



Sustratos

Thomas D. Landis, Douglass F. Jacobs, Kim M. Wilkinson, y Tara Luna

6

El sustrato se puede definir como una sustancia a través de la cual las raíces de las plantas crecen y extraen agua y nutrientes. La selección de un buen sustrato es fundamental para un buen manejo del vivero y es la base de un sistema radicular saludable.

El sustrato que se utiliza en los viveros que usan contenedores está disponible en dos formas básicas: sustrato a base de tierra y sustrato orgánico. En comparación con el sustrato a base de tierra que está compuesto principalmente de tierra de campo, el sustrato orgánico (una base de materiales orgánicos como compost, turba, bonote u otros materiales orgánicos, mezclados con ingredientes inorgánicos) fomenta un mejor desarrollo radicular. En zonas templadas, los viveros pueden elegir entre una amplia variedad de productos comerciales para sus sustratos, incluyendo musgo de turba, vermiculita y perlita, y mezclas que contienen estos ingredientes. No obstante, la mayoría de los viveros en los trópicos no tienen un acceso fácil y asequible a estos materiales, e incluso los viveros en áreas templadas están tratando de reemplazar algunos de estos ingredientes con materiales más locales y sostenibles. En los trópicos, a menudo los cultivadores crean sus propios sustratos usando ingredientes disponibles localmente.

Un sustrato favorable consiste en dos o más ingredientes. Los cultivadores deben estar familiarizados con las características positivas y negativas de los distintos ingredientes y cómo afectarán el crecimiento de la planta al crear un sustrato adecuado, o incluso si se compra un sustrato comercial. En este capítulo se describen los usos, las funciones y las propiedades de los ingredientes del sustrato. Partiendo de esta información, usted puede experimentar con los materiales disponibles y encontrar la mejor combinación(es) para su vivero.

Página opuesta: *Muchos viveros tropicales crean sus propios sustratos con una mezcla de materiales locales.*
Foto de Douglass F. Jacobs.

Funciones del Sustrato

El sustrato cumple cuatro funciones (figura 6.1).

1. Soporte Físico

El sustrato debe ser poroso y al mismo tiempo proporcionar soporte físico. Las plantas jóvenes son frágiles y deben permanecer rectas para que puedan hacer la fotosíntesis y crecer. Con una mayor cantidad de stock de vivero en contenedores individuales, el sustrato debe ser lo suficientemente pesado como para sostener la planta en posición recta contra el viento. La densidad aparente es el factor responsable y se analizará en la siguiente sección.

2. Aireación

Las raíces de las plantas necesitan un suministro constante de oxígeno para convertir el fotosintato de las hojas en energía para que las raíces puedan crecer y absorber agua y nutrientes minerales. El resultado de esta respiración es el dióxido de carbono que debe dispersarse en la atmósfera para evitar la acumulación de concentraciones tóxicas dentro de la zona de la raíz. Este intercambio de gas se produce en los poros grandes (macroporos) o en los espacios de aire en el sustrato. Debido a que las plantas de vivero crecen rápidamente, estas necesitan un sustrato con buena porosidad, a esta característica se le conoce como "aireación" y se analizará con más detalle en la siguiente sección.

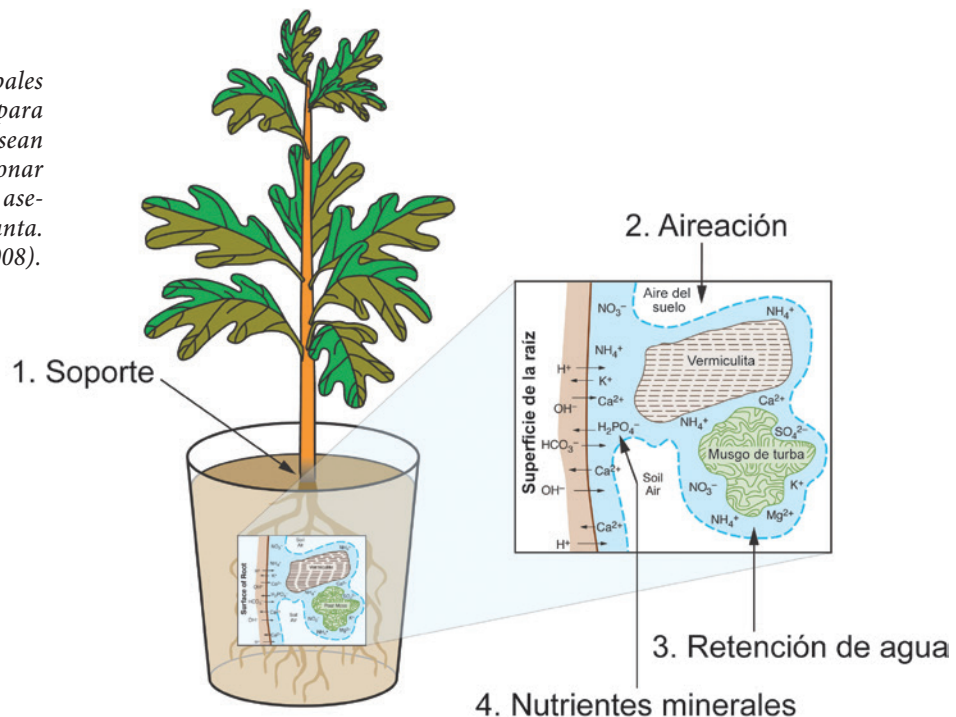
3. Suministro de Agua

Las plantas de vivero utilizan una gran cantidad de agua para crecer y desarrollarse, y este suministro de agua debe ser proporcionado por el sustrato. El sustrato se elabora de forma que pueda retener agua en los poros pequeños (microporos) entre sus partículas. Muchos sustratos contienen un alto porcentaje de materia orgánica como musgo de turba y compost porque estos materiales tienen espacios internos que pueden retener agua como una esponja. Por lo tanto, el sustrato debe tener una porosidad adecuada para absorber y almacenar las grandes cantidades de agua que necesita la planta en crecimiento.

4. Suministro de Nutrientes Minerales

La mayoría de los nutrientes minerales esenciales que las plantas de vivero necesitan para crecer rápidamente deben obtenerse del sustrato a través de las raíces. Gran parte de los nutrientes minerales son iones cargados eléctricamente. Iones con carga positiva (cationes) incluyen el nitrógeno amónico (NH_4^+), el potasio (K^+), el calcio (Ca^{+2}) y el magnesio (Mg^{+2}). Estos cationes son atraídos hacia sitios con carga negativa en las partículas del sustrato hasta el punto en que las raíces extraen los cationes. La capacidad de un sustrato para adsorber estos cationes se conoce como capacidad de intercambio catiónico (CIC) y se analizará esta característica importante en la siguiente sección. Los distintos componentes del sustrato varían considerablemente en cuanto a su CIC, pero el musgo de turba, la vermiculita y el compost tienen un valor CIC alto, lo que explica su popularidad para los sustratos.

Figura 6.1—Las funciones principales del sustrato incluyen capacidad para retener agua y nutrientes para que sean absorbidos por la raíz, proporcionar una aireación adecuada de la raíz y asegurar el soporte estructural de la planta. Ilustración de Dumroese y otros (2008).



Propiedades Físicas del Sustrato

Capacidad de Retención de Agua

Los microporos absorben el agua y la retienen contra la fuerza de la gravedad hasta que las plantas puedan usarla (figura 6.2). La capacidad de retención de agua de un sustrato se define como el porcentaje del espacio total de los poros que permanece lleno de agua después del drenaje de la gravedad. Un buen sustrato tiene una alta capacidad de retención de agua, pero también contiene suficientes macroporos para permitir que el exceso de agua se drene y evitar el anegamiento. La capacidad de retención de agua varía según los tipos y tamaños de los ingredientes del sustrato. Por ejemplo, una partícula de musgo de turba retendrá mucha más agua que un pedazo de piedra pómez de tamaño similar. El grado de compactación también es extremadamente importante. Cuando las partículas del sustrato se dañan durante la mezcla o se compactan cuando se llenan los contenedores, el porcentaje de macroporos se reduce de forma significativa. Los sustratos muy mezclados o compactados retendrán demasiada agua y las raíces se sofocarán. Finalmente, la altura del contenedor afecta la capacidad de retención de agua; una cierta cantidad de agua permanecerá siempre en el fondo del contenedor (figura 6.2). Cuando se llenan con el mismo sustrato, los contenedores cortos tendrán un porcentaje mayor de anegamiento que los contenedores más altos (ver el Capítulo 7, Contenedores).

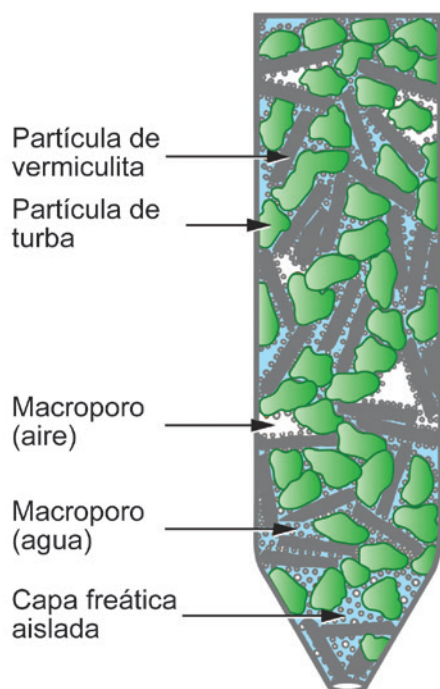


Figura 6.2—Un buen sustrato contiene microporos que retienen agua y macroporos que permiten el intercambio de aire. Todos los contenedores también tienen una capa freática aislada en el fondo (ver también Figura 7.2). Adaptado de Landis y otros (1989).

Aireación

El porcentaje de espacio de los poros que permanece lleno de aire después de que se ha drenado el exceso de agua se conoce como aireación. Como ya se expuso, el oxígeno necesario para que las raíces estén sanas se suministra a través de los macroporos más grandes (figura 6.2), que también permiten que el dióxido de carbono de la respiración se disipe. Un buen sustrato, especialmente para enraizar esquejes, contiene un alto porcentaje de macroporos.

Porosidad

La porosidad total de un sustrato es la suma del espacio en los macroporos y los microporos; las plantas necesitan ambos. Un sustrato compuesto principalmente de partículas grandes tendrá más aireación y menos capacidad de retención de agua que un sustrato con partículas más pequeñas, el cual tendrá menos aireación y más capacidad de retención de agua (figura 6.3). Cualquiera de estos sustratos restringiría el crecimiento de las plantas. Plantas cultivadas en un sustrato con todas las partículas de tamaño grande se secarían demasiado rápido y aquellas cultivadas en un sustrato con todas las partículas de tamaño pequeño sufrirían de anegamiento. Para un sustrato con un solo componente, el rango de partículas ideal para promover tanto la capacidad de retención de agua y la aireación es de aproximadamente 0.03 a 0.24 pulgada (0.8 a 6 mm). Sin embargo, en la práctica, un buen sustrato contendrá una mezcla de ingredientes con partículas de distintos tamaños y características diferentes.

Densidad Aparente

La densidad aparente del sustrato es el peso por volumen y varía según la densidad aparente inherente de sus ingredientes y qué tanto están comprimidos. Un sustrato ideal es lo suficientemente ligero como para facilitar la manipulación y el envío, y aun así tiene el peso suficiente para proporcionar soporte físico. Para un tipo de contenedor y sustrato determinados, una densidad aparente excesiva indica compactación. La densidad aparente y la porosidad están inversamente relacionadas; cuando la densidad aparente aumenta, la porosidad disminuye. Incluso se puede arruinar un sustrato muy poroso si se comprime cuando se llenan los contenedores.

Propiedades Químicas del Sustrato

Fertilidad

Las plantas jóvenes de rápido crecimiento gastan los nutrientes almacenados en sus semillas poco después de brotar. Posteriormente, las plantas dependerán del sustrato para satisfacer sus crecientes demandas de nutrientes

minerales. Tal y como se describe en el Capítulo 12: Nutrición y Fertilización de las Plantas, muchos administradores de viveros que usan contenedores prefieren los sustratos con una fertilidad inherentemente baja (por ejemplo, turba-vermiculita) para prevenir el marchitamiento durante la fase de arraigo y añaden fertilizantes solubles al sustrato durante el resto de la temporada de cultivo. Si los fertilizantes son difíciles de obtener o tienen un precio inaccesible, se puede

añadir al sustrato enmiendas orgánicas tales como abono o compost. Algunas plantas crecen mejor con una fertilización baja; además, microorganismos beneficiosos, tales como los hongos micorrícicos, a veces requieren una fertilidad baja para asentarse en las raíces de las plantas. Ver el Capítulo 13: Microorganismos Beneficiosos, para un mayor análisis sobre este tema.

pH

El pH del sustrato es una medida de su acidez relativa o alcalinidad. Los valores de pH oscilan entre 0 y 14; aquellos menores a 7 son ácidos y los mayores a 7 son alcalinos. La mayoría de las plantas nativas tienden a crecer mejor en niveles de pH entre 5.5 y 6.5, aunque algunas especies toleran niveles de pH más altos o más bajos. El principal efecto del pH en el crecimiento de las plantas es su control de la disponibilidad de nutrientes (figura 6.4). Por ejemplo, la disponibilidad de fósforo disminuye en valores de pH extremos porque el

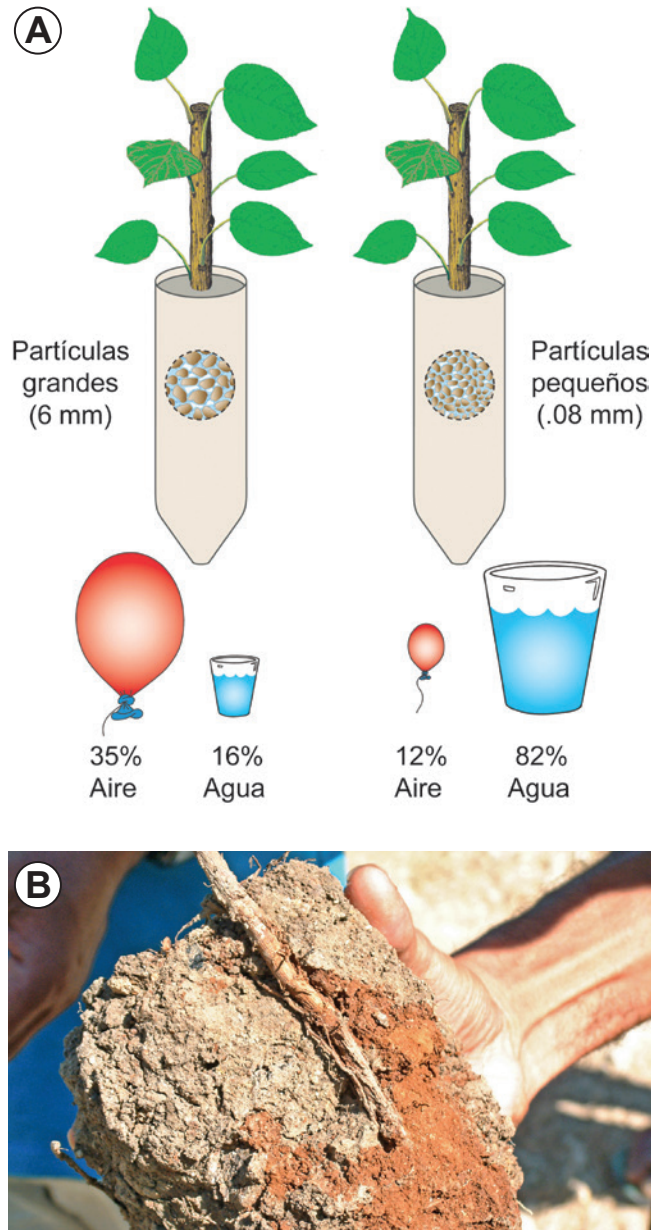


Figura 6.3—Cada uno de estos dos contenedores contiene un sustrato con partículas grandes (izquierda) o pequeñas (derecha) (A). Los globos correspondientes muestran las cantidades relativas de aire que retienen y los vasos muestran las cantidades relativas de agua que retienen. Cuando las partículas son de tamaño muy pequeño, como en este ejemplo de un sustrato con bastante arcilla, el desarrollo radicular se inhibe (B). Ilustración A de Jim Marin y foto B de J.B. Friday.

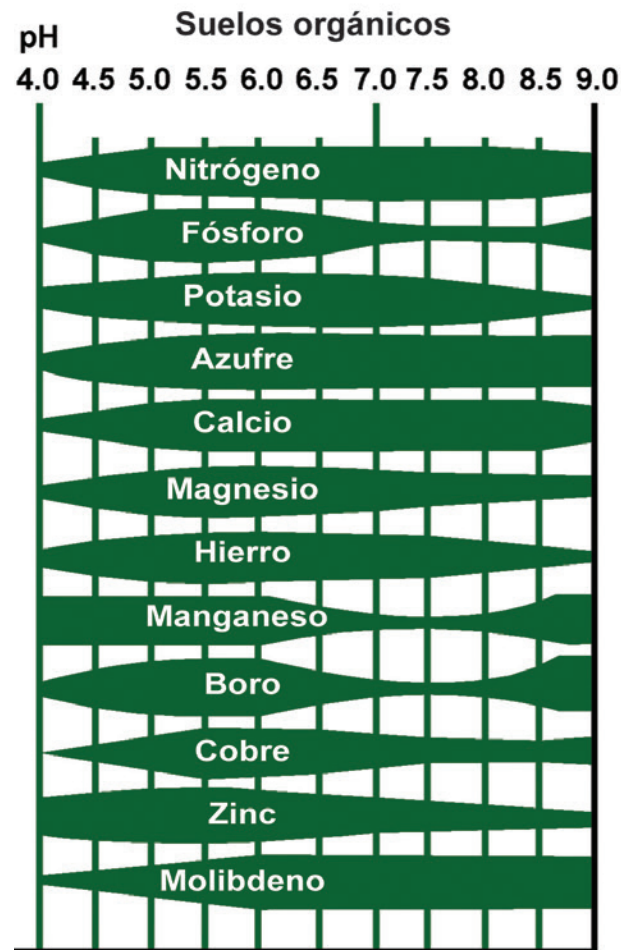


Figura 6.4—La disponibilidad de todos los nutrientes minerales se ve afectada por el pH del sustrato. En sustratos orgánicos, la máxima disponibilidad se produce entre 5.5 y 5.6. Ilustración adaptada de Bunt (1988) por Jim Marin..

fósforo se une con el hierro y el aluminio en niveles de pH bajos y con el calcio en niveles de pH altos. La disponibilidad de micronutrientes, como el hierro, se ve incluso más afectada por el pH. La clorosis férrica, causada por un pH alto, es una de las deficiencias nutricionales más comunes de los stocks de viveros. Excepcionalmente, niveles de pH altos o bajos también afectan la abundancia de patógenos y microorganismos beneficiosos. Por ejemplo, un pH bajo puede predisponer a la presencia de hongos de marchitamiento en plantas jóvenes.

Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC)

La CIC se refiere a la habilidad de un sustrato para retener iones con carga positiva. Debido a que la mayoría de los sustratos son inherentemente estériles, la CIC es una consideración muy importante. En el sustrato, las raíces de las plantas intercambian iones cargados excedentes por iones nutrientes cargados (figura 6.1), y luego estos nutrientes se transportan al follaje, donde se utilizan para el crecimiento y el desarrollo. Debido a que la CIC de un sustrato refleja su capacidad de almacenamiento de nutrientes, esta proporciona un indicio de con qué frecuencia se necesitará la fertilización. Dado que durante el riego se produce la lixiviación de nutrientes, los viveros que utilizan contenedores prefieren un sustrato con una CIC muy alta.

Cuadro 6.1—Distintas propiedades químicas y físicas de algunos materiales comúnmente utilizados para la elaboración de sustratos. Las tierras se contemplan por separado debido a que son una combinación de componentes orgánicos e inorgánicos, y son extremadamente variables. Adaptado de Buamscha y Altland (2005), Johnson (1968), Lovelace y Kuczarski (1994) y Newman (2007).

Componente	Densidad aparente	Porosidad: agua	Porosidad: aire	pH	Capacidad de intercambio catiónico
Ingredientes orgánicos					
Musgo de turba de <i>Sphagnum</i>	Very low	Muy alto	High	3 to 4	Muy alto
Corteza	Baja	Low	Muy alto	3 to 6	Alta
Bonote	Baja	Alta	Alta	6 to 7	Baja
Aserrín	Baja	Alta	Moderado	3 to 6	Baja
Cascarilla de arroz	Baja	Baja	Moderado	5 to 6	Baja
Compost	Variable	Variable	Variable	6 to 8	Alta
Ingredientes inorgánicos					
Vermiculita	Muy bajo	Muy alto	Alta	6 to 8	Alta
Perlita	Muy bajo	Alta	Alta	6 to 8	Muy bajo
Arena	Muy alto	Moderate	Muy bajo	Variable	Baja
Piedra pómez	Baja	Baja	Alta	6 to 8	Baja
Tierra de campo					
Tierra de campo	Variable	Variable	Variable	Variable	Variable

Propiedades Biológicas del Sustrato

El sustrato puede contener bacterias u hongos patógenos. Los ingredientes del sustrato que puedan tener patógenos se pueden tratar mediante la esterilización o pasteurización antes de su uso, como se describirá más adelante en este capítulo. En los viveros se prefiere el sustrato orgánico porque por lo general está libre de plagas. Si bien el musgo de turba técnicamente no es estéril, este no contiene patógenos ni semillas de malezas cuando se obtiene de fuentes confiables. La vermiculita y la perlita se vuelven completamente estériles durante la fabricación, cuando se exponen a temperaturas de hasta 1,832 °F (1,000 °C). Por lo general, el compost bien preparado está libre de plagas porque las temperaturas elevadas y sostenidas durante el compostaje matan a la mayoría de los patógenos. Otro beneficio del compostaje es que aumentan los microorganismos beneficiosos en las etapas finales del proceso. Por ejemplo, la corteza compostada de algunas especies de árboles contiene microbios que suprimen los patógenos y nematodos fúngicos comunes. Estos efectos supresores dependen del material primario y del tiempo de compostaje (Castillo 2004).

Ingredientes del Sustrato

Una vez que se comprenden las funciones y las características de los ingredientes de los sustratos (cuadro 6.1),

Por qué la Tierra de Campo es un Mal Sustrato

Si bien por instinto podría parecer que el cultivar plantas de vivero en contenedores llenos de tierra de campo local funcionaría bien, este no es el caso. Colocar tierra en un contenedor resulta en condiciones de cultivo completamente diferentes a las de tierra de campo sin restricciones. Estas condiciones no son favorables para el sano crecimiento de la raíz y desarrollo de la planta en el vivero. De hecho, los estudios de campo en áreas tropicales y subtropicales de África, Asia y América Latina mostraron un crecimiento inesperadamente deficiente de las plántulas después del trasplante al exterior; y correlacionaron este problema con un desarrollo radicular deficiente debido al uso de sustratos a base de tierra en los viveros (Miller y Jones 1995). La alternativa recomendada es reemplazar los sustratos a base de tierra, cuando sea posible, por sustratos orgánicos o “artificiales” elaborados con ingredientes como compost, turba o bonote (Miller y Jones 1995). Si es necesario utilizar tierra, esta debe representar solo un pequeño porcentaje de la mezcla, enriquecida con otros ingredientes para superar algunos de los problemas señalados en las siguientes secciones.

Volumen Restringido

A diferencia de las condiciones en el campo, las plantas de vivero tendrán acceso a una cantidad muy limitada de tierra. Este volumen limitado de enraizamiento proporciona a las plántulas solo pequeñas reservas de agua y nutrientes disponibles y la cantidad de estos recursos puede cambiar rápidamente. Debido a que las plantas solo tendrán un área limitada en la cual crecer sus raíces, este sustrato necesita ser el mejor material posible.

Desequilibrio de Microorganismos de la Tierra

Las tierras nativas contienen una infinidad de microorganismos: algunos son beneficiosos y otros patógenos. Estos organismos existen en un equilibrio natural en las tierras de campo, pero cuando estas tierras se colocan en los ambientes de cultivo del vivero, se altera este delicado equilibrio y se pueden desarrollar problemas. El riego y la fertilización frecuentes en los viveros favorecen el desarrollo de organismos patógenos, como los hongos de marchitamiento. Los ingredientes orgánicos bien procesados, especialmente el compost, a menudo combaten estos organismos nocivos.

Problemas con el Agua y el Aire

Las tierras arcillosas y limosas tienen partículas de tamaño muy pequeño y por lo tanto son densas, pesadas y tienen pocos espacios de aire, haciendo difícil que el agua se drene libremente al fondo del contenedor. Las tierras tropicales tienden a ser ricas en arcilla y bajas en material orgánico, y son susceptibles a la compactación por el manejo y el riego rutinarios en el vivero. Los suelos pesados también se acumulan en el fondo de los contenedores, creando espacios sin aire poco hospitalarios para el crecimiento de la raíz. Además, algunos sustratos a base de tierra se encogen cuando están secos y se hinchan cuando están mojados, dañando las raíces de las plantas.

Problemas con la Nutrición

En los contenedores, las tierras nativas no proporcionan las cantidades y los rangos de nutrientes necesarios para el rápido crecimiento de las plantas y, a menudo, inmovilizan ciertos nutrientes (Landis 1995). Las arcillas adsorben algunos nutrientes tan intensamente que en gran parte ya no pueden ser asimilados por las plantas, mientras que las tierras arenosas no retienen bien los nutrientes y pierden la mayoría de ellos a través de la lixiviación.

Variabilidad y Malezas

Las tierras son naturalmente variables, por lo que es difícil mantener la misma calidad de un contenedor a otro, de un cultivo a otro y de un año a otro, lo que dificulta bastante la producción consistente de los cultivos. Además, la tierra también contiene semillas de malezas, las cuales compiten por los nutrientes y el agua con las plantas que comparten su contenedor y obligan al cultivador a gastar más mano de obra en remover las malezas.

Preocupaciones de Sostenibilidad

También se debe considerar la sostenibilidad ecológica. La recolección de tierra vegetal es en realidad una operación minera que utiliza un recurso limitado que tardó miles de años en desarrollarse. Por ejemplo, en México, millones de metros cuadrados de suelo se extraen cada año para su uso en viveros de árboles, dejando atrás varias hectáreas agotadas en las que las plantas no pueden crecer bien (Wightman 1999).

Debido a estos problemas con la tierra de campo, los sustratos para viveros tropicales idealmente deberían basarse en ingredientes orgánicos, como compost, cortezas, cascarillas de arroz u otros materiales, pero no tierra de campo. Si se debe utilizar un sustrato que contenga tierra, este debe contener como máximo de 10% a 30% de tierra, enriquecida con ingredientes orgánicos para promover la aireación y el drenaje al mismo tiempo que se preserva la capacidad de retención de agua (Landis 1995). Más adelante en este capítulo se describe con más detalles cómo utilizar materiales orgánicos para crear sustratos y cómo incorporar un poco de tierra en las mezclas de sustrato de ser necesario.



Figura 6.5—Los ingredientes orgánicos comunes de los sustratos incluyen el musgo de turba (A), el compost (B), la corteza de árbol compostada (C), el bonote de coco (D) y el aserrín (E). Fotos A y E de Thomas D. Landis, foto B de George Hernández, y fotos C y D de Tara Luna.

se puede desarrollar un sustrato eficaz y asequible. Varios viveros tropicales mezclan sus sustratos ellos mismos. Algunos los compran premezclados de marcas comerciales. También es posible que algunos mezclen sus propios sustratos para contenedores más grandes, pero compran sustratos estériles para los germinantes. Un sustrato típico está compuesto de dos o tres ingredientes seleccionados para proporcionar ciertas propiedades físicas, químicas o biológicas. Las mezclas de ingredientes orgánicos e inorgánicos son populares porque estos materiales tienen propiedades opuestas, pero complementarias (cuadro 6.1).

Ingredientes Orgánicos

Los ingredientes orgánicos comunes incluyen el compost, el bonote de coco, el musgo de turba, la corteza, las cascarillas de arroz, el aserrín o cualquier otro material apropiado disponible localmente. Estos materiales son ligeros, tienen una alta capacidad de retención de agua y CIC, y algunos contienen pequeñas cantidades de nutrientes minerales. Algunos de estos ingredientes orgánicos requieren el cribado o el compostaje de materias primas locales antes de su uso. El vivero puede elegir realizar el procesamiento, o un proveedor local se puede especializar en el compostaje o el procesamiento de materiales locales para vender al vivero a un costo razonable.

Musgo de Turba

Actualmente, el musgo de turba de *Sphagnum* es el componente orgánico más común de los sustratos en viveros de zonas templadas (figura 6.5A). Si bien ciertos tipos de musgo de turba pueden parecer similares, estos pueden tener propiedades físicas

y químicas muy diferentes. Las propiedades hortícolas del musgo de turba de *Sphagnum* (cuadro 6.1) y el hecho de que tiene una calidad uniforme lo convierten en la única opción de musgo de turba para viveros de plantas que utilizan musgo de turba. La mayoría de los musgos de turba provienen de Canadá, algunos de Nueva Zelanda y la fuente tropical conocida es Indonesia (Miller y Jones 1995). Por lo tanto, la importación de turba es costosa y problemática para la mayoría de los viveros tropicales. Además, la extracción y el transporte de musgo de turba a gran escala es una inquietud de sostenibilidad e incluso los viveros con temperaturas templadas están considerando alternativas. En las zonas tropicales donde el musgo de turba es razonablemente asequible y está disponible, algunos viveros lo utilizan en cantidades limitadas para mezclas de germinantes o para aprender a cultivar especies nativas desconocidas. Algunos viveros pueden utilizar la turba como elemento de transición, comparando las propiedades de la turba con materiales locales como el compost o el bonote para desarrollar alternativas locales para los sustratos a medida que se avanza con la producción de las plantas.

Compost

Debido a los riesgos del uso de tierras y al costo de importación del musgo de turba, muchos viveros tropicales prefieren el compost orgánico como alternativa ecológica al musgo de turba (figura 6.5B). Por ejemplo, en Florida, una variedad de plantas nativas cultivadas en compost de residuos de jardín biosólidos, llegaron a ser tan grandes como, o más grandes que, las cultivadas en un sustrato a base de turba (Wilson y Stoffella 2006). El compost es un excelente componente orgánico sostenible para cualquier sustrato y mejora significativamente las características físicas y químicas del sustrato mejorando la capacidad de reten-

ción de agua, la porosidad de aireación y la fertilidad. También se ha descubierto que algunos compost suprimen a los patógenos transmitidos a través de las semillas y la tierra. La calidad del compost puede variar de forma significativa entre los diferentes materiales base e incluso de un lote a otro, por lo que los cultivadores siempre deben probar los materiales nuevos antes de su uso general.

El compostaje es la descomposición física y química de materiales orgánicos causada por las actividades digestivas de insectos, hongos y bacterias (figura 6.6A). Las materias primas para el compost incluyen cualquier residuo vegetal como los restos de verduras o frutas, hojas, malezas o derivados, como vainas de cacao, pulpa de café, bagazo de la caña de azúcar, recortes de huerto y cascarillas de arroz; residuos acuáticos como malezas acuáticas (como la maleza nociva el jacinto de agua) o desechos de pescados provenientes del procesamiento de pescados; desechos animales como estiércol, plumas y lechos; y desechos de madera como corteza o aserrín. A veces, estos productos se consideran materias residuales y se queman o eliminan generando un costo para el productor, el compostaje los convierte en un recurso valioso. A través del compostaje, también se pueden reciclar los residuos de los viveros orgánicos, incluyendo sustratos usados y plántulas entresacadas. Es importante tener en consideración la sostenibilidad y la renovabilidad de la fuente del compost. Por ejemplo, en el pasado se consideraba que las algas eran un buen material para el compostaje, hasta que las personas empezaron a comprender la importancia de las algas para la cría de peces y el daño que se ocasionaba al agotar las algas silvestres durante la temporada de cría de peces. Algunos viveros cultivan parte de sus propios ingredientes de compostaje utilizando árboles fijadores de nitrógeno o plantas de rápido crecimiento como la consuelda, la cual se puede recortar año tras año. Cultivadores de todas partes deben poder encontrar una fuente sostenible de materia orgánica que pueda ser compostada y utilizada como componente de sustratos.

La corteza compostada de una amplia variedad de especies de árboles se ha utilizado con éxito como componente de sustratos (figura 6.5C), especialmente para contenedores de mayor volumen. En el sur de los Estados Unidos, la corteza de pino compostada se ha convertido en un ingrediente estándar en los sustratos para viveros hortícolas (Landis y Morgan 2009). El tamaño de las partículas de la corteza es importante y este tamaño se puede controlar mediante la molienda con martillo y cribado (Gordon 2004). El obtener corteza de calidad consistente puede ser un problema. La corteza compostada con fertilizante suplementario de nitrógeno suministra el nitrógeno que los microorganismos necesitan durante la descomposición y ayuda a reducir la relación de carbono-nitrógeno (C:N).

Crear un compost de calidad constante año tras año es un objetivo difícil (Miller y Jones 1995). Un vivero puede elegir elaborar su propio compost o contratar esta labor a un procesa-

dor local. Idealmente, el compost se elabora con una mezcla de materiales orgánicos. Todo el material debe ser picado, triturado o cortado en pedazos pequeños (0.5 a 2 pulg [1 a 5 cm]) para fomentar una descomposición más rápida y un producto final más uniforme. El método más común de compostaje es colocar materiales orgánicos en montículos y permitir que se descompongan. Los montículos deben ser mezclados periódicamente para mantener una aireación adecuada y se debe mantener la humedad en aproximadamente 50% con una sensación parecida a una esponja húmeda (figuras 6.6B, 6.6C). Las temperaturas en los montículos cambian con el tiempo a medida que progresa la descomposición microbiana (figura 6.6D). En los primeros días, la temperatura sube a entre 100 °F y 120 °F (38 °C y 49 °C) a medida que los materiales más pequeños y fácilmente biodegradables se descomponen. Después, las temperaturas aumentan a entre 130 °F y 150 °F (54 °C y 65 °C) a medida que se descomponen más materiales. Se debe mantener una temperatura pico de aproximadamente 160 °F (71 °C) durante varios días para destruir las semillas de malezas y los patógenos fúngicos. Por último, la temperatura baja a alrededor de 105 °F (40 °C) e inferior durante la etapa de “curado.” Se puede monitorear el proceso con un termómetro (figura 6.6E). El compost maduro se puede elaborar en 2 a 4 meses en los trópicos húmedos. Es importante señalar que el compost finalizado solo tendrá aproximadamente 40% de volumen que el material original fresco. A menudo, los cultivadores tienen dos o más montículos de compost en distintas etapas de descomposición para tener un suministro disponible continuamente. Para pautas más detalladas sobre la elaboración de compost, ver Wightman (1999), Martin y Gershuny (1992) y Castillo (2004).

Un compost maduro no debe producir un olor desagradable o calor antes de incorporarlo a un sustrato. El compost debe ser de color oscuro y tener un olor rico y terroso (figura 6.7A). La textura debe ser quebradiza y grumosa; los materiales orgánicos originales no deben ser reconocibles. Las lombrices y los insectos de tierra pueden vivir en compost maduros y pueden ser una señal de que el compost está completo y listo para usar (figura 6.7B). Para determinar si el compost está listo, colocar dos puñados húmedos en una bolsa de plástico, sellarla y dejarla en un lugar oscuro y fresco. Después de 24 horas, abrir la bolsa: el compost no está listo si se siente caliente o huele a estiércol o amoníaco. Se debe cribar el compost finalizado a través de una criba similar a la utilizado para la tierra de campo antes de su uso. El compost puede ser analizado enviándolo a un laboratorio de suelos, con un “bioensayo” y con un medidor de CE, tal y como se describe en la sección de análisis de sustratos.

La C:N es un buen indicador de si el nitrógeno será limitante o excesivo (Landis y Morgan 2009). Cuanto más alto sea la C:N, mayor será el riesgo de que el nitrógeno no esté disponible para las plantas. El carbono en compuestos que se descomponen fácilmente, como los azúcares y la celulosa, se usa rápidamente como fuente de energía por los microorganismos de la tierra, que también necesitan nitrógeno para su crecimiento y

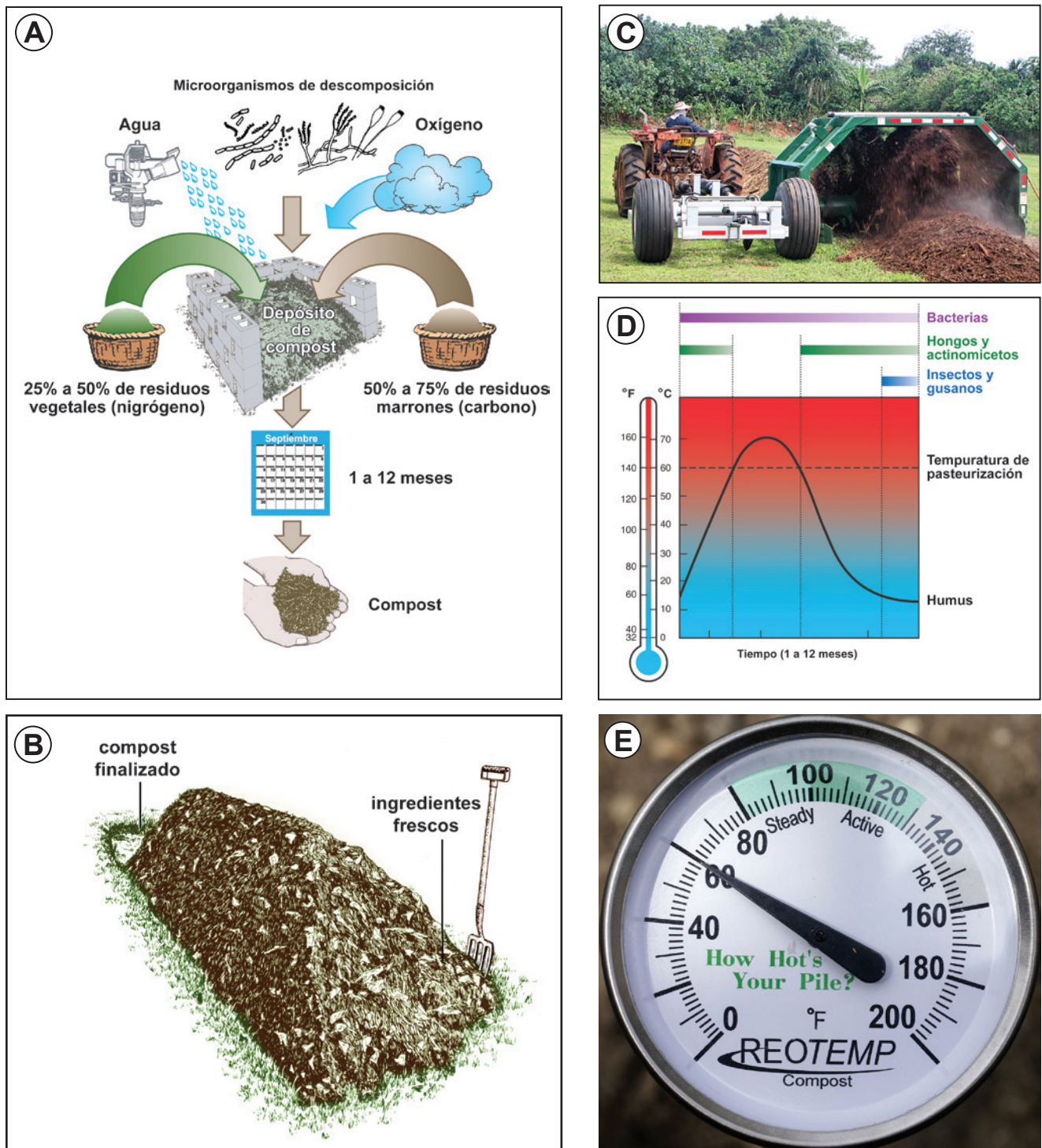


Figura 6.6—La elaboración de un buen compost toma de 1 a 12 meses y requiere la mezcla apropiada de materiales orgánicos y un ambiente ideal para los microorganismos que descomponen los materiales (A). Es fundamental el mezclado frecuente para fomentar una buena aireación y esto se puede realizar a mano (B) o utilizando un equipo (C). El compost pasa por una curva de temperatura típica debido a una sucesión de distintos microorganismos (D), por lo que se debe supervisar el proceso con un termómetro de tallo largo (E). Ilustraciones A, B y D de Dumroese y otros (2008), foto C de Ronald Overton y foto E de Thomas D. Landis.



Figura 6.7—Es necesario verificar la madurez del compost comercial o casero antes de usarlo en el sustrato; en un compost maduro, los componentes originales ya no son visibles y el material es oscuro y grumoso (A). Por lo general, se pueden observar lombrices e insectos de tierra en un compost maduro (B). Foto A de Tara Luna y foto B de Thomas D. Landis.

reproducción. Debido a que este nitrógeno se almacena en sus células, este no está disponible para ser absorbido por la planta. A medida que las fuentes de carbono se agotan, las altas poblaciones de microorganismos de la tierra mueren gradualmente y se libera el nitrógeno para el crecimiento de las plantas. Cuando la C:N es mayor que 15:1, el nitrógeno disponible se inmoviliza. No obstante, cuando la C:N es menor que 15:1, el nitrógeno está disponible para su absorción por planta. Algunos compost tienen una C:N tan baja como 10:1, lo que indica que son una fuente que está tan lista para tener nitrógeno disponible que se consideran fertilizantes. Los desechos de madera, como el aserrín, tienen una C:N muy alta (400:1 a 1,300:1). Con frecuencia, estos materiales se compostan con estiércol o se complementan con fertilizante para aportar el nitrógeno necesario. La C:N de la corteza de los árboles puede ser considerablemente más baja que la del aserrín (70:1 a 500:1) y se ha convertido en el material preferido para los compost hortícolas.

Bonote de Coco

El polvo de bonote, la turba de coco o simplemente el bonote, es un derivado del procesamiento de las cáscaras de coco. Este material ha demostrado ser un excelente componente orgánico para los sustratos usados en contenedores y es fácilmente obtenible en algunos lugares tropicales (figura 6.5D). El bonote de coco tiene varias cualidades deseables: gran capacidad de retención de agua; drenaje excelente; ausencia de malezas y patógenos; resistencia física (resiste la compresión del empaquetado mejor que la turba Sphagnum); descomposición lenta; fácil humectabilidad; y niveles aceptables de pH, capacidad de intercambio catiónico y conductividad eléctrica.

El bonote es bastante similar a la turba en apariencia y estructura y, al igual que la turba, las propiedades físicas y químicas del bonote pueden variar ampliamente de una fuente a otra (Evans y otros 1996; Noguera y otros 2000). El bonote tiene poco nitrógeno, calcio y magnesio, no obstante, puede tener cantidades relativamente altas de fósforo y potasio (Noguera y otros 2000).

El exceso de salinidad y compuestos fenólicos en el bonote puede ser un problema en áreas con un control de calidad inadecuado (Ma y Nichols 2004). Además, algunas fuentes de bonote han contenido, presuntamente, cloruros a niveles tóxicos para muchas plantas. Por lo tanto, es muy importante lixiviar minuciosamente las sales y otros compuestos usando agua dulce antes de su envío y uso. En comparación con Asia, el bonote se produce en muy bajas cantidades en la América tropical y, actualmente, los suministros de bonote son limitados en algunas áreas. Los viveros deben encontrar una fuente que sea consistente y de calidad, y luego añadir el bonote a los sustratos primero a modo de prueba, analizando los efectos especie por especie.

Aserrín

El aserrín crudo, con su C:N alta, puede afectar negativamente la disponibilidad de nutrientes, especialmente de nitrógeno; sin embargo, se pueden mejorar sus propiedades con el compostaje (figura 6.5E; Miller y Jones 1995). Además, debido a las diferencias inherentes en las propiedades químicas entre los distintos tipos de madera, la conveniencia del aserrín como un componente orgánico para sustratos es extremadamente variable. Algunas especies producen aserrín con efectos fitotóxicos. Solo se debe considerar el uso de aserrín de los aserraderos porque otros residuos de madera, como los de las tablas tratadas, pueden contener preservantes o productos químicos nocivos. El aserrín de los aserraderos costeros puede contener altos niveles de sales, por lo que todas las posibles fuentes deben ser analizadas antes de su uso general en el vivero.

Cascarillas de Arroz

Las cascarillas de arroz son las cubiertas de los granos de arroz, un producto residual del procesamiento del arroz (Landis y Morgan 2009). En Indonesia, durante muchos años se ha

utilizado las cascarillas o cáscaras de arroz como sustrato para macetas con turba obtenida localmente (Miller y Jones, 1995). Varios viveros han utilizado cascarillas de arroz procesadas con un molino de matillos, cribadas y compostadas en lugar de cortezas compostadas (Landis y Morgan 2009).

Otros Posibles Ingredientes Orgánicos

Casi cualquier otro material orgánico que esté disponible localmente tiene el potencial para ser un complemento importante para los sustratos medios de cultivo de viveros. Demora más producir material compostado, no obstante, este tiene una textura y un contenido nutricional más confiable que la materia prima. Por ejemplo, el estiércol de corrales y otros residuos orgánicos de las operaciones agrícolas compostados son excelentes candidatos y con frecuencia están disponibles de forma gratuita si se pueden transportar. Todos los materiales “caseros” requieren un esfuerzo para procesar y ajustar para crear un producto consistente. No obstante, el producto final valdrá la pena el esfuerzo porque estará desarrollando su propio sustrato especializado con ingredientes locales de bajo costo que no tienen que ser transportados.

Ingredientes Inorgánicos

Se añade materiales inorgánicos al sustrato para producir y mantener un sistema estructural de macroporos que mejore la aireación y el drenaje (Mastalerz 1977). Varios ingredientes inorgánicos tienen una CIC muy baja y proporcionan una base químicamente inerte para el sustrato. Los materiales inorgánicos con densidades aparentes altas proporcionan estabilidad para los contenedores grandes que no necesitan soporte. Habitualmente se utilizan varios materiales como ingredientes inorgánicos en los sustratos en viveros de plantas nativas, incluyendo grava, arena, vermiculita, perlita, piedra pómez y bolitas de poliestireno.

Vermiculita

La vermiculita es un componente común (figura 6.8A) y es un material de silicato hidratado de aluminio, hierro y magnesio que tiene una estructura parecida a la de un acordeón (figura 6.8B). La vermiculita tiene una densidad aparente muy baja y una capacidad de retención de agua extremadamente alta, aproximadamente cinco veces su peso. Este material también tiene un pH neutro, una CIC alta (cuadro 6.1) y contiene pequeñas cantidades de potasio y magnesio. La vermiculita se produce en cuatro grados en base al tamaño de las partículas, lo que determina la proporción relativa de porosidad de aireación y de retención de agua. Los grados 2 y 3 son los que se usan más comúnmente en sustratos; prefiriéndose el grado 2 cuando se desea más porosidad de aireación, mientras que el grado 3 produce más capacidad de retención de agua. Una mezcla 1:1 de musgo de turba y vermiculita gruesa es una mezcla de sustrato común en muchos viveros templados.

Perlita

La perlita es un material silíceo de origen volcánico (figura 6.8C). Las partículas de perlita tienen una estructura única de células cerradas, por lo que el agua se adhiere solo a su superficie, no absorben agua como el musgo de turba o la vermiculita. Por lo tanto, los sustratos que contienen perlita están bien drenados y son ligeros. La perlita también es rígida y no se comprime fácilmente, lo que fomenta una buena porosidad. Debido a las altas temperaturas en las que se procesa, la perlita es completamente estéril. También es prácticamente infértil, tiene una CIC mínima y un pH neutro (cuadro 6.1). Usualmente, se incluye la perlita para aumentar la aireación y las mezclas comerciales contienen no más de 10% a 30% de perlita. Los grados de perlita no están estandarizados, pero por lo general en los sustratos se utilizan los grados 6, 8 o “grado de propagación.” A menudo, los grados de perlita contienen una serie de tamaños de partículas, dependiendo de los tamaños de criba utilizados durante la fabricación. Una preocupación de seguridad es que la perlita puede contener cantidades considerables de polvo muy fino que causa irritación ocular y pulmonar durante la mezcla. Mojar el material mientras se mezclan y el uso de mascarillas y gafas protectoras puede reducir este riesgo.

Piedra Pómez y Cenizas (Escoria)

La piedra pómez (figura 6.8D) es un tipo de roca volcánica que consiste principalmente de dióxido de silicio y óxido de aluminio con pequeñas cantidades de hierro, calcio, magnesio y sodio. La naturaleza porosa de las partículas de la piedra pómez mejora la porosidad de la aireación, pero también retiene agua dentro de los poros. La piedra pómez es el ingrediente inorgánico más duradero y por lo tanto resiste la compactación. La ceniza (a menudo llamada escoria) es otro tipo de roca volcánica y un componente de sustratos común en áreas volcánicas como Hawái, donde los cultivadores pueden cribar las rocas de ceniza para obtener los tamaños deseados para sus contenedores (figura 6.8E).

Arena

La arena es uno de los materiales más fácilmente obtenibles y es relativamente asequible. La composición de la arena varía ampliamente. Se debe tener en consideración el tipo de arena y los tamaños de las partículas de arena al evaluar si la arena local es un componente adecuado. Por ejemplo, algunas arenas limosas de río con tamaño de partícula pequeño pueden tener un efecto negativo grave en el sustrato haciéndolo excesivamente pesado y no contribuyendo a mejorar la aireación o el drenaje.

Los viveros con acceso a arenas silíceas (de granito o derivadas de esquisto) pueden utilizar arena local como componente inorgánico. Sin embargo, las arenas derivadas de fuentes calcáreas (como coral o caliza) (figura 6.8F) son altas en carbonato cálcico (CaCO₃) y pueden tener valores de pH peligrosamente altos. Los cultivadores pueden analizar las arenas añe-

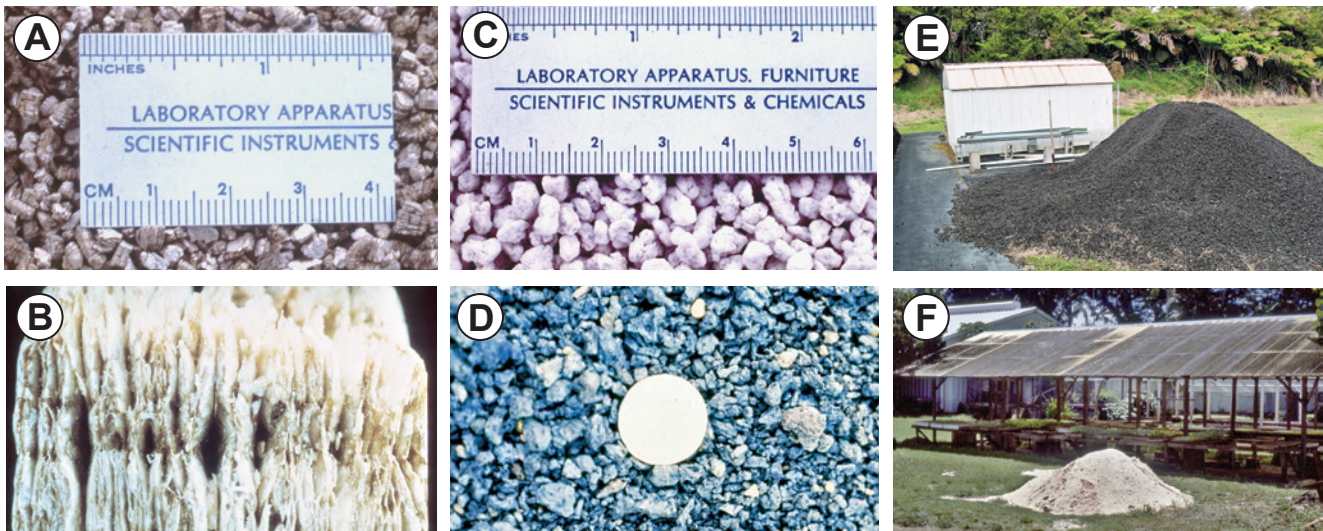


Figura 6.8—Ingredientes inorgánicos comunes de los sustratos. Las partículas de vermiculita hortícola (A) parecen acordeones (B) debido a su estructura extendida de placas paralelas que permiten que la vermiculita absorba agua y nutrientes minerales disueltos como una esponja. Las partículas de perlita tienen una estructura de células cerradas que evita la absorción de agua y mejora la aireación y el drenaje (C). Las partículas de piedra pómez (D) y ceniza (E) también mejoran la aireación. La arena también se usa como componente inorgánico, sin embargo, podría afectar el pH (F). Fotos A, B, C y D de Thomas D. Landis, y fotos E y F de Tara Luna.

diendo una gota de ácido diluido o incluso vinagre fuerte, una reacción efervescente indica la presencia de CaCO_3 . Es mejor no utilizar tierras o arenas a base de coral si fuese posible, no obstante, de ser necesario, añadir bastante materia orgánica para ayudar a amortiguar los efectos. Algunas plantas cultivadas en su vivero pueden ser adaptadas a las condiciones de las tierras calcáreas locales y pueden no sufrir por el aumento de pH si se utiliza la arena con moderación.

La arena se usa para aumentar la porosidad, sin embargo, pequeñas partículas de arena pueden alojarse en los espacios de poros existentes y reducir la aireación y el drenaje. En general, los tamaños de 0.002 a 0.010 pulg (0.05 a 0.25 mm) son muy pequeños y bloquearán los orificios de drenaje y reducirán la aireación (Wilkerson 2011). Las partículas más grandes (medias a gruesas) son más adecuadas para aumentar la porosidad. La recomendación general es lavar la arena (eliminando el contenido de sal si la hubiese) y esterilizarla o pasteurizarla antes de incorporarla en el sustrato (Miller y Jones 1995). Estas técnicas se describen más adelante en el capítulo. Quizás la más grave desventaja de utilizar arena en los sustratos es su peso, lo cual causa problemas con la manipulación y aumenta el costo de envío (Gordon 2004).

Bolitas u Hojuelas de Poliestireno

El poliestireno es más comúnmente conocido por su nombre comercial Styrofoam™. Las bolitas u hojuelas de poliestireno son un derivado del procesamiento. El poliestireno aumenta la aireación y el drenaje, disminuye la densidad aparente y es altamente resistente a la descomposición (Wilkerson 2011). Es improbable poder encontrar poliestireno nuevo como material disponible

localmente y muchas personas están eliminando gradualmente su uso debido a preocupaciones de sostenibilidad. Podría ser posible reciclar poliestireno y utilizar pedazos en sustratos a pesar de que no es biodegradable y a menudo se le considera indeseable para el trasplante en exterior en sitios de proyectos.

Elaboración de Sustratos

Es probable que existan tantas recetas para sustratos como cantidad de viveros; no existen recomendaciones globales (Jaenicke 1999). Todo administrador de viveros debe ser capaz de experimentar y encontrar ingredientes locales adecuados y asequibles para crear un buen sustrato. En los viveros que usan contenedores se utilizan tres tipos generales de sustratos (cuadro 6.2):

1. **Sustrato para la Propagación de Semillas.** Para germinación de semillas o el arraigo de germinantes (semillas que han brotado), el sustrato debe ser estéril y tener una textura más fina para mantener una humedad alta alrededor de las semillas germinantes.
2. **Sustrato para el Enraizamiento de Esquejes.** Los esquejes se enraízan mediante aspersión fina frecuente, por lo que el sustrato debe ser muy poroso para evitar el anegamiento y permitir una buena aireación, la cual es necesaria para la formación de raíces.
3. **Sustrato de Trasplante.** Cuando las plántulas más pequeñas o los esquejes enraizados se trasplantan en contenedores más grandes, el sustrato es por lo general más grueso.

Cuadro 6.2—Ejemplo de sustratos para distintos usos en los viveros. El sustrato ideal variará para distintos viveros, ambientes y especies de plantas..

Tipo de sustrato	Propiedades	Ejemplos de sustrato (por volumen)	Referencia
Para la propagación de semillas	Mantiene una humedad uniforme alrededor de las semillas germinantes (ni demasiado húmedo ni demasiado seco); sin fertilizante; libre de plagas y enfermedades.	<ul style="list-style-type: none"> • 3 partes de perlita por 1 parte de vermiculita gruesa (para plantas de playa) • 4 partes de perlita por 1 parte de turba • 3 partes de cenizas pequeñas enjuagadas por 1 parte de turba por 1 parte de perlita 	Lilleeng-Rosenberger (2005)
		<ul style="list-style-type: none"> • Arena fina de cuarzo lavada [0.02 a 0.04 pulg (0.5 a 1 mm)] (el 100% de arena necesitará un riego frecuente) 	Jaenicke (1999)
Para el enraizamiento de esquejes	Poroso para prevenir el anegamiento y permitir una buena aireación para la formación de raíces; proporciona soporte a los esquejes; libre de enfermedades y semillas de malezas.	<ul style="list-style-type: none"> • 3 partes de perlita por 1 parte de vermiculita • 3 partes de cenizas pequeñas enjuagadas por 1 parte de turba por 1 parte de perlita • 100% cenizas pequeñas enjuagadas (pero necesita aspersión fina frecuente) 	Lilleeng-Rosenberger (2005)
		<ul style="list-style-type: none"> • 100% arena de cuarzo lavada (2 mm) 	Jaenicke (1999)
		<ul style="list-style-type: none"> • 1 parte de arenilla o grava fina por 1 parte de arena lavada por 1 parte de aserrín maduro • 1 parte de arenilla o grava fina por 1 parte de aserrín maduro 	Longman (1998)
De trasplante	Más grueso; lo suficientemente pesado para mantener a las plantas erguidas; puede contener algunos nutrientes; libre de enfermedades y semillas de malezas.	<ul style="list-style-type: none"> • 1 parte de turba por 1 parte de vermiculita • 2 partes de cenizas o perlita por 1 parte de compost bien descompuesto por 1 parte de turba 	Lilleeng-Rosenberger (2005)
		<ul style="list-style-type: none"> • 1 parte de arena gruesa por 2 partes de bonote de coco por 1 parte de tierra vegetal /cubierta vegetal • 2 partes de bagazo por 1 parte de cascarillas de arroz por 1 parte de suelo aluvial • 1 parte de pasto bien formado por 1 parte de cascarillas de arroz o piedra pómez • 3 partes de corteza compostada por 1 parte de arena por 1 parte de esquisto 	Miller y Jones (1995)
		<ul style="list-style-type: none"> • 2 partes de compost bien descompuesto por 2 partes de arena por 1 parte de tierra arcillosa 	Wightman (1999)
		<ul style="list-style-type: none"> • 3 partes de bonote por 1 parte de compost • 30% cascarillas de arroz compostadas, 50% corteza de pino y 20% arena 	Lovelace (2011)

Debido a las diversas características de los distintos ingredientes de los sustratos, se puede formular un sustrato con casi cualquier propiedad deseada. Las propiedades físicas, químicas y biológicas de cada sustrato interactúan fuertemente con las prácticas culturales de los viveros, particularmente el riego, la fertilización y el tipo de contenedor. Al considerar un nuevo sustrato, primero se debe probar a escala pequeña con varias especies diferentes y evaluar su idoneidad antes de realizar un cambio significativo en todo el cultivo. Al final de este capítulo se proporciona información sobre las pruebas y puede encontrar más detalles sobre las formas adecuadas de análisis en el Capítulo 20: Descubrir Formas para Mejorar las Prácticas del Vivero y la Calidad de las Plantas.

Compra de Una Mezcla Comercial

Hay disponible una variedad de mezclas comerciales que ofrecen combinaciones de los ingredientes orgánicos e inorgánicos descritos anteriormente. Para atraer a un mercado más amplio, varias marcas contienen una amplia variedad de enmiendas adicionales, incluyendo fertilizantes, agentes humectantes, geles hidrófilos e incluso microorganismos beneficiosos. Varias enmiendas son formuladas para cultivos distintos a las plantas de viveros tropicales y pueden hacer más daño que bien. Concretamente, los hidrogeles pueden hacer que los sustratos retengan demasiada agua y, en realidad, disminuyen la porosidad de aireación cuando se expanden. Siempre hay que revisar la etiqueta para asegurarse qué hay exactamente en la mezcla.

Elaboración de una Mezcla Personalizada

Varios cultivadores de plantas tropicales prefieren mezclar sus propios sustratos personalizados (figura 6.9). Además de ahorrar dinero, la mezcla personalizada es particularmente útil en viveros pequeños donde se necesitan mezclas separadas para cumplir con los requisitos de propagación de las distintas especies. Por ejemplo, un sustrato muy poroso y bien drenado podría ser necesario para plantas de hábitats muy secos, pero se necesita un segundo tipo para plantas costeras y un tercer tipo para especies de zonas húmedas.

Los ingredientes comerciales estándar, como la turba y la vermiculita, pueden comprarse al por mayor (por pallet o carga de contenedor a las islas) para reducir costos. Estos ingredientes se han utilizado en todo el mundo y pueden constituir buenos ingredientes básicos de sustratos durante la puesta en marcha del vivero. Debido a la pronunciada curva de aprendizaje en el cultivo de plantas tropicales y el funcionamiento de un vivero, algunos administradores pueden elegir importar ingredientes costosos, pero bien investigados hasta identificar un suministro consistente de equivalentes locales. Otros pueden usar pequeñas cantidades de ingredientes importados para la propagación de semillas o la propagación de esquejes, pero usan ingredientes locales para los trasplantes.

Uso de Tierra de Campo

No se recomienda el uso de tierra de campo para el cultivo de plantas de vivero. No obstante, las circunstancias pueden requerir que algunos viveros incluyan un poco de tierra de campo en sus sustratos mientras se desarrollan alternativas más asequibles y sostenibles, razón por la cual se discuten aquí sustratos a base de tierra.

Al elegir la tierra, usar tierra vegetal oscura que tenga un alto porcentaje de materia orgánica; los suelos francosarenosos más ligeros son mejores que las arcillas pesadas. Después de la recolección, cribar la tierra a través de una criba de 0.5 pulg (12 mm) para eliminar los residuos y objetos grandes como las rocas (figura 6.10). Cuando se use tierra de campo, la pasteurización por calor (descrita más adelante en este capítulo) puede eliminar los patógenos fúngicos, las plagas de insectos, los nematodos y las malezas.

Las mezclas a base de tierra son más seguras para los sustratos de trasplante cuando se trasplanta en contenedores más grandes, como las bolsas de polietileno o macetas de 1 galón. Las propiedades de las mezclas a base de tierra hacen que sean inadecuadas para contenedores más pequeños y el riesgo de enfermedades las hace inadecuadas en sustratos para la germinación de semillas o el arraigo de esquejes. La tierra no debe constituir más del 10% al 20% del sustrato de trasplante por volumen, aunque algunos viveros utilizan hasta el 30%. Los ingredientes restantes, como por ejemplo la corteza, el aserrín y la piedra pómez, fomentan el



Figura 6.9—Muchos cultivadores prefieren mezclar sus propios sustratos específicos para las especies usando distintos ingredientes (A). En el vivero de árboles nativos en Reserva Natural, Cañón de San Cristóbal, Barranquitas, Puerto Rico, se usa y vende sustratos que contienen arena y compost locales mezclados con algunos ingredientes importados (B). Foto A de Tara Luna y foto B de Brian F. Daley.

drenaje y la aireación al mismo tiempo que mantienen una alta capacidad de retención de agua (Landis 1995).

Uso de Enmiendas

Una enmienda es un material complementario que contribuye a menos del 10% de la mezcla, mientras que un ingrediente por lo general representa un porcentaje mayor. Se puede añadir una variedad de materiales al sustrato durante el proceso de mezcla, entre ellos fertilizantes, cal, surfactantes, hidrogeles e inóculo micorrizal. Sin embargo, muchos de estos materiales pueden no ser deseables y, de hecho, pueden ser perjudiciales para el crecimiento de la planta porque son formulados para otros cultivos. Si se toma la decisión de utilizar enmiendas, la incorporación uniforme es importante debido



Figura 6.10—Si se tiene que usar tierra de campo como ingrediente, esta debe ser cribada para eliminar residuos y otras partículas grandes antes de su uso. Foto de Brian F. Daley.

a que las raíces de las plantas solo tienen acceso a un volumen limitado de sustrato en los contenedores relativamente pequeños usados en los viveros de plantas tropicales. La mezcla desigual de los fertilizantes añadidos es uno de los factores principales que causan el crecimiento desigual en el stock de viveros que usan contenedores (Whitcomb 2003). Si se decide utilizar cualquier enmienda, primero se deben probar a pequeña escala, utilizando las técnicas descritas en el Capítulo 20: Descubrir Formas para Mejorar las Prácticas del Vivero y la Calidad de las Plantas.

Piedra Caliza Dolomítica. Conocida como “cal” en horticultura, tradicionalmente se ha añadido a los sustratos para elevar el pH y suministrar calcio para la nutrición de las plantas. Existen mejores formas de suministrar calcio, por lo que no recomendamos las enmiendas de piedra caliza a menos que el vivero esté cultivando plantas que requieran un pH neutro o alcalino.

Fertilizantes Iniciales. Algunos sustratos comerciales contienen una pequeña “dosis inicial” de fertilizante granulado soluble. Si no es posible la fertirrigación (agua de riego que contiene fertilizante líquido), entonces el fertilizante inicial puede ser una buena idea para asegurar que las plantas jóvenes en desarrollo tengan acceso rápido a nutrientes minerales. Dado que el fertilizante es una sal, nunca es recomendable incorporar grandes cantidades de fertilizante soluble debido al alto potencial de toxicidad salina.

Fertilizantes de Liberación Controlada. Los sustratos comerciales y las mezclas personalizadas a menudo incluyen fertilizantes de liberación controlada. Es importante conocer la fórmula del fertilizante y su velocidad de liberación. Ver el Capítulo 12: Nutrición y Fertilización de las Plantas, para un mayor análisis de estos fertilizantes. Tener en cuenta que, cuando se usan en climas tropicales cálidos, los fertilizantes de liberación controlada tendrán velocidades de liberación mucho más rápidas que las indicadas en la etiqueta, las cuales están dirigidas a zonas templadas.

Surfactantes. Estas enmiendas químicas, también conocidas como “agentes humectantes,” rompen la tensión superficial del agua y aumentan la humectabilidad de materiales orgánicos hidrófobos como el musgo de turba y la corteza de pino. Se ha demostrado que algunos surfactantes afectan negativamente al crecimiento de las plantas. Antes de utilizar surfactantes, asegurarse de que realmente existe un problema y que este puede resolverse potencialmente a través de la utilización del producto. Preguntar a otros viveros sobre sus experiencias con los surfactantes y realizar pequeñas pruebas antes de usarlos operativamente.

Geles Hidrófilos. Conocidos también como “hidrogeles,” son polímeros reticulados que absorben varias veces su propio peso en agua. Se ha propuesto su uso como aditivos para aumentar la capacidad de retención de agua de los sustratos. Varias marcas de sustratos contienen hidrogeles, no obstante, ninguna evidencia empírica demuestra que mejoren el crecimiento de las plantas. Debido a que los cultivos de viveros se riegan de forma regular, raramente se justifica el uso de hidrogeles.

Inóculo Micorrizal. Un método de inoculación de plantas nativas con hongos micorrizales beneficiosos es la incorporación del inóculo en el sustrato en el momento de la mezcla. Como con todas las enmiendas, esta práctica debe ser probada antes de su implementación a gran escala. Ver el Capítulo 13: Microorganismos Beneficiosos, para un mayor análisis sobre este tema.

Roca Fosfórica. Se puede añadir roca fosfórica para aumentar la disponibilidad de fósforo. Sin embargo, el exceso de fósforo puede dificultar el desarrollo de micorrizas y también puede interferir con la absorción de otros nutrientes minerales (Wilkerson 2011).

Otras Enmiendas. Algunos cultivadores añaden pequeñas cantidades de otras enmiendas a sus mezclas, como humus de gusanos, harina de hueso, alga marina, guano, ácido húmico, té de compost y otros. Evaluar cuidadosamente cualquier enmienda en cuanto a lo que logrará, si es necesario y si puede hacer más daño que bien.

Tratamiento de los Ingredientes del Sustrato

Algunos ingredientes de los sustratos pueden necesitar tratamiento antes de mezclarlos para reducir los posibles

daños a las plantas. Estos tratamientos pueden incluir la remoción de sales, la eliminación de organismos no deseados y el cribado.

Eliminación de Sales

Es posible que sea necesario la eliminación de sales para materiales como el bonote, la arena, el aserrín de molinos cerca del océano y compost con niveles excesivos de sal soluble. La lixiviación con agua dulce puede reducir eficazmente las sales solubles por debajo de los niveles dañinos (Carrion y otros 2006, Landis y Morgan 2009). Debido a su baja salinidad, el agua pluvial es ideal para este proceso, pero cualquier fuente de agua dulce funcionará si se aplica la cantidad suficiente. Verificar la conductividad eléctrica (CE) del lixiviado de los ingredientes o compost para verificar que se haya eliminado las sales (como se describe en la siguiente sección de análisis de sustratos).

Pasteurización de los Ingredientes

La esterilización se refiere a la eliminación completa de todos los organismos vivos, mientras que la pasteurización está enfocada en los hongos y bacterias patógenos. Para las plantas en crecimiento, no es deseable la utilización de un sustrato completamente estéril porque muchos microorganismos beneficiosos que por lo general se encuentran en los sustratos pueden ser antagonistas de patógenos. Algunos sustratos comerciales son pasteurizados para prevenir la introducción de plagas, malezas y enfermedades en el vivero. Si hubiese inquietudes, ponerse en contacto con el proveedor para averiguar si sus sustratos han sido tratados. Si mezcla sus propios sustratos, los ingredientes inorgánicos comunes, como la vermiculita y la perlita, son inherentemente estériles; los ingredientes orgánicos son dudosos. El calor del proceso de compostaje eliminará patógenos y otras plagas en los compost, sin embargo, cuando se usa tierra de campo, los cultivadores deben considerar seriamente la pasteurización.

La pasteurización por calor es la forma más común de tratar los sustratos. Se pueden utilizar varias fuentes de calor para pasteurizar los sustratos: calor húmedo del vapor, vapor aireado o agua hirviendo; calor seco de las llamas, pasteurizadores eléctricos u hornos microondas; y calor solar. Los ingredientes y los sustratos se pasteurizan comercialmente con equipos grandes y costosos, no obstante, existen equipos de pasteurización más pequeños para viveros (figuras 6.11A, 6.11C) y algunos viveros han desarrollado su propio proceso de pasteurización utilizando calor solar o de fuego (figura 6.11B). Una técnica práctica sería contener pequeñas tandas de sustrato esparcido en una capa delgada (no más de 6 pulg [15 cm] de profundidad) debajo de lonas de plástico negro sobre una mesa inclinada o sobre una lona para exponerlo a la máxima cantidad de luz solar. Se pueden utilizar termómetros de tallo largo para penetrar la lona en varios lugares para garantizar que las temperaturas se mantengan en el rango recomendado de 140 a 177 °F (60 a 80 °C) durante 30 minutos. Después del tratamiento, el material sobre la mesa o lona se

puede volcar en una carretilla o área de mezcla, enfriarse y utilizarse en el sustrato.

Independientemente del método de calentamiento, es importante mantener toda la masa del sustrato a una temperatura uniforme que supere el umbral de mortalidad térmica de las diversas plagas de los viveros. La incapacidad de las plagas para tolerar las altas temperaturas puede variar (figura 6.12), no obstante, la mayoría se puede eliminar calentando el sustrato a entre 140 y 177 °F (60 y 80 °C) durante al menos 30 minutos. Las temperaturas excesivamente altas pueden eliminar los organismos beneficiosos de la tierra y producir compuestos químicos tóxicos.

Cribado o Tamizado de los Ingredientes

Algunos ingredientes como la tierra, la arena y las cenizas podrían necesitar el proceso de cribado o tamizado para obtener el tamaño de partícula deseado (figura 6.13). Las partículas excesivamente pequeñas o finas pueden obstruir los orificios de drenaje del contenedor y reducir la aireación, mientras que las partículas excesivamente grandes pueden interferir con el llenado del contenedor, el desarrollo radicular y la extracción de la planta. Podría ser necesario cribar dos veces, una vez con una malla pequeña para eliminar el material con un tamaño más grande que el deseado, y una segunda vez con una malla más grande para retirar el material más pequeño que lo deseado.

Mezcla de Sustratos

Whitcomb (2003) hizo énfasis en que la mezcla inadecuada de los sustratos es una de las principales causas de variación en la calidad de las plantas de contenedor. La mezcla la deben realizar trabajadores diligentes y experimentados que supervisen estrictamente la calidad de los sustratos. La elaboración de un sustrato mezclado uniformemente y que no haya sido compactado, contaminado o comprometido es el desafío y el objetivo.

Se puede mezclar a mano pequeñas tandas de ingredientes de sustratos. Medir los ingredientes por volumen y mezclar en una carretilla o balde (figura 6.14A). Los trabajadores pueden mezclar tandas más grandes en cualquier superficie limpia y rígida usando palas de mano. Apilar los ingredientes uno encima del otro y esparcir cualquier enmienda sobre el montículo. Luego, trabajar en los bordes del montículo con una pala grande, tomando una pala llena con el material a la vez y volteándola sobre la parte superior del montículo (figura 6.14B). Después, asegurarse de que todas las partes del montículo se mezclen gradualmente moviendo la posición del montículo hacia un lado. Algunos ingredientes orgánicos repelen el agua cuando están secos, por lo que rociar agua mediante aspersión fina periódicamente durante la mezcla mejora la absorción de agua. Continuar con este procedimiento hasta que las muestras del montículo parezcan estar bien mezcladas. No comprimir ni compactar la mezcla.



Figura 6.11—Para los viveros que elaboran sus propios sustratos, la pasteurización mediante el vapor (A) o calor de leña (B) es simple, eficaz y se puede lograr con un equipo portátil. Los esterilizadores eléctricos de tierra pueden calentar la tierra durante el tiempo suficiente para eliminar la mayoría de las semillas de malezas y patógenos (C). Fotos A y B de Thomas D. Landis y foto C de J.B. Friday.

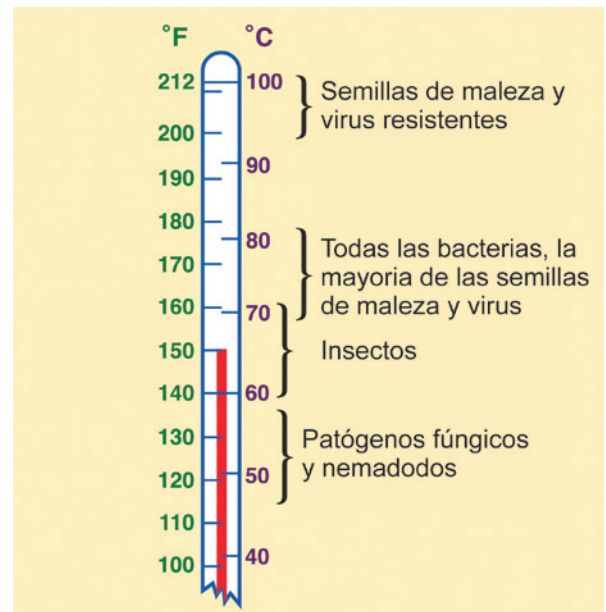


Figura 6.12—Las temperaturas necesarias para la pasteurización por calor varían dependiendo de la plaga objetivo. Se deben mantener las temperaturas durante 30 minutos en el rango objetivo para que sea eficaz contra esa plaga. Ilustración adaptada de Baker (1957) por Jim Marin.



Figura 6.13—Podría ser necesario el cribado de los ingredientes del sustrato para obtener el tamaño de partícula deseado. Foto de Thomas D. Landis.

Los administradores de viveros que necesiten regularmente grandes cantidades de sustratos personalizados deberían considerar la adquisición de una mezcladora. Una mezcladora de cemento (figura 6.14C) funciona bien siempre y cuando se tenga cuidado para evitar la mezcla excesiva, la cual altera el tamaño y la textura de los ingredientes. Los materiales frágiles, como la vermiculita y el musgo de turba, son particularmente vulnerables a la mezcla excesiva, lo cual puede suceder fácilmente si las mezcladoras están en movimiento durante demasiado tiempo, si están sobrellenas o si los ingredientes están demasiado húmedos. Los sustratos mezclados excesivamente se compactan con facilidad durante el llenado del contenedor, lo que resulta en anegamiento y menos aireación.



Figura 6.14—Los viveros que mezclan sus propios sustratos pueden hacerlo a mano (A) o utilizando la técnica de montículo en movimiento (B). Para reducir el trabajo, también se puede usar una mezcladora de cemento (C), no obstante, se debe tener cuidado para evitar la mezcla excesiva y el daño resultante en el tamaño y la estructura de las partículas. Foto A de Diane L. Haase y fotos B y C de Thomas D. Landis.

Consideraciones de Seguridad

Los trabajadores deben seguir ciertas precauciones al manipular sustratos o sus ingredientes, incluyendo el tiempo dedicado a llenar los contenedores. El polvo es la preocupación más común, por lo que las áreas de trabajo deben estar bien ventiladas y los trabajadores deben usar mascarillas antipolvo y gafas de seguridad (figura 6.15). Rocíar agua mediante aspersión fina sobre los sustratos y las áreas de trabajo reduce el polvo.

El polvo de la perlita es especialmente preocupante debido a la posibilidad de silicosis, una inflamación que ocurre con el tiempo cuando el polvo que contiene sílice se inhala hacia los pulmones. Sin embargo, en base a estudios médicos, no existe una relación entre la manipulación de perlita y el desarrollo de silicosis (Schundler Company 2002). El uso de productos hortícolas comerciales con vermiculita no representa un riesgo significativo de exposición a asbestos para los usuarios de invernaderos comerciales o de horticultura casera (Chatfield 2001). Sin embargo, el polvo es irritante y el sentido común dicta que se tomen las precauciones de seguridad adecuadas.

Trabajadores con cortes o abrasiones en las manos deben tener especialmente cuidado al manejar el musgo de turba de Sphagnum debido a la esporotricosis, una afección causada por un patógeno fúngico que a veces se encuentra en musgos de turba y otros materiales orgánicos. Las esporas de este hongo pueden invadir los cortes en las manos o brazos de los trabajadores o incluso pueden ser inhaladas (Padhye 1995). Las siguientes son medidas preventivas—

- Almacenar los musgos de turba y los sustratos a base de turba en lugares secos.
- Ventilar bien las áreas de trabajo.
- Usar guantes, mascarillas antipolvo y camisas de manga larga para proteger las manos y los brazos.
- Lavar rigurosamente los brazos y otras partes del cuerpo expuestas con agua y jabón para reducir el riesgo de infección.
- Tratar cualquier lesión que atraviese la piel con desinfectante, como la tintura de yodo.
- Barrer y lavar regularmente las áreas de trabajo.

Análisis de Sustratos

Dado que cada vivero desarrolla sus propios sustratos en base a ingredientes locales, pueden surgir problemas debido a la variabilidad de los materiales. Los materiales caseros, particularmente los compost, pueden variar en cuanto a su calidad, a pesar de los mejores esfuerzos para obtener un producto consistente año tras año. A veces, los materiales comprados también pueden variar dependiendo de la fuente y los procedimientos de control de calidad.

Para evitar sorpresas, analizar el compost y los sustratos mezclados con suficiente anticipación antes de su uso.



Figura 6.15—When mixing growing media or filling containers, nursery workers need to wear dust masks and safety glasses. Photo by J. Chris Hoag.

También se recomienda analizar y registrar los resultados de los lotes de sustrato que han funcionado bien, para compararlos con lotes nuevos o experimentales (Grubinger 2007) y para desarrollar y refinar mezclas alternativas adecuadas con propiedades favorables similares.

Bioensayo en Plantas

El bioensayo en plantas es una prueba fácil y eficaz (Grubinger 2007). Simplemente colocar una muestra del sustrato en los contenedores que se usarán en el vivero, sembrar en el sustrato una especie de rápido crecimiento y que esté disponible en abundancia y observar cómo se desempeña el cultivo en el transcurso de unas cuantas semanas. Algunos cultivadores prefieren usar cultivos más sensibles y con un crecimiento más lento para probar sus mezclas. También es una buena idea probar algunas semillas de otras especies de plantas a las cuales está dirigida la mezcla, además de las semillas del bioensayo. ¿Las semillas germinan de la forma esperada? A medida que crecen, ¿se observa marchitamiento? ¿Están surgiendo problemas de plagas, como mosquitos o gusanos? ¿El sustrato es estable, no se compacta ni se anega con el tiempo? Si los resultados no son buenos, los cultivadores se alegrarán de haber probado la mezcla con semillas que están fácilmente disponibles en lugar de con semillas de plantas nativas raras. Si la mezcla funciona, entonces está lista para ser probada en el vivero.

Análisis con un Medidor de Conductividad Eléctrica (CE)

La salinidad (nivel de sal) del sustrato es un parámetro clave que afecta el desarrollo y la salud de las raíces de las plantas. Las sales pueden provenir de los ingredientes del

sustrato, del agua de riego y de los fertilizantes añadidos. La medición de la CE es una forma de medir la cantidad de nutrientes y sales presentes para asegurarse que estén en los rangos adecuados para las especies cultivadas. Los niveles de sal excesivamente altos pueden dañar o incluso matar plantas suculentas jóvenes.

Los mejores cultivadores miden de manera rutinaria la CE de los ingredientes de sus sustratos, sus sustratos antes y durante el ciclo de cultivo, sus aplicaciones de fertilizantes para garantizar dosis correctas y su calidad de agua. Algunos tipos de medidores de CE solo se pueden usar con soluciones acuosas, por lo que son ideales para medir el agua de riego y las soluciones de fertilizantes, pero no son ideales para el sustrato (para más información sobre la técnica adecuada con estos medidores, consultar Landis y Dumroese 2006). Los modelos con sensores directos son dispositivos portátiles pequeños y tienen sondas lo suficientemente pequeñas como para insertarlas directamente en el sustrato (figura 6.16). La ventaja del procedimiento con un sensor directo es que se pueden tomar lecturas de forma rápida y no destructiva. Para asegurarse de que la sonda tenga un buen contacto con el sustrato, siempre realizar la prueba con el mismo contenido de humedad del sustrato. La recomendación es monitorear aproximadamente 1 hora después del riego o fertirrigación. Las pruebas con un sensor directo funcionan mejor en contenedores pequeños; las lecturas en contenedores más grandes pueden variar significativamente por lo que se debería tomar un par de lecturas y promediarlas. Siempre tomar las lecturas a una profundidad estándar. Si se inserta la sonda en un sustrato que contenga fertilizantes de liberación controlada y la punta de la sonda se acerca o perfora un gránulo, la lectura de CE podría ser extremadamente alta, necesitando una segunda inserción de la sonda en un área diferente. Independientemente del tipo de medidor de CE utilizado, este debe ser calibrado con frecuencia para garantizar lecturas correctas.

Tres cosas pueden hacer que el uso de los datos de CE sean un desafío. En primer lugar, la CE se puede medir en una variedad de



Figura 6.16—La salinidad del sustrato se puede medir utilizando un medidor de CE. Foto de J.B. Friday.

Cuadro 6.3—Pautas de conductividad eléctrica (CE) para sustratos artificiales. Adaptado de Timmer y Parton (1982).

Rango de CE ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	Clasificación de salinidad
0 a 1,200	Baja
1,200 a 2,500	Normal
2,500 a 3,000	Alta
3,000 a 4,000	Excesiva
Mayor que 4,000	Letal

$\mu\text{S}/\text{cm}$ = microSiemens por centímetro

unidades, así que hay que escoger una unidad y adherirse a ella. En Landis y Dumroese (2006) se puede encontrar las conversiones para las unidades de CE más comunes. En segundo lugar, las plantas nativas varían considerablemente en cuanto a su tolerancia a la salinidad; una planta que crece en la playa puede tener una mayor tolerancia a niveles de sal altos que una planta que crece tierra adentro o a mayor altitud. En tercer lugar, existe muy poca información sobre las tolerancias de CE de muchas plantas nativas. Estos desafíos hacen que sea complicado proporcionar un rango de CE aceptable, no obstante, se puede empezar con pautas generales (cuadro 6.3).

Registrar de forma regular los valores de CE a lo largo de cada ciclo de producción de cultivos, especialmente durante la Fase de Arraigo, y comparar estos valores con la calidad de las plantas finales (ver el Capítulo 4, Planificación de Cultivos: Protocolos de Propagación, Cronogramas y Registros). A menudo, el cambio en los valores de CE puede ser lo más importante. Por ejemplo, si durante el transcurso de 1 mes el crecimiento del cultivo disminuye al mismo tiempo que los valores de CE descienden, este patrón indica que no hay suficientes nutrientes y se tiene que aumentar la fertilización. En cambio, si el crecimiento disminuye y los valores de CE aumentan drásticamente, este patrón podría significar una toxicidad salina que se puede remediar reduciendo las tasas de fertilizante y lixiviando el sustrato con agua limpia. La recopilación de datos de CE durante un par de años ayudará a cualquier administrador de viveros a afinar los niveles adecuados para su vivero y cultivos en específico. Para más información sobre los medidores de CE y la calidad del agua, consultar el cuadro 11.1 del Capítulo 11: Calidad del Agua y Riego.

Envío de Sustratos a un Laboratorio de Análisis de Suelos

Para obtener pruebas más formales, se pueden enviar muestras de sustratos a un laboratorio de análisis de suelos (oficina de extensión local privada o universidad bajo el esquema de tierras concedidas) para que se realicen pruebas. Se debería solicitar una medición del pH, las sales solubles (conductividad eléctrica) y los nutrientes (Grubinger 2007). Los resultados pueden variar entre laboratorios dependiendo de sus procedimientos, por lo que es mejor adherirse a un laboratorio para las pruebas de un año a otro, siempre que los datos parezcan precisos y consistentes.

La obtención de los resultados de las pruebas de los laboratorios puede tomar desde unos días hasta varias semanas y los resultados de los bioensayos siempre toman varias semanas. El personal del laboratorio puede ayudar con la interpretación de los resultados. Los resultados pueden indicar que el sustrato requiere modificación y pruebas adicionales antes de que pueda ser usado. Por lo tanto, empezar las pruebas con bastante anticipación a la fecha cuando se necesite el sustrato. El cambio a un nuevo sustrato también requerirá corregir el riego, la fertilización y otros procedimientos culturales, por lo que otras pruebas y experimentos podrían ser valiosos (ver el Capítulo 20, Descubrir Formas para Mejorar las Prácticas del Vivero y la Calidad de las Plantas).

Referencias

- Baker, K.F. 1957. The U.C. system for producing healthy container-grown plants through the use of clean soil, clean stock, and sanitation. University of California, Division of Agricultural Sciences, Manual 23. Berkeley, CA: University of California. 332 p.
- Buamscha, G.; Altland, J. 2005. Pumice and the Oregon nursery industry. *Digger*. 49(6): 18-27.
- Bunt, A.C. 1988. Media and mixes for container grown plants. London, United Kingdom: Unwin Hyman. 309 p.
- Carrion, C.; Abad, M.; Fornes, F.; Noguera, V.; Maquieira, A.; Puchades, R. 2006. Leaching of composts from agricultural wastes to prepare nursery potting media. *Acta Horticulturae*. 697: 117-124.
- Castillo, J.V. 2004. Inoculating composted pine bark with beneficial organisms to make a disease suppressive compost for container production in Mexican forest nurseries. *Native Plants Journal*. 5(2): 181-185.
- Chatfield, E.J. 2001. Review of sampling and analysis of consumer garden products that contain vermiculite. Hampshire, United Kingdom: The Vermiculite Association. <http://www.vermiculite.org/pdf/review-EPA744R00010.pdf>. (February 2006).
- Dumroese, R.K.; Luna, T.; Landis, T.D. 2008. Nursery manual for native plants: volume 1, a guide for tribal nurseries. *Agriculture Handbook 730*. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 302 p.
- Evans, M.R.; Konduru, S.; Stamps, R.H. 1996. Source variation in physical and chemical properties of coconut coir dust. *HortScience*. 31: 965-967.

- Gordon, I. 2004. Potting media constituents. International Plant Propagators' Society, Combined Proceedings. 54: 78–84.
- Grubinger, V. 2007. Potting mixes for organic growers. Brattleboro, VT: University of Vermont Extension. <http://www.uvm.edu/vtvegandberry/factsheets/pottingmix.html>. (August 2011).
- Jaenicke, H. 1999. Good tree nursery practices: practical guidelines for research nurseries. International Centre for Research in Agroforestry. Nairobi, Kenya: Majestic Printing Works. 93 p.
- Johnson, P. 1968. Horticultural and agricultural uses of sawdust and soil amendments. National City, CA: Paul Johnson. 46 p.
- Landis, T.D. 1995. Improving polybag culture for sustainable nurseries. Forest Nursery Notes. (July 1995): 6–7.
- Landis, T.D.; Dumroese, R.K. 2006. Monitoring electrical conductivity in soils and growing media. Forest Nursery Notes. (Summer 2006): 6–10.
- Landis, T.D.; Morgan, N. 2009. Growing media alternatives for forest and native plant nurseries. In: Dumroese, R.K.; Riley, L.E., tech. coords. National proceedings: forest and conservation nursery associations—2008. Proc. RMRS-p.58. Fort Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 26–31.
- Lilleeng-Rosenberger, K. 2005. Growing Hawaii's native plants. Honolulu, HI; Mutual Publishing.
- Longman, K.A. 1998. Growing good tropical trees for planting: volume 3, tropical trees, propagation and planting manuals. Edinburgh, United Kingdom: Commonwealth Science Council.
- Lovelace, W. 2011. Personal communication (with Thomas D. Landis). Elsberry, MO. President and CEO, Forest Keeling Nursery, Inc.
- Lovelace, W.; Kuczmariski, D. 1994. The use of composted rice hulls in rooting and potting media. International Plant Propagators' Society, Combined Proceedings. 42: 449–450.
- Ma, Y.; Nichols, D. 2004. Phytotoxicity and detoxification of fresh coir dust and coconut shell. Communications in Soil Science and Plant Analysis. 35:205–218.
- Martin, D.L.; Gershuny, G. 1992. The Rodale book of composting. Emmaus, PA: Rodale Press. 278 p.
- Mastalerz, J.W. 1977. The greenhouse environment. New York: John Wiley & Sons. 629 p.
- Miller, J.H.; Jones, N. 1995. Organic and compost-based growing media for tree seedling nurseries. World Bank Tech. Pap. No. 264, Forestry Series. Washington, DC: The World Bank. 75 p.
- Newman, J. 2007. Core facts about coir. Greenhouse Management and Production. 27(2): 57.
- Noguera, P.; Abad, M.; Noguera, V.; Puchades, R.; Maquieira, A. 2000. Coconut coir waste: a new and environmentally friendly peat substitute. Acta Horticulture. 517: 279–286.
- Padhye, A.A. 1995. *Sporotrichosis*—an occupational mycosis. In: Landis, T.D.; Clegg, B., tech. coords. National proceedings, forest and conservation nursery associations. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-365. Portland, OR: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 1–7.
- Schundler Company. 2002. Perlite health issues: studies and effects. Edison, New Jersey: The Schundler Company <http://www.schundler.com/perlitehealth.htm>. (February 2002).
- Timmer, V.R.; Parton, W.J. 1982. Monitoring nutrient status of containerized seedlings. In: Proceedings, Ontario Ministry of Natural Resources Nurseryman's Meeting, 1982 June, Thunder Bay, ON. Toronto, ON, Canada: Ontario Ministry of Natural Resources: 48–58.
- Whitcomb, C.E. 2003. Plant production in containers II. Stillwater, OK: Lacebark Publications. 1,129 p.
- Wightman, K.E. 1999. Good tree nursery practices: practical guidelines for community nurseries. International Centre for Research in Agroforestry. Nairobi, Kenya: Majestic Printing Works. 93 p.
- Wilkerson, D. 2011. Texas greenhouse management handbook. College Station, TX: Texas A&M University, Texas Cooperative Extension, Extension Horticulture. <http://aggie-horticulture.tamu.edu/greenhouse/nursery/guides/green/index.html>. (August 2011).
- Wilson, S.B.; Stoffella, P.J. 2006. Using compost for container production of ornamental wetland and flatwood species native to Florida. Native Plants Journal. 7: 293–300.

Lecturas Adicionales

- Hundly, L. 2006. How to make compost: a composting guide. Dallas, TX: compostguide.com <http://www.compostguide.com>. (February 2006).
- Kuepper, G.; Everett, K. 2010. Potting mixes for certified organic production. Horticultural Technical Note. Butte, MT: The National Center for Appropriate Technology (NCAT) Sustainable Agriculture Project. <https://attra.ncat.org/attra-pub/viewhtml.php?id=47>. (August 2011).
- Landis, T.D.; Tinus, R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. 1989. The container tree nursery manual: volume 5, nursery pests and mycorrhizae. Agriculture Handbook 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 171 p.
- Landis, T.D.; Tinus, R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. 1990. The container tree nursery manual: volume 2, containers and growing media. Agriculture Handbook 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 88 p.
- Swanson, B.T. 1989. Critical physical properties of container media. American Nurseryman. 169 (11): 59–63.
- Wilson, S.B.; Mecca, L.K.; Stoffella, P.J.; Graetz, D.A. 2004. Using compost for container production of ornamental hammock species native to Florida. Native Plants Journal. 4: 186–195.