiza un pequeño orificio que luego agranda cavando un túnel vertical de 12-15 milímetros de diámetro. Cuando llega a unos 30 centímetros, amplía el mismo para formar una cámara de 6 centímetros de diámetro. Trae consigo desde el nido materno un trozo de micelio del hongo, lo moja con sus propios excrementos para que éste comience a nutrirse y crecer; paralelamente inicia la postura de huevos. Hasta que nace la primera camada de obreras, las reinas subsisten comiendo sus propias alas, parte de los huevos que producen y asimilando la grasa de su propio cuerpo. También deben alimentar a las primeras larvas, lo hacen con los huevos y con hongos, cuando crece la honguera (Figura 12.10).

Cuando las primeras obreras aparecen, comienzan a comer del hongo y se abren camino hacia la superficie excavando a través del canal de entrada obstruido y empiezan a forrajear sobre el suelo, en las inmediaciones del nido. Traen trozos de hojas, que mastican hasta convertirlas en pulpa y las amasan en el jardín de hongos. Por esta época la reina deja de cuidar los huevos, larvas y el hongo y comienza a dedicarse exclusivamente a poner huevos por el resto de su vida. Posteriormente, a medida que crece el hormiguero, las obreras de mayor edad son las encargadas de forrajear a mayor distancia, mientras que las más jóvenes realizan tareas dentro del nido para su preservación. Durante el invierno forrajean preferentemente durante las horas de mayor temperatura y durante el verano durante la noche, permaneciendo en el nido en las horas de mayor insolación. Constituyen los herbívoros más voraces de cualquier cultivo, pudiendo causar la muerte por defoliación en la implantación de cultivos forestales y plantas de vivero.

#### **Figura 12.10**

*Nota.* Vista del micelio de una honguera, fuente de alimentación de las HCH (Fuente propia)



Los tipos de nidos son característicos de las distintas especies, así algunos como los que construye *Atta sexdens*, voraz especie de la provincia de Misiones, tienen elevados túmulos o terraplenes de tierra con varias bocas de entrada, mientras que *Acromyrmex lundii* "hormiga

negra común” construye los nidos en la base de los árboles, sin túmulo y con numerosos senderos de acarreo que convergen en una única boca de entrada (Figura 12.11). Es característico de cada especie, además, el número de hongueras y la profundidad de las mismas, este aspecto es importante al momento del manejo de la plaga, dado que el nido no es controlado mientras siga viva la honguera con resurgencia de la colonia y el daño.

El control focalizado a los hormigueros es la principal herramienta en el manejo de estas especies.

**Figura 12.11**



*Nota.* Boca de entrada al hormiguero y senderos de acarreo. (Fuente propia.)

### **Larvas de lepidópteros (Orden Lepidoptera)**

El término lepidóptero, proviene de las raíces griegas (lepi = escama y pteron = ala), que hace referencia a las alas revestidas por diminutas escamas superpuestas, característica distintiva del Orden Lepidoptera. Al estado adulto se los conoce con el nombre de mariposas o polillas y a las larvas (estado juvenil) se las denominan isocas, orugas, gatas peludas/bichos quemadores, siendo estas últimas de régimen alimenticio fitófagas y constituyen la forma perjudicial del Orden. Las larvas de los lepidópteros son polípodas (numerosas patas) típicamente eruciformes, cilíndricas y robustas, glabras o con pelos simples o ramificados estos últimos relacionados con sustancias urticantes (bichos quemadores), con 2 a 5 pares de patas falsas o abdominales y tres pares de patas torácicas o verdaderas como se observa en la Figura 12.12.

**Figura 12.12**



*Nota.* Larvas de lepidópteros glabras o con pelos. (Fuente propia.)

Durante el estado larval estos insectos se alimentan de distintas estructuras vegetales, por lo que podríamos agruparlos según sus hábitos en defoliadoras (alimentándose de hojas), cortadoras (alimentándose de plántulas), minadoras (minan el mesófilo de las hojas respetando la epidermis), barrenadoras (barrenan tallos o brotes), o carpófagas (se alimentan de frutos), constituyendo uno de los taxones de mayor importancia en la producción agrícola y forestal por los daños que ocasionan.

Se detallan a continuación algunos ejemplos de especies de importancia en la actividad de viveros

**Minador de hojas:** El minador de la hoja de los cítricos, *Phyllocnistis citrella* (Lepidoptera, Gracillariidae), es un microlepidóptero minador plaga primaria en todas las especies de cítricos. La larva realiza galerías sub-cuticulares muy características en forma de caminos sinuosos en las hojas y brotes tiernos, produciendo un abarquillamiento de la misma, pérdida de área foliar y finalmente la caída. Las plantas que más daños pueden sufrir son las plantas de vivero y las plantaciones jóvenes. Si bien en los árboles adultos los daños son mucho menos importantes, daña los frutos perdiendo su valor comercial, Figura 12.13.

**Figura 12.13**

*Nota.* Daño de *Phyllocnistis citrella* en frutos de cítricos con las típicas galerías subepidérmicas. (Fuente propia).



**Minador de brotes y frutos:** *Cydia molesta* (Lepidoptera, Tortricidae) o gusano del brote, es una polilla, de hábitos nocturnos, constituye una de las plagas más importantes en frutales de carozo. Las larvas son las que ocasionan los daños atacando brotes tiernos y frutos. El adulto es una pequeña polilla de 6 o 7 mm. Las larvas son de color blanco con la cabeza negra y cuerpo

rosado. Los daños en los brotes atacados quedan con un aspecto de “quemados” (Figura 12.14). Este daño es especialmente importante en plantas de vivero ya que deforman la copa. Pueden atacar también frutos jóvenes o próximos a madurar cavando galerías, apreciándose en los primeros una gomosidad en el orificio de entrada y en su interior aserrín del carozo (Figura 12.14). Presenta de tres a cinco generaciones al año, dependiendo de las condiciones ambientales de cada región. La hembra ovipone sobre las ramas o en el envés de las hojas cercanas a yemas terminales y sobre la epidermis de los frutos. Las larvas de las dos primeras generaciones afectan los renuevos vegetativos, cavando una galería descendente, hasta secarlos. Como reacción a dicho ataque, la planta produce una exudación gomosa; la planta pierde su dominancia apical y crecen ramas laterales, por debajo del lugar del daño, lo que puede alterar la estructura del árbol. Las siguientes generaciones atacan frutos cuando aún están verdes, produciendo galerías internas. Cuando la larva completa su desarrollo, sale del brote o fruto atacado y se deja caer por medio de un hilo de seda, para empupar en las resquebrajaduras del tronco o de las ramas, bajo la corteza o en las malezas o en cualquier lugar protegido.

**Figura 12.14**



*Nota.* Daño producido por *C. molesta* con el típico aspecto de quemado del brote minado con exudado de goma y daño a la derecha del fruto minado por dentro para alcanzar el carozo (Fuente propia).

**Minador de brotes.** La mariposa europea del brote del pino, *Rhyacionia buoliana* (Lepidoptera, Tortricidae) es una plaga específica del género *Pinus spp.* Las larvas se alimentan de los tejidos de las yemas y brotes provocando deformaciones en el fuste y ramas. En las plantas más jóvenes, con menos disponibilidad de brotes, es donde la magnitud de los daños cobra mayor intensidad al aumentar la incidencia apical.

### **Caracoles y babosas (Phylum Mollusca: Clase Gastropoda)**

Los caracoles terrestres y babosas son moluscos gasterópodos (del griego gaster, "estómago" y podos, "pie") con valvas calcáreas prominentes o ausentes respectivamente. Básicamente, en el cuerpo de los moluscos se distinguen tres partes o regiones: cabeza, pie y masa visceral. La cabeza presenta tentáculos sensoriales y un par de ojos primarios; el pie consiste en una masa muscular ventral con la que pueden desplazarse reptando, facilitado por

la secreción de mucus a través de la glándula pedial; la masa visceral, que agrupa la mayor parte de los órganos, está envuelta por una membrana llamada manto.

La boca, que se sitúa en la cabeza, posee una estructura llamada rádula, consistente en una lámina quitinosa que recubre la lengua, y que está provista de numerosos dientes dispuestos hacia atrás que les permiten roer los alimentos, por lo que el daño se manifiesta como faltante de tejidos vegetales en forma de orificios.

La alimentación de los moluscos es muy variada. Los más importantes desde el punto de vista agronómico son los gasterópodos fitófagos (caracoles y babosas). Viven en lugares húmedos, siendo importantes plagas en jardines, huertas y siembra directa. Los géneros más comunes son *Helix* sp. “caracoles” y *Limax* sp “babosas” (Figura 12.15). El caracol de jardín, es un molusco pequeño, con una valva o concha de 2,5- 3,5 centímetros de altura y 2,5-4 centímetros de diámetro. Los moluscos son ovíparos dejando sus huevos cubiertos por una masa gelatinosa, si bien son hermafroditas hay fecundación cruzada. Son organismos de actividad crepuscular o nocturna, por lo cual su detección pasa en general desapercibida, sumado al hábito de ocultarse en el sustrato dado que son muy susceptibles a la deshidratación, predominando en ambientes húmedos y sombríos.

**Figura 12.15**



*Nota.* Cuerpo de caracol y babosas y daño característico en hojas (Fuente propia)

### **Liebres y conejos (Phylum Chordata: Familia Leporidae)**

La liebre europea (*Lepus europaeus*) es un mamífero lagomorfo que fue introducido en Argentina a finales del siglo XIX. Desde entonces, esta especie exótica se dispersó hasta ocupar, actualmente, todo el territorio de Argentina. Es un herbívoro que puede llegar a competir por el alimento con el ganado y provocar daños en diversos cultivos y plantaciones de árboles frutales y forestales. Por este motivo, la liebre ha sido declarada “especie plaga” por varias legislaciones nacionales y provinciales.

Se caracterizan por poseer dos pares de incisivos en el maxilar superior, el segundo más pequeño y ubicado detrás del primero y por el notable desarrollo de sus orejas, cuyas puntas son de color negro. Son solitarias de hábitos nocturnos y tienen patas adaptadas para correr por lo cual prefieren lugares abiertos con pastos cortos. Los adultos pueden pesar hasta cinco kilos, tienen una elevada tasa reproductiva y por ende de consumo de material vegetal.

Las liebres causan daños de importancia en plantaciones forestales de coníferas como es el corte de la yema apical, lo cual no necesariamente produce la muerte de la planta. Sin embargo, muchas veces el corte es recurrente y la planta termina muriendo o ramificándose, lo cual la deprecia comercialmente. Suelen además ramonear las acículas y la corteza del tronco en su base. El daño por liebre se reconoce porque es un corte oblicuo o en bisel. Las plantaciones sufren los mayores daños en los primeros dos a tres años de implantación con una altura de 50 a 60 cm, cuando las plantas crecen las yemas quedan fuera del alcance y el daño disminuye. Los mayores perjuicios los ocasiona en invierno cuando el pasto escasea. En plantaciones forestales de Neuquén de pino ponderosa, que es el pino más afectado, se registró hasta un 68% de daños en yemas apicales durante el primer año de implantación.

### **Plagas asociadas a estructuras vegetales leñosas (estacas, ramas, troncos)**

Las estructuras más lignificadas de la parte aérea de las plantas (ramas o troncos) son utilizadas como fuente de propagación para estacas, acodos o injertos, y comúnmente se ven afectados por numerosas plagas como ser las cochinillas, larvas barrenadoras de mariposas (ver título *Plagas asociadas a parte aérea de las plantas*), taladros u organismos superiores como las liebres y conejos. A su vez son fuente de inóculos de adversidades si no tenemos capacidad de detectarlas en las plantas madres.

### **Taladros y taladrillos (Orden Coleoptera: Familias Cerambycidae, Curculionidae, Platypodinae, Scolytinae)**

Dentro del orden Coleoptera, encontramos numerosas especies que se caracterizan por realizar galerías en ramas, troncos o corteza que comúnmente identificamos como taladros. Las larvas de estos insectos se alimentan de la madera o de hongos que desarrollan en la misma – régimen alimenticio xilófagos y xilomicetófagos respectivamente- dañando las estructuras lignificadas de distintas especies vegetales. Es común encontrar asociado a estas galerías la presencia de resinas o exudados (Figura 12.16), como así también aserrín y orificios característicos de ingreso y/o salida que realizan estas plagas en su ciclo de vida. Estas galerías en el xilema y floema debilitan a la planta afectada pudiendo ocasionar la muerte.

**Figura 12.16**



*Nota.* Troncos y ramas con presencia de resina o exudados (Fuente propia)

La observación de estos síntomas es fundamental a fin de poder realizar una detección precoz, ya que no solemos divisar su presencia hasta que el daño ya es prácticamente irreversible. El manejo de estas plagas está basado principalmente en la realización de podas sanitarias o la destrucción de plantas afectadas y el uso de material propagativo sano.

Dentro de los denominados taladros algunas especies afectan principalmente árboles en pie mientras que otros pueden desarrollarse en madera ya trozada o procesada afectando la tirantería o muebles en las viviendas.

Son numerosas las familias de taladros o taladrillos dentro del orden, pero una de las más importantes es la Familia Cerambycidae, que debe su nombre a la denominación técnica de las larvas cerambiciformes, típicas de los taladros grandes, caracterizadas por ser cilíndricas, anilladas y blandas, con un protórax ensanchado, aguzándose hacia la región caudal. Posee cabeza y patas torácicas muy pequeñas, parecen ápodas (Figura 12.17).

**Figura 12.17**



*Nota.* Larva cerambiciforme típica de la familia Cerambycidae, dentro de una galería en un tronco. Se observa que las galerías que realiza con sus fuertes mandíbulas, las obtura luego con el aserrín que integran sus fecas (Fuente propia)

Luego del estado larval pasa por un estado de quietud denominado pupa, comúnmente en lugares protegidos (galerías o corteza). Finalmente, el estado adulto presenta características típicas del orden, como ser primer par de alas endurecido tipo élitros, cuerpo fuertemente esclerosado y aparato bucal masticador. En lo que refiere a esta familia en particular, se puede mencionar adicionalmente que son cascarudos grandes, longiformes con presencia de antenas muy desarrolladas de mayor largo que el cuerpo (Figura 12.18).

**Figura 12.18**



*Nota.* Adulto de taladro cerambícido sobre corteza de árbol y daño realizado por el taladro del eucalipto *Phoracanta semipunctata* debajo de la corteza dañando el tejido de conducción. (Fuente propia).

Otra de las subfamilias de importancia es Scolytinae, denominados comúnmente escolítidos o barrenillos o taladrillos chicos. Son especies de gran interés dado que dañan especies forestales como al pino y otras coníferas, nogal, y numerosos frutales, afectando en general árboles debilitados. *Scolytus rugulosus* es una importante plaga en frutales de carozo y pepita. Las larvas realizan galerías entre la corteza y la albura en forma de pluma (Figura 12.19). Al producir la

ruptura de los tejidos de conducción se interrumpe la normal circulación de savia, con el consecuente secado de ramas y sectores de la copa. El aspecto de la corteza dañada por estos insectos se observa con numerosos orificios pequeños, que se corresponden con las galerías debajo de la corteza.

**Figura 12.19**



*Nota.* Galerías entre la corteza y la albura en forma de pluma. (Fuente propia).

### **Roedores (Orden Rodentia)**

Los problemas ocasionados por los roedores-plaga, son múltiples y se manifiestan por el incremento del riesgo epidemiológico asociado a la transmisión de enfermedades, sumado a los daños que realizan sobre estructuras producto de su nidación. Algunas especies roen las raíces y la parte baja del tronco del árbol, al que llegan incluso a matar, o causan daños que reducen considerablemente el crecimiento. Se encuentran agrupados en el Orden Rodentia y se caracterizan por poseer, en la parte anterior de la boca, dos incisivos superiores y dos incisivos inferiores, grandes, fuertes y curvos que crecen permanentemente y los deben gastar royendo los tallos entre otras estructuras vegetales. Un caso extremo son los castores que además de consumir los troncos, ramas y brotes, construyen sus madrigueras cortando árboles y haciendo embalses, se establecieron como plagas desbastadoras de la lenga en Ushuaia. Se considera que al menos 10% de las especies tienen importancia económica y/o sanitaria. Entre las especies más conocidas se encuentran los ratones, las ratas, los carpinchos, las vizcachas, las nutrias, las chinchillas, las ardillas, los cuises y los castores. Es importante tener en cuenta que los conejos y las liebres no son roedores, sino que pertenecen al Orden Lagomorfa, como se mencionó anteriormente. Dentro de las ratas o ratones los cuatro géneros más reconocidos como plagas son *Heteromys*, *Peromyscus*, *Rattus*, y *Mus*. Una de las características más importantes de algunas de las especies de roedores son la adaptabilidad y la flexibilidad del comportamiento individual. Además, los roedores son animales principalmente nocturnos y por lo tanto tienen habilidades especiales para alcanzar y localizar el alimento y refugio, y para escapar de los predadores.

Al alimentarse de noche se dificulta la observación directa, pero la acumulación de excrementos, así como los hábitos de nidación son signos que evidencian su presencia. En cultivos leñosos suelen roer la corteza pudiendo ocasionar la muerte del árbol al producir el anillado total del tronco.

## **Plagas asociadas a órganos subterráneos (bulbos, tubérculos y raíces)**

Como se ha mencionado en capítulos anteriores dentro de los métodos de propagación asexual pueden presentarse en algunas especies el uso de bulbos, sobre todo en especies florales. En dichas estructuras, así como en las raíces, pueden encontrarse daños producidos por ácaros y nematodos, infestando tanto a campo como en condiciones de almacenamiento, causando daños directos e indirectos. Además, se pueden encontrar larvas de varios insectos de suelo (organismos que cumplen todo o gran parte de su ciclo de vida bajo la superficie del suelo).

### **Ácaros (Orden Acari)**

Ácaro de los bulbos, *Aceria tulipae* (Acari: Eriophyidae), es una plaga cosmopolita, polífaga que se alimenta de bulbos y otras partes vegetales, considerando dentro de sus principales hospederos a los cultivos de ajo y cebolla, pero también se encuentra afectando otras especies cultivadas como papa, raíces de cereales, melón, peonías, en bulbosas como gladiolos, lirios, dalias, narcisos, liliun, fresias, orquídeas, jacintos y también en productos almacenados. Se trata de un ácaro de cuerpo alargado de forma vermiforme color blanquecino de tan solo 0,21 –0,25 mm (Figura 12.20). Una característica morfológica que permite su diferenciación del resto de los ácaros, es la presencia de solo dos pares de patas durante todo su ciclo de vida, el cual consta de los estados de huevo- larva-ninfa y adulto. Las hembras depositan los huevos en sustratos vegetales (preferentemente bulbos), de los cuales eclosionan los estados inmaduros.

Los daños que causan estos organismos pueden ser directos e indirectos, el primero es ocasionado por la alimentación directa de los bulbos del ajo. El daño que produce este ácaro en almacenamiento se caracteriza por la presencia de manchas deprimidas de color pardo en los dientes o bulbos. Los bulbos dañados generarán plantas débiles cuyas hojas no logran desenvolverse completamente, causando la muerte en ataques intensos. Los daños indirectos pueden darse por infecciones por bacterias y hongos que ingresan por las heridas ocasionadas producto de su alimentación, o por la transmisión de virus como el virus filamentoso del ajo, *Garlic mite-borne filamentous virus* (GarMbFV). La vía fundamental de diseminación la constituye el traslado de bulbos infestados destinados a la propagación, de un territorio a otro, ya que los huevos, larvas, ninfas y adultos pueden sobrevivir en los mismos por largos períodos, tanto en la tierra como en condiciones de almacenaje, siendo estas las principales fuentes de infección

para las próximas siembras, por lo que es de vital importancia para combatir esta plaga el empleo bulbos libres del ácaro.

**Figura 12.20**



*Nota.* *Aceria tulipae* en la superficie de los tejidos vegetales vaciando células subsuperficiales.  
Fuente: Salas y Horta (2020)

Ácaros de los bulbos (Acarina: Acaridae). Los ácaros de la familia Acaridae se encuentran entre las plagas más importantes que atacan los cultivos agrícolas y productos almacenados, encontrando dentro a ácaros del género *Rhizoglyphus*, plagas importantes de las plantas con bulbos, cormos y tubérculos. Los principales hospedantes de estas especies son bulbos de ajo, cebolla, tubérculos de papas, camote, entre otras. En ornamentales se citan como principales hospedantes a: gladiolos, liliium, lirios, dalias, orquídeas, iris, jacinto, fresias, amaryllis, tulipanes. Se caracterizan por presentar cuerpo ovalado color blanco, blanco brillante de pequeño tamaño (0,5 a 0,8 mm), Figura 12.21. El ciclo biológico de los ácaros de los bulbos incluye los estados de huevo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa y adulto. De igual forma que lo citado para *A. tulipae*, como resultado del daño se favorece la infección de los bulbos por hongos y bacterias, así como la transmisión de virus.

**Figura 12.21**



*Nota.* Bulbo afectado por ácaros. Fuente: Vitta & Aguilar (2020)

### **Nematodos (Phylum Nematoda)**

Los nematodos parásitos de las plantas, comprende un grupo de gusanos microscópicos, que viven en el suelo, atacando principalmente las raíces y estructuras subterráneas, constituyendo una problemática sanitaria en la propagación, cuando se considera la planta entera (con raíz) o

las estructuras subterráneas como los bulbos. Algunos de ellos están muy especializados en infectar a determinadas especies vegetales, mientras que otros son de amplia polifagia. En su mayoría habitan en el suelo y colonizan las raíces, aunque algunos parasitan las partes aéreas de las plantas. Son gusanos no segmentados, que componen uno de los grupos más abundantes de animales multicelulares en la tierra, ocupando la mayoría de hábitats. Existen nematodos bacteriófagos, fungívoros, predadores de otros nematodos, parásitos de insectos, y los fitonemátodos o parásitos de las plantas.

Su cuerpo tiene forma de hilo, con una longitud entre 0,1 y 2-3 mm, aunque pueden presentar dimorfismo sexual dado que, en algunos casos, las hembras pueden adquirir forma redondeada reteniendo los huevos en su interior, denominándose por tal motivo “piriformes” por la forma de pera que adquiere.

En la boca presentan un estilete a modo de aguja hipodérmica, que insertan en el tejido vegetal para alimentarse. La parte posterior del estilete está unida a un sistema muscular que lo acciona haciéndolo salir de la abertura oral, para perforar las células vegetales y extraer el alimento mediante una bomba alimenticia. Al insertar el estilete en la célula, inyectan secreciones salivares que licuan el interior de la misma y le permiten luego aspirar su contenido a través del mismo. Esta forma de alimentarse produce daños en las raíces de las plantas, que se traducen en alteraciones radiculares como el acortamiento de las mismas, destrucción de las raíces absorbentes, formación exagerada de raíces en cabellera o generación de nódulos o agallas, que terminan debilitando a la planta por problemas en la absorción de agua y nutrientes. Este proceso de alimentación pueden realizarlo por fuera de la planta en ese caso se denominan ectoparásitos, o por dentro de los tejidos de la planta los endoparásitos. En especies vectores de virus, el estilete porta las partículas virales. Su ciclo biológico es relativamente simple, en especies bisexuales, el macho fecunda a la hembra y ésta produce huevos que deposita en el suelo, de donde eclosiona el estado segundo estadio juvenil denominado larva, dado que el primer estadio se desarrolla dentro del huevo.

La mayor parte del daño que causan, está relacionada con la actividad alimentaria, pues disminuye la capacidad de las raíces para captar y transportar nutrientes al resto de la planta, lo que se traduce en un debilitamiento general y en pérdidas de rendimiento y productividad. Gran parte de los síntomas que producen son inespecíficos, suelen confundirse con desórdenes nutricionales, estrés hídrico, problemas de fertilidad del suelo, así como con otras infecciones secundarias causadas por hongos y bacterias, cuya entrada suele estar facilitada por la acción del nematodo. Por otro lado, hay determinados síntomas que pueden asociarse a su presencia como ser los nódulos o agallas como un crecimiento exagerado en el número y/o tamaño de las células radiculares, lesiones necróticas en las raíces, proliferación de raíces secundarias o por el contrario raíces acortadas con pobre crecimiento radicular. Todas estas alteraciones radiculares se traducen en síntomas en la parte aérea de la planta como clorosis, y acortamiento de entrenudos observando en general plantas débiles con pobre crecimiento.

La propagación o dispersión, en la práctica, es muy elevada y se verifica por lo general, a través del agua de riego en especial cuando se aplica por surcos, la maquinaria agrícola y por la

contaminación del material vegetal (plantones, bulbos, rizomas, tubérculos, semillas, tallos y hojas), por cual la utilización de material madre libre de nematodos es de fundamental importancia.

Dentro de las especies de nematodos que afectan los bulbos podemos encontrar la especie *Ditylenchus dipsaci* que habita en la mayoría de las zonas templadas del mundo. Se trata de un endoparásito migratorio que se alimenta del tejido parenquimatoso de tallos y bulbos, causando ruptura de las paredes celulares. También pueden adherirse a las semillas de las plantas. En lo que se refiere a la sintomatología que produce, este nematodo causa hiperplasia, necrosis y putrefacción del tallo y bulbo. Las plantas jóvenes pueden morir por infecciones graves. Las hojas interiores del bulbo sufrir severas lesiones produciendo el ablandamiento de los bulbos se reblandecen presentando anillos circulares de color marrón.

## **Larvas de insectos**

En las distintas estructuras vegetales que desarrollan bajo tierra podemos encontrar larvas de un gran número de insecto, provocando daño directo producto de su alimentación o indirecto, producto de permitir con el daño el ingreso para hongos y bacteria que producen podredumbres y en definitiva la pérdida definitiva del órgano afectado. Recordemos que las larvas son uno de los estados juveniles de aquellos insectos que sufren una metamorfosis completa; son el estado de crecimiento activo de estos insectos y por lo tanto responsables de causar el mayor daño, siendo muy diferentes anatómicamente del estado adulto.

Las características morfológicas de las larvas, en general, permite una identificación bastante aproximada del organismo plaga, principalmente en lo que hace a las particularidades sobre la cantidad de apéndices locomotores y su disposición, así como la forma del cuerpo y el tamaño de la cápsula cefálica, Figura 12.22.

### **Larva muscoides o vermiformes**

Larva ápodica (sin patas), blancas cilíndricas y de forma cónica, miden entre 5-6 mm, cabeza de escaso desarrollo en el extremo aguzado, típico de las moscas, orden Díptera (Figura 12.22). *Delia platura* conocida como la mosca de la semilla es comúnmente asociado a la pudrición de las plántulas por el deterioro del cotiledón, inhibiendo de esta manera el desarrollo y la germinación de la planta, afectando el normal desarrollo en el estado de plántula o estado vegetativo. Los adultos son muy semejantes a la mosca doméstica, pero son más pequeños entre 5 a 7 mm, emergiendo del suelo en primavera. Luego de acoplarse las hembras con los machos, las primeras empiezan a ovipositar en los suelos recién sembrados, próximo a las semillas en germinación y/o en las pequeñas plántulas, iniciando así su infestación.

### Larva elateriformes o gusanos alambre

Larva cilíndrica, alargada y fina con tres pares de patas torácicas cortas, color caramelo y de cuerpo endurecido, características de los Coleoptera, familia Elateridae. Comúnmente denominadas gusanos alambres, podemos encontrar numerosas especies del género *Conoderus* o *Agriotes*. Se trata de escarabajos polífagos que afectan las estructuras subterráneas de diversas especies cultivadas. El daño se produce por debajo de la tierra, tanto en raíces y tallo de las plantas, pudiendo producir la muerte de las mismas si el daño es muy importante. En la etapa de siembra en las semillas no germinadas se observa la destrucción del embrión, posteriormente en preemergencia, la presencia de estos insectos se denota por una germinación desuniforme. Finalmente las plántulas en emergencia pueden presentar destruida toda la parte subterránea, lo que provoca marchitez y muerte.

### Larva escarabeiforme

Larva notablemente curvada en forma de herradura cuando está en reposo, color blanquecina o crema, a veces colores oscuros en la parte terminal del abdomen, cabeza y patas torácicas bien desarrolladas característica de la familia Escarabeidos, siendo una de las especie más conocidas *Diloboderus abderus* Sturm. bicho torito. Esta especie pertenece al grupo del llamado complejo de gusanos blancos, que incluye varios géneros de la familia de los Escarabeidos. Es un insecto polífago, cuya larva se alimenta fundamentalmente de semillas, raíces y plántulas.

Figura 12.22



*Nota.* Larvas muscoides, elateriformes y escarabeiformes izquierda a derecha respectivamente. (Fuente propia).

### Plagas asociadas a semillas

Las plagas que podemos encontrar asociadas a las semillas o frutos de distintas especies vegetales, son múltiples y diversas. En general de hábitos polífagos, es decir, se alimentan de numerosas especies vegetales no emparentadas botánicamente.

Dentro de este grupo encontraremos principalmente ácaros y a los insectos del orden coleópteros que afectan directamente las estructuras de las semillas. Por otro lado, hay varias especies que pueden afectar el desarrollo de las estructuras florales o reproductivas y por lo

tanto, la formación de las semillas, produciendo alteraciones como semillas atrofiadas o de nulo o bajo poder germinativo.

La longevidad de las semillas varía según las especies vegetales y puede ser afectada por plagas de almacenamiento por lo que lo más indicado es su conservación en paquetes rotulados en lugares frescos, oscuros y con poca humedad. En la recolección y selección de las mismas con fines propagativos hay que hacer hincapié en la observación de los tegumentos y estructuras a fin de descartar las que presenten daños visibles. El uso de semillas con problemas sanitarios es una de las vías de diseminación de numerosas plagas.

Las infestaciones de las semillas por lo general se originan en el campo, pero cuando se almacenan sin ningún tratamiento, pueden al poco tiempo aparecer formas adultas de diversos organismos que afectan posteriormente a las semillas sanas.

### **Ácaros (Orden Acari)**

Los ácaros son las plagas de menor tamaño (0,5 mm) que afectan los productos y semillas almacenadas, sin embargo, dada su alta tasa de reproducción, sus poblaciones llegan a crecer exponencialmente convirtiéndose en un grave problema en la conservación de las simientes. Roen la superficie de granos y semillas pudiendo observarse en ataques intensos la generación de polvillo. Los ácaros atacan las grietas microscópicas de la cubierta seminal y se alimentan principalmente del embrión, que afecta directamente la germinación.

### **Gorgojos (Orden Coleoptera: Familia Curculionidae)**

Son las plagas de infestación interna más importante en semillas y granos almacenados, conocidos también como picudos por la forma característica de su cabeza denominada pico o rostro, más o menos prominente según la especie. En el extremo del mismo se encuentran las mandíbulas con las cuales realizan los orificios en el tegumento de las semillas para luego desovar en el interior. El estado larval se desarrolla dentro del endosperma alimentándose del mismo, disminuyendo el poder germinativo o la muerte del embrión. Las larvas también son fáciles de diferenciar por sus características morfológicas, denominadas técnicamente curculioniformes, se caracterizan por su color blanquecino, con cápsula cefálica bien diferenciada, ápodas, de aspecto robusto y generalmente curvado dorsalmente. Son numerosas las especies que afectan los granos o semillas de especies cultivadas y espontáneas o nativas.

### **Bruchos (Orden Coleoptera: Familia Bruchidae)**

Las larvas de estos insectos, se caracterizan por alimentarse de semillas -espermogamia- de un gran número de especies de plantas, especialmente de la familia de las leguminosas, por lo que se los conoce como escarabajos de las semillas, granívoros o masticadores de semillas. Los adultos de estos coleópteros de aproximadamente 3 mm de largo, son ovales, compactos, con

élitros que dejan en exposición el extremo del abdomen. Numerosas son las especies que son consideradas plagas, por ejemplo en nuestro país se registran en semillas de *Prosopis alba* más de seis especies, *Scutubbruchus vinalicola*, *S. ceratioborus*, *Riphibruchus picturatus*, *R. atratus*, *R. psephenopygus*, *R. prosopis* y *Acanthoscelides* sp. Las hembras adultas colocan los huevos sobre el epicarpio de la vaina, y luego la larva emergida se introduce en la semilla donde se desarrolla. El adulto emerge de la semilla a través del orificio de emergencia, de forma circular característica.

## Organismos benéficos. Generalidades

El control biológico (CB) es una técnica de manejo de especies plaga que consiste en la utilización de enemigos naturales para minimizar las pérdidas económicas causadas por las mismas. Si bien es una alternativa al uso exclusivo de productos químicos, puede ser compatible con el control químico, cuando el mismo es aplicado de forma selectiva y racional. Los insectos poseen numerosos enemigos naturales (EN) como los entomófagos (parasitoides, depredadores) y entomopatógenos (hongos, virus, bacterias, protozoos, nematodos).

Una gran diversidad son los organismos que se comportan como EN de los insectos considerados plaga (predadores, parasitoides y patógenos). Su acción directa, sin la intervención del hombre, es conocida como control biológico natural, mientras que la cría e introducción de estas especies en los sistemas productivos es considerada control biológico inducido, con diferentes variantes en su tipo de liberación y establecimiento.

Dentro de los depredadores se consideran a aquellos que capturan y alimentan de numerosa cantidad presas durante toda su vida. Son en general de mayor tamaño que su presa, de gran movilidad y poca especificidad. Entre los más conocidos se puede mencionar distintas especies de insectos, ácaros, arañas, entre otros. Así en el orden Coleoptera se destaca la familia de los coccinélidos, comúnmente llamadas vaquitas, que son depredadoras activas de pulgones como la especie *Cycloneda sanguinea* (Figura 12.23), y los carábidos o boticarios, que son coleópteros de colores metalizados que pueden ser vivir bajo el suelo -hipógeos- o ser habitantes de la hojarasca -epígeos, alimentándose de insectos, lombrices y caracoles. Dentro de la última familia podemos mencionar al género *Calosoma argentinensis*, voraz depredador generalista, a diferencia de *C. sanguinea* con una elevada especificidad hacia los pulgones.

En el orden Hemiptera podemos encontrar al género *Orius* (Familia Anthocoridae), chinches depredadoras de ácaros e insectos de pequeño tamaño y cuerpo blando, como pulgones, trips. Los sírfidos, del orden Diptera, comúnmente conocidos como moscas de las flores, son doblemente útiles para la agricultura. Por un lado, sus larvas son voraces depredadores de pulgones, cochinillas, mosca blanca y pequeñas larvas de lepidópteros, y por otro, los adultos, que se alimentan de néctar y polen, son eficientes polinizadores.

Las crisopas (neurópteros) cuyas larvas son depredadores generalistas, aunque presentan marcada preferencia por los áfidos o pulgones. Los adultos pueden alimentarse de polen por tal

motivo son asiduos visitantes florales. Por otro lado, los mántidos, comúnmente conocidos como mantis religiosa o “tata dios”, son especies de insectos carnívoras, que se alimentan de pulgones, ácaros, larvas de lepidópteros y otros artrópodos de gran tamaño.

**Figura 12.23**



*Nota.* Izquierda larva y derecha adulto del depredador *Cycloneda sanguinea*. Si bien prefiere alimentarse de pulgones, puede llegar a alimentarse de otros insectos de menor tamaño. En la imagen se observa al adulto alimentándose de cochinillas. (Fuente propia).

Dentro de los ácaros benéficos o acarófagos se puede mencionar a los fitoseidos como *Amblyseius californicus* y *Phytoseilus permisilis*, eficientes enemigos naturales de otros ácaros como la arañuela roja *Tetranychus urticae* y de tisanópteros como *Trips tabaci* y *Frankliniella occidentalis*. Se caracterizan por tener como alimento alternativo al polen de numerosas especies de plantas, al igual que su presa específica -los trips- de allí que las flores constituyen el punto de encuentro del depredador y la presa. En varios países son producidos y comercializados para el control de plagas, en lo que se conoce como control biológico inundativo o inoculativo, dado que se liberan grandes cantidades de EN naturales para bajar las poblaciones de las plagas en un breve lapso de tiempo, para luego volver a liberarlos de ser necesario, no se busca el establecimiento de los mismos en el lugar de liberación.

Los insectos parasitoides son los enemigos naturales más utilizados en el control biológico aplicado y juegan un papel fundamental como reguladores naturales. Entre los 1.193 enemigos naturales empleados en proyectos de control biológico a nivel mundial, el 76% son parasitoides y el 24% restante son depredadores. Entre las especies de parasitoides, el 84% pertenecen al Orden Hymenoptera, 14% a Diptera y el 2% restante a otros órdenes (Coleoptera, Neuroptera o Lepidoptera). Las especies de controladores más empleadas en control biológico pertenecen a las familias Braconidae, Ichneumonidae, Eulophidae, Pteromalidae, Encyrtidae, Aphelinidae (Hymenoptera) y Tachinidae (Diptera).

Por otro lado, los parasitoides son generalmente monófagos y de menor tamaño que el insecto o araña que atacan. En la mayoría de los casos consumen todo o la mayor parte del cuerpo del hospedador, causándole la muerte al término de su desarrollo larvario. Luego pupan en su interior o fuera del cuerpo de la víctima. Pueden tener una generación al año (univoltinos) o presentar dos o más generaciones al año (multivoltinos).

En el estado adulto, son de vida libre y frecuentemente se alimentan de jugos azucarados, néctar, polen o desechos orgánicos de origen vegetal o animal. Sin embargo, existen muchas especies cuyas hembras deben alimentarse de los hospedadores para poder producir sus huevos. Los hospedadores pertenecen a la misma clase taxonómica o una clase estrechamente relacionada. Los parásitos se diferencian de ellos porque necesitan mantener vivo a su hospedador, no tienen un tamaño menor, y son de otra clase taxonómica.

En gran medida, el uso preferencial de parasitoides sobre depredadores se debe a un mayor nivel de especialización de los primeros, es decir, mientras los insectos depredadores se alimentan generalmente de muchas especies de presas, los parasitoides sólo son capaces de consumir desde uno a unos cuantos hospedadores. En este sentido, la dinámica poblacional de los insectos, en particular las plagas, generalmente está más ligada a la de los parasitoides. En consecuencia, son identificados como los principales responsables de la regulación de poblaciones de insectos.

## Referencias

- Altieri, M; Ponti, L. & Nicholls, C. (2007). *El manejo de las plagas a través de la diversificación de las plantas. Agricultura Sostenible: Ideas básicas y experiencias*. Fundación ILEIA/Asociación ETC Andes, 24 pp.
- Boller, E.F, van Lenteren, J.C. & Delucchi V. (eds.). (2012). International organization for biological control of noxious animals and plants: history of the first 50 years (1956-2006). IOBC, Zürich, 287 pp.
- Bonino N. (2012). Liebres: animales perjudiciales de plantaciones forestales y de otros cultivos. *Medio Ambiente*, 19, 87-90.
- Casuso, M. (2017). Guía práctica para la identificación de plagas del cultivo de girasol. Ediciones INTA. Libro digital. 64 pp. Disponible on-line: [https://inta.gob.ar/sites/default/files/guia\\_practica\\_para\\_la\\_identificacion\\_de\\_plagas\\_del\\_cultivo\\_de\\_girasol.pdf](https://inta.gob.ar/sites/default/files/guia_practica_para_la_identificacion_de_plagas_del_cultivo_de_girasol.pdf)
- Diodato, L. & Carabajal de Belluomini, M. (2006). Insectos que inciden en la producción de algarrobo blanco (*Prosopis alba*). "Segundas Jornadas Forestales de Santiago del Estero". Universidad Nacional de Santiago del Estero, 2006.
- Dughetti, A. C. (1998). El gusano de la semilla *Delia platura* (meigen) (Diptera: Anthomyiidae) como un factor de pérdida en la implantación del cultivo de cebolla, en siembra directa, en el valle bonaerense del río colorado. IV Congreso Argentino de Entomología. Mar del Plata. 114 pp.
- FAO. (2019). *Glosario de términos fitosanitarios. Norma internacional para medidas fitosanitarias N ° 5*. Roma. Publicado por la FAO en nombre de la Secretaría de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF). 35 pp.

- González, M., Baglio, C., Piovano, M., Pisil, G. & D' Agostino, L. (2018). PLAGAS EN CULTIVOS DE FLORES Y ORNAMENTALES DE MENDOZA: GUÍA DE CAMPO. - 1a ed. - Mendoza: Ediciones INTA. 74 p.
- Greco, N.M. & Pereyra, P.C. (2006). Guilla de host plant acceptance and performance of *Tetranychus urticae* (Acari, Tetranychidae). *Journal of Applied Entomology*, 130(1), 32-36.
- Holgado, M., Mácola, G. & Llera, J. (1999). Monitoreo de poblaciones de *Scolytus rugulosus* Ratz. mediante el empleo de trampas con etanol. X Jornadas Fitosanitarias Argentinas. San Salvador de Jujuy.
- Hölldobler, B. & Wilson, E.O. (1990). *The Ants*. Harvard University Press, Cambridge. <http://dx.doi.org/10.1007/978-3-662-10306-7>.
- Hölldobler, B. & Wilson, E.O. (2011). *The Leafcutter Ants*. W.W. Norton, New York, London, 160 pp.
- Jeger, M.J.; Holt, J.; Van Den Bosch, F. & Madden, L.V. (2004). Epidemiology of insect-transmitted plant viruses: modelling disease dynamics and control interventions. *Physiological Entomology*, (29), 291-304.
- Lanteri, A. & Cigliano, A. (2006). *Sistemática Biológica: Fundamentos Teóricos y Ejercitaciones*. Edulp. Colecciones Naturales 3° edición, 115-174 pp.
- Larraín, S., Varela, P., Quiroz, F., Carlos & Graña S.F. (2006). Efecto del color de trampa en la captura de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) en pimiento (*Capsicum annuum* L.). *Agricultura Técnica*, 66(3), 306-311.
- Larral, P. & Ripa, R. (2008). *Manejo de plagas en paltos y cítricos*. Capítulo 3: Manejo Integrado de Plagas. Colección libros I.N.I.A. N° 23 – I.N.I.A. Ministerio de Agricultura. Gobierno de Chile. 116 p.
- Loiacono, M.S., Margaría, C.B., Hernández, E.P., Gallardo, F.E. & Aquino, D.A. (2012). *Insectos plaga y sus enemigos naturales. Diversidad, identificación y conservación de insectos benéficos*. Universidad Nacional de La Plata. Facultad de Ciencias Naturales y Museo.
- Pérez Ferragut, F. (2015). *Orden Prostigmata*. Revista IDE@ - SEA, n° 14. Disponible on-line: [http://sea-entomologia.org/IDE@/revista\\_14.pdf](http://sea-entomologia.org/IDE@/revista_14.pdf).
- Ricci, M., Benítez, D., Padín, S. & Maceiras, A. (2005). *Hormigas Argentinas: Comportamiento, Distribución y Control*. Disponible on-line: [https://www.produccion-animal.com.ar/produccion\\_y\\_manejo\\_pasturas/pasturas\\_combate\\_de\\_plagas\\_y\\_malezas/4\\_9-hormigas\\_argentinas.pdf](https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_y_manejo_pasturas/pasturas_combate_de_plagas_y_malezas/4_9-hormigas_argentinas.pdf)
- Romero, R. (2004). *Manejo Integrado de Plagas*. Universidad Autónoma de Chapingo México, 1° edición, 7-23 pp.
- Salas, C. & Horta, M. (2020). Insectos y ácaros de importancia económica asociados al cultivo de ajo. En: Valorización del cultivo del ajo (*Allium sativum*) en la región del Libertador Bernardo O'Higgins. Madariaga, M. & Catalán A. (eds.). Boletín INIA N° 424. Disponible on-line: <https://hdl.handle.net/20.500.14001/6925>
- Van Driesche R.G., Hoodle M.S. & Center T.D. (2006). *Control de plagas y malezas por enemigos naturales*. Forest Health Technology Enterprise Team. FHTET-2007-02, 751 pp.

- Vitta, P. & Aguilar, V. (2020). Ácaro de los bulbos: manejo de la plaga. INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS – INIA La Platina. Ficha Técnica 85. Disponible on-line: <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/67050/NR42358.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Zubiaga, L. & Vanzolini, J.I. (2019). Manejo integrado del gusano blanco o bicho torito (*Diloboderus abderus* Sturm.) en los cultivos y pasturas de ciclo invernal. ISSN 0328-3321 Boletín técnico N° 23. 18 pp.

## CAPÍTULO 13

# Enfermedades de las plantas leñosas en vivero

*Alberto M. Aprea*

En el presente capítulo se describirán las principales enfermedades de las plantas leñosas en vivero.

### **Enfermedades fúngicas en almácigos y viveros de especies forestales**

Cuando pensamos y planteamos la idea de poder obtener plantines aptos de especies forestales tanto nativas como exóticas, para ser implantados con éxito en el sitio elegido, debemos recordar la importancia que encierra todo lo referente a la sanidad y por ende a la salud del futuro árbol que deseamos producir.

Hoy el incremento de las enfermedades ha llevado a la toma de conciencia sobre los problemas de salud de los árboles, ya sean relacionados con factores bióticos como abióticos en los almácigos, viveros y plantaciones definitivas que nos conducen a poder definir un manejo óptimo de los problemas.

En este contexto se conocen muchos factores que pueden llegar a ocasionar problemas de índole sanitaria en las especies leñosas, siendo los hongos y las bacterias, los más importantes como responsables de enfermedades. Es la etapa de vivero muy importante al momento de generar nuevas plantas, dado que es sabido que el estado sanitario de los plantines es la clave de éxito para el crecimiento y desarrollo del futuro árbol.

Por lo cual se puede inferir que en esta etapa es importante la obtención de plántulas y plantines que puedan tener un crecimiento saludable.

En este contexto se conocen muchos factores que pueden llegar a ocasionar problemas de índole sanitaria en las especies leñosas, siendo los hongos y las bacterias, los más importantes como responsables de enfermedades. Es la etapa de vivero muy importante al momento de generar nuevas plantas, dado que es sabido que el estado sanitario de los plantines es la clave de éxito para el crecimiento y desarrollo del futuro árbol.

Los patógenos del sistema radical en la etapa de vivero son causales de daños y presentan una modalidad de ataque y difusión que son difíciles de predecir en su evolución cuando

pensamos en un vivero a campo o en cancha de cría. Esta situación encuentra aristas más fáciles de afrontar cuando iniciamos nuestro cultivo en contenedores (envases) debido a las técnicas y alternativas de manejo disponibles y utilizadas en la etapa de vivero.

Llegar a obtener plantines sanos y bien formados con especial atención al sistema radical en el inicio es el puntapié de una de las estrategias de manejo integrado de enfermedades, como también lo son lo referente a la sanidad de la semilla utilizada, o de las estacas, en caso de multiplicaciones asexuales, y de la calidad del sustrato donde se iniciará el proceso de generación de una nueva planta.

Enfermedades en etapa de vivero:

El vivero es el sitio destinado a la producción de plantines que presenten un crecimiento saludable que podrán sobrevivir y desarrollar de la mejor manera una vez establecidos en el terreno definitivo.

En esta etapa del sistema de producción, la aparición de enfermedades llega a constituirse en un problema cuando provocan pérdidas económicas, por lo tanto, se debe rápidamente identificar la causal de la enfermedad antes que llegue a proporciones o niveles de daño.

Los principales problemas sanitarios de origen biótico que suelen aparecer en los viveros forestales son los hongos y dentro de estos, los más relevantes son los que constituyen el complejo Damping –off o Mal de los almácigos y la o moho gris causada por el patógeno *Botrytis cinerea*.

## ¿Cómo se desarrollan estas enfermedades en un vivero?

En general existen diferentes medios para que los patógenos lleguen, se instalen, desarrollen y se difundan en nuestro vivero.

Se introducen a partir del sustrato contaminado que usamos, del agua de riego utilizada, por las herramientas no desinfectadas, por el uso de envases o contenedores reutilizados no adecuadamente limpios y /o no desinfectados y por los mismos órganos de multiplicación utilizados, ya sea semilla o estacas que presentan el patógeno en sus estructuras.

Estas diferentes vías de ingreso a nuestro vivero hacen de la necesidad de conocer el origen del problema a efectos de poder diagramar nuestro plan de manejo y / o control de las enfermedades.

## Patógenos de las semillas en especies forestales

En la etapa de siembra de las diferentes especies forestales, los patógenos vehiculizados por las semillas son importantes porque pueden llegar a atacar antes o durante la emergencia de las plántulas, incluyendo plantas de hasta dos años de edad desde que se inició el almacigo, causando en las diferentes etapas síntomas característicos del *Damping off*.

Es importante en la etapa de almácigo y vivero contar con herramientas que faciliten su diagnóstico, es así como en las primeras fases, el mismo se hace difícil porque la semilla no es visible y es precisamente en la germinación de las mismas cuando la enfermedad puede llegar a propagarse rápidamente dentro de nuestro establecimiento.

Es entonces cuando aparecen diferentes situaciones, una de las más frecuentes es la no aparición de las plántulas, en este caso se pueden pensar en diferentes problemáticas como que hubo fallas en la siembra al no encontrar la semilla en el mismo almácigo o bien, se logra localizar a la semilla pero esta no ha germinado, y ello podría ser debido a la aparición de síntomas típicos de podredumbre o a la presencia de micelio fúngico que se encuentra cubriendo a la semilla, desarrollándose a posterior la enfermedad.

El *Damping off* afecta a las plántulas tanto en almácigos al aire libre como bajo cubierta, y se vincula estrechamente a la baja calidad de la semilla utilizada, como también a prácticas culturales inadecuadas que facilitan la instalación y dispersión de la enfermedad en nuestro vivero.

Es interesante considerar que el Mal de los almácigos es producido por un complejo de patógenos que pueden infectar de manera individual o colectiva, entre los géneros fúngicos más importantes se encuentran ***Fusarium spp***, ***Rhizoctonia spp*** y ***Sclerotium spp***, y los géneros ***Pythium spp*** y ***Phytophthora spp*** que actualmente son considerados pseudohongos pertenecientes al Reino Protista.

Diagnosticar correctamente y conocer cuáles son los patógenos presentes en nuestro almácigo es importante a la hora de tomar decisiones acerca de las posibles prácticas o herramientas disponibles para evitar la aparición de la enfermedad, y por lo tanto minimizar las pérdidas de plantas y con ello el aumento en el costo de producción en la etapa de almácigo, dado que el fracaso en esta fase conlleva a tener que realizar nuevas siembras.

Entre los factores a considerar, se encuentra el ambiente, como elemento disparador y condicionante de las enfermedades en nuestro almácigo y vivero, resulta importante considerar las condiciones ambientales dado que se parte de la consigna que al ser un sistema pensado para lograr un crecimiento adecuado de las plantas, se busca optimizar todos aquellos factores ambientales, por lo tanto pensar en diagramar desde el suelo o sustrato para obtener un medio con características físicas y químicas ideales, libre de microorganismos patógenos, en un espacio donde se pueda regular la incidencia de la luz solar, la temperatura, los niveles de humedad y naturalmente la disponibilidad de todos aquellos nutrientes esenciales para el crecimiento y desarrollo de nuestros plantines.

Es interesante considerar, por lo tanto, los potenciales factores que pueden favorecer a la aparición de enfermedades, dentro de estos se hallan los relacionados al clima, como ser las temperaturas medias, la elevada humedad y la poca incidencia del viento, son ideales para el desarrollo de muchas enfermedades.

Otro factor interesante a tener en cuenta es la densidad de plantas en el almácigo, lo cual favorece a la aparición de enfermedades, básicamente relacionado con el microclima que se genera entre los plantines a altas densidades.

No menos importante al momento de pensar en nuestro almacigo, es la utilización de varias especies forestales estrechamente relacionadas con igual base genética, que se desarrollaran con la misma edad y en las mismas condiciones de crecimiento, todo esto naturalmente condiciona a la posibilidad de enfermedades.

## Hongos de la semilla

Cuando planificamos el almácigo y posterior vivero de nuestras diferentes especies forestales, es importante considerar la posibilidad que la semilla que utilicemos sea el elemento clave en la dispersión y aparición de enfermedades en general y del *Damping off* en particular. Es menester considerar que esta última, se caracteriza por afectar las semillas, en especial durante el proceso de germinación, y durante la etapa de plántula, tanto en preemergencia afectando a la propia semilla y a las semillas en proceso de germinación pero antes de su aparición por encima de la línea del suelo o sustrato, y en postemergencia, afectando a las plántulas jóvenes antes que se produzca la lignificación de los tallos.

En este punto, es importante no olvidar que las semillas son el material inicial de nuestro sistema productivo, pero a su vez la semilla es una fuente que contiene sustancias de alto valor nutritivo (almidón, proteínas y aceites) que las hacen atractivas para diferentes organismos que pueden aparecer.

Si bien la posibilidad de aparición de problemas de origen patológico va cambiando a partir del tiempo de vida de la misma semilla, esto hace que también cambie o varíe el tipo de infección que puede ser localizada de manera interna o externamente.

Además las semillas pueden contener las denominadas “barreras propias” a la infección, como es la presencia de una cubierta seminal dura o que sea portadora de sustancias químicas que actúan como protectoras a las infecciones.

Las semillas que se encuentran en un estado de inmadurez fisiológica, o son viejas o están dañadas, son eventualmente más susceptibles a las infecciones, por considerarlas con menos protección natural frente a un lote de semillas maduras, jóvenes y sanas.

En este contexto la aparición de procesos infecciosos son los responsables del deterioro en la etapa de almacenamiento de las semillas, sumado a las altas temperaturas y altos contenidos de humedad.

Estas circunstancias son beneficiosas para la presencia de los llamados “*seed borne*”, conocidos por ser hospedantes específicos, estrechamente asociados con una o pocas especies forestales, mientras que existen otros *seed borne* que pueden infectar a un amplio rango de especies arbóreas. Es interesante conocer que existen hongos en esta categoría que no causan daño a la semilla misma, solamente a las plántulas más desarrolladas, por lo tanto, en esta situación las semillas son el vehículo para la dispersión del patógeno más que su fuente de alimentación, estos son los denominados “*seed transmission*”.

Cuando los patógenos producen enfermedad en las semillas conducen a un deterioro, que a menudo se pone de manifiesto por la pérdida o reducción del denominado vigor de la misma semilla en la etapa de germinación o a posterior, en la etapa de crecimiento de la plántula.

Por consiguiente, la semilla es considerada una manera muy efectiva de transporte de patógenos a grandes distancias, en particular los hongos asociados a las semillas de muchas especies forestales pueden actuar como patógenos y saprófitos, pueden infectar de manera interna las estructuras de la semilla, resultando en destrucción del endosperma y embrión o bien estar contaminando a la cubierta seminal.

La transmisión de hongos a través de las semillas en los forestales es una de las causas que impiden la producción de plántulas, siendo las especies de Coníferas las más estudiadas en referencia a la asociación con las semillas y el efecto de la población fúngica en el proceso de germinación y desarrollo de las plantas.

Las semillas son colonizadas por patógenos en el campo, en el árbol que actúa de semillero y en todas las operaciones que siguen: cosecha, secado y que es cuando precisamente se ve afectada la calidad, la reducción de la capacidad germinativa y es causal de la enfermedad conocida como *Damping off* o Mal de los Almácigos.

El mecanismo de transporte y diseminación de los patógenos en las semillas puede ocurrir de dos maneras: a) Externamente con la semilla, es decir acompaña a la semilla, o con restos vegetales y partículas del suelo, y b) Internamente como patógeno de la semilla.

Cuando hablamos de un transporte de manera externa el patógeno se haya adherido a la semilla en su superficie, sin infectarla, esta situación se puede considerar de fácil solución a través del manejo con productos utilizados para el tratamiento de las semillas. Los patógenos que acompañan a las semillas y por lo tanto no están asociados necesariamente a la misma, como por ejemplo diferentes estructuras fúngicas del género *Fusarium spp* que se mezclan con el lote de semillas o en partículas de suelo infestadas adheridas.

En el caso de transporte de patógenos ubicados internamente, estos se encuentran protegidos y se ubican de preferencia en áreas del endosperma y embrión, como también en el tegumento de la semilla, causando destrucción de los cotiledones.

Ciertos “*seed borne*” patógenos causan enfermedades en las semillas pero no tienen efecto sobre los estados posteriores de desarrollo de los árboles, para citar un ejemplo, hay patógenos en Coníferas que tienen la categoría de *seed borne*, por lo tanto son considerados un peligro latente si los patógenos son introducidos y se establecen en áreas o regiones donde no son nativos, como puede ocurrir con ***Sphaeropsissapinea (Diplodiapinea)***, que se asocia con los conos y semillas de diferentes especies de *Pinus spp*.

Al momento de realizar la siembra de nuestro almácigo forestal, y transcurrido unos días se observan las emergencias de las plántulas, al cabo de cierto tiempo, que en términos generales son 50 días desde la siembra, se puede observar que las plántulas se vuelcan por un daño a la altura del sustrato, cuya sintomatología es acorde a una necrosis o muerte del tejido, si se realiza la extracción de la plántula con dicha necrosis se podrá observar la radícula totalmente necrosada y con aspecto de podrida, con nulo desarrollo de raicillas, motivo por el cual las

plántulas sucumben y vuelcan por la imposibilidad de absorber los nutrientes necesarios y el agua del suelo. Este proceso descrito es irreversible, lo cual conlleva a replantar nuevos almácigos, que redundan en mayores costos y el consiguiente retraso de las tareas posteriores.

Pautas de manejo y tratamientos de las semillas:

Al pensar en tratar las semillas de nuestras especies forestales, hay que considerar que el tratamiento presenta tres funciones principales y que son:

- 1) Se busca la protección a las semillas y a las plántulas contra los patógenos que causan podredumbres, marchitamientos y posterior caída o vuelco de plántulas en el Mal de los Almácigos.
- 2) Se busca la protección a los cultivos contra las enfermedades causadas por los diferentes patógenos de las semillas, e impide por lo tanto el comienzo de una epidemia por la baja o reducción de inóculo inicial.
- 3) En el caso de no realizar una desinfección o esta es ineficaz, la posibilidad de proteger a las semillas de los patógenos que normalmente habitan el suelo.

Asimismo, es importante reconocer que sembrar semillas sanas, pero sin haberlas tratado, no garantiza una buena población de plantas, debido a que en propio suelo conviven poblaciones de patógenos capaces de colonizar a nuestras semillas.

## **Pautas de manejo de enfermedades en almácigos y viveros de especies forestales**

Antes de comenzar con las pautas de manejo, estimo conveniente reconocer la importancia que adquiere un programa de manejo, en el mismo se definen los objetivos a alcanzar para lograr éxito en el tiempo.

Entre los objetivos se encuentran:

- 1) Poder definir y conocer la unidad de manejo, en nuestro caso el almácigo y/o vivero forestal.
- 2) Conocer la enfermedad a manejar, que o cuales patógenos están involucrados, sus ciclos de vida, sus estructuras infectivas o de resistencia, las condiciones ambientales óptimas para su desarrollo.
- 3) Determinar las medidas posibles de manejo, es decir que se encuentren disponibles y que hayan sido fehacientemente probadas,
- 4) Estimar la necesidad y el momento más adecuado para llevar adelante las medidas seleccionadas para el manejo y
- 5) Definir la mejor combinación de medidas, es importante reconocer que en un manejo de enfermedades no existe una sola medida, sino que la combinación de varias resulta más eficiente.

El Manejo Integrado de Enfermedades (MIE) es la combinación de diferentes tipos de control, como el genético, el cultural, el biológico y el químico.

En los diferentes tipos de control encontramos diversas herramientas capaces de ser utilizadas para el manejo de la enfermedad, es así que en un control biológico lo que se busca es poder utilizar uno o más organismos para reducir la densidad de la población objeto del manejo, para el caso de un control químico, es menester seleccionar el producto químico que presente menor toxicidad y mayor selectividad al momento de actuar contra la enfermedad, mientras que en el caso del control cultural, las medidas de índole mecánica, como ser la eliminación manual de partes enfermas o atacadas de las plantas y la posterior quema resultan ser eficaces.

En la etapa de vivero forestal, es muy importante conocer las condiciones ambientales que se asocian a la fisiología de nuestras especies forestales, también aquellas relacionadas al patógeno que va a desarrollar la enfermedad.

Asimismo el manejo de factores propios del sistema de producción de plántulas es fundamental para la prevención y el control de la enfermedad, entre ellos se encuentran: la humedad del aire, los excesos hídricos, el uso de un sustrato esterilizado, la alta densidad de plántulas, mal manejo de la fertilización, esto provoca el desarrollo de tejido vegetal más acuoso y tierno que lo hacen más susceptible a la colonización por parte del patógeno.

## **Aspectos relacionados al manejo de enfermedades en viveros forestales**

Existen varios factores a considerar a efectos de minimizar la presencia o los problemas causados, por las enfermedades en los viveros forestales, entre los más importantes a tener en cuenta son:

1) Elección del sitio para instalar nuestro vivero: en términos generales evitar zonas o áreas demasiadas sombreadas, esto favorece a que la humedad del aire sea muy alta.

2) Que el sitio tenga buena insolación y ventilación, dos factores muy importantes y necesarios para lograr una rápida evaporación del agua y que los plántulas no sufran etiolación por falta de luz.

3) Que el suelo y/o sustrato a utilizar presenta un buen drenaje del exceso de agua, tanto de riego como de las precipitaciones.

4) Densidad de plantación y separación de las plántulas por especie, por edad, por estado sanitario, en este último caso es importante poder aislar rápidamente aquellas plántulas enfermas a fin de evitar posible transmisión a plantas sanas dentro del mismo almácigo o vivero.

5) Utilización de envases: en este ítem va a depender de la especie forestal, de su porte, de su velocidad de crecimiento, etc. Es decir, que el uso de envases adecuados va a estar sujeto al tiempo en que la plántula va a permanecer en el vivero, reconociendo la importancia del adecuado crecimiento de la parte aérea como también del sistema radical que condiciona a futuro

el desarrollo del árbol en el sitio final de implantación. En el tema envases, la reutilización de los mismo es una práctica habitual, pero es necesario recordar la importancia de la higiene y desinfección de los mismos con sustancias como el hipoclorito de sodio o el sulfato de cobre.

6) Sustrato: el mismo debe estar desinfectado para eliminar las posibles estructuras fúngicas presentes, se han utilizado para ello sustancias químicas altamente tóxicas y que causan el denominado “vacío biológico” en el sustrato, por la muerte de organismos tanto patógenos como no patógenos.

7) Riego: este factor es sumamente importante al momento de diagramar el vivero, pues es necesario tener disponibilidad de agua en cantidad y en calidad de la misma.

## ***Botrytis cinerea*, un patógeno de almácigos y viveros forestales en sistemas bajo cubierta**

Con el desarrollo de los sistemas de producción de plantines bajo cobertura, en condiciones controladas por el hombre, aparece como potencial problema este patógeno, el cual es agresivo y polífago, siendo capaz de infectar a un gran número de hospedantes.

Es un hongo adaptado a las regiones templadas, y cuando ataca a las plántulas en almácigos y viveros causa severos daños y por ende pérdidas de ejemplares.

El hongo comúnmente infecta a las ramificaciones y brotes jóvenes, que se caracterizan por poseer tejidos suculentos y tiernos, desarrollando su micelio de color grisáceo que va colonizando a la plántula.

Es precisamente con altos porcentajes de humedad en el ambiente de la cobertura que encuentra el hongo las condiciones propicias para su desarrollo, generando gran cantidad de esporas, elementos de diseminación, que son dispersadas dentro de la cobertura y por lo tanto generan grandes infecciones entre las plantas.

Otra característica de este patógeno es que posee la capacidad de generar cuerpos de resistencia, llamados esclerocios, que permiten al patógeno pasar la etapa invernal, y que, al tener condiciones óptimas en la próxima temporada, genera nuevos ciclos de infección.

Esta problemática va muy unida al manejo del clima de la cobertura, básicamente en lo que se refiere a ventilación para favorecer el recambio del aire y la disminución de la humedad dentro de la estructura, y además evitar la condensación del agua en el techo, esto es porque al caer las gotas de agua sobre las plantas infectadas con el hongo se produce un desprendimiento y diseminación de las esporas que constituyen la fuente de inóculo de *Botrytis spp.*, con lo cual se extiende el problema a más plántulas en nuestro almacigo y/o vivero.

Otra de las medidas posible de realizar es la disminución en la densidad de plantas a fin de favorecer una mayor circulación del aire, en referencia al contenido de humedad es necesario ajustar adecuadamente los aportes de agua a través del riego, siendo recomendado realizarlo durante las horas de la mañana para garantizar una menor condensación dentro del sistema.

## Roya en estaqueros de salicáceas

El cultivo de Salicáceas, álamos y sauces, constituye un importante grupo de especies forestales implantadas en nuestro país, definiendo áreas o zonas típicas para su cultivo con importante superficie cultivada.

Las plantaciones son realizadas a partir de material de origen asexual, denominadas estacas, las cuales deben presentar ciertas características para inicial exitosamente la etapa de vivero para llegar a obtener plantines de aproximadamente dos años que lleguen a plantación definitiva con buena calidad sanitaria, base sustentable para iniciar la producción forestal.

En este contexto, uno de los problemas más grave que puede aparecer en nuestro material de iniciación es la enfermedad de origen fúngico denominada Roya causada por el género *Melampsora spp.*

Este hongo se caracteriza por causar infecciones en el follaje de las estacas, quienes presentan áreas de coloración amarillentas – anaranjadas que toman el nombre de pústulas, las cuales tienen aspecto pulverulento y constituyen el signo de la enfermedad.

Este follaje infectado, con el paso del tiempo y el desarrollo del patógeno induce al plantín a presentar síntomas característicos como manchas oscuras, necrosis en las hojas, las cuales se necrosan, mueren y caen de la estaca de manera prematura en referencia a la estación de crecimiento.

Es importante considerar que la utilización de clones susceptibles, cultivados bajo una estructura de monocultivo favorece a la aparición de la enfermedad, más aún si sumamos a esto altas densidades de plantación y escaso a nulo movimiento de aire, lo cual no nos garantiza una buena aireación entre plantines, constituyendo todos factores que predisponen a la infección por *Melampsora spp.*

Además, la severidad del ataque varía también con las condiciones climáticas que se suceden en la época de crecimiento, como también con la disponibilidad de nitrógeno y potasio en el suelo.

Si consideramos los daños que causa este patógeno en los plantines de salicáceas, el más relevante es la defoliación (caída de hojas) durante el verano, con lo cual se desencadenan una serie de fenómenos negativos al momento de garantizar la calidad del material, entre ellos podemos mencionar el aumento de la susceptibilidad a daños por bajas temperaturas en época invernal, el retraso en la brotación en la siguiente temporada de crecimiento, y una mayor susceptibilidad a condiciones de estrés ambiental, por lo cual todo favorece la aparición de patógenos secundarios.

También se ha demostrado que las infecciones por *Melampsora spp* causan alteraciones en las raíces de las estacas de álamos y sauces, puesto que existe una relación estrecha entre pérdida de hojas por la enfermedad con el crecimiento y desarrollo del sistema radical de las plantas jóvenes.

Las raíces crecen en función del carbono producido por el sistema foliar, los productos por lo tanto deben estar moviéndose desde las hojas hacia las raíces a lo largo de la estación de

crecimiento, esto genera reservas que se van acumulando en las raíces, lo cual garantiza el rebrote de las yemas foliares al inicio de la siguiente temporada.

En estaqueros afectados por roya las plantas pierden esas reservas, quedando sólo las que se acumularon en el sistema radical, por lo tanto el crecimiento inicial en la temporada siguiente es más lento por el efecto negativo de la enfermedad que sucede cada año.

En referencia al manejo se recomienda el uso de material de iniciación que presente resistencia, como también la aplicación de determinados productos agroquímicos (fungicidas de acción sistémica).

## Referencias

- Cram, M.M., Frank, M.S. & Mallams, K.M. (2012) *Forest Nursery Pest* (Revision). Agriculture Handbook Number 680 – U.S. Department of Agriculture. pp. 212. Disponible on-line: [https://www.fs.fed.us/rm/pubs\\_series/wo/wo\\_ah680.pdf](https://www.fs.fed.us/rm/pubs_series/wo/wo_ah680.pdf)
- Cortizo, S., Mema, V., Graciano, C., Abbiati, C. & Guiamet, J.J. (2006). Efecto de la roya del álamo sobre el follaje y el crecimiento. Actas Jornadas de Salicáceas 2006. Argentina. pp. 207-214. Disponible on-line: [https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/39506/mod\\_resource/content/1/Royas\\_Alamos\\_efecto\\_en\\_follaje\\_y\\_crecimiento.pdf](https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/39506/mod_resource/content/1/Royas_Alamos_efecto_en_follaje_y_crecimiento.pdf)
- Dummel D.M., Agostini, J.P. & Eskiviski, E.R. (2006). Determinación de patógenos de *Pinus taeda* presentes en condiciones de vivero y forestación en Misiones. XII Jornada Forestales y Ambientales FCF UndM. Eldorado, Misiones, Argentina. FCF-UNaM, EEA Montecarlo. p 7.
- Maloy, Otis C. (1993). *Plant Disease Control, Principles and Practice*. John Wiley & Sons. pp. 346.
- May de Mio, L.L. & Ruaro, L. (2008). Métodos de avaliacao da ferrugem do álamo e eficiencia de fungicidas no seu controle. *Revista Árvore*, 32(5), 837-844. Disponible on-line: <https://www.scielo.br/lj/rarv/a/xnCryhYwWtMHNPFBfZT7Q4g/?lang=pt>

# CAPÍTULO 14

## Enfermedades de las plantas herbáceas en vivero

*Cecilia I. Mónaco*

En el presente capítulo se describirán las principales enfermedades de las plantas herbáceas, en particular las que se utilizan para la propagación en prácticas de vivero, actividad en general de carácter intensivo en su tipo de producción, es común encontrar una gran diversidad de patógenos que afectarán las distintas partes vegetales que utilizamos para la propagación.

### **Peste negra del tomate**

La distribución de esta enfermedad es mundial. Los principales hospedantes son tomate, pimiento, lechuga, alcaucil, apio, crisantemo y muchas especies de Mono y Dicotiledóneas. Su amplio rango de hospedantes es único entre los virus fitopatógenos en cultivos intensivos y extensivos.

Los síntomas son variados en tomate, dependiendo fundamentalmente de la época en que se produce la infección. Las hojas jóvenes tienen tamaño reducido, deformaciones y color violáceo sobre todo en el envés. Puede aparecer un mosaico en hojas desarrolladas, manchas necróticas y cloróticas y necrosis superficial que les da aspecto bronceado y estrías necróticas. Disminuye el tamaño de la planta, llegando a un marcado enanismo en infecciones muy tempranas. Puede haber necrosis de brotes. Los frutos presentan anillos y halos cloróticos.

En cuanto a su etiología es un conjunto de especies diferentes de *Tospovirus*: -Tomato spottedwilt virus – TSWV (Buenos Aires y Río Negro). -Tomato chlorotic spot virus – TCSV (NEA)-Ground nutring spot virus – GRSV (Cuyo, Córdoba, La Rioja y NOA).

Son partículas esféricas, envueltas de 90-100 nm de diámetro, con RNA de cadena simple en tres partículas flexuosas o nucleocápsides. Los parámetros son: Estabilidad en savia: (Punto de inactivación termal) PIT - 45°C, longevidad *in vitro* – 5 horas baja concentración de viriones en savia y viabilidad en restos vegetales: pocos días.

En cuanto a su epidemiología, las fuentes de infección son las plantas enfermas; otros cultivos, sobre todo pimiento, tomate, lechuga, ornamentales; malezas y los vectores. Es transmitido por trips de manera persistente propagativa. Se multiplica en el vector, que lo

adquiere como larva de 1º estadio y lo transmite recién cuando llega a adulto, durante toda su vida. El vector más eficiente es *Frankliniella occidentalis*. En Argentina existen otras dos especies vectoriales: *Frankliniella schultzei* y *Thrips tabaci*. No se transmite a la descendencia. La transmisión a campo, no es por contacto, ni por semillas, ni por polen. Persisten cultivos susceptibles y malezas. En cuanto a los daños, puede llegar a ser una enfermedad devastadora. En 1995 se determinó la declaración de la emergencia agropecuaria en el Cinturón Hortícola Platense.

## Mosaico del tabaco

Se encuentra distribuido en todo el mundo. El virus del mosaico del tabaco, a pesar de su limitada importancia económica, ha desempeñado un rol fundamental en el estudio y adelanto del conocimiento de los virus. Fue Ivanowski en Rusia, en 1892 quien estableció por primera vez la importancia de los virus como agentes causantes de enfermedades de las plantas, al estudiar al que causaba el mosaico del tabaco. Es uno de los virus más polífagos y además de al tabaco afecta al apio, berenjena, cebolla, coliflor, papa, pimiento, remolacha, tomate y soja entre otros, y se presenta en todos los viveros.

La variación de síntomas es muy grande, dependen fundamentalmente de la raza del virus, la susceptibilidad y la edad de la planta y las condiciones ambientales.

En general, las variedades susceptibles muestran síntomas progresivos en forma de decoloración de las hojas jóvenes, que aparecen a la semana de la infección, seguido de un moteado en forma de mosaico de áreas verdes de diferente intensidad. Las plantas infectadas normalmente presentan un crecimiento reducido y anormal, con hojas más pequeñas y deformadas. Las plantas afectadas en fase avanzada desarrollan los síntomas solo en las hojas apicales.

En cuanto a su etiología: Tobacco mosaic virus / Tobacco mosaic tobamovirus

Son partículas en bastoncillos rígidos. Su genoma está constituido por un ARN de cadena simple de polaridad positiva.

Epidemiología, como todos los virus, es un patógeno obligado que sólo puede vivir y multiplicarse dentro de células vivas. Este virus es extremadamente infectivo y se mantiene viable por muchos meses, incluso años, en los restos de cosechas y en tabaco almacenado.

Infecta a las plantas a través de heridas o de los pelos radicales. Se transmite muy fácilmente a través de los medios mecánicos desde plantas infectadas (de tabaco o malezas) a plantas sanas. Las manos y la ropa de los trabajadores se contaminan durante la manipulación de material infectado, incluso los fumadores lo pueden adquirir de sus propios cigarrillos e inmediatamente transmitirlo a plantas sanas. Después del establecimiento del primer foco de infección, la diseminación entre plantas ocurre principalmente por jugos, mediante el contacto entre plantas, raíces o labores como deshoje y desbrote.

Este virus también puede ser transmitido por semillas a través de sus partes externas como cobertura, testa y en algunos casos por el endosperma pero no por el embrión.

## Oídio del tomate

Su distribución geográfica es en todo el mundo. En todas las regiones productivas del país. El hospedante es el tomate.

En el mundo hay 4 especies patógenas causantes de oídio en tomate. En el país hay dos: *Pseudoidiumneo lycopersici* (sinónimo *Oidium neolycopersici*) y *Leveillul taurica* (*Oidio psissicula*). La especie más agresiva y difundida es la primera, que surgió en los años 90 con la multiplicación de los invernaderos en el NOA, NEA y en Cinturón verde bonaerense. En Mendoza prevalece *O. sicula*, también difundido en otras provincias, pero no en el cinturón verde bonaerense. Pueden estar las dos en la misma región

En cuanto a los Síntomas y signos: *Pseudoidium neolycopersici*: el signo de la enfermedad es una eflorescencia blanquecina formada por micelio, conidióforos y conidios del patógeno (ectoparásito), al principio se ven como “manchas” circulares aisladas que luego cubren toda la hoja. También afecta tallos y cálices (no frutos). Bajo el signo hay síntomas de clorosis, luego se produce necrosis y defoliación. Mientras que en *Oidio psissicula*: se destacan los síntomas como manchas cloróticas angulosas en las hojas. El hongo es endofítico (el micelio desarrolla dentro) y el signo es tenue y está formado sólo por conidióforos y conidios que salen por las estomas del envés de las hojas. Hay necrosis y defoliación.

Es una enfermedad policíclica. Los conidios al madurar se liberan y alcanzan otros órganos de la planta o son llevados por corrientes de aire a plantas vecinas, a otros invernaderos o regiones. En contacto con superficie seca de la planta germinan, el tubo germinativo produce apresorio y atraviesan la cutícula, formando un haustorio dentro de las células. *P. neolycopersici* sólo se nutre de las células de la epidermis (ectofítico). *O. sicula* (semiendofítico) invade el mesófilo y se nutre también de sus células. Por ser hongos biótrofos se perpetúan en cultivos vivos escalonados: *P. neolycopersici* sólo de tomate y *O. sicula* en plantas voluntarias o en malezas.

Las condiciones predisponentes son: Temperaturas de 15 a 35°C, HR 60 a 95 % (mayor HR se condensa y no hay germinación con agua libre). *O. sicula* menos HR. Alta fertilización con N.

Reducen la superficie fotosintética de la planta y acortan su ciclo productivo, se forman frutos de mala calidad, al haber defoliación hay quemado de frutos por el sol.

## Mal de los almácigos o *Damping off*

Se puede afirmar que la distribución geográfica es mundial, siendo una enfermedad que suele estar presente en todos aquellos cultivos que requieren la realización de almácigo, previa a la implantación definitiva del cultivo. En este apartado se hará hincapié en las especies hortícolas y en el Capítulo 13 ya se realizaron las salvedades para las especies forestales.

Prácticamente todas las especies de plantas pueden estar afectadas por esta enfermedad. También puede presentarse en el campo, visualizándose en el surco de siembra cuando se implanta el cultivo directamente sin realizar almácigo previamente. Es una enfermedad importante sobre todo en especies hortícolas y forestales. Los patógenos pueden atacar a la semilla cuando está germinando o a las plántulas jóvenes. Los síntomas pueden ser: de **preemergencia**: al depositar la semilla en el suelo, esta no consigue germinar, o muere la plántula antes de emerger. Se observa la podredumbre de toda la semilla, o los embriones; o de **post-emergencia**: suelen aparecer días posteriores a la siembra, una vez que las plántulas emergieron. Las semillas que consiguen germinar, producen plántulas que suelen ser débiles. Se observa una podredumbre ascendente y/o estrangulamiento (constricción) a nivel del cuello de la plántula, con o sin lesión necrótica, produciéndose la caída y muerte de la plántula y Top Killing (típico en el cultivo de berenjena). Cuando las plantitas tienen unos 10-15 cm de altura aparece una necrosis en el brote terminal que se extiende hacia la parte inferior de las mismas.

El signo está constituido por una florescencia blanco-grisácea, gris o castaño (micelio) dependiendo del patógeno sobre el suelo, semillas y plántulas

En cuanto a la etiología: varios géneros de hongos de suelo o microorganismos similares a los hongos son capaces de causar el *damping off*, especialmente especies de los géneros *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Fusarium*, *Sclerotinia*, *Botrytis* y *Phytophthora*, especies del género *Alternaria* spp. cuando están presentes en las semillas también pueden causar *damping-off*. Los géneros causantes de esta enfermedad pueden producir micelio, elementos de resistencia, zoosporas y/o conidios.

Varias pueden ser las fuentes de inóculo: el suelo, los restos de materia orgánica, las semillas de mala calidad, el agua de riego. Los patógenos son fácilmente transportados desde suelos contaminados con el traslado de herramientas, de bandejas de germinación (no desinfectadas) con el movimiento del agua durante el riego, las manos y calzados de los productores. Los patógenos usualmente se dispersan en el suelo en forma radial formando manchones, desde un punto central donde muere la primera plántula, luego aparecen círculos donde aumenta el número de plántulas muertas. Cuando la siembra se realiza en bandejas (*speedling*) la muerte de las plántulas puede ser al azar, y las salpicaduras del agua durante el riego son las responsables de la dispersión del inóculo.

Las condiciones que favorecen la enfermedad puede ser la excesiva humedad acompañada de la falta de drenaje de los suelos, escasa circulación de aire, como así también las bajas temperaturas que retrasan la etapa de germinación. Para algunos hongos como las especies de *Rhizoctonia* las condiciones secas y temperaturas medias favorecen la presencia de la enfermedad.

## Podredumbre blanca o moho blanco

La distribución geográfica es en todas las regiones templado-frías y húmedas del mundo.

Afecta a más de 360 especies de plantas, distribuidas en diversas familias botánicas pueden ser afectadas por esta enfermedad. Entre las de mayor importancia económica podemos citar girasol, soja, maní, alfalfa, colza, papa, zanahoria, lechuga, berenjena, repollo, chaucha, apio, tomate.

El síntoma primario es una podredumbre blanda en las partes aéreas de los hospedantes, principalmente tallos, también pecíolos, hojas y órganos reproductivos. Como síntomas secundarios cuando la podredumbre se presenta en los tallos, puede observarse el marchitamiento de toda la planta, y también decoloración y enriado de los tejidos afectados.

El signo de esta enfermedad es muy característico, está constituido por abundante micelio blanco que se desarrolla sobre la superficie de los tejidos enfermos y esclerocios negros que varían en su forma y tamaño según el tejido afectado, el hospedante y la especie patógena. Pueden formarse tanto fuera como dentro del órgano vegetal involucrado.

En cuanto a su etiología: *Sclerotinia sclerotiorum* es el principal agente patógeno, también pueden presentarse *Sclerotinia minor* (principalmente en lechuga y maní) y *Sclerotinia trifoliorum* (en alfalfa). Se caracterizan por formar micelio blanco y esclerocios de color negro de diferente forma y tamaño, los de *S. minor* son muy pequeños. Los esclerocios originan apotecios conteniendo ascas y ascosporas (poco frecuente en *S. minor*).

El hongo sobrevive en el rastrojo y en el suelo donde permanece en forma de esclerocio. Dada las condiciones favorables (suelo húmedo y frío, 12 a 24°C) el esclerocio germina originando micelio y/o apotecios en los que se formarán las ascas y ascosporas. La germinación miceliar dará lugar a las infecciones de la corona y base del tallo de las plantas en cambio las ascosporas, dispersadas por el viento, podrán dar lugar a infecciones en las partes superiores de las plantas (por ej. podredumbre del capítulo en girasol). El tipo de germinación del esclerocio influirá en el área de dispersión del hongo, en el caso de la germinación miceliar el área queda reducida al lugar donde está el esclerocio, en cambio cuando se producen ascosporas, el viento puede llevarlas a grandes distancias ampliando así el área de dispersión.

La semilla también es una fuente importante de dispersión pudiendo estar infectada internamente con micelio y/o esclerocios de *Sclerotinia* spp. o contaminada con esclerocios.

## Cancro bacteriano del tomate

Esta ampliamente distribuido en todas las zonas productoras de tomate del mundo. En Argentina, desde 1966 hasta la actualidad se la ha encontrado en casi todas la provincias dónde se produce tomate. Es una enfermedad que causa graves pérdidas de rendimiento en los cultivos de tomate de todo el mundo. Se registraron epidemias en EEUU (1967-1968), Canadá (1980), Israel (2000), Japón, Bélgica e Islas Canarias (2010-2015).

La gran variedad de síntomas causados por *Clavibacter michiganensis subsp. michiganensis* (Cmm) pueden diferenciarse en función de si desarrollan infecciones sistémicas o localizadas. Si las infecciones se producen a partir del inóculo portado por la semilla o a través de heridas directamente en el tejido vascular, se observan los síntomas de las infecciones sistémicas. Si lo hace por heridas superficiales, como tricomas rotos, o aberturas naturales, como estomas o hidatodos, pueden aparecer primero los síntomas de infección localizada.

En la infección localizada se produce una necrosis en los folíolos de aspecto seco y color marrón claro, generalmente en el margen de la hoja que se curva hacia abajo; a veces aparece un halo amarillo entre la zona afectada y el tejido verde. Ocasionalmente el margen necrótico se ensancha y puede llegar a causar marchitamiento de folíolos y hojas. En los frutos los síntomas consisten en lesiones pequeñas (menos de 0,3 cm de diámetro), de color bronceado con halos blancos, llamadas manchas en “ojo de pájaro”, este síntoma puede permanecer como una infección superficial o bien invadir el xilema y alojarse en la semilla.

En la infección sistémica, el síntoma principal es el marchitamiento. Frecuentemente, en una etapa temprana en algunas hojas se observan zonas de un color verde-opaco y de aspecto húmedo o graso entre las nervaduras, que luego se secan. A medida que avanza la enfermedad, los folíolos a lo largo de un lado de una hoja se vuelven flácidos, perdiendo turgencia, mientras que el resto de la planta mantiene un aspecto sano; los productores denominan a este síntoma “hoja de trapo”. Los folíolos pueden marchitarse unilateralmente, lo que termina en la muerte de la hoja. El tejido vascular de los tallos infectados muestra una coloración amarillenta que luego cambia al marrón, especialmente en los nudos del tallo. La médula y el tejido vascular pueden tener aspecto harinoso. En los tallos y pecíolos, bajo ciertas condiciones de temperatura y humedad se forman los canchales de color marrón. En los frutos, los tejidos vasculares que se encuentran por debajo de la cicatriz del cáliz y las que conducen a las semillas pueden observarse de color amarillo oscuro a marrón.

Si bien el tomate puede ser atacado desde el estado de plantín hasta planta adulta, generalmente los síntomas causados por Cmm no se expresan en las plantas jóvenes, mientras que en las plantas injertadas, cuando las infecciones fueron ocasionadas por el uso de cuchillas contaminadas, puede ocurrir el marchitamiento temprano.

En cuanto a su etiología: *Clavibacter michiganensis subsp. michiganensis* (Cmm). Es una bacteria Gram +, aerobia y puede ser cultivada en diversos medios nutritivos.

Generalmente, el inicio de esta enfermedad o infección primaria se produce a partir de semillas infectadas internamente o infestadas superficialmente, constituyendo la fuente de inóculo primario más importante y puede transmitirse así a grandes distancias. Los plantines con infecciones latentes también pueden ser una fuente de inóculo importante cuyos síntomas se manifiestan a medida que avanza el cultivo. La multiplicación y dispersión bacteriana se ven favorecidas por el ambiente cálido y húmedo del invernadero durante la producción de los mismos.

Por otra parte, el patógeno puede sobrevivir en restos de plantas enfermas, tallos y raíces. Si bien la introducción del patógeno a un lote sano ocurre a través de las semillas, una vez instalado puede sobrevivir en rastrojos y ser éstos la fuente de inóculo primario más importante.

La bacteria también puede sobrevivir en malezas, bandejas de siembra, herramientas y tutores de madera que se reciclan para la campaña siguiente.

La diseminación de la bacteria de plantas enfermas a las sanas puede ocurrir por el contacto directo entre las plantas o a través de las herramientas de trabajo y las manos de los operarios durante las prácticas culturales como el desbrote, deshoje o tutorado. El ingreso a las plantas puede ocurrir a través de aberturas naturales como estomas, hidátodos o flores; heridas superficiales, como tricomas rotos; o bien por heridas que llegan al tejido vascular, como las que se producen en el momento de las labores culturales. En este caso se transmite al resto de las plantas en la hilera del cultivo. También pueden propagarse en la línea del cultivo a partir de los fluidos que se producen durante la gutación, incluso de plantas asintomáticas.

El período de incubación puede extenderse entre los 7 y los 21 días y la expresión de los síntomas depende, en general, de algunos factores como las condiciones ambientales, la densidad del inóculo, la edad y el estado nutricional de la planta.

## Marchitamiento bacteriano

La bacteria que ocasiona esta enfermedad es el agente causal del marchitamiento y muerte de cultivos de importancia económica de las regiones tropicales y subtropicales del mundo, presente también en algunas malezas. Su distribución es mundial.

En Argentina fue citada por primera vez en 1919 en cultivos de tomate y banano. Más tarde se la encontró en varias provincias de nuestro país en cultivos de tomate a campo y en invernadero, berenjena, papa y tabaco. También fue encontrada en maní, soja y en viveros.

La bacteria *Ralstonia solanacearum* se manifiesta de manera diferente según los huéspedes, distribución geográfica, patogenicidad, relaciones epidemiológicas y propiedades fisiológicas. Cepas patogénicas específicas de ciertos hospedantes pueden evolucionar en determinadas partes del mundo y no en otras, y se requiere que confluyan factores ambientales y biológicos para la expresión de síntomas en hospedantes susceptibles.

Los síntomas varían según los hospedantes: en tomate. Las hojas más jóvenes son las primeras que manifiestan síntomas de marchitamiento, normalmente en el momento más caluroso de día. Si las condiciones ambientales son favorables para el patógeno la planta entera se marchita rápidamente. Los tejidos vasculares del tallo muestran una coloración castaña y, al cortar, se observa exudado de color amarillo o blanco constituido por el signo. La planta genera raíces adventicias a lo largo del tallo como defensa al déficit hídrico provocado por la obstrucción de los vasos. En papa: el primer síntoma visible es el marchitamiento, la planta no se recupera y muere. Los síntomas de la enfermedad ocurren mediante el desarrollo de una coloración castaña en los tallos a unos pocos centímetros del nivel del suelo, y las hojas adquieren color bronceado.

Puede producir epinastia de los pecíolos. En los tubérculos los síntomas pueden o no ser visibles según el estado de desarrollo de la enfermedad. Cuando se cortan los tubérculos enfermos se observa un bronceado y una necrosis eventual del anillo vascular. El signo consiste en un exudado cremoso fluido que normalmente aparece en la superficie del anillo vascular después de unos minutos de cortar.

En cuanto a su etiología: *Ralstonia solanacearum* es una bacteria Gram-negativa, no fluorescente. Si bien las colonias no son fluorescentes pueden presentar un pigmento castaño en medios de cultivo complejos. La bacteria se multiplica fácilmente en el hospedante pero es de lento crecimiento in vitro, en relación a otros patógenos bacterianos.

La bacteria puede penetrar por estomas y heridas en raíces y tallos. Luego de un período de incubación que puede durar entre 5 a 7 días se produce la infección generalizada.

Puede permanecer en el suelo, agua de riego y lluvias, herramientas y movimientos de suelo. La propagación se realiza a través de semillas y tubérculos con infecciones latentes. La bacteria es severa con temperaturas entre 25-35 °C. Raramente aparece en climas templados con temperaturas inferiores a 10 °C. La alta humedad en el suelo y períodos de tiempo lluvioso están asociados a mayor severidad. La humedad de la tierra es uno de los factores principales para la reproducción y supervivencia del patógeno.

## Agalla de la corona

Desde el punto de vista económico, la agalla de la corona es una enfermedad particularmente seria en viveros, puesto que este puede ser un método de dispersar el agente patógeno causante de la enfermedad que es una bacteria. Esta vive en el suelo de manera que es clave evitar la introducción de la misma por medio de labores o materiales al cultivo, ya que la bacteria se suele establecer y perdurar en el suelo. La agalla de la corona es una enfermedad que se encuentra presente en todo el mundo, ataca plantas herbáceas y leñosas pertenecientes a 140 géneros pertenecientes a más de 60 familias, por lo que se la considera una enfermedad polífaga.

El síntoma consiste en la aparición de una agalla en la base del tallo o el cuello de la raíz y también en las raíces de las plantas. El agente causal es *Agrobacterium (Rhizobium) tumefaciens* una bacteria Gram (-) que tiene el plásmido Ti. Algunas bacterias tienen otro plásmido, el Ri e inducen la proliferación descontroladas de raíces, el agente causal se conoce como *Agrobacterium rhizogenes*. Los primeros síntomas consisten en proliferaciones celulares blancas esponjosas que aparecen a la altura donde el tallo entra en contacto con el suelo o en el cuello de la raíz. A medida que el tumor crece su superficie se retuerce y se nota que algunas células periféricas se afectan y mueren. El tumor puede rodear al tallo o la raíz o aparecer como un desprendimiento lateral unido por un tejido estrecho y friable.

En cuanto a su etiología: *Agrobacterium tumefaciens*, *A. rhizogenes*, *A. radiobacter* (no generan tumores).

*Agrobacterium* sp. es una bacteria Gram (-) que vive en el suelo por largos periodos de años. Cuando se cultivan plantas en suelos infectados la bacteria ingresa en la base del tallo o cuello de la raíz a través de heridas recientes que se producen por el crecimiento de la planta en el suelo o por labores culturales. Una vez en la planta los exudados que la planta libera de las heridas dispara la expresión de los genes del plásmido Ti, que entre otras cosas codifica para la síntesis de hormonas vegetales, lo que estimula división celular en las células circundantes. De esta manera se produce un crecimiento desorganizado de células que dan lugar a la formación de los callos que en muchas ocasiones afecta los tejidos de conducción. La susceptibilidad y/o sensibilidad de las especies, y la virulencia de los aislados son factores que condicionan los ataques de la bacteria y la gravedad de los mismos.

## Referencias

- Kado, C.I. (2002). Crown gall. *The Plant Health Instructor*. DOI:10.1094/PHI-I-2002-1118-01. Disponible on-line: <http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/prokaryotes/Pages/CrownGall.aspx>
- Mercure, P.S. (1998). Damping-Off. Disponible on-line: <http://www.naturalselectiondaylilies.com/dampoff.html>
- Pérez, W. & Forbes, G. (2008). *Manual Técnico: El tizón tardío de la papa*. Centro Internacional de la Papa, Perú. pp. 41. Disponible on-line: <http://cipotato.org/wp-content/uploads/2014/08/004271.pdf>
- Perry, E. J. (2006). *Pest Notes: Damping-off Diseases in the Garden*. UC ANR Publication 74132. Disponible on-line: <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/PESTNOTES/pn74132.html>
- Schumann, G.L. & D'Arcy, C. J. (2000). *Late blight of potato and tomato*. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2000-0724-01. Disponible on-line: <http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/fungi/Oomycetes/Pages/LateBlight.aspx>
- Sherwood, J.L., German, T.L., Moyer, J.W. & Ullman, D.E. (2003). Tomato spotted wilt. *The Plant Health Instructor*. DOI:10.1094/PHI-I-2003-0613-02. Disponible on-line: <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/viral/pdlessons/Pages/TomatoSpottedWilt.aspx>
- Sistema Nacional de Vigilancia y Monitoreo de Plagas. *Phytophthora infestans*. Disponible on-line: <http://www.sinavimo.gov.ar/plaga/phytophthora-infestans>
- Sistema Nacional de Vigilancia y Monitoreo de Plagas. Tomato Spotted Wilt Virus. Disponible on-line: <http://www.sinavimo.gov.ar/plaga/tomato-spotted-wilt-virus-tswv>
- The American Phytopathological Society [www.apsnet.org/publications/Pages/default.aspx](http://www.apsnet.org/publications/Pages/default.aspx)
- Zitter, T.A., Daughtrey, M.L. & Sanderson, J.P. (1989). Tomato Spotted Wilt Virus. Fact Sheet Page: 735.90. Cooperative Extension • New York State • Cornell University. Disponible on-line: [http://vegetablemdonline.ppath.cornell.edu/factsheets/Virus\\_SpottedWilt.htm](http://vegetablemdonline.ppath.cornell.edu/factsheets/Virus_SpottedWilt.htm)

# CAPÍTULO 15

## Ciclos productivos y legislación

*Gustavo Esteban Gergoff Grozeff y María de los Ángeles Romero*

Un vivero puede ser definido como el establecimiento dedicado a la producción, comercialización o introducción de plantas o sus partes, destinadas a la propagación o multiplicación. Las plantas producidas son para la venta o para nuevas plantaciones (forestales, ornamentales o frutales).

Tipos de viveros de acuerdo a las especies que se cultivan pueden ser: a) ornamentales de exterior e interior, b) frutales, c) forestales o los que producen varias especies denominados polifíticos. También pueden ser permanentes o transitorios estos últimos realizan una o dos temporadas para abastecer una plantación forestal o frutal y luego desaparecen.

Los componentes de un vivero se dividen en: 1) Fundamentales y 2) Complementarios:

### **1) Fundamentales**

a) Ubicación b) selección del sitio, c) calidad del suelo d) fuentes de agua

- a) Tener presente vías de acceso pavimentadas, buenos caminos, cercanía a rutas
- b) Terrenos protegidos de los vientos, sin sombra naturales sobre el lugar de producción. Superficie plana y con buen drenaje y escurrimiento. Que sea lo más homogéneo posible, para facilitar el manejo del riego -en caso de que sea por método gravitacional- para lograr uniformidad en el cultivo.
- c) Siempre es útil hacer una o más calicatas, dependiendo del tamaño y homogeneidad de la superficie a usar, para observar el perfil del suelo, la textura, y estructura. Deben haber buenas condiciones para el desarrollo de las raíces y que no existan impedimentos físicos.

También es importante conocer la historia del lote: cultivos precedentes o campo natural. Este punto es de vital importancia para el diagnóstico de plagas, enfermedades o malezas que pueda haber en el suelo. Hay que tener en cuenta que muchos viveros extraen una parte importante del suelo para el envasado del material para la venta, por lo que las condiciones fitosanitarias del mismo deben ser controladas previamente.

- d) Contar con agua en cantidad permanente, que no sea salada, sucia o contaminada. Es importante prever su disponibilidad continua. Su uso racional por tratarse de un recurso no renovable y escaso en épocas de sequía donde las napas están bajas. Deben estar

preparadas para cubrir voluminosas producciones y una orientación tendiente a la mecanización de las diferentes actividades llevadas a cabo en el proceso productivo.

Riego pueden utilizarse la mayoría de los sistemas de riego: goteo, microaspersión, miniaspersión y gravitacional; siempre que se mantenga permanentemente en capacidad de campo la zona explorada por las raíces. Este punto será de importancia a la hora de decidir la forma de riego junto con un análisis exhaustivo de pH, conductividad, presencia de carbonados, sodio y metales que podrían ser tóxicos para ciertas especies (por ejemplo el exceso de boro, a pesar de ser un micronutriente, en determinadas concentraciones puede llegar a ser tóxico).

**2) Complementarios:** a) cortinas, b) calles y caminos internos, c) sectores productivos, d) maquinarias, e) galpones y f) sector de terreno en descanso para rotaciones.

Una vez definidos los factores fundamentales, se realiza la selección de la/s especie/s. Según las condiciones agroecológicas de la zona, el tiempo necesario para su producción, comercialización y demanda del mercado y se planifica la distribución de cada uno de los sectores del vivero.

- a) La cortina forestal bien ubicada protege al suelo, al cultivo de la desecación y de los daños que produce el viento. Debe estar orientada del lado de los vientos predominantes y ser permeable de manera que no impida el paso del viento, sino que aminore su velocidad.
- b) Calles que permitan el paso de la maquinaria o tractor para el traslado de plantas. Caminos para el tránsito con carretillas y herramientas menores. Esta disposición se puede adaptar según el sistema de riego utilizado.
- c) Sectores productivos: van a depender de la/las especie/s en producción. Vamos a definir los imprescindibles para producir en general:

**Almacigueras:** espacio que brinda las condiciones necesarias para la germinación de las semillas y el desarrollo posterior del plantín.

Se pueden realizar en el suelo, en cajones, en bandejas de germinación con celdas separadas (speedling). Pueden ser protegidos en invernaderos, túneles o media sombra (Figura 15.1).

**Figura 15.1**



*Nota.* Ejemplos de almacigueras en donde se pueden propagar plantas por estaca o semillas. En ambos casos se trata de almacigueras para semillas. A la izquierda se observan plántulas de *Poncirus trifoliata* L. ("Naranja trifoliata") con sustrato y envases individuales y a la derecha semillas de *Carya illinoensis* K. Koch ("Pecán") en sustrato de arena y perlita. (Fuente propia).

Las almacigueras también pueden utilizarse para enraizamiento de estacas, sobre todo de especies de bajo porcentaje de enraizamiento, para luego poder seleccionar las que han formado primordios radicales y ser llevadas a otro envase o a fila de vivero.

**Canteros para ubicar macetas con plantas** (recién repicadas del almacigo). Con un tamaño de 2 m de ancho y largo variable según el nivel de producción.

**Filas de vivero:** lugar donde algunas especies pasan a completar su crecimiento antes de la venta. Pueden venir del almacigo, de la fosa de estratificación o haber sido sembradas o plantadas directamente en el lugar.

**Invernaderos:** son estructuras independientes diseñadas de manera que el espacio se utilice en forma adecuada con pasillos y bancos de propagación, de tamaños variables. Cubiertas con polietileno o fibra de vidrio.

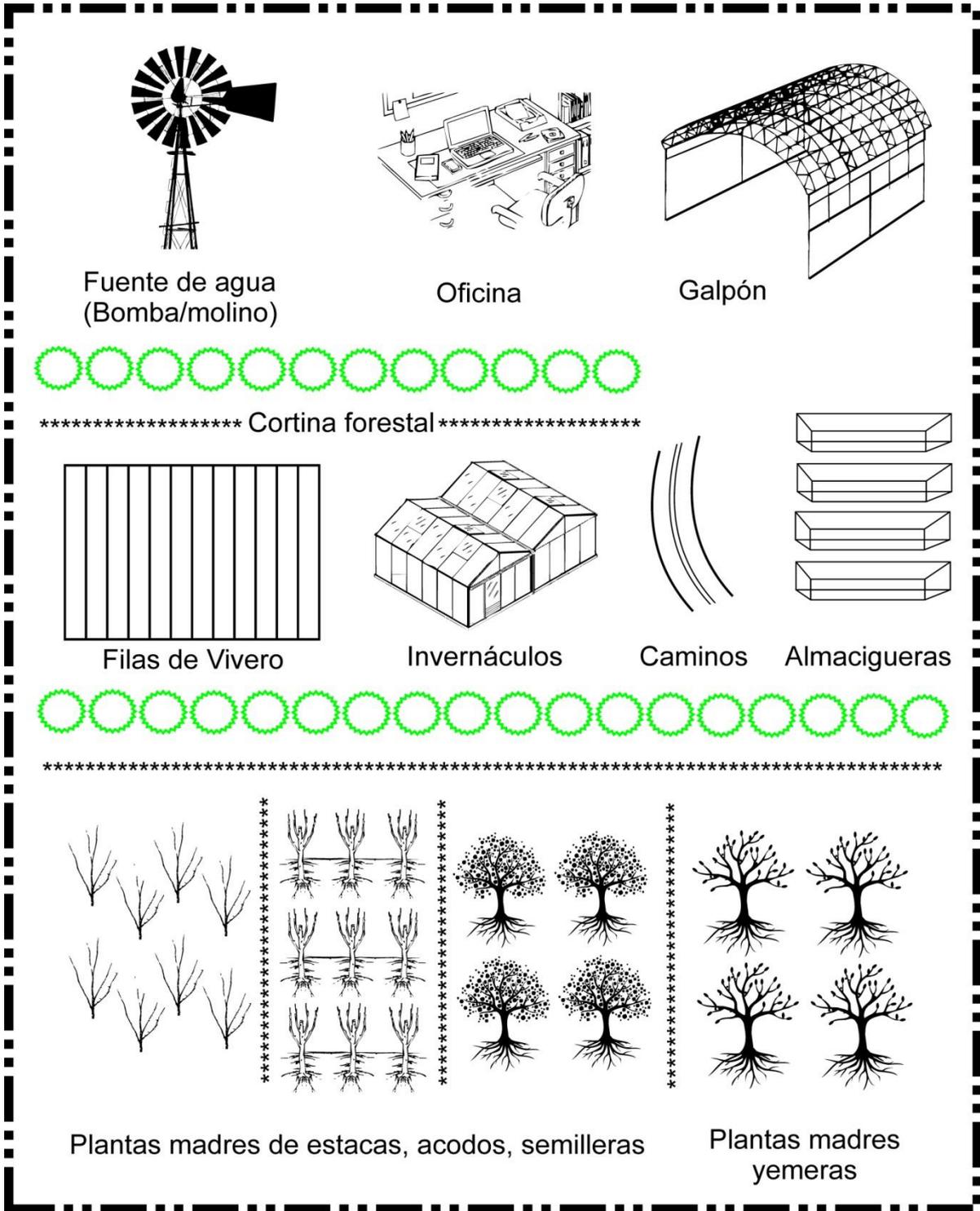
**Plantas madre** (semilleras, estaquero, acodadero) es conveniente contar con montes de plantas madre seleccionados e implantados para ese fin. Manteniendo la identidad, sanidad y calidad del material. Cuando no, usar material certificado de sanidad controlada. En ciertos casos, como muchos virus se transmiten por medio del polen, es recomendable que las plantas madre se encuentren en lugares protegidos por cortinas rompevientos y aislados de otras especies que puedan proveer polen. En el caso de las especies entomófilas se estima una distancia mínima de 400 metros, mientras que con las anemófilas este valor al menos puede duplicarse.

**Cercos perimetrales** para separar sectores o proteger las plantas del ingreso de animales.

- d) Maquinarias y herramientas: galpón, depósito de herramientas e insumos. Tractor de 40 Hp (según escala), motocultivador. rastra de discos, de dientes, surcador. Mochilas, pulverizadoras, desmalezadora, cortadora de pasto, bordeadora (moto guadaña). Balanza. Heladera o cámara.
- Herramientas como palas anchas y de punta, rastrillo, horquillas, azadas, azadines, carretillas, regaderas, tijera común, tijera de podar, corta cercos, escuadra de plantar, tutores.
- Especies forestales, ornamentales y frutales. Speedling, sustratos, semillas, macetas (grandes y chicas), estacas. Herbicidas, abonos y fertilizantes. Insecticidas, funguicidas, acaricidas. Lombricompuesto.
- Sistema de provisión, almacenamiento y distribución de agua: bomba o molino, tanque, mangueras, equipos de riego (aspersión, micro aspersión, goteo).
- e) Es muy útil contar con un galpón, pieza o pañol para guardar herramientas, semillas y materiales y una galería o media sombra para trabajar.
- f) No debemos olvidar que la superficie total de los viveros excede a la superficie productiva. Esto es necesario ya que debe haber un sector destinado al "descanso" del suelo, promoviendo rotaciones de diferentes cultivos y especies que permitan cortar el ciclo biológico de plagas y enfermedades. En ciertas regiones las parcelas en descanso se destinan a cultivo, como la batata, muy común en la zona productora de San Pedro, Provincia de Buenos Aires.

En la Figura 15.2 se puede ver una distribución esquemática de todos los sectores que podrían estar presentes en un vivero comercial. El sector que siempre se encuentra es la fila de vivero (Figura 15.3).

Figura 15.2



Alambrado perimetral

*Nota.* Esquema de un vivero en el cual se encuentran los componentes fundamentales y suplementarios. Es importante la separación de las plantas madres de la zona de producción para evitar la propagación de plagas y enfermedades, sobre todo de plagas y enfermedades. También se debe reservar una parte de las filas de vivero para rotación, cortando de esta manera el ciclo a plagas y enfermedades. (Elaboración propia).

**Figura 15.3**

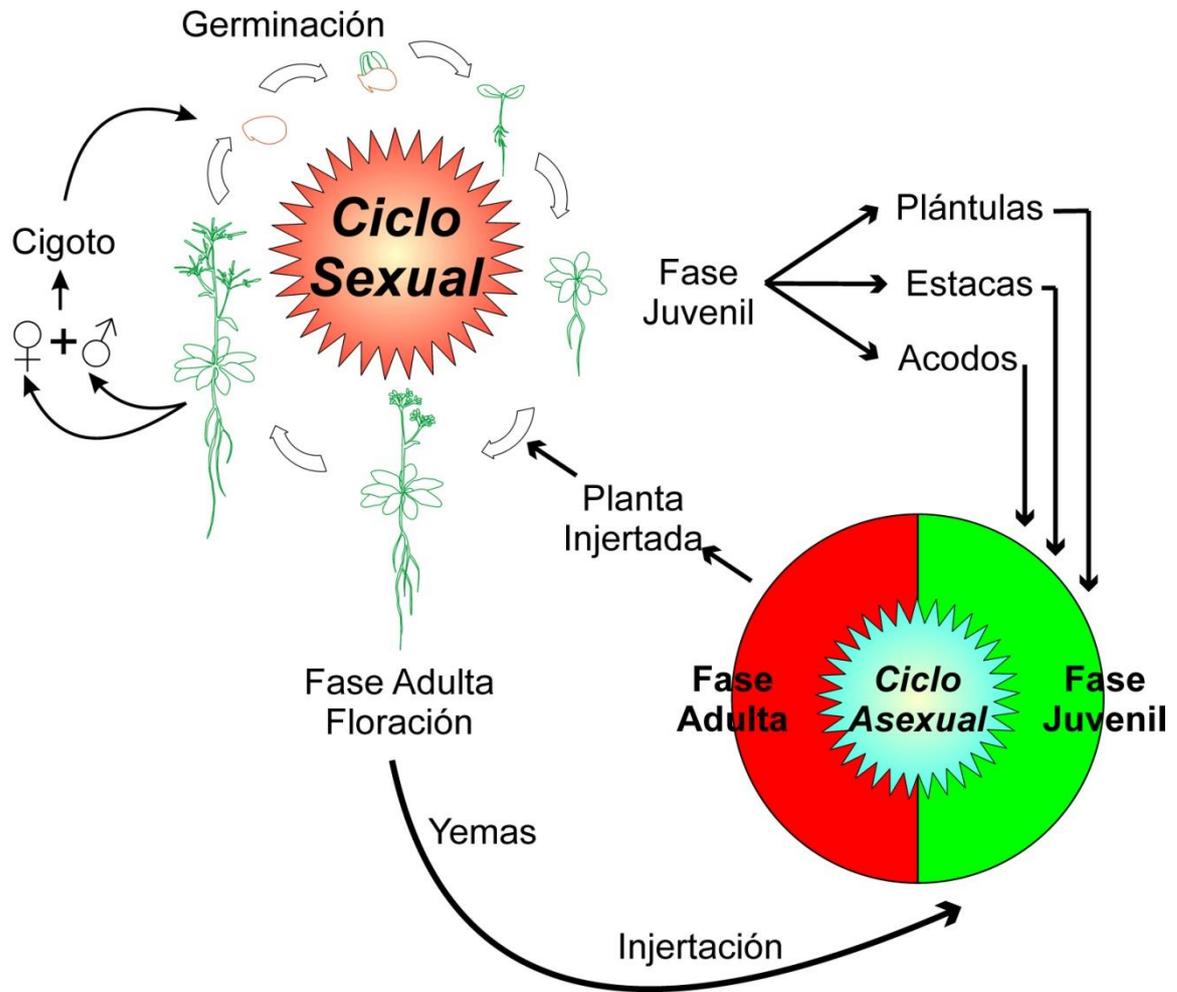


*Nota.* Fila de vivero con cubierta de restos de aserradero. De esta manera se retrasa el establecimiento de malezas, disminuyendo la aplicación de herbicidas que pueden a su vez dañar las plantas que se pretende propagar. Foto tomada en la EEA Julio Hirschhorn FCAYF – UNLP. (Fuente propia).

## Ciclo de Producción de Plantas

Los ciclos de producción de plantas deben realizarse de acuerdo a los ciclos naturales de las plantas. Como se ha discutido en el Capítulo 3, el ciclo biológico natural de las plantas incluye a su vez dos subciclos, los de propagación sexual, en donde se destacan todas las plantas que producen semillas y pasan por las fases juveniles, de transición y adultas, regenerando un individuo por medio de la unión de las gametas masculina y femenina. Sin embargo, existen especies que a su vez poseen, de forma también natural, una fase asexual, que pueden provenir de órganos especializados para ello (rizomas, estolones, etc.) o por medio de semillas apomícticas (se generan a partir de otros tejidos maternos, como son la nucela o la cubierta seminal, sin la unión de gametas). Sin embargo a lo largo de la domesticación de las plantas, el hombre ha encontrado otras técnicas de propagación modificando las formas naturales o aprovechando ciertas ventajas, dando lugar a la multiplicación por acodos o estacas, por ejemplo. De manera similar el ciclo asexual no es estanco, sino que las plantas pueden pasar a la fase adulta y generar nuevamente gametas y propagarse sexualmente. También las plantas propagadas de forma asexual pueden mantenerse en esa fase casi indefinidamente, pero envejeciendo progresivamente o pasando a la fase de transición de manera mucho más ralentizada (Figura 15.4).

Figura 15.4



*Nota.* Esquema resumen en donde se unen los ciclos biológicos de las diferentes técnicas de propagación. Se puede destacar que el ciclo sexual inicia y finaliza con la semilla como principal órgano de propagación, y en cada etapa del desarrollo vegetal se pueden obtener diferentes propágulos que permiten ingresar al ciclo asexual (plántulas, estacas y acodos) reiniciando un nuevo ciclo asexual que también cumple dichas fases. También, a través de la injertación podemos obtener individuos adultos más rápidamente (modificado de Hartmann y Kester, 2014).

A partir de este pequeño resumen que engloba cada uno de los conceptos desarrollados en el presente libro, vamos a citar algunos ejemplos de ciclos de producción de plantas.

## Obtención de plantas forestales

En este caso hablaremos de un caso testigo como es la propagación del álamo (*Populus spp.*), cuya propagación por medio de semillas es muy dificultosa, ya que se trata de semillas recalcitrantes, debiéndose recolectar ni bien empiezan abrir las cápsulas, ya que de darse una rápida desecación, se pierde la viabilidad en el corto plazo. Luego estas se siembran rápidamente

al no tener problemas de letargo, producida la germinación las plántulas son susceptibles a los hongos del suelo y no toleran calor o desecación excesiva. Esta técnica no es utilizada en los viveros comerciales.

La multiplicación por estacas de madera dura recolectadas en otoño o pre primaverales es la más difundida. Estas estacas enraízan con mucha facilidad, sin la necesidad de la aplicación de reguladores auxínicos. El ciclo total puede llevar hasta un año (Tabla 21.1).

**Tabla 15.1**

Otoños/Preprimaveral	Primavera	Verano	Otoño
Estaca → enraizamiento →	Brotación →	crecimiento del brote →	Planta Terminada (1,50 m)

*Nota.* Ejemplo de cronograma de propagación a partir de estacas de Álamo.

## Obtención de plantas ornamentales

Azaleas, *Rhododendrom spp.*, Siempre-verdes y Semi-siempre verdes, se reproducen fácilmente por estacas recolectadas a mediados del verano con un leve endurecimiento del brote antes de que tome el color rojo o pardo. Se pueden utilizar sustancias que regulan la formación de raíces. Crecen muy bien bajo niebla con sustrato poroso con buen drenaje. Luego de la formación de las raíces se reduce la niebla, dando lugar a la rusticación, y se procede al trasplante en maceta hasta alcanzar el tamaño final (Tabla 15.2).

**Tabla 15.2**

Verano	Otoño	Primavera	Verano	Otoño
Planta Madre → Estaca → enraizamiento → →	trasplante a maceta →	Brotación →	Crecimiento →	Planta Terminada

*Nota.* Ejemplo de cronograma de propagación de plantas ornamentales por estaca

## Obtención de plantas frutales

Lleva dos etapas para obtener la planta terminada: 1º obtención del portainjerto y 2º la injertación de la variedad.

**Ciclo de producción de una planta cítrica en invernáculo** (tener en cuenta que todo el proceso se lleva a cabo en condiciones protegidas para evitar la propagación de plagas y fundamentalmente de enfermedades de origen virósico (Virus de la Tristeza, Exocortis, Xiloporis y Psorosis) y de origen bacteriano (como por ejemplo *Candidatus liberibacter asiaticus* “HLB”).

**Obtención del portainjerto**

- Siembra en almacigo del *Poncirus trifoliata* (semilla quiescente) fin de invierno principio de primavera de 2021
- Trasplante en contenedor durante el 2021 cuando alcanza una altura de 20cm

**Injertación con la variedad**

- Injerto verano/otoño 2022 con un diámetro del pie 0,5 cm
- Brotación del injerto en la primavera siguiente 2022 - Tutorado, atado y desbrotado 2022
- Formación de copa verano 2023
- Planta terminada 2023

**Ciclo de producción de una planta de un duraznero**

**Obtención del portainjerto**

- Estratificación de los carozos (semilla latente) a temperaturas entre 4 y 7 °C y humedad en fosa o fila de vivero durante el otoño/invierno del año 2021
- Siembra en almacigo o en fila de vivero primavera 2021. Crecimiento del portainjerto cuaresmillo con un diámetro del pie 0,5 cm

**Injertación con la variedad**

- Injerto verano/otoño 2022
- Brotación y crecimiento del injerto primavera 2022 y verano 2023
- Planta terminada. Invierno 2023

**Ciclo de producción de una planta de ciruelo**

**Obtención del portainjerto**

- Estratificación de las estacas en fosa o fila de vivero a 4-7 °C y Humedad durante otoño año 2021
- Plantación en fila de vivero a fines de invierno-principios primavera. 2021

**Injertación con la variedad**

- Injerto verano/otoño 2022
- Brotación y crecimiento del injerto primavera 2022 y verano 2023
- Planta terminada. Invierno 2023

Aquí hacemos mención a sólo algunas de las opciones de producción de plantas por medio de injertos, más común en plantas frutales desde el punto de vista comercial, sin embargo, recordando un poco el capítulo de injertos (Capítulo 7), se podrían aprovechar las diferentes épocas de injertación, como puede ser temprano en primavera (preprimaverales) o hacia fines de diciembre (para el Hemisferio Sur) con el injerto precoz, o en el invernal, por medio del forzado por estacas o acodos.

## Bases legales de la propagación vegetal

Hasta la década de 1960, el uso de los diferentes materiales de propagación era de acceso libre, vale decir, que cualquier particular podía usufructuar los diferentes cultivares de cualquier especie vegetal. En vistas de reconocer la propiedad intelectual de los diferentes programas de mejoramiento, hacia 1970 se establecen una serie de convenios internacionales, entre los que se destaca el de la UPOV (Unión Internacional para la Protección de las Obtenciones Vegetales), que es una organización intergubernamental con sede en Ginebra, Suiza. El convenio original surge el 1961 y fue revisado en 1972, 1978 y 1991. Argentina es miembro pleno de esta Unión desde el año 1994, manteniendo la opción de la utilización de la semilla producida para uso propio (es decir una vez comprada la semilla, parte de la cosecha puede ser reservada para una nueva siembra) y limitando la obtención de regalías por parte de las empresas que detentan la propiedad intelectual de los cultivares (en la jerga legal, se los denomina obtentores a quienes poseen legalmente la propiedad intelectual, que pueden ser personas físicas, o entidades estatales o privadas).

Hacia mediados de la década del 2010, se inicia una nueva tendencia política en Argentina que pretendía la total prohibición de la utilización de la semilla para uso propio y además extender las regalías de forma perpetua por parte de los obtentores.

En vistas de no haber encontrado consensos políticos en estos dos puntos principales, la ley original de 1973 sigue aún vigente. A continuación haremos un breve resumen de los principales puntos que esta ley establece.

### Ley: 20.247/73

La actividad viverística en la República Argentina está regulada por la ley de semillas y creaciones fitogenéticas *Ley: 20.247/73*

**Artículo 1º.** La presente ley tiene por objeto promover una eficiente actividad de producción y comercialización de semillas, asegurar a los productores agrarios la identidad y calidad en la simiente que adquieren y proteger la propiedad de las creaciones fitogenéticas.

La ley enmarca la producción, comercio y la propiedad intelectual de las variedades vegetales.

## Objetivos de la ley

- A. Ordenamiento de la producción y comercio de plantas de vivero.
- B. Protección a usuarios de plantas respecto de la sanidad e identidad varietal de las mismas.
- C. Protección de los derechos de obtentores de un nuevo material genético bajo régimen de propiedad.
- D. Consolidación de los programas de sanidad que lleva a cabo la S.AP y A.

El término propagación se asocia al de viveros, que pueden considerarse el primer eslabón de la cadena productiva. A través de la Resolución Senasa 203/12 se crea el Programa Nacional de Sanidad de Material de Propagación, Micropropagación y/o Multiplicación Vegetal. El cual tiene como finalidad asegurar la condición fitosanitaria del eslabón producción de material vegetal de propagación y multiplicación en viveros, de acuerdo a las normas establecidas por la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF), de la cual Argentina es parte.

La Resolución de Senasa 1678/2019 establece los lineamientos generales para la actividad del sector viverista. Además, especifica los requisitos particulares de las plantas y/o partes a producir, en función del riesgo sanitario asociado.

En el capítulo III establece las Categorías de viveros y en el Artículo 3° define que toda persona física o jurídica que produzca, comercialice o introduzca plantas **cítricas** o sus partes será considerada viverista y deberá inscribirse en alguna de las siguientes categorías de vivero:

### 1- Viveros Certificadores

Son aquéllos que se dedican a la producción de materiales de propagación (plantas o sus partes) dentro del sistema de certificación establecido en esta normativa.

Esta categoría se subdividirá en:

1.a)- Los que obtienen o introducen nuevos cultivares y poseen Plantas Madres Originales y Plantas Madres de Reserva para proveer material para uso propio o para terceros.

1.b)- Los que poseen Material de Fundación destinado a proveer material de propagación para uso propio o para terceros.

1.c)- Los que obtienen material de propagación certificado de viveros de las categorías 1.a) y 1.b) para uso propio o para producir plantas para terceros.

### 2- Viveros Identificadores

Son aquellos viveros no comprendidos en la categoría anterior, que rotulan plantas o sus partes derivadas de su propia producción, o bien adquiridas a terceros.

La inscripción en esta categoría caducará en el momento de entrada en vigencia de la certificación obligatoria, debiendo proceder a inscribirse en la categoría que corresponda.

### 3- Viveros Expendedores

Son aquéllos que se dedican a la comercialización o transferencia a cualquier título de plantas o sus partes rotuladas por otros viveros certificadores o identificadores.

### 4- Viveros de Uso propio

Son aquéllos pertenecientes a personas que producen plantas o sus partes exclusivamente para su utilización en su propia explotación y para su propio uso.

Los viveros encuadrados en las categorías descriptas para funcionar como tales deberán inscribirse en el Registro Nacional del Comercio y Fiscalización de Semillas, Sección Viveros, conforme al Artículo 13- de la Ley N° 20.247 de Semillas y Creaciones Fitogenéticas, cuyo organismo de aplicación es el INSTITUTO NACIONAL DE SEMILLAS (INASE), de acuerdo a las normas y requisitos que establezca dicho organismo.

## **Sectores de un vivero establecidos por la Ley 20.247**

El vivero puede estar constituido por un solo campo o predio o un campo central y uno o varios campos dependientes ubicados fuera de aquél.

Tanto en el campo central como en los campos dependientes deberán estar identificados los lotes de plantas madres o bloques de incremento si los hubiere, así como también los lotes de plantas injertadas y a injertarse.

Los viveros inscriptos en la Categoría 1 (Certificadores) deberán designar un Director Técnico que deberá poseer título de Ingeniero Agrónomo o título afín.

El director técnico tendrá a su cargo la planificación y coordinación de la correcta tecnología del cultivo que asegure la adecuación del producto a las normas de la presente resolución y deberá avalar con su firma la documentación e información que emita el vivero, derivada del proceso de fiscalización.

El Capítulo IV hace referencia al **Registro Nacional de Cultivares** y el capítulo V al **Registro Nacional de la Propiedad de Cultivares**, en donde establecen las cualidades que deben tener las plantas generadas para ser consideradas un nuevo cultivar y los procedimientos legales a seguir para su efectivo registro.

Las semillas, plantas de vivero y cualquier órgano de propagación vegetal que no cumplan con los requisitos exigidos para prevenir la propagación de plagas y enfermedades y aseguren la genuinidad del material no podrán ingresar al país. En estos casos, el INASE es el encargado de evaluar el ingreso de dicho material, verificando su procedencia y el SENASA (Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria) se encarga de la fiscalización y certificación de los materiales vegetales en cuanto a inocuidad y ausencia de plagas y enfermedades (como se ha mencionado en los Capítulos 12, 13 y 14).

## Anexo fotográfico

Figura 15.5



*Nota.* El control zoofitosanitario se lleva a cabo en diferentes provincias de Argentina con el fin de evitar la propagación de plagas y enfermedades de vegetales y animales. Foto tomada a la entrada de la Provincia de Río Negro, lindante con la Localidad de Casa de Piedra (Provincia de la Pampa), Argentina. (Fuente propia).

**Figura 15.6**



*Nota.* En el caso de los viveros para la producción de especies cítricas, por ley deben ser todos certificadores. Tanto el material de propagación como en producción deben estar en condiciones de aislamiento en invernáculos con doble puerta y malla antiáfidos hasta su venta para evitar la propagación de virus y bacterias por vectores. Todo el material se encuentra en envases con sustrato para evitar propagar enfermedades por injerto de raíces. Abajo a la izquierda se encuentra el Ing. Agr. Antonio Norberto Angel del INTA dando una clase para estudiantes de la FCyF de la UNLP. Fotos tomadas en la EEA San Pedro del INTA (Provincia de Buenos Aires, Argentina) y en el Vivero Santa Rosa de la misma localidad. (Fuente propia).

**Figura 15.7**



*Nota.* Todo el material debe estar inventariado y contar con las identificaciones pertinentes y el logo tridimensional de autenticidad del SENASA. Foto tomada en el Vivero Santa Rosa de la Localidad de San Pedro, Argentina. (Fuente propia).

Figura 15.8



**senasa**  
SERVICIO NACIONAL DE SANIDAD Y CALIDAD  
AGROALIMENTARIA  
CUIT N°: 30-65839454-7  
Av. Paseo Colon 367 - CABA



**DTV-e**  
DOCUMENTO DE TRANSITO VEGETAL  
DECLARACION JURADA




<b>CUVE</b> CÓDIGO ÚNICO DE VALIDACIÓN ELECTRÓNICA N°: 0000000-0	Con este código usted podrá verificar la autenticidad y validez del documento mediante alguna de las siguientes opciones:	Centro de Información Telefónica las 24 hs. <b>0800-999-7362</b> Tel. corporativa Senasa #8000 www.senasa.gov.ar/vdc	<b>EXENTO DE ARANCELES</b> Fecha de carga dd/mm/aaaa
<b>DATOS DEL MOVIMIENTO</b>			
<b>Tipo de movimiento:</b>		FECHA DE VENCIMIENTO	
<b>Motivo:</b>		dd/mm/aaaa	
<b>DATOS DE PROCEDENCIA</b>		<b>DATOS DE DESTINO</b>	
Registro de Senasa:		Registro de Senasa:	
Emisor:		Receptor:	
CUIT:		<b>CUIT:</b>	
Domicilio de carga:		<b>Establecimiento:</b>	
<b>Localidad:</b>		Domicilio de descarga:	
<b>Provincia:</b>		<b>Localidad:</b>	
<b>N° de despacho</b>		<b>Provincia:</b>	
<b>Titular de la mercadería o importador:</b>		Datos de comprador o Adquirente:	
CUIT:		CUIT:	

DETALLE DE CARGA						
MERCADERÍA EN CONSIGNACIÓN: <input checked="" type="checkbox"/>			BALANZA PROPIA: <input checked="" type="checkbox"/>			
Producto-Uso	Variedad	Tipo de Embalaje	Cantidad	Peso/Unidad	Peso Total	U. Medida

CONFORMIDAD DE EMISIÓN
Nombre y Apellido: _____ DNI/ILE/LC N°: _____ Firma: _____

INTERVENCIÓN OFICIAL DE ORIGEN
Inspector: _____ Fecha: _____ Precintos: _____ Firma: _____

INTERVENCIÓN OFICIAL DE DESTINO
Inspector: _____ Fecha: _____ Precintos: _____ Firma: _____

CONFORMIDAD TRANSPORTISTA
Empresa: _____ CUIT: _____ Patente Chasis: _____  Patente Acoplado: _____  Nombre y Apellido del chofer: _____ DNI/ILE/LC N°: _____ Firma: _____ <small>Los datos del transporte deben estar completos al momento de transitar</small>

CONFORMIDAD DE RECEPCIÓN
Código de CIERRE:  Fecha: ___/___/___ Hora: ___:___ Firma: _____
INTERVENCIÓN OFICIAL AFIP
Personal interviniente: Fecha: _____ Firma: _____

CONTROLES				
Fecha y Hora	Lugar	Organismo	Responsable	Firma

OBSERVACIONES

Fecha de CADTV: _____	N° de CADTV: _____
-----------------------	--------------------

Nota. El Documento Tránsito Vegetal (DTV) es una declaración jurada en donde constan todos los detalles del material, su origen, su destino, incluyendo los datos del transportista. Toda esta documentación es requerida para el transporte de plantas o sus partes entre diferentes jurisdicciones en Argentina. (Fuente SENASA).

## Referencias

- Cerquera, O.H. (2014). Derechos de propiedad y ley de semillas: distorsiones y regulaciones, caso argentino. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 31(1), 106-117.
- Daorden, M.E. & Hansen, L. (2009). Diseño y producción de un vivero. Guía orientativa. Boletín de divulgación técnica / EEA San Pedro; Nro. 18. Ediciones INTA. Disponible on line: <http://hdl.handle.net/20.500.12123/6266>
- Hartmann, H.T. & Kester, D.E. (1999). *Propagación de Plantas. Principios y Prácticas*. Compañía Editorial Continental S.A. de C.V. México. Séptima reimpresión. pp. 760.
- Hartmann, H.T. & Kester, D.E. (2014). *Plant Propagation. Principles and Practices*. Pearson Education Limited., Harlow. Eight Edition. pp. 922
- Ley de semillas y creaciones fitogenéticas Ley: 20.247/7. Disponible on-line: <http://servicios.infoleg.gob.ar/infolegInternet/anexos/30000-34999/34822/texact.htm>
- Mate, A., Guerra, V., Zaccaro, M., Zapata, N., Olivera, L., Vásquez T., García Sol Carrillo, S. & Busca., V. Manual de vivero. Ministerio de Agroindustria. INTA. Disponible on-line: [https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/40611/mod\\_resource/content/1/020000\\_Manual\\_de\\_Vivero.pdf](https://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/40611/mod_resource/content/1/020000_Manual_de_Vivero.pdf)
- Oliva Valle, M.A. (2014). Manual de vivero forestal para la producción de plantones de especies forestales nativas: Experiencia en Molino Pampa CHACHAPOYAS – PERÚ-Perú. Disponible on-line: <http://www.iiap.org.pe/upload/publicacion/publ1419.pdf>
- Perelmuter, Tamara (2012). “Una de cal y muchas de arena: Monsanto en Argentina”; “¿Qué hay detrás de la nueva ley de semillas?”; “Las semillas en el centro de las disputas” y “La nueva ley de semillas no pasó de año”. Todos artículos publicados en [www.marchar.org](http://www.marchar.org)
- Perelmuter, T. (2017). Ley de semillas en Argentina: avatares de una reforma que (aún) no fue. *Revista Interdisciplinaria de Estudios Agrarios*, 47(2), 75-110.
- Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA). Disponible on-line. <https://www.argentina.gob.ar/senasa>
- UPOV. Disponible on-line: <https://www.upov.int/portal/index.html.es>

# Los autores

## Coordinadores

### **Gergoff Grozeff, Gustavo Esteban**

Ingeniero Agrónomo. Ingeniero Forestal. Doctor en Ciencias Naturales (FCNyM - UNLP). Investigador Adjunto CONICET (INFIVE CCT CONICET La Plata). Investigador Categoría III (INFIVE CCT CONICET La Plata). Docente de las Cátedras de Fruticultura (JTP) y Fisiología Vegetal (JTP) (FCAyF - UNLP). Temas de investigación: Fisiología de frutos y tecnología en frutales. Director de Proyectos de Investigación (UNLP y CONICET). Responsable del Taller de Extensión “Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal” FCAyF-UNLP

### **Ruscitti, Marcela Fabiana**

Ingeniera Forestal. Doctora de la Facultad de Ciencias Exactas, Área Ciencias Biológicas (FCE - UNLP). Profesora Adjunta Cátedra de Fisiología Vegetal (DCByE - UNNOBA). Jefa de Trabajos Prácticos Cátedra de Fisiología Vegetal (FCAyF - UNLP). Investigador Categoría II (INFIVE CCT CONICET La Plata). Tema de Investigación: Fisiología del estrés biótico y abiótico en cultivos hortícolas. Uso de bioinsumos y biotécnicas como alternativa sustentable de producción en situación de estrés. Docente del Taller de Extensión “Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal” FCAyF-UNLP.

### **Gimenez, Daniel Oscar**

Ingeniero Agrónomo, docente en la Cátedra de Fisiología Vegetal desde 1973 Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Profesor de Fisiología Vegetal en la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires (1979-1996) y Profesor Adjunto de Fisiología Vegetal (FCAyF UNLP) (desde 1991). Profesor de posgrado en las Facultades de Ciencias Exactas (Maestría en Plantas Medicinales) y en la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (Maestría en Protección Vegetal), de la UNLP. Profesor Titular de Fisiología Vegetal Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires desde 2006. Profesor en cursos de Extensión “Como hacer crecer las plantas sin suelo” y “Propagación Vegetal” y Curso optativo para alumnos “Cultivo en hidroponía” FCAyF, UNLP. Director del Departamento de Ciencias Biológicas FCAyF, UNLP desde 2002.

## **Autores**

### **Tambussi, Eduardo Alberto**

Licenciado en Biología (Orientación Ecología) (FCNyM - UNLP). Doctor en Biología. (Universidad de Barcelona, España). Docente de la Cátedra de Fisiología Vegetal (JTP) (FCAyF - UNLP). Investigador Independiente de CONICET (INFIVE CCT CONICET La Plata). Investigación en el área de Ecofisiología de Cultivos. Docente del Taller de Extensión "Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal" FCAyF-UNLP.

### **Carbone, Alejandra Victoria**

Licenciada en Biología. Especialista en Docencia Universitaria. UNLP. Magister Scientiae en Protección Vegetal (FCAyF - UNLP). Profesora Adjunta de la Cátedra de Morfología Vegetal y Jefa de Trabajos Prácticos Cátedra de Fisiología Vegetal (FCAyF - UNLP). Docente Investigador Categoría III. Co-directora del Proyecto de Investigación y Desarrollo vinculado al Relevamiento florístico y edáfico de los establecimientos productivos pertenecientes a la UNLP y administrados por la FCAyF, en el partido de Magdalena. Participante en el Proyecto de Investigación y Desarrollo de Ecofisiología de los cultivos protegidos intensivos y a campo. Docente en los cursos optativos de grado y de extensión "Cultivo en Hidroponía" y "Actualización en Técnicas en Propagación Vegetativa" que se dictan en la FCAyF. Docente del Taller de Extensión "Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal" FCAyF-UNLP

### **Luquez, Virginia Martha Cristina**

Licenciada en Biología (FCNyM - UNLP). Doctora en Ciencias Naturales (FCNyM - UNLP). Investigadora Independiente de CONICET (INFIVE CCT CONICET La Plata). Jefa de Trabajos Prácticos de la Cátedra de Fisiología Vegetal (FCAyF - UNLP). Campo de investigación: Respuestas de las Salicáceas a distintos estreses. Uso de Salicáceas para producir biomasa para energía. Lugar de trabajo: Instituto de Fisiología Vegetal (INFIVE) CONICET-UNLP. Docente del Taller de Extensión "Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal" FCAyF-UNLP.

### **Romero, María de los Ángeles**

Ingeniera Agrónoma. Jefa de Trabajos Prácticos de Fruticultura (FCAyF - UNLP). Asesora en producción de frutas orgánicas. Establecimiento "Don Elías" San Pedro. Asesora en la producción de ciruelos en Abasto, La Plata y en la organización y producción del Vivero Kirken, Oliden, La Plata. Participación en Proyectos de investigación sobre propagación e injertación de portainjertos. Extensión: co-dirección en proyectos productivos de viñedos y ciruelos, en la actualidad coordinadora en la incorporación de la fruta en la dieta diaria (UNLP).

### **Moreno Kiernan, Alejandro Ricardo**

Ingeniero Agrónomo (FCAyF-UNLP). Especialista en Docencia Universitaria (UNLP). JTP de Zoología Agrícola (carrera Ingeniería Agronómica) y de Introducción a la Zoología Aplicada (carrera Ingeniería Forestal-UNLP). Ayudante del curso de Terapéutica Vegetal (carrera Ingeniería Agronómica - FCAyF-UNLP). Responsable del Curso Componente de Agrobiodiversidad (Tecnatura universitaria en agroecología). Investigación sobre la temática de insectos plaga y sus enemigos naturales en cultivos extensivos e intensivos: estrategias de manejo compatibles con el control biológico. (FCAyF-UNLP). Curso de Extensión: Lombricultura y compostaje; cultivo de hidroponía y Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal (FCAyF-UNLP). Talleres extensión en escuelas de nivel medio: La genética se mete con la agricultura (FCAyF-UNLP).

### **Ricci, Elisabet Mónica**

Ingeniera Agrónoma. Doctora en Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF - UNLP). Vicedecana de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales – UNLP. Profesora Titular de Zoología Agrícola - Introducción a la Zoología Aplicada (CISaV - FCAyF -UNLP). Docente responsable del Curso Componentes de la Agrobiodiversidad. Tecnatura Universitaria en Agroecología (FCAyF - UNLP). Profesora Adjunta de Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades (Universidad Nacional Arturo Jauretche). Directora/Codirectora de proyectos de investigación y extensión en Manejo Integrado de Plagas en la FCAyF UNLP.

### **Mónaco, Cecilia Inés**

Doctora en Ciencias Naturales (Ecología) (FCNyM - UNLP). Profesora Adjunta de Fitopatología. (FCAyF - UNLP). Directora del Proyecto de Incentivos a la Investigación 11/A334  
Directora del Proyecto de Extensión "Argentina contra el hambre". Docente del Taller de Extensión "Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal" FCAyF-UNLP.

### **Aprea, Alberto Miguel**

Ingeniero Agrónomo (FCAyF – UNLP). Profesor Adjunto Curso de Protección Forestal (FCAyF UNLP). Miembro de Departamento de Ambiente y Recursos Naturales (FCAyF - UNLP). Integrante Comité Organizador de Congresos y Encuentros relacionados con la Sanidad Vegetal. Jurado de Concursos Docentes. Evaluador de Trabajos Finales de Carrera (FCAyF UNLP), Director de Pasantías. Ha publicado trabajos en revistas, congresos y jornadas de Fitopatología y Ciencias de la Educación. Coordinador de libro de cátedra: Problemáticas Sanitarias del Arbolado (EDULP) Participante de proyectos de investigación y extensión vinculados con la sanidad vegetal

### **Gamboa, Blanca Susana**

Ingeniera Agrónoma. Profesora Adjunta del Curso de Horticultura y Floricultura (FCAyF - UNLP). Participante del Proyecto RUC-APS (*“Enhancing and implementing Knowledge based ITC solutions within high Risk and Uncertain Conditions for Agriculture Production System”*) financiado por la Union Europea. Línea de trabajo (WP14): Buenas Prácticas para la producción hortícola en zonas periurbanas. Profesional de consulta en temáticas Hortícolas y Florícolas. Directora Técnica del Vivero Di Carlo e Hijos S.A. (La Plata, Argentina). Docente del Taller de Extensión “Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal” FCAyF-UNLP

### **Fernández Acevedo, Victoria**

Ingeniera Agrónoma. Ayudante Adscripta del Curso de Horticultura y Floricultura (FCAyF - UNLP). Becaria Doctoral de CONICET (CEPAVE - CCT CONICET La Plata) en el Área de Ecotoxicología. Tema de Investigación: Citotoxicidad y Genotoxicidad de plaguicidas en el depredador generalista *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae).

### **Gauna, Juan Marcelo**

Ingeniero Forestal. Becario doctoral CONICET. Lugar de trabajo: INFIVE CCT CONICET La Plata. Ayudante alumno de la Cátedra de Fisiología Vegetal (FCAyF UNLP) desde 2017. Tema de Investigación: Ecofisiología y domesticación de especies nativas proveedoras de productos forestales no madereros. Docente del Taller de Extensión “Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal” FCAyF - UNLP.

### **Balirán, Valentina**

Ingeniera Forestal. Ayudante alumno de la Cátedra de Fisiología Vegetal (FCAyF UNLP) desde 2017. Docente del Taller de Extensión “Capacitación en Técnicas de Propagación Vegetal” FCAyF - UNLP.

### **Morelli, Gabriela Andrea**

Ingeniera Agrónoma. Especialista en docencia universitaria (UNLP). Profesora Adjunta de Fruticultura (FCAyF - UNLP). Profesora Adjunta de Sistemas de producción Frutícola. Licenciatura en Cultivos Intensivos (UNAJ). Proyecto de investigación: Ecofisiología de frutales Proyecto de extensión: vivero, propagación, injertos. Fruticultura agroecológica. UNLP.

Gergoff Grozeff, Gustavo Esteban

Introducción a la propagación vegetal: de la fisiología a la práctica integrada / Gustavo Esteban Gergoff Grozeff ; Marcela Fabiana Ruscitti ; Daniel Oscar Gimenez ; coordinación general de Gustavo Esteban Gergoff Grozeff ; Marcela Fabiana Ruscitti ; Daniel Oscar Gimenez. - 1a ed. - La Plata : Universidad Nacional de La Plata ; EDULP, 2023.  
Libro digital, PDF - (Libros de cátedra)

Archivo Digital: descarga  
ISBN 978-950-34-2342-4

1. Reproducción. 2. Cultivos. 3. Plagas. I. Ruscitti, Marcela Fabiana. II. Gimenez, Daniel Oscar. III. Título.  
CDD 580.7

Diseño de tapa: Dirección de Comunicación Visual de la UNLP

Universidad Nacional de La Plata – Editorial de la Universidad de La Plata  
48 N.º 551-599 / La Plata B1900AMX / Buenos Aires, Argentina  
+54 221 644 7150  
edulp.editorial@gmail.com  
www.editorial.unlp.edu.ar

Edulp integra la Red de Editoriales Universitarias Nacionales (REUN)

Primera edición, 2023  
ISBN 978-950-34-2342-4  
© 2023 - Edulp

**n**  
naturales

  
Edulp  
EDITORIAL DE LA UNLP



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
DE LA PLATA