



Manual de reforestación con especies nativas

Vicente Arriaga, Virginia Cervantes
y Araceli Vargas-Mena

Secretaría de Desarrollo Social
Instituto Nacional de Ecología



Universidad Nacional
Autónoma de México

Manual de reforestación con especies nativas

MANUAL DE REFORESTACIÓN CON ESPECIES NATIVAS

Secretaría de Desarrollo Social
Ing. Carlos Rojas Gutiérrez
Secretario

Instituto Nacional de Ecología
M. en C. Julia Carabias Lillo
Presidenta

Dr. Luis Fanjul Peña
Coordinador de Asesores

Universidad Nacional Autónoma de México
Dr., José Sarukhán Kermez
Rector

Facultad de Ciencias
Dr. Rafael Pérez Pacual
Director

M. en C. Matilde Moreno-Bello Cañibe
Secretaria General

Dra. Margarita Collazo
Jefe de la División de Estudios de Posgrado

M. en C. Virginia Abrin
Jefe de la División de Estudios Profesionales

Lic. Antonio Luis Graham Pontones
Secretario Administrativo

M. en C. Rafael Martínez
Secretario Académico

M. en C. Marcelino Perelló
Secretario para Asuntos de los Estudiantes

**SEDESOL. INSTITUTO NACIONAL DE ECOLOGÍA
UNAM. FACULTAD DE CIENCIAS**

**MANUAL DE REFORESTACIÓN
CON ESPECIES NATIVAS:
COLECTA Y PRESERVACIÓN DE SEMILLAS,
PROPAGACIÓN Y MANEJO DE PLANTAS**

**VICENTE ARRIAGA M.
VIRGINIA CERVANTES G.
ARACELI VARGAS-MENA**

Esta obra formó parte del proyecto editorial que dirigió
la Coordinación de Asesores del INE para el año 1994.

Coordinación editorial
Gabriela Becerra

Cuidado de la edición
Raúl Berea Núñez
Joel Mendoza Espinoza

Revisión técnica
Virginia Cervantes G.
Vicente Arriaga M.
Rafael Arreola

Ilustrado por
Gerardo Guzmán C.

Portada
Carlos Palleiro

Primera edición: 1994
DR © Vicente Arriaga, M. Virginia Cervantes G. y Araceli Vargas-Mena
DR © de la primera edición, Instituto Nacional de Ecología, SEDESOL
Río Elba N° 20. Colonia Cuauhtémoc
México, 06500, D.F.

Impreso y hecho en México

ISBN 968-838-297-7

INTRODUCCIÓN

En México las reforestaciones que se han realizado, y que aún se realizan, han utilizado principalmente especies exóticas como *Eucaliptus* spp., *Casuarina* spp., y *Pinus radiata*, entre otras, que en la mayoría de los casos no contribuyen al mejoramiento del medio ambiente ni responden a las expectativas de la población rural. Esta tendencia se debe a la escasez de estudios sobre la biología de especies nativas útiles y por consecuencia se desconoce la forma de propagarlas masivamente y de lograr su establecimiento exitoso. Por otra parte es necesario resaltar la inercia que existe, por parte de los organismos encargados de llevar a cabo las reforestaciones, al seguir utilizando el “paquete de especies exóticas” dado que su propagación es ampliamente conocida por los técnicos forestales, además de existir poco interés por parte de éstos, en buscar nuevas especies para la reforestación.

A nivel nacional, los resultados muestran claramente que se necesita de una nueva metodología que incluya la utilización de especies nativas, lo cual no sólo contribuiría a la conservación del germoplasma nativo, *in situ* y *ex situ*, sino también porque al utilizar especies adecuadas a las condiciones ambientales se podría asegurar un mayor éxito de esta práctica, además de despertar el interés de los pobladores al reforestar con plantas que les proporcionen algún beneficio.

Es indudable que al tomar en cuenta estas recomendaciones se evitaría el derroche de recursos económicos y humanos que hasta la fecha se viene dando, al mismo tiempo que se haría uso del extenso acervo genético con que cuenta el país (1).

¿HACIA QUIÉN VA DIRIGIDO Y EN QUÉ ECOSISTEMAS?

El manual está dirigido a técnicos o a cualquier organización civil que esté interesada en llevar a cabo acciones de reforestación, por lo que su estructura y diseño llevan de la mano al usuario, además de tener una redacción sencilla en donde se explican con claridad los conceptos técnicos y biológicos más necesarios.

Presenta una serie de criterios generales básicos, necesarios en la puesta en práctica de cualquier programa de reforestación que utilice especies nativas, independientemente del tipo de vegetación o ecosistema de que se trate; es decir, se aboca a delinear la forma de manejo para cada especie de acuerdo a sus características biológicas particulares. No obstante, con el propósito de ejemplificar en lo práctico esta propuesta, en la sección *IV Estudio de caso* se desarrolla con detalle la metodología para el caso concreto de una selva baja caducifolia.

I. Aspectos a considerar en la reforestación

1 EN QUÉ SITIOS REFORESTAR

Las áreas que se elijan para reforestar deben reunir características ambientales mínimas que aseguren la viabilidad del trabajo.

En México es muy común que la reforestación se intente en terrenos completamente degradados, en general por uso agrícola y por haber soportado el sobrepastoreo o una explotación forestal sin manejo adecuado. La mayoría de los terrenos no presentan características adecuadas para la reforestación con especies leñosas por tener escaso suelo y una textura inadecuada, además de sufrir agudos procesos erosivos.

Para rehabilitar se tendrá que echar mano de otros tipos de estrategias de restauración que permitan, en pasos sucesivos, recuperar las características mínimas necesarias para que en ellos se puedan establecer especies leñosas (2, 3, 4).

Las características ambientales mínimas para intentar la reforestación son:

- Profundidad de suelo de por lo menos 30 cm.
- Textura de suelo que permita una infiltración adecuada del agua (suelos no compactados y textura adecuada).
- Existencia de un estrato herbáceo que al menos alcance a cubrir el 80% del terreno.
- Formas de erosión que estén dentro de lo permisible, o en caso contrario que puedan ser controladas con prácticas de conservación de suelo.

Por lo general, sin embargo, las áreas con estas características son utilizadas con fines agropecuarios, y no se disponen para reforestar sino aquellos terrenos en los que ya no se persigue ningún fin productivo inmediato porque su degradación es evidente.

Si aún con esta consideración se persiste en la idea de reforestar en áreas degradadas, debemos entender que para que tenga un fin aceptable, se deben revertir de forma artificial las características negativas del terreno (5, 4), lo que implica una inversión económica fuerte y abundante empleo de mano de obra. Los pasos a seguir en este caso se desarrollan en el apartado III. 1 (*Preparación del terreno para la reforestación*).

2 QUÉ ESPECIES UTILIZAR

Podemos aseverar que una inadecuada selección de especies conduce inevitablemente al fracaso de la reforestación (6). No debemos anteponer juicios que conduzcan a elegir o desechar anticipadamente a las especies, sino que esto se debe hacer de acuerdo a los siguientes criterios.

a) *Criterios en la selección de especies.*

- 1) Características ambientales del sitio.

- 2) Uso deseable de la parcela a reforestar.
 - 3) Disponibilidad de propágulos de especies locales.
- Seguirlos en este orden de importancia es vital para nuestro trabajo.

1) Características ambientales del sitio

Este aspecto permite seleccionar, del total de especies disponibles en un ambiente determinado sólo a aquellas que tienen posibilidades de adaptarse por encontrarse dentro de su rango de distribución. Para decidir cuáles son adecuadas para un tipo particular de características ambientales, es necesario realizar recorridos en sitios cercanos que presenten condiciones ambientales similares.

Se puede considerar que existe similitud ambiental cuando los sitios presentan las siguientes características:

Altitud parecida o que se encuentren en un rango de variación que no provoque un cambio en el tipo de vegetación, es decir, si al modificarse la altitud manteniendo los demás parámetros iguales, se registra el establecimiento de otro tipo de vegetación, como puede ser el paso de la selva baja caducifolia al bosque de encino, entonces los sitios no tienen similitud ambiental.

Tipo de suelo, en este caso debe de cuidarse que su origen (roca que formó al suelo) sea el mismo (7); es decir, si el suelo del predio que se reforestará es derivado de roca caliza, entonces un sitio con similitud edáfica (en suelo) es aquel que también es derivado de calizas. Este aspecto es relevante porque la mayoría de las especies presentan cierta afinidad por determinados tipos de suelo. Como un ejemplo concreto se puede mencionar a la *Leucaena esculenta* conocida en la Montaña de Guerrero como "guaje colorado", el cual es más común encontrarlo en suelos derivados de calizas, sitios donde presenta un mayor desarrollo y abundancia.

Las características edáficas también pueden influir en el cambio de tipo de vegetación, ejemplo de este fenómeno lo encontramos también en la Montaña de Guerrero, en donde sitios ubicados en la misma altitud presentan diferentes tipos de vegetación. Así tenemos que los suelos de origen volcánico sostienen selva baja caducifolia y los de caliche presentan bosque de encino.

La exposición del terreno es también un factor importante de analizar, pues determina en cierto modo la humedad que conserve el sitio. Partiendo del hecho que en nuestro país, por su latitud, las laderas que estén orientadas hacia el sur, reciben mayor cantidad de irradiación solar que las que están hacia el norte, lo cual determina que estas últimas sean más húmedas y por lo general presentan vegetación más *exuberante* que la de exposición sur que son más "secas". A este fenómeno se le conoce como efecto de ladera y en algunos sitios es muy notoria, al grado que determina diferencias de composición florística en laderas que se encuentran una enfrente de otra.

La precipitación pluvial y la temperatura son en cierta medida las que determinan el tipo de clima del sitio, por lo tanto, es necesario que las áreas que se

consideren similares, en los aspectos antes mencionados, presentan además patrones de lluvia y temperatura parecidos.

Se debe tomar muy en cuenta el conocimiento que los pobladores tienen acerca de la similaridad ambiental de las áreas que se reforestarán, pues son ellos los que cuentan con la experiencia práctica para diferenciar entre los tipos de ambientes que se presentan en la zona; de esta manera es posible que ellos proporcionen la mayor parte de la información que se requiere.

Además en muchos casos son ellos mismos los que conocen el tipo de especies que tienen posibilidades de establecerse en los ambientes particulares, por lo cual es deseable estimularlos para que tengan una participación activa en la elección de especies y planeación de la reforestación.

Una vez que se tengan ubicados los sitios con similaridad ambiental, es preciso determinar si la vegetación que sustentan es original (primaria) y se debe a las condiciones ambientales que imperan en el sitio, o si por lo contrario ha sido propiciada por el uso y manejo recibido (agricultura, ganadería, extracción forestal, etcétera), que la convertiría en vegetación secundaria.

Para la elección de especies se debe dar preferencia a aquellas que se establecen en los sitios que presentan vegetación secundaria arbórea y arbustiva, ya que es aquí en donde se encuentran principalmente las más resistentes, de más rápido crecimiento y que se adaptan a condiciones ambientales limitantes.

No es recomendable escoger especies de la vegetación primaria para reforestar sitios muy degradados, porque generalmente, además de ser de crecimiento lento, requieren de condiciones ambientales estables y con menores limitaciones (7).

Sin embargo es posible encontrar excepciones, que pueden ser detectadas cuando se encuentran a las mismas especies tanto en la vegetación original como en la secundaria. Cuando este es el caso, se puede presuponer que dicha especie presenta amplia plasticidad genética que le permite establecerse en medios con condiciones ambientales diversas, y por lo tanto es recomendable introducirlas a la reforestación, siempre y cuando su presencia en la vegetación secundaria no obedezca a que fueron toleradas cuando se desmontó el terreno, sino que es necesario tener la certeza de que son plantas establecidas posteriormente a la perturbación.

En vegetaciones secundarias es frecuente encontrar arbustos y árboles de rápido crecimiento y muy apreciados por los pobladores por proporcionarles beneficios como leña, forrajes e inclusive frutos para consumo humano. Es importante detectar los rangos de distribución de estas especies y las condiciones ambientales a que se asocia su distribución. Algunas presentan una amplia distribución y, por consecuencia, se asocian a una gran variedad de condiciones ambientales; usualmente a este tipo de especies se les reconoce como "agresivas", no obstante, pueden ser elementos importantes para realizar reforestaciones exitosas.

Es necesario señalar algunos aspectos en cuanto a estas especies. En primera, hay quien las considera indeseables porque al ser tan agresivas pueden apoderarse con cierta facilidad de los recursos disponibles en el medio; sin em-

bargo si son nativas, aunque en apariencia sean una plaga llega el momento en que declinan esa agresividad y son reemplazadas por otras especies.

También es importante mencionar los beneficios que estas plantas traen al medio ambiente durante su permanencia, entre los que se encuentran: proteger al suelo de la erosión, incorporar materia orgánica al suelo, formación y retención del suelo, además de beneficios adicionales como leña, forraje y etcétera.

En ocasiones incluso resulta difícil convencer a los agricultores de reforestar con estas especies, ya que las consideran “corrientes”, a pesar de los beneficios que de ellas reciben, porque en muchos casos se tiene el prejuicio que en la reforestación se deben introducir plantas que no existan en esos ambientes, o aquellas de las que se pueda obtener un beneficio económico directo, sin considerar que las condiciones que generalmente presenta el suelo de los terrenos a reforestar, no permiten introducir las plantas deseadas. No obstante estas apreciaciones, nos debemos convencer que las especies de la vegetación secundaria son las idóneas para reforestar sitios muy deteriorados.

2) Uso deseable de la parcela a reforestar

Muchas veces este es el criterio que impera al elegir las especies para reforestación y en gran medida uno de los factores que llevan al fracaso. Por ello es importante no perder de vista el objetivo de la reforestación que se va a realizar (6). Si es con el único fin de poner vegetación donde no la hay, para contrarrestar los efectos nocivos de la deforestación, entonces se pueden emplear todas las especies que sean ambientalmente adecuadas y que mejoren las características edáficas del terreno. Pero si el propósito es darle algún uso productivo particular, como puede ser la obtención de leña, entonces se debe escoger, de todo el paquete de especies con posibilidades de adaptarse, a aquellas proporcionen este beneficio en el menor tiempo posible, como los arbustos de rápido crecimiento en los que pobladores reconozcan su cualidad leñera. Si, por otra parte, se quiere que la plantación proporcione madera, es obvio que se deban elegir aquellas que cumplan con este fin y que sean adecuadas al ambiente.

Cualquiera que sea la finalidad que se persiga, debemos conocer los requerimientos para cada caso y no forzar una situación inadecuada, además de tener claro el tiempo que se necesitará esperar para poder hacer uso de la plantación. De este modo, no se crea una falsa expectativa en la gente y se puede planear adecuadamente el manejo de la plantación.

3) Disponibilidad de propágulos de especies locales

Como especies locales vamos a considerar tanto a las nativas como a las introducidas que los pobladores han adoptado y que fomentan su establecimiento por proporcionarles algún beneficio, y como propágulos a todas las estructuras de la planta de las cuales se puedan obtener plantas independientes, en este caso tenemos a las semillas, las plántulas y los rebrotes.

Un aspecto que más que un criterio de selección, algunas veces llega a ser un impedimento para poder introducir a la reforestación las especies deseadas, es la falta de propágulos suficientes y de buena calidad que permitan obtener una producción masiva de plantas para reforestar, que además presenten buenas características como un elevado vigor y un aspecto saludable.

Entre las principales causas que imposibilitan contar con una buena cantidad de propágulos tenemos las siguientes:

- Las plantas no tienen una producción anual de semillas y/o es muy baja.
- La explotación que se hace de ellas es excesiva y no permite que la planta tenga un crecimiento y una reproducción normales.
- Existe una proporción muy alta de semillas con plaga o vanas.

Estas causas propician en la mayoría de los casos que no se cuente ni con un buen número de semillas sanas para producir plántulas masivamente en el vivero ni con una buena cantidad de plántulas establecidas en el suelo, con las cuales se puedan ensayar la repoblación de otros sitios.

La situación puede ser salvada si las especies deseadas se propagan vegetativamente, es decir, si se puede obtener una planta independiente a partir de una rama (estaca) de otra.

Esta opción es viable sólo en caso de contar con los siguientes aspectos:

- Material vegetativo de buena calidad.
- Conocimiento preciso de las partes de la planta que pueden ser utilizadas con este fin.
- Dominio del manejo de la estaca antes y después de ser trasplantada.
- Conocer la época más adecuada para realizar esta práctica. Estos aspectos serán tratados con mayor profundidad en el apartado II.14 (*Propagación vegetativa o clonal*).

Por otro lado, contar con un número suficiente de semillas no garantiza una producción exitosa de plántulas en vivero; existen características intrínsecas a las semillas que pueden impedir su germinación adecuada. Por ello es recomendable, antes de iniciar la propagación de plantas en vivero a partir de semillas, consultar los apartados II.1 (*Dónde producir las plantas*) al II.7 (*Pruebas de viabilidad de las semillas*):

Del mismo modo, contar con un abundante banco natural de plántulas no asegura que éstas sobrevivan al ser trasladadas a otro sitio. Por lo general las plántulas en esta situación sufren un fuerte estresamiento que ocasiona alta mortalidad. Este aspecto se desarrolla en los apartados I.3b (*Métodos que no requieren de vivero*) y II.10b (*Trasplante a envases de crecimiento*).

b) Estudios previos a la selección de especies

Una metodología que facilita la selección adecuada de especies es la realización de estudios que nos ayuden a conocer los aspectos biológicos más relevantes de aquellas que se tiene la intención de introducir a la reforestación. Se recomienda particularmente los estudios de fenología, germinación y crecimiento.

1. Fenología

Es el estudio de los procesos del ciclo de vida de las plantas con relación al calendario anual. Entendamos como procesos del ciclo de vida a todos los que realizan las plantas, como son, en la fase vegetativa, la salida de hojas, su maduración, envejecimiento y caída; la etapa de asimilación y crecimiento, y la fase reproductiva que comprende dos procesos, la floración y la fructificación.

Con este estudio se podrá detectar, en primera instancia cómo es la producción de hojas, flores y frutos de las especies a lo largo del año, con lo cual se puede discernir las épocas de asimilación y descanso vegetativo de las especies. Épocas de producción de frutos y semillas. Con estos datos se puede planear el mejor momento para obtener estacas para la reproducción vegetativa, o las épocas más adecuadas para la colecta de frutos y semillas. Asimismo, en el caso de que se quiera hacer un manejo productivo de estas, el estudio permite conocer las épocas más adecuadas para la obtención de forraje, leña o frutos. En el Estudio de caso se da un ejemplo de cómo un análisis fenológico puede ser empleado con este fin.

Cuando no se cuenta con el tiempo necesario para realizar estos estudios, se debe intentar cubrir la deficiencia con ayuda de los pobladores, para reunir la siguiente información por especie:

- Época de salida, maduración, envejecimiento y caída de hojas.
- Época en que la especie pierde por completo las hojas (deciduas), o si permanece con ellas durante todo el año (perennifolias).
- Periodos de floración, en donde se registre aproximadamente su duración.
- Épocas de producción de frutos, poniendo especial atención en el momento en que se presente la mayor cantidad de frutos maduros.
- Tipo de dispersión de los frutos.
- Cuántos periodos reproductivos presenta al año.

Saber si las especies son deciduas o perennifolias es muy importante, pues indica su estrategia para responder a las limitantes del medio.

Generalmente es aceptado que la deciduidad (pérdida de hojas), se da como una respuesta para tolerar la época más desfavorable (sequía o frío) (8). En latitudes tropicales es común encontrar este comportamiento en las especies que se establecen en sitios que presentan una época cálida y seca bien definida. En especies templadas se asocia a las temporadas en que el clima es muy frío y el agua se encuentra en estado sólido (nieve o hielo), y por lo tanto su asimilación se vuelve casi imposible. En estos periodos las especies permanecen en letargo, reduciendo al máximo sus funciones, por lo que se suspende la fase de asimilación y se detiene el crecimiento, hasta que las condiciones del medio vuelven a ser favorables.

Las deciduas tienen por lo general una gran capacidad para responder a los cambios del medio, e inician vigorosamente su actividad una vez que se restablece

el suministro de humedad, logrando en pocos meses acelerar su crecimiento y realizar la fase reproductiva. Esto lo logran debido a lo bien desarrollado de su sistema radicular, que permite captar de forma eficiente el agua que llega al medio.

Otras especies “escapan a la sequía” por medio de un desarrollo vertical del sistema radicular hasta que este alcanza una fuente subterránea de abastecimiento de agua. A estas especies se les conoce como freatofitas (por abastecerse de agua por medio de los mantos freáticos).

En la mayoría de los casos, el crecimiento en la parte aérea que muestran las especies deciduas y freatofitas en los primeros años es bajo, debido a que asignan mayor energía y biomasa a la formación de raíces. Para una vez resulta esta circunstancia presentar un crecimiento acelerado de la parte aérea.

Otra estrategia se registra en las perennifolias que se encuentran en medio muy secos y cálidos y que basan esta particularidad en un uso eficiente del agua, al presentar hojas que impiden la pérdida excesiva del líquido, esto lo logran por medio de diferentes estrategias entre las que se cuentan:

- Hojas gruesas y coráceas con poca cantidad de estomas.
- Cambio de la orientación de la hoja para no recibir la irradiación directa del sol.
- Hojas pubescentes que evitan que se forme un potencial hídrico desfavorable para la planta.
- Plegamiento de las hojas que reduce en forma considerable la superficie que se expone a la irradiación solar.

Estas estrategias pueden presentarse por separado en cada especie o varias de éstas en una sola.

Es importante conocerlas para, por una parte, utilizarlo como un criterio de selección, de acuerdo a las condiciones de humedad del sitio a reforestar, y por otra para tener claro qué está ocurriendo con las especies introducidas y cuál es su comportamiento esperado y con base en esto evaluar su establecimiento.

2) *Geminación*

Este estudio debe realizarse con la finalidad de conocer cuáles son las condiciones más adecuadas para germinar con buen éxito las semillas, de manera que se obtenga suficiente cantidad de plántulas de acuerdo a los requerimientos. En los apartados II.4 (*Tipos de semillas y sus características*) al II.7. (*Pruebas de viabilidad de las semillas*) se tratan con detalle estos aspectos.

3) *Crecimiento*

Siempre es conveniente tener una idea de cuál es la tasa de crecimiento de las especies, con el objetivo de poder evaluar el éxito del establecimiento de las especies en cuestión. Asimismo, esto puede ayudar a planear el aprovechamiento de la plantación en caso de que se haya establecido para obtener ciertos beneficios. Este estudio también proporciona datos de cuál es la asignación de la especie a la parte aérea y subterránea.

Por lo general es un estudio complicado y requiere de un esfuerzo adicional, que en la mayoría de los casos no se está en posibilidades de hacer, por lo que se recomienda que al menos se tenga una aproximación, al registrar cuál es el incremento promedio de la especie en altura y cobertura (espacio horizontal que ocupa la planta). Aunque es deseable contar con estos datos antes de iniciarse la reforestación, generalmente no es posible, lo cual anula la posibilidad de utilizar la información como un criterio de selección.

Para salvar la deficiencia se recomienda de nueva cuenta apoyarse en el conocimiento de los pobladores, ya que son ellos los que pueden aportar los datos necesarios para reducir qué especies presentan un rápido crecimiento para ser incluidas en la reforestación. Sin embargo, sigue siendo recomendable registrar el crecimiento de las plantas introducidas y utilizarlo como un criterio de evaluación de la reforestación, además de permitir comparar entre diferentes áreas donde se haya reforestado con la misma especie, en donde está siendo más exitosa. En el *Estudio de caso* se muestra un ejemplo de cómo puede ser medido el éxito de la reforestación.

3 MÉTODOS DE REFORESTACIÓN

Existen varios, dependiendo de la clase de propágulo, técnica de producción que se utilice, e infraestructura necesaria. Los más importantes, divididos en los que requieren o no de vivero, son los siguientes:

a) *Métodos que requieren de vivero.*

1) Método de plántulas producidas a partir de semillas.

Es el más conocido y empleado en la reforestación. Entre sus muchas ventajas se cuentan:

- Permite seleccionar a introducir a las especies y variedades más idóneas para el tipo de condición ambiental particular que se tenga.
- Permite controlar la calidad y vigor de las plantas que se introducirán.
- Permite decidir de antemano la combinación de especies más adecuada a los propósitos que se persigan.
- Permite controlar la densidad, esparcimiento y distribución espacial de las plantas dentro de las parcelas.
- Facilita los cuidados y labores que se realicen a la planta (deshierbe, fertilización, etcétera).

Para su puesta en práctica es necesario conocer lo siguiente:

- Épocas de colecta de las semillas
- Técnicas de almacenamiento y preservación de las semillas.
- Tipo de latencia presente en la semilla y formas de romperla (tratamiento pregerminativos).
- Capacidad, velocidad y tiempo de germinación de las semillas.

- Métodos de siembra de las semillas en el vivero y cuidados de las plántulas.
- Tiempo necesario para obtener plántulas de talla adecuada para el trasplante.

Todos estos aspectos son tratados en el presente Manual y son determinantes para lograr una adecuada preservación de las semillas y una aceptable producción de plántulas, por lo que es indispensable revisarlos antes de iniciar la colecta de semillas y la producción de plántulas en vivero.

2) Método de propágulos producidos vegetativamente

Se puede utilizar en los casos en que se cuenta con especies que se propagan vegetativamente, es decir, cuando es posible obtener, a partir de las partes vegetativas de una planta, un individuo independiente.

Es recomendable particularmente cuando existen problemas para obtener plantas a partir de semillas.

Las ventajas que presenta son las siguientes:

- Permite contar con plantas de características conocidas, ya que los propágulos que de aquí se originan, presentan las mismas características que la planta que proporcionó la estaca, lo que permite obtener plantas con características deseables.
- Constituye una alternativa cuando la disponibilidad de semillas y su calidad son críticas.

No obstante sus ventajas, este método enfrenta dificultades. En primera instancia, la propagación a partir de estacas no es muy sencilla y su éxito depende de la elección adecuada de la estaca y del dominio que se tenga de la técnica, lo que se logra después de un tiempo de experimentación.

Por otra parte, se requiere extremar cuidados a la estaca, sobre todo en la etapa de enraizamiento, lo que determina que este tipo de producción de plantas en ocasiones demande mayor tiempo y recursos que la que se hace vía semilla.

Otra desventaja es la baja capacidad de adaptación que pueden mostrar las plantas producidas bajo esta técnica, lo que limita el rango de condiciones ambientales en las que se pueden trasplantar. Por lo que se recomienda introducirlas en condiciones ambientales similares a las que se encontraba la planta de donde se obtuvo la estaca. La metodología de esta práctica se detalla en el apartado II.14 (*Propagación vegetativa o clonal*).

b) Métodos que no requieren de vivero.

1) Método de siembra directa de la semilla en el terreno.

Se ha empleado muy poco en nuestro país, y para su realización requiere las siguientes condiciones:

- Que el suelo cuente con buenas características (textura franca, buena aereación y permeabilidad al agua, profundidad de por lo menos 50 aereación

y permeabilidad al agua, profundidad de por lo menos 50 cm), y que tenga una buena preparación (removido y libre de malezas).

- Suministro adecuado de agua por lo menos en la época de germinación y establecimiento, ya sea proporcionado por la precipitación pluvial o por riego.

- La semilla se debe sembrar en la época más adecuada, considerando que por lo menos la plántula tenga cuatro meses de lluvia, antes de que llegue la temporada adversa (sequía o heladas).

- Se debe conocer el porcentaje de germinación de la semilla antes de la siembra, para así poder estimar la cantidad de semilla que se requerirá según la densidad deseada.

- Si la planta presenta algún tipo de latencia, deber ser tratada previamente para romperla (ver el apartado II.6 *Latencia y tratamientos pregerminativos*).

- La semilla que se introduzca deber ser de muy buena calidad y originar plantas de vigor aceptable (ver el apartado II.7 *Pruebas de viabilidad de las semillas*).

Como se puede observar, para que esta técnica sea exitosa requiere de condiciones ideales, que son difíciles de obtener en la mayoría de los casos. Su ventaja sin embargo radica en que se evita la producción de plantas en vivero y que, al parecer, las plantas que se obtienen de esta forma presentan mejor arraigo que las que son trasplantadas, pero los cuidados que se deben de proporcionar a las plantas es mayor, requiriéndose de un deshierbe continuo para evitar la competencia de las malezas con las plántulas, además de necesitarse un suministro de agua adecuado en su etapa de establecimiento.

Por otra parte, es indispensable hacer un aclareo de aquellas plántulas que queden muy próximas, para evitar la competencia entre ellas. Las plántulas que se obtengan de esta práctica se pueden trasplantar en los sitios en donde la germinación no haya sido muy exitosa.

En muchas ocasiones este método no permite obtener ni la densidad de plantas deseada, ni un espaciamiento homogéneo. Un aspecto que vale la pena resaltar es que entre mejor conozcamos el proceso germinativo de las especies que se introducirán, y los requerimientos para su germinación, mayores serán las posibilidades de éxito, por lo cual se recomienda hacer una revisión completa de los apartados II.4 (Tipos de semillas y sus características) al II.7 (*Pruebas de viabilidad de las semillas*).

2) Método de reforestación con renuevo natural de bosque.

Es poco usado y consiste en obtener el material a propagar de las plántulas que se encuentran en el bosque; generalmente se emplea en repoblamiento de bosques raros, que presentan dificultades para hacerlo naturalmente.

Para obtener resultados satisfactorios con este método se debe contar con las siguientes condiciones.

- Las plántulas se deben obtener de sitios boscosos en donde se encuentre gran cantidad de plántulas, que en términos prácticos sea imposible su establecimiento en ese sitio por problemas de competencia, cuidando no dejar el sitio donde se obtuvieron desprovisto de plántulas.
- Las plantas se deben obtener con cepellón, cuidando no estropear ni exponer al aire las raíces de las plántulas. Además, debe mediar el menor tiempo posible entre su extracción y su trasplante.
- Las características del sitio en que se vayan a trasplantar no deben variar mucho del que fueron obtenidas.
- El trasplante debe hacerse en la época en que el suelo se encuentre bien humedecido y la plántula cuente aún con algunos meses para su establecimiento antes que se presente la época adversa (sequía, heladas, etcétera).
- La plántula debe ser librada de cualquier clase de competencia que pueda presentarse (maleza, exceso de cobertura, etcétera).

Es necesario mencionar que los resultados obtenidos con este método en ocasiones no son muy satisfactorios, porque las plántulas obtenidas presentan problemas de adaptación y en consecuencia alta mortalidad. Por lo tanto se debe utilizar sólo en condiciones ideales, en donde se asegure una obtención y trasplante cuidadoso de la plántula, considerando que las condiciones del sitio en donde se trasplante no sean muy diferentes del que se obtuvieron.

II. Colecta, preservación, propagación y manejo de especies nativas

1. DÓNDE PRODUCIR LAS PLANTAS

La producción de material vegetativo en vivero constituye el mejor medio para seleccionar, producir y propagar masivamente especies útiles al hombre.

La propagación de plantas en estos sitios permite prevenir y controlar los efectos de los depredadores y enfermedades que pueden dañar a las plántulas en la etapa de mayor vulnerabilidad, pues al recibir los cuidados necesarios y ser mantenidas en condiciones propicias para lograr un buen desarrollo, se generan mayores probabilidades de sobrevivencia y adaptación cuando se les trasplanta a su lugar definitivo.

Debido a los fuertes problemas de deforestación y pérdida de biodiversidad que sufre el país, los viveros pueden funcionar no sólo como fuente productora de plantas, sino también como sitios de investigación donde se experimente con las especies de interés, propiciando así la formación de bancos temporales de germoplasma y plántulas (negativos) que permitan su caracterización, selección y mantenimiento, además de servir como sitios de capacitación de donde surjan los promotores de estas técnicas.

La producción de árboles y arbustos presenta al menos 3 fines productivos: frutal, forestal y ornamental, cada uno con diferentes niveles de aplicación. En este Manual nos abocaremos al aspecto forestal y su aplicabilidad en la reforestación.

Partiendo del hecho que todo programa de reforestación debe estar apoyado por uno o varios viveros que satisfagan la demanda de plantas, deben ser formulados como una de las actividades primarias en la planeación de la reforestación.

En esta planeación debe considerarse la producción diversificada y continua de plantas para hacer del vivero una empresa rentable. La rentabilidad puede establecerse por vender las plántulas que demandan los programas de reforestación, o por medio de la producción paralela de plantas con tradición comercial (frutales y/o de ornato por ejemplo). Las plantas comerciales permitirán hacer del vivero una empresa rentable y autofinanciable que podrá subsidiar parcial o totalmente la producción de plantas forestales, asegurándose así la autonomía y permanencia del vivero. Evidentemente esto implica un fuerte financiamiento inicial que le permita establecer toda la infraestructura necesaria para una producción diversificada a gran escala, así como recursos humanos y económicos para la investigación que genere las técnicas de propagación y preservación *ex situ* del germoplasma nativo.

La necesidad de realizar obras de esta naturaleza salta a la vista, debido a los alarmantes estados de degradación que sufre nuestro país. Sin embargo, para evitar los fracasos que se han presentado en su establecimiento, operación y producción, es necesario contemplar una serie de criterios que aseguren la factibilidad de la empresa.

Debemos considerar las siguientes preguntas ¿existen un interés y un compromiso social que justifiquen el establecimiento de un vivero con estas características?; ¿cuál es el mercado real y potencial de la producción para la región en donde se establecerá el vivero?; ¿existen las vías de comunicación pertinentes para sacar sin obstáculos la producción?.; ¿cuáles son las demandas específicas en especie y número de plantas?.

Otro aspecto de singular relevancia, y que se ha constituido en uno de los principales inconvenientes en la operación y producción de plantas en los viveros de México, es la falta de recursos económicos oportunos y continuos; la producción adecuada de plantas en número y talla depende en gran medida de que se pueda asegurar el financiamiento. La calendarización de las actividades a realizar para el establecimiento del vivero y las plantaciones, junto con el adecuado suministro económico, asegurará obtener la producción deseada en el momento requerido.

Todos los criterios técnicos para el establecimiento y operación de un vivero, indistintamente de su finalidad, se describen en el *Anexo 1*.

2 CÓMO PRODUCIR PLANTAS NATIVAS

La producción de plántulas para cada especie involucra requerimientos específicos que deben ser considerados para lograr un manejo adecuado en el vivero y la producción necesaria para satisfacer la demanda (en este caso proveniente de un programa de reforestación).

Debido a que las reforestaciones con especies nativas pocas veces han sido contempladas, es necesario plantear una serie de criterios básicos generales que permitirán ir generando las técnicas para su producción masiva.

La producción de plantas puede ser por medio de semillas o por propagación vegetativa o clonal; aunque este último se encuentra muy poco explorado en el país, consideramos importante hacer este tipo de consideraciones, dado que en otros países estas técnicas se han probado con éxito, sin necesidad de mucha infraestructura y con métodos sencillos y accesibles.

Con el objetivo de guiar al lector correctamente, primero tocaremos todos los aspectos relacionados con la producción por semillas y después los relacionados con la propagación vegetativa.

3 PROPAGACIÓN POR SEMILLAS

Como las semillas son la materia prima para la producción del vivero, es necesario conocer para cada especie los siguientes puntos:

- Cuándo coleccionar y qué cantidad de semillas se requiere.
- De qué individuos y en qué forma coleccionarlas.
- Cómo extraer y limpiar las semillas.
- Cuál es su viabilidad o longevidad potencial.

- Cómo almacenarlas para mantener su viabilidad.
- Detección de periodos de latencia.
- Tratamientos requeridos previos a la siembra de las semillas para romper la latencia y así poder obtener una producción exitosa.
- Cuidados que deberán tenerse con las plántulas hasta antes de su trasplante.
- Tiempo necesario para obtener tallas adecuadas.

a) Características del fruto.

Los puntos anteriores están directamente vinculados a la producción masiva de las especies en vivero, sin embargo consideramos necesario hacer, previo a la realización de la colecta, una breve reseña del desarrollo del fruto y de las semillas, ya que esto podrá facilitar su acopio.

Probablemente el lector considere desconectado el conocimiento de la floración de las plantas con la producción de frutos y semillas, sin embargo, como podrá darse cuenta, el conocimiento sencillo de estos aspectos le dará buena idea no sólo del desarrollo de los frutos y semillas, sino que también le permitirá detectar empíricamente el momento ideal de la producción de frutos maduros sin riesgo de perder las semillas o maltratarlas.

A continuación hacemos una breve reseña de la estructura de la flor y del proceso de formación de frutos y semillas, y un resumen de características fisiológico estructurales de los frutos, así como de algunos aspectos relacionados con la dispersión de sus semillas.

El fruto puede ser definido como una flor madura. Un ejemplar típico está básicamente compuesto de 4 tipos de hojas modificadas: sépalos, pétalos, estambres y carpelos, unidos al extremo del tallo o receptáculo.

Los estambres son los órganos reproductores masculinos de la flor, y colectivamente se les llama androceo. Los carpelos son los órganos reproductores femeninos, y colectivamente se les llama gineceo.

La flor puede presentar uno o varios carpelos, a cada uno de ellos se les conoce con el nombre de pistilo. Generalmente un pistilo está diferenciado por 3 partes: el ovario, que contiene los óvulos (células sexuales femeninas) y por encima de él se encuentran el estilo y el estigma, que reciben y conducen el polen (células sexuales masculinas) generado por los estambres. Una vez realizada la fecundación, se desencadena una serie de procesos bioquímicos que darán origen a un óvulo maduro (9, 10) (Figura II.1). Las semillas son óvulos maduros y los frutos son básicamente los ovarios maduros que contienen las semillas.

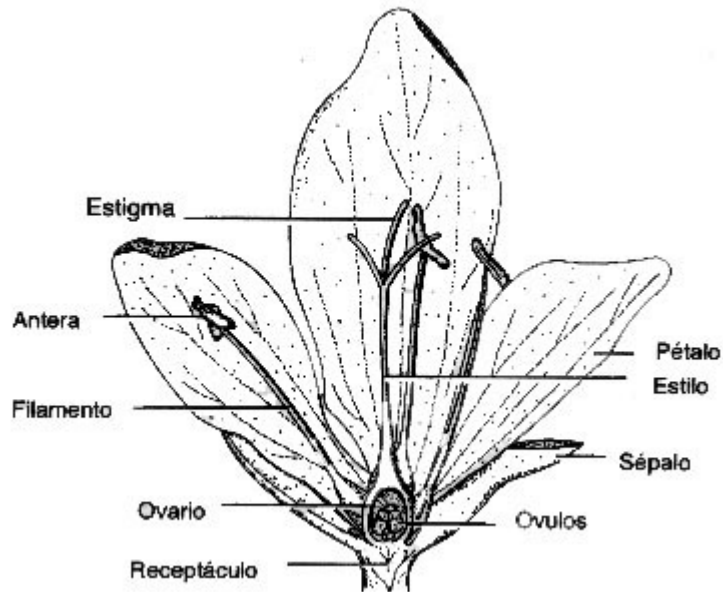


Fig. II. 1 Diagrama de una flor de dicotiledónea en sección longitudinal.

La pared del ovario del fruto maduro, el pericarpio, puede ser suave o duro, carnoso o seco, y a menudo consiste de 2 ó 3 capas distintas: exocarpo (capa externa), mesocarpo (capa media) y endocarpo (capa interna) (Figura II.2).

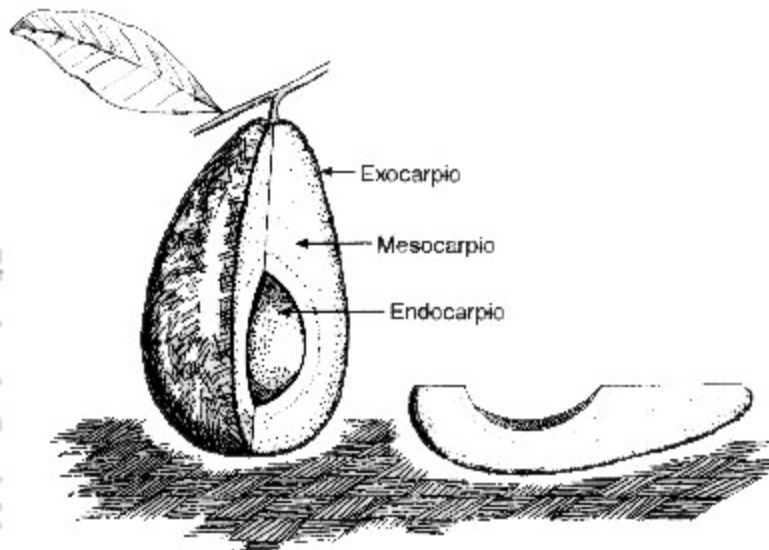


Fig. II.2 Fruto carnoso en donde se muestran las capas que envuelven a la semilla

b) Tipos de fruto.

Los frutos de diferentes especies son de diversos tamaños, formas, estructuras y texturas; con base en estas diferencias se clasifican en secos y carnosos.

Frutos secos.

Son aquellos que tienen el pericarpo o pared del ovario esencialmente seca cuando maduran. Pueden ser dehiscentes o indehiscentes.

Los frutos dehiscentes se abren cuando maduran, dejando salir generalmente varias o muchas semillas. Dentro de esta categoría se pueden encontrar los siguientes:

Folículo

Cuando madura se abre espontáneamente a lo largo de un solo lado (1 línea de dehiscencia). Las semillas maduras pueden separarse o dispersarse de la planta madre por medio de movimientos de la planta a causa de la acción del viento o algún contacto mecánico. Ejemplos de estos se tienen en la herbácea conocida comúnmente como “orejas de conejo” (*Asclepias* spp).

Legumbre.

Típicamente dehiscente a lo largo de 2 suturas (líneas de dehiscencia) cuando madura. A causa de las tensiones creadas en el fruto en maduración, a medida que se saca la dehiscencia ocurre con fuerza explosiva, arrojando las semillas lejos de la planta madre. Ejemplos característicos con este fruto son los frijoles, chícharos, tréboles, alfalfa, colorines, guajillo, y otros.

Cápsula.

Cuando madura libera las semillas a través de varias líneas de dehiscencia, generalmente por acción del viento o por contacto mecánico. Algunos ejemplos se tienen en el lirio, amapola, algodón, yuca y maguey (Figura II.3).

Los frutos indehiscentes, por su parte, permanecen cerrados cuando están maduros, reteniendo a las semillas, por lo general pocas o solitarias, en su interior.

En esta categoría podemos encontrar los siguientes:

Aquenio.

Fruto pequeño, generalmente menos de 1 cm, su pericarpo no es especialmente grueso ni duro; la semilla es solitaria y generalmente se encuentra pegada al pericarpo en un punto. Ejemplos de aquenio los podemos encontrar en las mal llamadas semillas (que en realidad son frutos) de la fresa y el higo, en el girasol, diente de león y guayule. Estos últimos pueden dispersarse ampliamente, adhiriéndose a la piel de los animales o a la ropa por medio de ganchos o espinas. Asimismo, los aquenios asociados con estructuras comestibles, como el caso del

higo o la fresa, pueden ser tragados por aves u otros animales, pasando a través del tracto digestivo sin dañarse, para finalmente ser evacuados a grandes distancias de la planta madre.

Sámara.

Muy parecido a un aquenio, pero el pericarpio se prolonga prominentemente formando una ala delgada y plan. Los frutos del fresno, olmo y en general de los pinos, son característicos de este tipo. La dispersión se realiza por fuentes corrientes de viento pudiendo arrastrar al fruto por distancias considerables.

Nuez.

Tiene una sola semilla y la pared del fruto (ovario fusionado con otras partes de la flor) o parte de ella se hace pétrea o muy leñosa en la madurez. Ejemplos de este tipo los encontramos en el encino y el nogal. Sus semillas son frecuentemente dispersadas por roedores, pues son muy gustadas por ello. Asimismo, las semillas grandes y redondeadas pueden flotar en el agua y ser transportadas a grandes distancias por la corriente superficial.

Grano o cariósida.

El pericarpio y la cubierta de la semilla se encuentran fuertemente unidos. Ejemplos de este tipo son los granos de arroz, trigo, maíz y otras gramíneas. (Figura II.3).

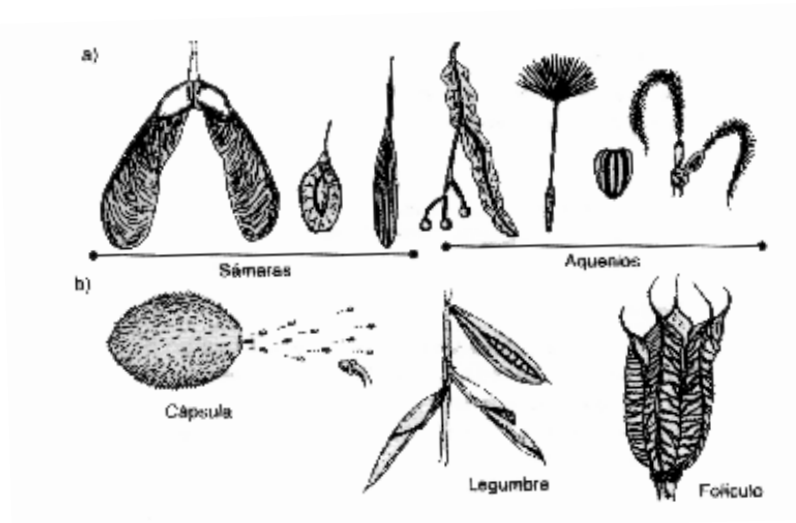


Fig. II.3 Frutos secos: a) indehiscentes; y b) dehiscentes.

Frutos carnosos.

Son aquellos que tienen el pericarpo o pared del ovario parcial o totalmente carnosa cuando maduro. Muchos sirven como alimento pues tienen sabores agradables y dulces. Esta cualidad ayuda a la dispersión de las semillas por los animales, pues al ser ingeridas junto con los frutos pueden pasar a través del tracto digestivo sin ser dañados. Se dividen de la siguiente manera.

Baya.

Es el tipo más común de fruto carnosos. Su pericarpo puede ser totalmente carnoso o bien presentar una cubierta dura o coriácea, y contener una o más semillas. De acuerdo al tipo de cubiertas las bayas a su vez se dividen en:

Baya típica.

El pericarpo es esencialmente carnoso y el exocarpo forma sólo una pared delgada. Son ejemplos la uva, el tomate, los frutos de las cactáceas y otros.

Pepénide.

Es una baya con una cubierta dura. Podemos encontrar ejemplos en la sandía y la calabaza.

Hesperidio.

Es una baya con una cáscara coriácea y separable, además de contar con septos apergaminados. Podemos encontrar ejemplos en la naranja, toronja y cítricos en general.

Drupa.

Es como una baya excepto porque el endocarpo o pared interna del fruto está modificada formando una capa dura ósea (el "hueso") que por lo general encierra una sola semilla. El "hueso" del durazno, ciruela y cereza entre otros, es la semilla completa con un tegumento pétreo y pardo.

Pomo

En este el endocarpo es papiráceo o algunas veces duros, formando una parte central, por lo general con varias semillas. Ejemplos característicos se encuentran en la manzana, pera, membrillo, tejocote, y otros (Figura II.4).

c) Colecta.

1) Época de colecta

Como la producción de plántulas depende básicamente de la cantidad y calidad de las semillas, es de suma importancia conocer el momento adecuado para llevar a cabo la colecta de los frutos de los que posteriormente se extraerán las semillas.

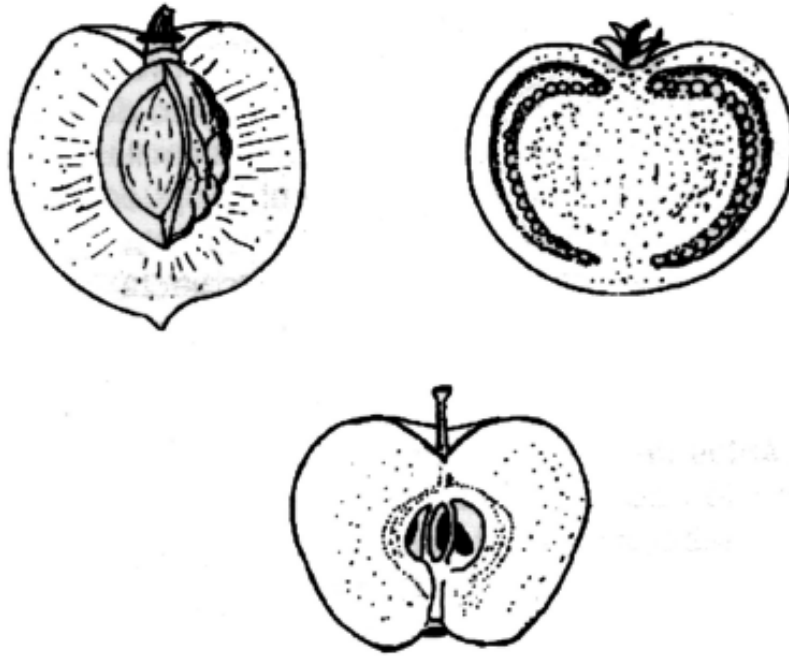


Fig. II.4 Frutos carnosos.

A continuación se presentan algunas formas de obtener la información de los periodos de producción.

- Encuestar a los habitantes de la localidad para conocer los periodos en que las especies de interés presentan frutos maduros y corroborándolo con recorridos de campo.
- Hacer recorridos para conocer los diferentes estados de madurez de los frutos y poder detectar el punto óptimo de maduración.
- Llevar a cabo estudios fenológicos que detecten, entre otros aspectos de interés, las épocas de producción de flores y frutos, y su periodicidad, es decir si la producción es anual o se requiere de un tiempo mayor para contar con las semillas.

2) *CÓMO HACER LA COLECTA.*

Una vez que se tiene detectada la época de producción de frutos para cada especie, la colecta debe hacerse en el pico de producción de frutos maduros, ya que se obtienen más y mejores semillas con menor esfuerzo. Si se hace de frutos inmaduros se dificulta y puede repercutir negativamente en la producción de plantas debido a problemas de inmadurez de las semillas. También es importante que la colecta no se realice después del pico de producción de frutos, porque general-

mente los frutos tardíos presentan semillas más pequeñas e inviábiles. Además, es especies que presentan frutos dehiscentes se corre el riesgo de perder la semilla si no se colecta antes de su dispersión.

La obtención de frutos debe ser directamente de los árboles, porque no podemos saber a qué factores y cuánto tiempo han estado expuestos los frutos en el suelo, pudiendo presentarse problemas de plagas e inviabilidad en las semillas (Figura II.5).



Fig. II.5 Colecta de frutos

La colecta de frutos para cada especie debe hacerse del mayor número de árboles con las siguientes características: que no presenten plagas, fuertes y vigorosos, que presenten un fuste recto sin bifurcaciones ni torceduras (a excepción de los arbustos), y que sean buenos productores de frutos. Esto asegura en cierto modo contar con semillas que originen plantas con características deseables.

Como las épocas de producción de frutos maduros de las especies varían de acuerdo al sitio en que se trabaje, es necesario detectarlas para cada localidad, así como ubicar y seleccionar los individuos de los que se hará la colecta, para realizar en la época adecuada. Asimismo, para hacer uno de lotes de semilla que van a ser empleadas en programas de reforestación es recomendable, siempre que se pueda, usar semillas de poblaciones locales, a menos que se demuestre que otra fuente de semillas puede funcionar mejor. Por semilla local se entiende a la que procede de un área expuesta a influencias meteorológicas, topográficas y altitudinales similares a las del lugar de trabajo.

d) Obtención y limpieza de semillas.

Una vez que se ha hecho la colecta de los frutos maduros, procede a la obtención de las semillas. Debemos considerar que todas las semillas están expuestas

a sufrir daño, si su cosecha y limpieza se realizan inapropiadamente, así como también, un decremento en su viabilidad puede ocurrir, cuando la cosecha se realiza en semillas se haga lo más rápido posible.

Además, es importante organizar la colecta para cada especie evitando revolver los frutos de diferentes sitios de colecta y cuidando de registrar claramente el lugar y la fecha. Esto simplifica el trabajo y proporciona información para conocer la edad de las semillas, dato importante que se relaciona directamente con su viabilidad y capacidad de germinación.

De las características morfológicas y estructurales de los frutos, mencionadas anteriormente, es claro que la obtención de semillas en los frutos secos dehiscentes es muy sencilla, pues requiere solamente tener una idea precisa del periodo de madurez, porque una vez que se presenta su apertura se corre el riesgo de perder la semilla. Es recomendable que la colecta se realice en cuanto se detecte la dehiscencia de algunos frutos, durante los recorridos de prospección para determinar su madurez. Esto se facilita porque generalmente los frutos en los diferentes árboles parentales no dispersan las semillas simultáneamente, sino que se presenta un tiempo variable (dependiendo de la especie) que generalmente permite coleccionar frutos que aún no han dispersado sus semillas.

Algunas veces, para evitar la pérdida de semillas, se recomienda hacer la cosecha antes de la maduración completa de los frutos, los que se secan antes de extraer las semillas. En este método el cosechador debe tener la suficiente experiencia y conocimiento de la especie, tanto para hacer la colecta antes de la dispersión como para realizarla cuando la semilla está fisiológicamente madura.

Para determinar el grado de madurez de las semillas, previo a la colecta, es necesario realizar una "prueba de corte", que consiste en abrir cierto número de frutos de una fuente específica y examinar las semillas para determinar su madurez. Después los frutos se secan, extendiéndolos en capas delgadas sobre una lona o sobre el piso pavimentado, con la salvedad que no hay encharcamientos de agua. Esto permitirá que el fruto termine de madurar y empiece a dejar en libertad a las semillas. La extracción se realiza golpeando los frutos secos con una vara, o fragmentándolos por pisoteo; posteriormente se separan los restos del fruto y basura de las semillas por medio de una criba o colador. Finalmente, se limpia y selecciona la semilla por medio de un venteado (11).

Si los frutos de interés son secos pero indehiscentes será necesario abrirlos con la ayuda de pinzas o tijeras de colecta. En este caso la extracción de las semillas es más tediosa, pero se tiene la ventaja de que no se pierden cuando se presenta la maduración del fruto. No obstante es necesario no perder de vista el periodo óptimo de colecta, pues aunque las semillas no se pierdan los frutos ya maduros caen al suelo, lo que implicaría perder la semilla dado que no es muy recomendable obtener semillas de estos frutos.

En el *Estudio de caso* se detalla cuidadosamente el proceso de colecta, limpieza y extracción de semillas de frutos secos dehiscentes e indehiscentes para

algunas especies de selva baja caducifolia. Asimismo, en el *Anexo 2* se cita el proceso de obtención de semillas para coníferas.

En cuanto a los frutos carnosos el proceso de colecta es similar a lo mencionado anteriormente, cuidando la maduración y dispersión de las semillas. Una vez hecha la colecta, la limpieza debe hacerse inmediatamente, porque el pericarpio presenta altos contenidos de humedad. La cubierta pulposa (pericarpio) se remueve por lavado en agua o de alguna otra forma, dejando únicamente a la semilla perfectamente limpia. Otra opción para bayas pequeñas como las de las cactáceas y juniperus es la siguiente: aplastarlas con un rodillo de cocina, removerlas en agua y remover la pulpa por flotación.

Antes de almacenar las semillas y/o realizar su siembra es necesario determinar la pureza del lote. La determinación de la pureza es una medición de la pureza es una medición del proceso de limpieza de la semilla y es de gran utilidad cuando la siembra se hace por peso o número de semillas. Esta prueba separa la muestra en semilla pura (aquella que no presenta daños de ningún tipo -insectos, mecánicos, etcétera-) y material inerte (todo aquel material no germinable –pedazos de semillas, ramas piedras, etcétera-): En el *Anexo 3* se detalla cómo hacer esta evaluación.

Una vez que las semillas han sido limpiadas y seleccionadas estamos en condiciones de iniciar la propagación de plántulas, o bien de almacenarlas en la época de producción de semillas se encuentra alejada del momento de realizar la reforestación.

A continuación presentamos criterios, biológicos y estructurales, que permiten conocer algunos aspectos de la diversidad de estructuras y mecanismos que las semillas presentan, para colonizar naturalmente el medio que habitan, y que también indican las ventajas y limitantes para su manipulación, almacenamiento y propagación.

4 TIPOS DE SEMILLAS Y SUS CARACTERÍSTICAS

Como la propagación de especies nativas pocas veces ha sido practicada para atender los programas de reforestación, es importante tener en cuenta una serie de criterios biológicos fundamentales de las especies de interés, pues su conocimiento permitirá obtener la producción deseada en el tiempo necesario.

Uno de los primeros pasos a realizar es la caracterización y creación en vivero de un almacén o banco temporal de semillas para cada una de las especies que se deseen propagar; esto asegura la producción continua de plantas y facilita el conocimiento de ciertos aspectos relacionados con la viabilidad y germinación de las semillas.

a) *Longevidad de las semillas.*

De manera esquemática todas las semillas están formadas por un embrión que da lugar a la futura planta, tejidos que contienen reservas nutritivas (generalmente

cotiledones y algunas veces endospermo) para alimentar a la planta en sus primeros días de crecimiento, y una testa o cubierta protectora más o menos aislante y resistente que cubre completamente a la semilla, protegiéndola de los efectos dañinos del medio ambiente hasta que se presenta la germinación (12) .

Las características estructurales y fisiológicas de las semillas determinan en buena parte su longevidad. Entre otras características tenemos: la presencia o ausencia de un periodo de pérdida de humedad (deseccación) previo a la maduración, es estado de madurez del embrión al momento de la colecta, el contenido de sustancias en el interior de la semilla que impiden la germinación, la resistencia a la desecación o al frío y la presencia de testas gruesas o duras (12).

La longevidad de las semillas es el tiempo que una muestra puede conservar su viabilidad o capacidad óptima de germinar en estado latente.

Se reconocen dos tipos de longevidad:

- Ecológica-Longevidad real de las semillas en condiciones naturales una vez que han caído al suelo y
- Potencial-Duración máxima de la viabilidad que puede conseguirse en condiciones artificiales de almacenamiento (13).

Una de las formas más efectivas de preservar el germoplasma de especies vegetales silvestres, es mediante el almacenamiento de semillas en condiciones controladas que permitan conservar la duración de su viabilidad (13). Con esto se asegura contar con las semillas necesarias para cubrir la demanda de producción de plantas en el vivero.

Aunque existen métodos relativamente sencillos que permiten prolongar la vida de muchas semillas en condiciones de almacenamiento, una parte importante de las especies del pías presentan semillas con fuertes problemas para conservar su viabilidad en estas condiciones (13).

De acuerdo a los diferentes comportamientos que presentan las semillas en condiciones de almacenamiento, se clasifican en dos grupos:

b) Semillas ortodoxas.

Este tipo de semillas, que son susceptibles de almacenarse por largos periodos de tiempo, pasan por una etapa de deshidratación (pérdida de agua) y de completa inhibición del metabolismo, por lo cual su tasa respiratoria es mínima (12). Tienen a ser de talla pequeña (con excepción de las que tienen testa dura) y se desprenden de la planta madre con un contenido de humedad generalmente menor al 20% sobre su peso. En estado de latencia su tasa respiratoria es insignificante y pueden permanecer almacenadas por largos periodos a temperaturas menores de 5°C cuando alcanzan bajos niveles de hidratación (menos del 5% sobre su peso) (15). Las semillas ortodoxas son frecuentes en ambientes con climas marcadamente estacionales, caracterizados por periodos más o menos prolongados de sequía o frío (12). Las plantas que las producen con frecuencia son herbáceas y arbustos que habitan sitios con estación seca marcada. En am-

bientes húmedos (tropicales y subtropicales) se presentan entre las plantas oportunistas o ruderales de hábito herbáceo y arbustivo y rara vez en algunos árboles.

La gran mayoría de las especies cultivadas con importancia agrícola, así como todas aquellas especies forestales utilizadas en plantaciones monoespecíficas (pinos, eucaliptos, casuarinas, etcétera) presentan semillas ortodoxas (13, 15, 16).

c) Semillas recalcitrantes.

A diferencia de las ortodoxas, las semillas recalcitrantes no pueden ser almacenadas y tienen escasa longevidad (13, 14), son producidas por plantas leñosas de ambientes húmedos, fundamentalmente árboles de bosques no perturbados, en regiones con clima húmedo, fundamentalmente árboles de bosques no perturbados, en regiones con clima húmedo, ya sea tropical, subtropical o templado. Las semillas maduras generalmente tienden a ser grandes y son liberadas de la planta madre con un alto contenido de humedad (entre el 40 y 60% de agua sobre su peso). Asimismo, su latencia es de una naturaleza más efímera y menos profunda, y en muchos casos no se puede asegurar que la presente. Por ello, no se presenta como tal una interrupción del metabolismo, por lo que en ningún momento dejan de respirar, manteniendo un requerimiento de oxígeno elevado; por ello al carecer de ventilación adecuada las semillas mueren. Como las recalcitrantes no están condicionadas ni estructural ni fisiológicamente para resistir la desecación y el frío, al tratar de almacenarlas se presentan los siguientes problemas: daños en la estructura celular provocados por desecación cuando su contenido de humedad se reduce por debajo del 20%; daños por congelación, provocados por la formación de cristales cuando se almacenan con altos contenidos de humedad; problemas asociados con el almacenamiento hermético en una condición húmeda, en donde hay falta de oxígeno, contaminación por hongos y bacterias y germinación durante el almacenamiento (12, 13, 15, 16).

5 PRESERVACIÓN DE LAS SEMILLAS EN CONDICIONES DE ALMACENAMIENTO

Con la información anterior, es claro que sólo las semillas ortodoxas pueden ser almacenadas por periodos prolongados, gracias a sus características fisiológicas y estructurales. En los siguientes apartados se presentan una serie de criterios y sugerencias que deben ser considerados para el mantenimiento de la longevidad de dichas semillas en condiciones de almacenamiento.

Existen diversos factores que pueden causar daño en las semillas después de la cosecha: alto contenido de humedad, altas temperaturas, fuerte insolación, insectos y enfermedades producidas por hongos y bacterias que pueden matar el embrión (17). Por esto el almacenamiento debe iniciarse una vez seleccionada y limpiadas las semillas, y prolongarse hasta el inicio de la siembra.

Los dos factores que más afectan la longevidad de las semillas en condiciones de almacenamiento son: el contenido de humedad de las semillas (CH) y la tem-

peratura del sitio donde se almacenan. Se ha encontrado que el tiempo de vida de las semillas en almacén puede duplicarse por cada 1% de reducción en el contenido de humedad y/o por cada 5°C de reducción en la temperatura (17, 18).

La determinación del CH de las semillas antes de su almacenamiento es de gran importancia. Si son almacenadas con contenidos de humedad mayores al 13% se puede presentar germinación, elevación de la temperatura e invasión por hongos, que destruye rápidamente su viabilidad. Igualmente, si son secadas por debajo del 4-5% de la CH, pueden sufrir daño debido a procesos bioquímicos en su interior y que causan deterioro genético.

Las semillas deben ser secadas tan rápido como sea posible y almacenadas con CH menor del 13% y mayores de 5%, dicho rango es ideal para lograr la máxima longevidad en condiciones de almacenamiento (17, 19).

a) *Determinación del contenido de humedad de las semillas.*

1) Método de mordedura.

El CH puede determinarse por el método de “mordedura”, que consiste, como su nombre lo dice, en morder la semilla. Si se siente blanda, el contenido de humedad es peligrosamente alto. Aunque es un método muy impreciso, permite saber cuando se presentan altos CH y puede ser usado para tiempos de almacenamientos cortos (17).

2) Deshidratación por medio de horno.

Otro método, sencillo y ampliamente aceptado por su veracidad, es la deshidratación de las semillas por medio de un horno. No requiere gran cantidad de infraestructura, dado que solamente se necesita un horno y una balanza precisa. Consiste de los siguientes pasos:

- 1) Calentar el horno a 105°C o 130°C.
- 2) Pesarse el envase (vasija de aluminio) en que se colocarán las semillas. Se recomienda usar tenazas, ya que con las manos se puede depositar humedad en el envase.
- 3) Pesarse el envase con una muestra de las semillas frescas (recién colectadas).
- 4) Colocar el envase con las semillas en el horno a temperatura de 105°C de 16 a 24 hrs o a 130°C por 1 hr.
- 5) Sacar el envase con las semillas y colocarlo en un desecador por dos horas, con el objeto de enfriar las semillas sin incrementar su humedad.
- 6) Pesarse el envase con las semillas secas (deshidratadas) y descontar el peso del envase. Se recomienda evaluar dos muestras por lote al mismo tiempo, para disminuir el error de cálculo.
- 7) Calcular el contenido de humedad con base en la siguiente fórmula:

$$\% \text{ CH} = \frac{\text{Peso en fresco} - \text{peso seco}}{\text{Peso en fresco}} \times 100$$

Este procedimiento proporciona el contenido de humedad con base al peso húmedo. Su ventaja es que el CH expresa la cantidad real de agua de la semilla (18, 20). Asimismo, permite saber cuánta agua deben perder (deshidratación) para que sean almacenadas sin sufrir menoscabo alguno en la conservación de su viabilidad.

b) Temperaturas de almacenamiento.

Como se mencionó, las temperaturas de almacenamiento son también decisivas para la conservación de las semillas; sin embargo, como se podrá ver más adelante, tanto la temperatura como el contenido de humedad se encuentran estrechamente relacionados y su conjugación es determinante en la conservación de la viabilidad de las semillas.

Las temperaturas aceptables para almacenar semillas por largos periodos pueden ser inclusive por debajo de 0°C, siempre y cuando, presenten contenidos de humedad menores al 14%. Desafortunadamente la mayoría de los almacenes con temperaturas menores de 0°C presentan alta humedad relativa (cantidad de agua que se presenta en el medio, con relación a una temperatura determinada), lo que ocasiona que después de cierto tiempo de almacenamiento las semillas ganen humedad, debido a que normalmente llegan a un equilibrio con la humedad relativa (HR) del medio que las rodea, lo que a la larga resulta en pérdida de viabilidad por daños celulares. Este problema puede ser contrarrestado secando previamente las semillas y guardándolas en recipientes impermeables a la humedad (ver Recipientes impermeables a la humedad en *d) Envasado de las semillas*), para posteriormente almacenarlas a temperaturas de 0 a 5°C. Con esto se asegura la conservación de la viabilidad y se reduce la actividad nociva de hongos e insectos (18, 20).

C) Secado de las semillas.

Para secar las semillas es necesario que la HR de su entorno esté por debajo de su CH, ya que esto provoca un gradiente de humedad que favorece la pérdida de agua de las semillas al aire; si por el contrario la humedad relativa es mayor, se propiciará que éstas ganen mayor humedad, lo cual no es favorable para su conservación (17, 19).

Las recomendaciones de secado varían en función del tiempo que se pretenda almacenar a las semillas:

- Para un año, el secado deber estar en equilibrio con una HR del 65%.
- Para dos o tres años, a 45% de HR.
- Para periodos mayores de 25% o a contenidos de humedad del 5-6% (17,19).

El secado de las semillas puede hacerse por varios métodos:

1) Calor seco.

Las semillas se ponen en un horno, a temperaturas que no excedan los 35°C, el tiempo necesario para obtener el contenido de humedad deseado. La desventaja

de este método es la dificultad para mantener constantes las temperaturas, porque los hornos no tienen la precisión para controlarlas, pudiendo implicar elevaciones de temperatura que pueden dañar a las semillas.

2) *Exposición de las semillas a flujos de aire.*

Es alternativo al método anterior y resulta igual de sencillo y económico. Consiste en la exposición de las semillas a una fuente de aire constante, como la de un ventilador, por varios días hasta obtener un CH aceptable (Figura II.6).



Fig. II.6 Secado de semillas con flujo continuo de aire.

3) *Exposición de las semillas a flujos de aire seco*

Se ponen en dispositivo cerrado con dos conexiones, una por donde entra el aire seco y otra por donde el aire húmedo es extraído y reemplazado por seco (Figura II.7). Es claro que este método involucra una mayor precisión que los anteriormente descritos, sin embargo, su desventaja radica en la necesidad de infraestructura, por lo que se recomienda aplicarlo sólo cuando se tenga en mente formar bancos permanentes de germoplasma y usar los dos primeros métodos cuando las semillas se deseen almacenar por tiempo no muy prolongados.

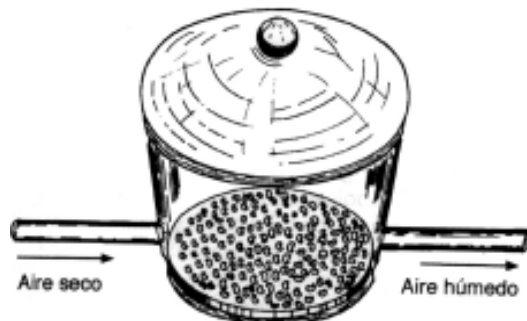


Fig. II.7 Exposición de las semillas a flujos de aire seco

La importancia de rodear a las semillas en almacén de un medio seco ha sido mencionada varias veces con anterioridad, por ello a continuación describiremos dos métodos confiables para lograr la remoción de la humedad del aire en el almacén: refrigeración de desecación.

- La refrigeración debe realizarse a temperaturas controladas de 20°C. Es una técnica compleja y requiere de infraestructura especial y costosa, ya que usa un sistema de refrigerantes que condensa la humedad del aire como hielo y posteriormente, el agua es drenada al exterior de los dispositivos (17).
- La desecación involucra compuestos químicos que son accesibles económicamente y sencillos de manipular; puede utilizar desecantes inertes sólidos como la sílica gel o alumina activada ambos compuestos aboserven la humedad del almacén o cuarto de secado, propiciando que el recirculamiento de aire absorba la humedad de las semillas. El desecante deber ser periódicamente revisado y activado por calentamiento a altas temperaturas (17).

Después que las semillas han sido secadas al contenido de humedad deseado, deben ser almacenadas en recipientes que impidan su rehidratación.

d) Envasado de las semillas

El almacenamiento de las semillas en seco puede hacerse de 3 formas: latas o tambos aislantes de humedad, cuartos deshumidificadores y cajas de metal o recipientes con desecante sólido. Aunque los principios para todos ellos son los mismos, los fines, operatividad, infraestructura y costos varían considerablemente.

1) Latas o tambores aislantes de humedad.

Los recipientes impermeables a la humedad son muy variados en su capacidad y tipo de materiales empleados, pudiendo ser desde latas o botes hasta tambos de grandes dimensiones. Deben estar internamente recubiertos con varias bolsas de polietileno de grosor 700, además de ser sellados herméticamente con su tapa y recubrimiento de estaño. La desventaja que muestra este método es su poca operatividad, pues el sellado del recipiente dificulta el trabajo para aquellos lotes de semillas que requieren ser manipuladas continuamente (17, 19) (Figura II.8).



Fig. II.8 Recipiente de lámina para almacenar semillas.

2) Cuartos deshumidificadores.

Una alternativa para el método anterior es el uso de cuartos deshumidificadores. La construcción de cuartos de almacenamiento impenetrables a la humedad debe considerar los siguientes aspectos: no debe tener ventanas u otros orificios, contando únicamente con la puerta de acceso, que deberá ser recubierta con aislante térmico como si fuera una puerta de refrigerador; las paredes, techo, piso y puerta deben estar completamente selladas para evitar la entrada de humedad. Se sugiere que los sellos estén en el interior de la estructura, éstos consisten de asfalto (de por lo menos 3mm de grosor), varias capas de polietileno (de grosor de 1000) y láminas de aluminio. Si bien representa una alternativa operativa, su desventaja radica en que son muy costosos e inaccesibles para muchas áreas que carecen de servicios, lo que hace poco factible este tipo de infraestructura. Sin embargo, es una opción recomendable y precisa si se tiene en mente establecer un banco de germoplasma permanente (17,19) (Figura II.9).

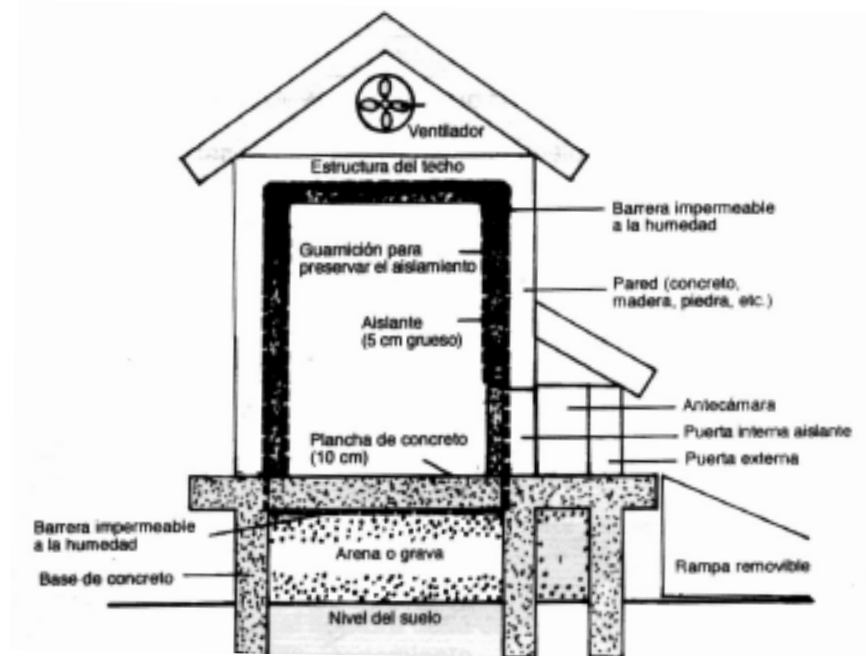


Fig. II.9 Plano de un cuarto para almacenar semillas por largos periodos de tiempo (Tomado de Kozlowski, 1972.)

3) Cajas de metal o recipientes con desecantes sólido.

Otro método que puede ser igual de exitos en el mantenimiento de la longevidad de las semillas, y que es muy accesible tanto operativa como económicamente,

es el uso de cajas de acero inoxidable con tapas herméticas, o recipientes impenetrables a la humedad, como son frasco de vidrio o plástico con tapa (Figura II.10)

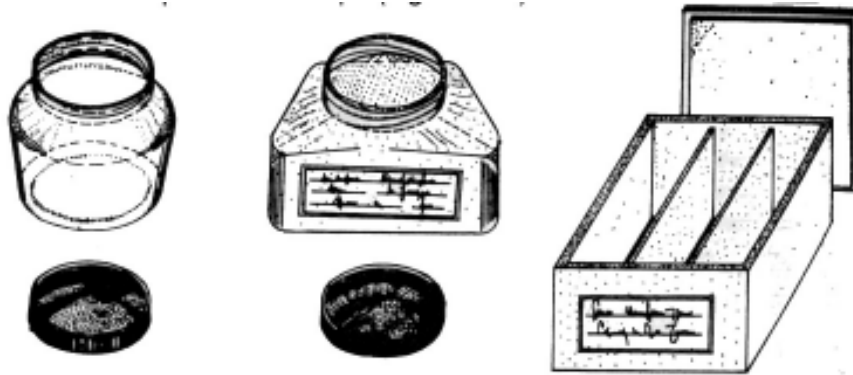


Fig. II.10 Recipientes airtantes de humedad para almacenar semillas. (Tomada de Kozlowski, 19972).

En estas cajas o recipientes las semillas pueden ser introducidas con un paquete de desecante como es la silica gel, posteriormente se tapa y se almacena a temperaturas de 20 a 25°C (Figura II.11^a y II.11b).



Fig. II.11 Opciones para almacenar los recipientes que contienen a las semillas.

Para 5kg de semillas se requiere incorporar 1kg de silica en una bolsa de tela de algodón. Si la apertura de las cajas es muy frecuente, es necesario revisar la coloración que presenta la silica gel, que cambia de azul a rosa cuando está saturada de humedad. Esta coloración indica que es necesario cambiarla por desecante seco.

La silica puede ser secada al horno a una temperatura de 175°C, se enfría en un recipiente cerrado y posteriormente se regresa a la caja de metal que contiene las semillas. En estas condiciones las semillas tenderán a mantener el equilibrio con la silica a una humedad relativa del 45%, lo cual es deseable para conservar la longevidad de las semillas por 2 ó 3 años.

Las cajas de metal tienen otras ventajas como ser fáciles de apilar y acomodar en sitios pequeños, ser impenetrables a los incendios y roedores, y que sólo requieren de inspección periódica para corroborar que la silica gel permanezca azul (Figura II.12).

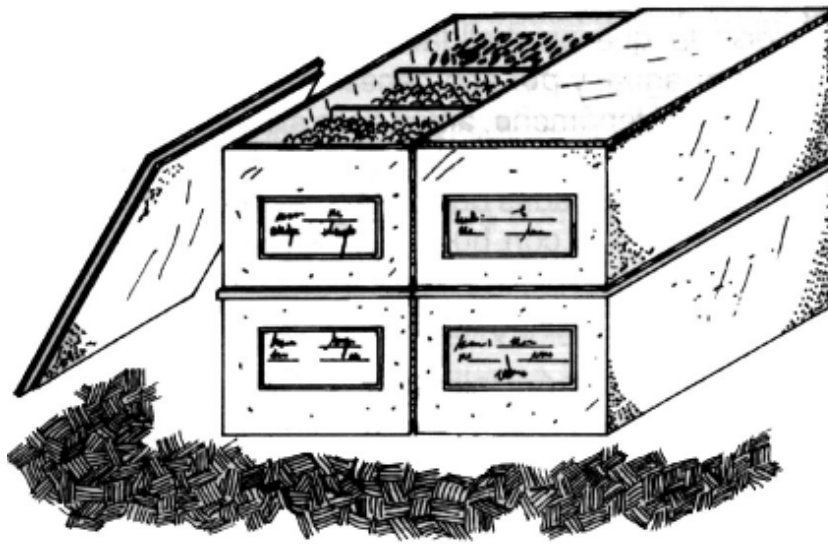


Fig. II.12 Cajas metálicas para almacenamiento de semillas.

Para facilitar la manipulación de las semillas y tener un control de existencia de cada una de las especies, cada caja deberá tener una etiqueta que contenga el nombre de la especie (científico y común) lugar, fecha de colecta y de almacenamiento.

El lugar donde se pongan las cajas de metal o recipientes que contengan las semillas debe presentar las siguientes características:

- Tener una estructura y lugar especial para las semillas almacenadas.
- Aislar las semillas de lugares en los que haya comida.
- No almacenar semillas en lugares donde exista maquinaria, plantas secas, paquetes de bolsa, o algún otro tipo de objetos donde los insectos y roedores puedan ocultarse.

-La construcción en donde se guarden las semillas debe ser fresca (entre 20-25°C), oscura y seca (17, 19).

Aunque la viabilidad de las semillas se mantiene exitosamente en condiciones de deshidratación, hay 2 situaciones que deben ser tomadas muy en cuenta: Considerar que las semillas secas son más fácilmente dañadas por la manipulación que pueda presentarse en el transporte y siembra, y mencionar que el inicio de la germinación en semillas que han sido almacenadas es más lenta que en aquellas que se siembran con altos contenidos de humedad.

El retraso de la germinación no debe interpretarse como pérdida de viabilidad o vigor: lo que en realidad sucede es que las semillas secas necesitan recuperar agua, y por eso necesitan más tiempo para germinar.

Para contrarrestar el fenómeno, antes de la siembra las semillas deben ser rehidratadas a contenidos de humedad que no dañen la viabilidad. En caso de que vayan a ser transportadas por distancias largas, es ideal rehidratarlas y mantenerlas en equilibrio con humedad relativa del 65%, con lo que se reducen los daños por transporte y se incrementa la germinación, sin dañar a las semillas por hongos o calentamiento (17).

6 LATENCIA Y TRATAMIENTO PREGERMINATIVOS

Como ya lo mencionamos, una de las diferencias más importantes entre las semillas otodoxas y las recalcitrantes es la presencia o ausencia de periodos de latencia.

Se dice que una semilla se encuentra en estado de latencia o letargo cuando, siendo viable, no germina, aun con condiciones adecuadas de agua, oxígeno y temperatura (14).

La latencia ha sido considerada como un fenómeno ligado a la semilla desde el momento en que se separa de la planta madre, pero no siempre se genera antes que la semilla sea dispersada, sino que puede presentarse después de la dispersión, cuando las semillas se encuentran sometidas a condiciones desfavorables para la germinación (21).

Debido a estas modalidades la latencia ha sido clasificada en Innata, Inducida y Obligada (22).

a) *Latencia innata o primaria*

Se presenta desde el momento en que las semillas se separan de la planta madre, evitando la germinación por un tiempo de duración variable después que la cosecha se ha realizado. Generalmente este tipo de latencia sólo desaparece cuando las semillas son expuestas a condiciones ambientales como sequedad o frío.

Entre sus causas más frecuentes se encuentran: el desarrollo incompleto de embrión, la carencia de ciertas sustancias químicas en el interior de la semilla que promuevan la germinación y que no dependen de factores externos a ella, la presencia de algunas sustancias químicas en el interior de la semilla que promuevan la germinación y que no dependen de factores externos a ella; la presen-

cia de algunas sustancias químicas en el interior de la semilla que impiden la germinación; la restricción física a la entrada de agua, gases, o al crecimiento del embrión, como es el caso de la presencia de testas duras o impermeables, y la combinación de varias de estas causas.

Esta latencia frecuentemente se presenta en semillas de especies de zonas templadas o áridas, donde es de vital importancia evadir el enfriamiento o desecamiento de la plántula en la época desfavorable (21).

b) Latencia inducida o secundaria

Se desarrolla después de la dispersión o cosecha en semillas que originalmente no eran latentes, o que ya habían salido, parcial o totalmente, de la latencia primaria (21). Para que ocurra son determinantes las condiciones del medio que rodean a la semilla, pues aun en condiciones adecuadas de suplemento de agua, la germinación no se presenta debido a la presencia de algún factor externo que es desfavorable para la germinación y establecimiento de la plántulas. Una vez que se ha desarrollado permanece por largos periodos, incluso cuando los factores que la propiciaron hayan desaparecido. Entre las causas más importantes de latencia inducida se encuentran las altas temperaturas y el suplemento inadecuado de oxígeno (14).

c) Latencia obligada

Es aquella que está determinada únicamente por la presencia de un factor en el medio que circunada a la semilla y que es completamente ajeno a ésta pero que impide su germinación (21). En este caso, la latencia de las semillas puede ser removida en el momento en que los factores limitantes desaparezcan. Entre sus causas más importantes se encuentran los altos contenidos de dióxido de carbono (CO²), carencia de luz y fluctuaciones de temperatura (14).

La presencia de latencia es una de las situaciones más importantes para que las semillas ortodoxas sean almacenadas por largos periodos.

En condiciones de almacenamiento las semillas se encuentran deshidratadas, por lo que es necesario rehidatarlas antes de la siembra, y una vez sembradas realizar un suministro continuo de agua. Sin embargo puede suceder que aun y cuando esto se realice, germinen pobremente o bien no lo hagan. Esto indica que se encuentran en estado de latencia y que requieren la presencia de algún factor que la remueva.

Evidentemente la remoción de la latencia requiere de pruebas y ensayos que permitan inferir qué tipo se presenta y cuáles son los factores que la puedan romper, que pueden variar en cada una de las especies que se desee propagar. Sin embargo, a partir de una serie de criterios básicos generales –como el tamaño y estructura de las semillas, época de dispersión y características del medio natural donde generalmente se encuentran las especies- se puede inferir qué tipo de tratamiento pregerminativos se requieren para que la germinación se presente.

En cuanto a la época de dispersión de las semillas se puede decir que cuando se realiza alejada de la época de lluvias (en las secas) y/o, en temperaturas extremadamente frías o cálidas, generalmente se presentan periodos de latencia prolongados, porque las semillas requieren esperar las condiciones ambientales propicias para la germinación y establecimiento seguro de las plántulas. En contraparte, las especies que forman parte de la vegetación madura (en sitios no perturbados), generalmente producen semillas que no tienen periodos de latencia, probablemente debido a que las condiciones del medio que se presentan en los habitats no perturbados son más estables y predecibles, por lo que no es necesario que las semillas esperen un periodo propicio para germinar.

Asimismo, las especies de habitats no perturbados producen cotidianamente frutos que contienen semillas en número escaso (casi siempre una) y de gran tamaño, y por el contrario aquellas que colonizan habitats perturbados producen abundantemente pequeñas semillas latentes por fruto, a excepción de las que presentan testa dura (*ver Latencia por testa dura*).

A continuación citamos una serie de ejemplos que pueden auxiliar en la detención de latencia y en la aplicación de tratamientos para removerla.

- Las semillas de manzano presentan latencia innata por inmadurez del embrión. La maduración se puede lograr cometiéndolo las semillas a temperatura de 5°C después de que han sido hidratadas (21). El requerimiento de bajas temperaturas se explica porque en condiciones naturales las semillas son dispersadas en época fría, lo que permite que al terminar el invierno el embrión haya madurado y la semilla esté lista para germinar al término de esta época.

- Semillas de *Veronica arvensis*. Es una hierba típica de ambientes estacionales, requiere un periodo de desecación de por lo menos 15 días para alcanzar altas capacidades de germinación. Esto se explica porque en condiciones naturales sus semillas permanecen latentes en el suelo, evitando la época calurosa y seca del año, y germinan cuando se presentan lluvias (21).

- Semillas que presentan testa dura o impermeable. Es el caso de muchas leguminosas que requieren de fluctuaciones de temperaturas elevadas, o bien de algún mecanismo físico que ocasionalmente ocasione un daño en la testa de la semilla y posibilite así la entrada de agua para la germinación. Generalmente son de hábito colonizador y/o arvense, es decir que pueden establecerse en sitios sin vegetación donde las fluctuaciones de temperatura en el suelo son muy marcadas y que pueden presentar factores físicos como suelos rocosos o arbustivos, y con perturbaciones recurrentes, naturales o artificiales, que dañen la testa de la semilla.

- Semillas de especies que suelen establecerse en medios sujetos a inundaciones recurrentes. Se ha observado que las semillas se dispersan en estado de latencia provocada por la presencia de sustancias químicas que inhiben la germinación. La germinación podrá presentarse una vez que

las semillas se sometan a lavados o flujos prolongados de agua que remuevan al inhibidor químico.

- Ejemplos de latencia obligada pueden encontrarse en muchas especies de hábito colonizador y/o arvanse. En estos casos la latencia se puede romper sometiendo a las semillas a fluctuaciones de temperatura (termoperiodo) y/o presencia de luz (fotoperiodo). El requerimiento de estos factores puede explicarse porque en condiciones naturales las semillas de estas especies se encuentran enterradas en el suelo, o bajo cubiertas vegetales muy densas, y la luz que llega al suelo es poco intensa e inadecuada, además de no presentarse grandes cambios en la temperatura del suelo. Estas características del medio indican a las semillas que las condiciones para la germinación y establecimiento no son las adecuadas (23).

d) Propagación de especies con semillas ortodoxas

Con la información vertida hasta el momento son evidentes las bondades que las semillas ortodoxas presentan para su manejo y propagación masiva de plántulas en vivero. Aunque la presencia de latencia es el elemento principal que permite que sean almacenadas, también es el principal obstáculo para su propagación masiva. Por ello es de gran importancia diseñar y general técnicas adecuadas para propagar especies nativas de manera sencillas y eficiente. En este contexto los tratamientos pregerminativos cobran una gran importancia, pues a partir de sus resultados se podrán inferir los requerimientos para que las semillas germinen exitosamente, además aportar los elementos básicos para delinear las técnicas de propagación masiva de especies nativas, factores fundamentales para echar a andar los programas de reforestación tan necesarios en nuestro país.

En el *Estudio de caso* se muestran los métodos utilizados para romper la latencia de semillas dada por testa impermeable. Asimismo, en el *Anexo 4* se reseñan algunas técnicas rudimentarias para romper diferentes tipos latencia en condiciones de vivero.

7 PRUEBAS DE VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS

En el apartado anterior mencionamos algunos criterios para inferir el tratamiento pregerminativo a aplicar. En éste presentaremos algunas formas sencillas de evaluar la viabilidad de las semillas y la efectividad de los tratamientos pregerminativos aplicados. Evidentemente las pruebas para evaluar el éxito germinativo se tiene que realizar antes de la siembra masiva de las semillas en el vivero.

La estimación de la viabilidad es posible obtenerla mediante los tres métodos: Incisión del embrión, Tetrazolium y Pruebas de germinación.

Aunque los dos primeros no son tan confiables como el tercero, sí pueden proporcionar información cuando el tiempo es limitado (20).

A continuación reseñamos cada uno de estos métodos.

a) Incisión del embrión

La prueba se realiza por exposición o remoción del embrión, con esto se evita que las estructuras que lo envuelven promuevan la latencia de la semilla; ya desnudo el embrión, se pone a germinar para evaluar si es viable. Esta prueba es muy tediosa y requiere de tiempo, ya que muchas semillas necesitan de varios días para que su cubierta protectora se reblandezca y pueda ser cortada, para extraer al embrión. Usualmente los resultados pueden obtenerse en 20 días (20).

b) Tetrazolium.

Consiste en teñir los tejidos internos de la semilla, lo cual indica que está viva. Las semillas se reblandecen y cortan para permitir que el producto químico (Tetrazolium) se desplace al interior de las semillas, posteriormente se ponen a remojar en agua durante 2 hrs, para finalmente dejarlas remojando en la solución de Tetrazolium toda la noche.

c) Pruebas de germinación.

El objetivo fundamental de todos análisis de germinación es evaluar la potencialidad para germinar.

Tres aspectos fundamentales deben ser considerados para evaluar el éxito de la germinación de las semillas.

1) Capacidad de germinación.

Es el número de semillas que germinan en condiciones definidas (bajo un tratamiento específico por ejemplo), puede ser expresado en porcentaje (%) o en números absolutos.

2) Velocidad de germinación.

Como su nombre lo dice, evalúa la rapidez o tasa con que el proceso germinativo ocurre bajo un tratamiento dado.

3) Homogeneidad de germinación.

Señala qué tan sincrónica se presenta la germinación (24). Los resultados que se obtienen en cada uno de estos índices permitirán evaluar no sólo la viabilidad del lote de semillas, sino también la efectividad del tratamiento pregerminativo y el vigor de las semillas, elementos fundamentales para asegurar una producción exitosa. De no contemplar estos aspectos se pueden presentar fuertes problemas, además de afectar su planeación en el vivero debido a que en primera instancia, la irregularidad en la germinación ocasiona la obtención de plantas con tamaños distintos con el subsecuente problema al momento del trasplante, y en segunda porque se pueden requerir largos periodos para lograr la germinación, lo que incrementa los costos de producción.

Aunque se recomienda que estas evaluaciones se realicen en condiciones controladas de laboratorio, creemos que es conveniente realizarlas también en vivero, sobre todo si tomamos en cuenta que generalmente los resultados obteni-

dos en laboratorio rara vez son igualados por los de campo (idealmente se debería contar con ambos); aunado a que en nuestro país hay pocos laboratorios que se dediquen a realizar este tipo de pruebas en semillas (de especies nativas) que van a ser utilizadas en la reforestación.

A continuación reseñamos una serie de pasos que pueden ser puestos en práctica en vivero de manera sencilla, y que dan alguna aproximación del proceso germinativo. Evidentemente, todas las pruebas que se vayan a aplicar deberán realizarse con semillas puras.

- Hacer una almácigo con divisiones claras (compartimientos), que eviten que las semillas a sembrar (especies, tiempos de almacenamientos, tratamientos, y/o localidades distintas) se revuelvan.
- Humedecerlo perfectamente.
- Sembrar las semillas en el almácigo (previamente tratadas con el tratamiento pregerminativo elegido) considerando no menos de 100 semillas por tratamiento y en caso de contar con un buen número de semillas probar 200, considerando la importancia de aplicar testigos (semillas sin tratamiento) y réplicas.
- Anotar la fecha, día y mes, de la siembra.
- Regar diariamente el almácigo y revisar que no presente hongos, insectos, basura
- Una vez iniciada la germinación anotar la fecha y el número de semillas que germinan diariamente, hasta que la última haya germinado, o esperar de 1 a 3 meses, dependiendo el número de semillas que hayan germinado, para obtener la germinación diaria en el tiempo.
- Contar los días transcurridos desde el día de la siembra, hasta que la germinación de las semillas se inició; a esto se le conoce como Tiempo de Latencia (TL), y permite conocer la efectividad del tratamiento para romper la latencia de las semillas, además de presentar grandes ventajas, cuando se quieren comparar diferentes tratamientos sobre lotes de semillas de la misma especie.
- Sumar el número de semillas germinadas que se contaron diariamente y hacer una relación a porcentaje (%), para obtener la capacidad de germinación (CG%). La relación se hace de la siguiente forma:

$$CG\% = \frac{n \times 100}{N}$$

Donde:

n = número de semillas germinadas

N = número de semillas sembradas

Se considera una CG aceptable cuando presenta valores por arriba del 60%. Cuando la germinación esté por debajo de dicho valor se sugiere buscar otro tipo de tratamientos pregerminativos.

- Contar los días que se requieren para obtener el mayor número de semillas germinadas, a partir del primer día en que inició la germinación, para conocer el tiempo necesario para alcanzar el máximo porcentaje de germinación (TCG). Este índice permitirá inferir el vigor de las semillas, ya que se menciona que la mayoría de las que germinen después de este día no lograrán establecerse (20).
- Graficar todos estos índices para obtener una idea del éxito de la germinación en el tiempo.

Los resultados obtenidos de esta forma y su graficación permite inferir eficacia del tratamiento pregerminativo; tiempo en que las semillas deben sembrarse; número de semillas que deben sembrarse para obtener el número de plantas deseado; tiempo de espera para decidir si es necesario hacer resiembra, y qué uniformidad se tendrá en la edad y talla de las plántulas.

Evidentemente existen otros métodos de evaluación más precisos, sin embargo, consideramos que los mencionados dan un primer acercamiento que podrá generar una serie de propuestas para la propagación. Con la finalidad de mostrar su aplicabilidad, en el *Estudio de caso* para la propagación de especies nativas de una selva baja caducifolia, ejemplificamos numéricamente todo el proceso de evaluación y hacemos un resumen de resultados.

Una vez que se conoce cómo se obtiene la germinación óptima de las semillas en vivero, se está en condiciones de iniciar la siembra para la propagación masiva de las especies de interés.

Obviamente el número de semillas a sembrar estará en función de la demanda de plantas que la reforestación requiera, por lo que se debe determinar la cantidad de semillas necesarias para la siembra con base en la viabilidad del lote, sus características germinativas, peso y dimensiones.

Dos métodos complementarios, sencillo y de gran utilidad para calcular el número de semillas a sembrar y el número plántulas susceptibles de obtener, son la determinación del número de semillas por kilogramo y la determinación del número de semillas viables por kilogramo. Ambos métodos son útiles para determinar la cantidad de semillas y plántulas necesarias para reforestar un área deseada. En los Anexos 5 y 6 se ejemplifican numéricamente.

Con la información vertida hasta el momento, es claro que la propagación masiva de especies nativas es una tarea laboriosa, que requiere de varios ensayos que involucren el control de todos los aspectos mencionados, pues del éxito que se obtenga en la propagación de las plántulas, dependerá que la reforestación pueda realizarse en el tiempo y metas planteadas.

8 MÉTODOS DE CULTIVO

Antes de iniciar la siembra de semillas en el vivero es necesario tener claro cuál es el método de cultivo que se usará, pues su elección está directamente relacionada con su desarrollo y manejo, tanto en el vivero como en los sitios de plantación.

Los métodos de cultivo en vivero se dividen en Cultivo a raíz desnuda, utilizando camas de crecimiento (camellones), y cultivo en envases de crecimiento, utilizando tubos o bolsas de polietileno. Ambos se pueden realizar por medio de la siembra directa de las semillas u obteniendo las plántulas a través de almácigos (semilleros), para posteriormente trasplantarlas a los envases o a las camas de crecimiento.

Cada uno de estos métodos tienen sus particularidades. A continuación mencionaremos las ventajas y desventajas del cultivo en envases de crecimiento en comparación con el cultivo a raíz desnuda, con el propósito de que el lector tenga los elementos necesarios para elegir la técnica de cultivo que más se ajuste a sus necesidades.

Cultivo en envases de crecimiento. Ventajas y desventajas.

- Los criterios de selección del sitio para producir las plantas son menos exigentes que para raíz desnuda. Esto se debe a que su desarrollo es independiente de la calidad del subsuelo, que no es utilizado por las raíces.
- La operación en el vivero es más accesible y requiere menos tiempo dado que el cultivo a raíz desnuda implica mayor trabajo, por otra parte el combate de enfermedades es más sencillo pues las plantas no están en contacto directo entre ellas.
- El sistema radicular está protegido, por ello al momento de realizar la plantación la crisis del trasplante es menos severa, pues se mantiene intacta la raíz, en ningún momento expuesta al sol o a la desecación: además el contacto original de la raíz y el suelo no se pierde, lo que facilita el rápido enraizamiento y favorece el establecimiento y crecimiento inicial de las plantas; en sentido contrario, cuando la producción se hace a raíz desnuda puede haber pérdida de partes de la raíz al ser trasplantadas, se pierde el contacto original raíz-suelo y las raíces están expuestas al sol y la desecación.
- Las condiciones de crecimiento pueden ser mejor controladas, por esto, se tienen mayores posibilidades de normalizar la producción y de optimizar las condiciones de crecimiento, pues el acceso de agua puede ser mayor y los requerimientos de nutrientes aplicarse por vía externa más fácilmente.
- La producción de plantas puede ser más rápida, de mejor calidad y homogeneidad de tallas, ya que los problemas de densidad y condiciones marginales que se dan en los camellones no se presentan en los envases; por ello, el tiempo de estancia en el vivero es menor al ser más rápido el crecimiento inicial de las plántulas en los envases.
- La mayor flexibilidad en la producción favorece la extensión del periodo de plantación, ya que la planta tiene la capacidad para soportar algunos días de sequía después de su trasplante en la cepa.
- La sobrevivencia de las plántulas en los sitios de plantación con suelos desnudos es alta. Además, bajo condiciones severas de estrés hídrico, las plantas crecidas en envases funcionan mejor que las de raíz desnuda.

- Los envases son muy efectivos cuando se trabaja con pocas semillas pero de alta calidad, especialmente si son de fuentes genéticas mejoradas, pues se reducen los riesgos que se corren en los camellones.
- Son muy adecuados para la producción vegetativa a gran escala de especies mejoradas (ver propagación de especies recalcitrantes):
- El método es muy conveniente sobre todo para especies con tasas de evapotranspiración fuerte (especies con hojas grandes).
- El lote de semillas para ser usado en los contenedores debe ser de alta velocidad, homogeneidad y capacidad de germinación, pues de lo contrario se desperdician los envases en donde las semillas no germinan.
- Pueden presentarse problemas de desbalance nutricional debido a que el crecimiento de las plantas es más rápido.
- Si el tamaño y la forma del envase no son los adecuados se corre el riesgo de un desarrollo radicular defectuoso. Las raíces pueden aparecer en espirales o curvas en las bolsas y quedar como pegadas a la mota de la tierra aun después de quitar la bolsa. La estabilidad del arbolito está alterada por estas malformaciones y aún después de varios años los estrangulamientos de la raíz marchitan a la planta.
- La producción en envases es más costosa que la de raíz desnuda, pues el precio de la bolsa generalmente es irrecuperable. Además, los costos se incrementan porque el transporte es más complicado, dado que los envases son voluminosos y pesados.
- De acuerdo con el aspecto anterior, las plantas suelen trasplantarse con talla menor que las de raíz desnuda, por ello se requiere mayor cuidado y preparación del sitio de plantación, sobre todo si la competencia de herbáceas es alta.
- Hay riesgo de mortalidad elevada en toda la plantación, aun después de varios años, si no se quita la bolsa en el momento de la colocación de la planta en la cepa.

Las ventajas ya descritas se pueden perder si falla el linaje o calidad del lote de semillas, el medio de enraizamiento, el tipo de contenedor, las prácticas de cultivo y manejo en vivero, la preparación de las condiciones del sitio de la plantación y la época de realizar la plantación (25, 26, 26, 28, 29,39):

Una vez que el viverista ha tomado en cuenta los criterios anteriores, está en condiciones de iniciar la siembra de semillas para obtener las plántulas. Como dijimos al inicio de este apartado, la obtención podrá ser a través de la siembra directa de la semilla en los camellones o envases, o por medio de su siembra en almácigos, para posteriormente trasplantarlas a las camas o envases de crecimiento. Aunque ésta última técnica no es la más recomendable, dado que generalmente se presenta pérdida de plántulas debido a la crisis del trasplante, si éste no se hace en el momento adecuado (lo cual es difícil de conocer con exactitud), y por otra parte los costos de mano de obra se incrementan; consideramos nece-

sario darle al viverista las opciones que lo faculten en la toma de decisiones que más le acomoden de acuerdo a sus recursos e infraestructura.

A continuación reseñamos los requerimientos de las distintas formas de obtener plántulas en vivero.

a) Mezclas de suelo y medios de germinación

Aunque existe una gran variedad de mezclas y medios de germinación, manifiesta también en sus costos, es importante que en la elección se tomen en cuenta los siguientes aspectos:

- El material debe tener suficiente consistencia para mantener la semilla en su sitio.
- No debe presentar fuertes cambios en su volumen cuando éste seco o húmedo.
- Tener buena retención de humedad
- Ser suficientemente porosos para que se presente un drenaje adecuado del agua y la aereación del suelo sea favorable.
- No presentar niveles excesivos de salinidad.
- No debe contener malezas, hongos, nematodos u otros organismos patógenos.
- Conservar sus características físicas y químicas al esterilizarse con vapor o productos químicos.

En el *Anexo 7* se detallan los tratamientos para esterilizar el suelo (11). Como el lector podrá darse cuenta, los requisitos que el medio de germinación presenta son similares a los mencionados para las camas de crecimiento. En el *Anexo 1* se explica su importancia.

A continuación presentamos los medios y mezclas de germinación más comunes.

1) Vermiculita.

Es un silicato hidratado de magnesio, aluminio y hierro. Es un medio liviano y con una gran capacidad de absorción de agua, contiene suficiente magnesio (mg + +) y potasio (k+) para satisfacer la demanda de la mayoría de las plantas. No debe comprimirse cuando se encuentre mojada, pues su estructura porosa se destruye (11).

2) Perlita.

Es un material de origen volcánico, con pH neutro y diámetro de partícula de 1.5 a 3.1 mm. Tiene la capacidad de retener agua de 3 a 4 veces su peso (1).

3) Aserrín y Viruta.

Ambos son desechos o subproductos de aserraderos y talleres de carpintería. Generalmente se les utiliza en mezclas de suelo para aumentar su capacidad de retención de agua (1).

4) Turba y Vermiculita.

Es por excelencia uno de los medios de germinación y crecimiento más adecuados, se utiliza en proporción 1:1 y la única desventaja es su costo (26, 28, 29).

5) Turba y aserrín.

Al igual que el medio anterior es idóneo para la propagación de plántulas, se utiliza en proporción 1:1, y sus costos también son elevados (31).

6) Mezcla de suelo.

Por lo accesible de sus costos, normalmente el suelo de bosque o monte compuesto con otros materiales es el medio de germinación más usado en los viveros. Las mezclas más utilizadas son las siguientes: i) 1 parte de arena de río y 2 partes de tierra de bosque o monte, ii) 1 parte de arena, 2 partes de tierra de bosque y 1 parte de aserrín (11).

b) Almacigos.

Un semillero o almacigo es una cama de suelo preparado para efectuar siembras. Su finalidad es facilitar la germinación de las semillas y cuidar a las plántulas hasta que aparezcan las primeras hojas. De acuerdo con la permanencia del vivero (temporal o permanente) y la disposición de espacio éstos pueden ser temporales o permanentes.

Los semilleros temporales pueden establecerse acondicionando las platabandas o construyendo bordos de tierra sobre el terreno (11). Esta actividad se puede llevar a cabo siempre y cuando se tomen en cuenta las características que el suelo debe tener (ver Anexo 1).

Los semilleros permanentes se construyen sobre el terreno y pueden ser de concreto, tabique o madera. El tamaño recomendable es de 1.20 m de ancho (medición interior) y de 80 cm a 1 m de alto, el largo irá de acuerdo con las necesidades de producción (11). Las capas y materiales del semillero se pueden formar de la siguiente manera (de la base del suelo hacia arriba, (Figura II.13).

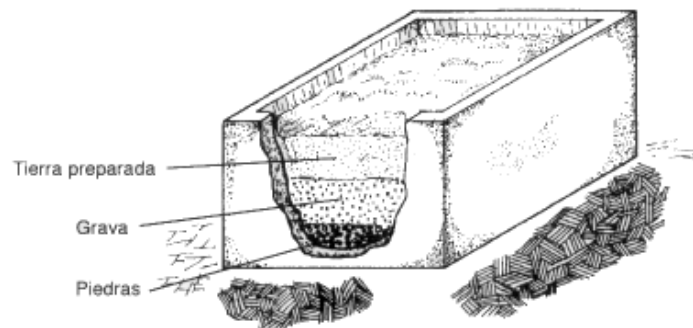


Fig. II.13 Semillero permanente.

1era capa – 30 cm de piedras de aproximadamente 10 cm de diámetro.

2ª capa – 30 cm de grava de aproximadamente 3 cm de diámetro.

3era capa – 30 cm de tierra preparada (ver medios y mezclas del suelo) perfectamente desinfectadas y cribada.

Se deben dejar 10 cm de espacio libre, para facilitar el riego y el manejo de plántulas.

Para proteger a las plántulas contra los rayos directos del sol, heladas, lluvia y los pájaros, se recomienda construir una sombra que cubra el almácigo, similar a la descrita para las platabandas (*Anexo 1*).

c) Formación de camas de crecimiento (cultivo a raíz desnuda)

Esta técnica de propagación ha sido muy poco usada en nuestro país para obtener plantas que se usarán en la reforestación, aunque algunos viveros privados la utilizan para plantas de ornato y frutales. Las condiciones del terreno juegan un papel decisivo en el éxito de la producción, pues las plantas se desarrollan directamente sobre el suelo del vivero, por ello es importante contemplar cuidadosamente todos los aspectos que se manejan en el *Anexo 1*, dado que en este apartado sólo se hará un pequeño resumen y se abundará en la formación de las camas de crecimiento.

Después de nivelar el terreno, instalar los sistemas de riego y distribuir los caminos en el vivero es recomendable determinar las condiciones físicas y químicas del suelo en donde se establecerán las camas (32).

De las condiciones físicas, la compactación es el problema más común. Cuando se presenta, para mejorar el drenaje se recomienda aplicar un subsoleo o la incorporación de abonos verdes que presenten un sistema de raíces fibrosas, esta opción además de mejorar las condiciones, incrementa significativamente su contenido de materia orgánica (32).

De las condiciones químicas, la fertilidad y el pH son los más importantes. Para decidir sobre la primera se requiera cuantificar los nutrientes minerales presentes: fósforo, potasio, calcio y magnesio. Si éstos se encuentran por debajo de los rangos normales de fertilidad de la zona será necesario fertilizar las camas antes de su formación.

En cuanto al pH el rango más recomendable es el cercano a la neutralidad (pH= 6.5 a 7.5), sin embargo, este valor dependerá de las condiciones en que suelen crecer de modo natural las especies a propagar. Cuando el valor no está dentro de los rangos requeridos es recomendable ajustarlo antes de la siembra (32). Para disminuir el pH (hacerlo ácido) se recomienda el uso de azufre y para aumentarlo (hacerlo básico) lo idóneo es la cal.

En la preparación del sustrato de las camas también se debe prevenir la incidencia de malezas y patógenos del suelo, por lo que es recomendable su fumigación (ver *Anexo 7*). En caso de usar bromuro de metilo y que se requiera aplicar azufre para corregir el pH, se sugiere que este último se aplique después de la fumigación, para evitar que reaccionen ambos compuestos (32).

Una vez que se ha fumigado el terreno se barbecha en invierno, para que en la primavera, cuando el suelo ya está seco, se pueda trabajar.

La formación de las camas se hace removiendo el suelo por medio de labranzas (mecánica, animal o manual) que roten el suelo. El ancho de la cama se define por el trazado de líneas rectas paralelas y su espesor debe ser de 7.5 a 15 cm, con el objeto de mejorar la eficiencia en el drenaje y mantener la temperatura del suelo con una mínima variación. El ancho más usado en éstas es de 1.22 m y el espacio entre camas es de 61 cm. Asimismo, se recomienda que el número de camas entre líneas de riego (cuando este sistema es fijo) sea de 6 m y la distancia entre líneas de riego sea de 12.20 m. Sobra mencionar que previo a la formación de las camas el suelo de éstas debe estar fumigando, fertilizando y suelto (32) (Figura II.14).

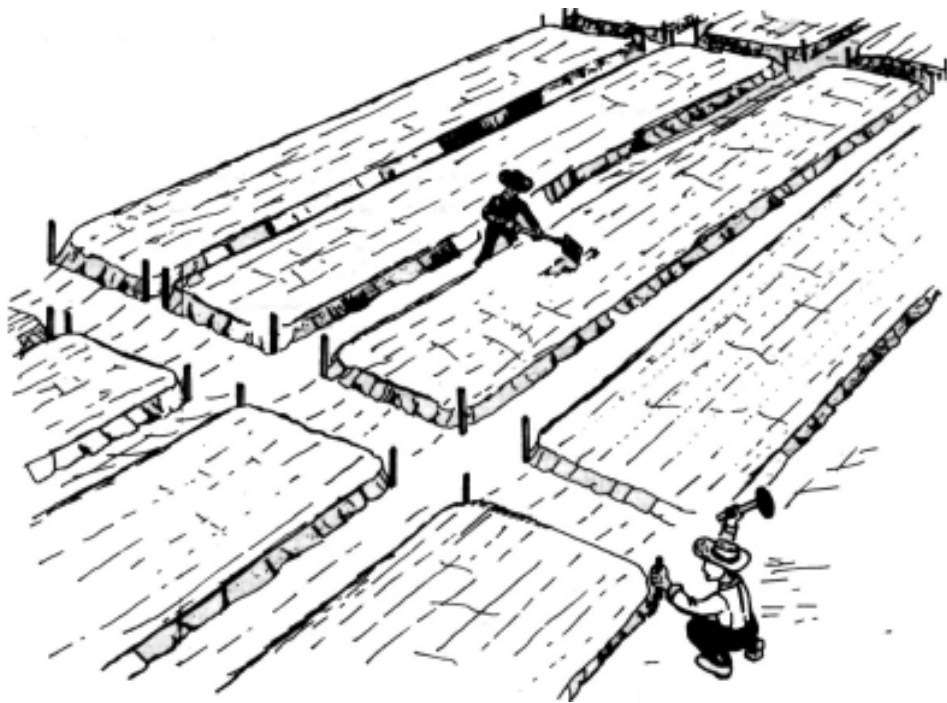


Fig. II.14 Construcción y disposición de camas de crecimiento

d) Envases o contenedores de crecimiento

Uno de los métodos más comúnmente usados en México para propagar plantas, no sólo de reforestación sino también de especies frutales y ornato, son los envases de crecimiento (bolsas o tubos de plástico de polietileno negro). De su tipo y

dimensiones depende en buena parte el desarrollo adecuado de las plantas, así como una fácil cuantificación del volumen de mezcla de suelo necesario.

El volumen del envase determina la talla de las plantas que podrán crecer en él, y su forma dispondrá que se produzca un sistema radicular sin enrollamientos, favorable al establecimiento de la plantación. En esta elección se tiene que considerar las características del sitio donde se establecerá la reforestación y el tiempo que permanecerán las plantas en el vivero, pues se tiene que asegurar que el sustrato para las plantas sea suficiente durante su estancia (28, 29).

1) Preparación del medio de crecimiento para los envases

Para empezar sugerimos hacer un sondeo de la tierra que fue acarreada, para saber si tiene o no deficiencias y tratar de solucionarlas antes de ser utilizada (ver Anexo 1), pues de lo contrario puede detenerse el crecimiento de la planta cuando agote las reservas de la semilla.

La tierra utilizada para llenar los envases debe reunir las siguientes características:

- Tener buen nivel de fertilidad, es decir, abundante materia orgánica (notándose esto por su coloración oscura), bajo peso específico, pH adecuado y alta capacidad de intercambio de cationes.
- Estar exenta de materia orgánica sin descomponer (no mineralizada).
- Tener textura liviana para facilitar el drenaje y la aereación radicular.
- Estar cernida (cribada en tela de alambre de 3-4 mallas/pulgada), para evitar piedras, terrenos, raíces, etcétera.
- En caso de ser necesario, desinfectarla con bromuro de metilo (ver Anexo 7).
- Si es posible, hacer una inoculación del medio (micorrizas o bacteriorrizas).
- La fertilización química se aplicará únicamente si el análisis de suelo detecta deficiencias, o bien si se nota un crecimiento raquíptico en las plántulas. Es difícil sugerir una dosis, ya que esto varía en función de los requerimientos que cada especie de planta demanda. No obstante se ha encontrado que en los periodos juveniles de crecimiento hay una mayor demanda de nitrógeno, fósforo y potasio en una proporción 3:3:1 respectivamente (11, 28,30).

2) Preparación de los envases

Una vez que se tienen controladas las condiciones de fertilidad del medio de crecimiento, éste debe ser acarreado al sitio destinado para el envasado. El área de envasado consta de una mesa que sirve como depósito de tierra, la que en uno de sus extremos debe tener una rampa lo suficientemente amplia para subir las carretillas con tierra, esto facilitará que el depósito se encuentre siempre lleno, y un techo o palapa para proporcionar sombra a las personas que desarrollen el trabajo de envasado. En la Figura II.15 (área de envasado) podemos observar las di-

mensiones y estructura de la mesa de envasado (11). En caso de no contar con los suficientes recursos económicos, podemos substituir esta estructura por una sombra o techo en el sitio donde la tierra se encuentra acumulada; el llenado de los envases de podrá realizar sobre el piso (Figura II.16). La ubicación de esta área al interior del vivero debe presentar buena accesibilidad para facilitar la entrada y salida del material.

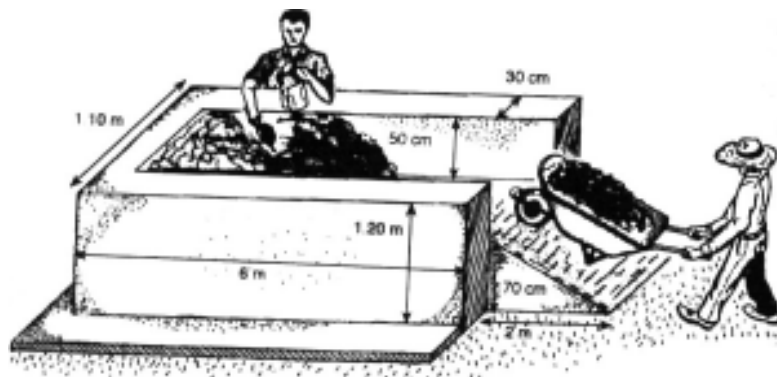


Fig. II.15 Área de envasado



Fig. II.16 Envasado rústico

El siguiente paso es la elección del envase. Existe una gran variedad de modelos y materiales, aunque en nuestro país lo más accesible son las bolsas o tubos negros de polietileno, ambos son funcionales si se manejan adecuadamente. Como este tipo de envases son de paredes rígidas e impenetrables por las raíces, se recomienda que no presenten pestañas o costuras internas que puedan deformarlos (28). Los diámetros de los contenedores plásticos varían desde 5 hasta 20 cm y en altura de 15 a 30 cm, las dimensiones comúnmente usadas para especies forestales en los viveros son 5, 8 y 10 cm de diámetro por 15 cm de altura

(11). No obstante esto, su elección deberá estar en función de las condiciones del sitio a reforestar (Figura II.17). Por ejemplo, se sugiere usar contenedores de dimensiones mayores cuando las condiciones del sitio sean difíciles, como el suelo muy deteriorado, fuerte competencia de hierbas, o cuando se requiere obtener plantas de mayor talla y/o el tiempo de estancia en el vivero es largo, y si las especies muestran un mayor crecimiento en la raíz que en el vástago.

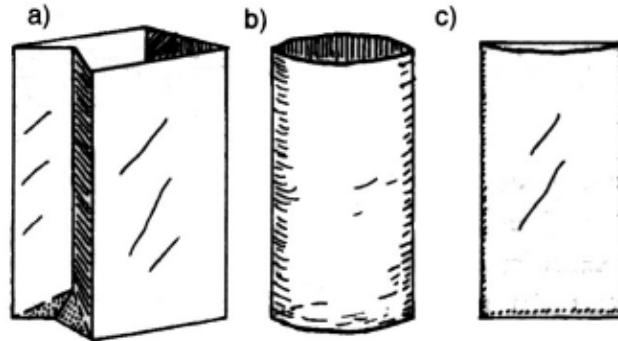


Fig. II.17 Tipos de contenedores de plástico. a) bolsa con tuelle; b) tubo de polietileno; y c) bolsa de costura lateral.

Ya decidido su tamaño, los envases pueden ser descubiertos en su parte inferior (tubo) o cerrados (bolsa), en estos últimos es necesario hacer perforaciones en su base y paredes con la finalidad de lograr un buen drenaje. Para esta acción conviene usar perforadoras manuales que tengan buena capacidad para perforar varias a la vez (Figuras II.18 y II.19).

Después se procede a llenar los envases manualmente con la mezcla de suelo, que debe estar lo bastante húmeda como para no soltar polvo, pero sin que el sustrato se haga maciso. Si los envases son cerrados es necesario que conforme se vayan llenando se golpeen ligeramente varias veces en su base contra el piso o la mesa, para favorecer un llenado adecuado, dejando de 2 a 3 cm en la parte superior del envase sin tierra, para que al ser regado el agua se acumule y no escurra.

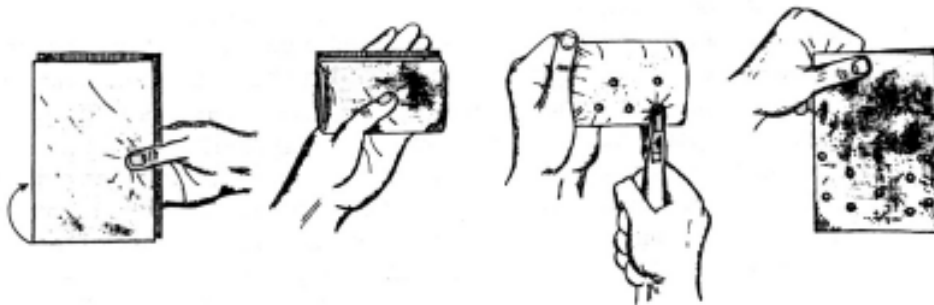


Fig. II.18 Peforado de bolsa manual.

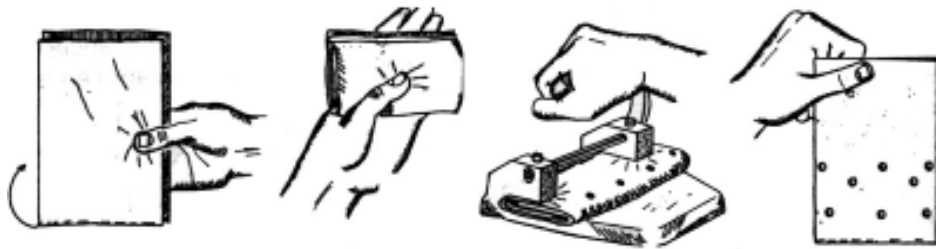


Fig. II.19 Perforado manual para varias bolsas.

En caso de usar tubos de polietileno, para evitar que se descalcen (el medio de crecimiento se salga) y que los envases se doblen al colocarlos en las platabandas, es necesario apretar la tierra en la parte de abajo (aprox. $\frac{1}{4}$ del total del envase); una manera de conocer lo apretado de ésta es agitar fuertemente el envase y ver si la tierra, que no debe caer, cae. El resto del envase ($\frac{3}{4}$) se llena con tierra que se apretará con su propio peso, siguiendo las recomendaciones antes descritas. Asimismo, para producir un cultivo uniforme, los envases deben llenarse con el mismo medio de crecimiento y el mismo nivel (14, 22) (Figura II.20).

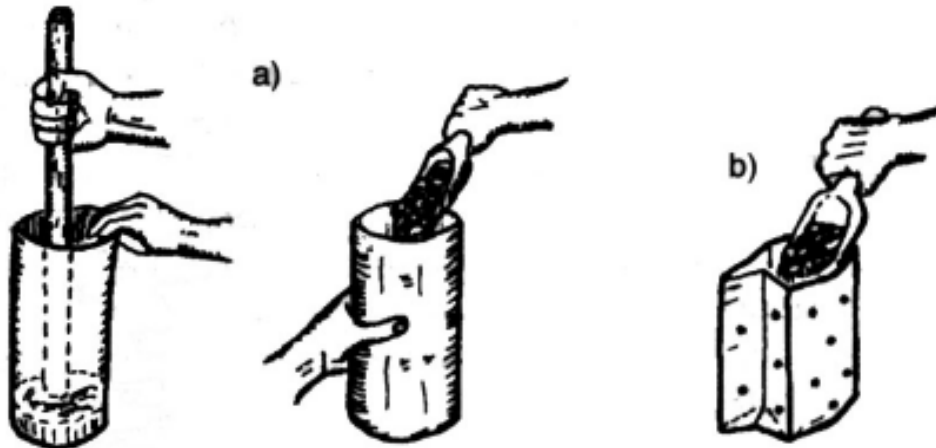


Fig. II.20 Llenado de envases a) Tubo de polietileno; y b) Bolsa con fuelle.

9) SIEMBRA DE LAS SEMILLAS

Cuando la obtención de plantas se hace por la siembra directa de las semillas a los envases o camas de crecimiento, el éxito depender del linaje o calidad del lote de semillas, época y profundidad en que la siembra se realice y de la densidad de siembra, en el caso de usar camas de crecimiento. Todos estos criterios también deben considerarse para la siembra en almácigos.

La calidad del lote de semillas es importante, pues de ello depende el número de semillas a sembrar y la homogeneidad en tallas. De no contemplar este aspecto adecuadamente los costos se incrementan, pues se pueden presentar retrasos en la producción, requiriéndose mayor tiempo de estancia en el vivero y desperdi-

cios de los envases que queden vacíos por problemas en la germinación de las semillas.

La época de siembra depende de las características propias de las plantas a propagar y el clima de la región, así como de otros aspectos que son completamente operacionales. Se recomienda que la siembra se realice durante la primavera o un poco antes, cuando no se presenten riesgos de heladas; además, las temperaturas cálidas favorecen la germinación y el crecimiento de las plantas. Si los inviernos son benignos o las especies por cultivar son resistentes a las bajas temperaturas, la siembra se puede hacer en otoño. Las semillas germinan antes de los fríos, alcanzando tallas que les permitirán soportar el invierno (11).

a) Siembra en semilleros.

Una vez preparado el semillero, antes de iniciar la siembra el medio de germinación se nivela y humedece perfectamente hasta alcanzar su capacidad de campo. Posteriormente se inicia la siembra de las semillas, ya sea trazando surcos o bien al voleo, aunque ésta última no es muy recomendable.

Para evitar debilidad en las plántulas y pérdidas de semillas por enfermedad, como el “mal del semillero” (Damping-off), es recomendable una densidad de 3000 plántulas por m².

Si la siembra se hace al voleo recomendamos uniformizar las semillas en al almácigo, las semillas pequeñas conviene mezclarlas con arena fina para uniformizar su distribución.

Se debe tener especial cuidado en la profundidad de siembra a que se colocará la semilla, si ésta no se entierra a la profundidad adecuada la germinación y la velocidad con que ocurre puede retratarse (siembra muy profunda), o bien quedar expuesta a la desecación (siembra superficial). Como regla general se recluye la semilla a una profundidad de dos a tres veces su tamaño (11) (Figura II.21).

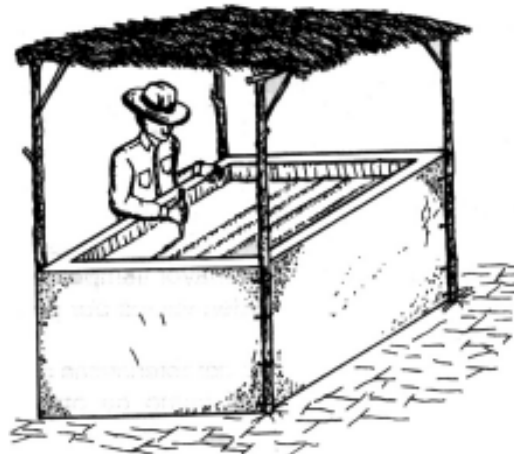


Fig. II.21 Siembra de semillas en almácigo

b) Siembra en camas de crecimiento

La profundidad de siembra es crucial para lograr la uniformidad en el cultivo de las plántulas. Depende, como muchos otros parámetros, de la formación correcta de las camas de crecimiento y de las condiciones del suelo. Por ejemplo si una cama pierde la pendiente que se le dio al formarla, la profundidad variará considerablemente de una línea a otra, e inclusive en la misma hilera, y puede reducir la germinación, retardar el crecimiento y evitar la uniformidad en el cultivo.

El método de siembra más utilizado es poner las semillas en línea a una profundidad aproximada de 4 ó 5 cm. Para lograrla, se colocan las semillas en la superficie de la cama de crecimiento y luego se cubre con 4 ó 5 cm de arena (32).

La densidad de siembra en las camas depende de las características de las plantas que se desea obtener y de los costos de producción. Se sabe que conforme la densidad aumenta, se presenta disminución en el vigor. Una densidad recomendable es de 108 a 215 plantas/m², cuidando que el esparcimiento entre ellas sea uniforme. Este rango no afecta ni al diámetro del tallo ni a la proporción raíz-vástago (32).

Para determinar la densidad adecuada en las camas, se debe conocer el diámetro que las plantas alcanzan bajo densidades específicas y el diámetro que se desea obtener al final del cultivo. Por otra parte también se tiene que estimar el porcentaje de plantas que se quiere obtener por cama, con base en el número de semillas viables que se siembran, con la finalidad de obtener el porcentaje de rendimiento aceptable de plantas que reúnan ciertas dimensiones específicas. El porcentaje de rendimiento puede determinarse al escoger una densidad que reporte el máximo número de plantas manejables por m², con las características deseadas al menor costo (32).

c) Siembra en envases de crecimiento

Previo a la siembra de las semillas, el sustrato de las bolsas debe estar perfectamente húmedo (capacidad de campo). La siembra individual de las semillas se hace siguiendo los criterios mencionados para los semilleros, cuidando la profundidad de siembra (Figura II.22).

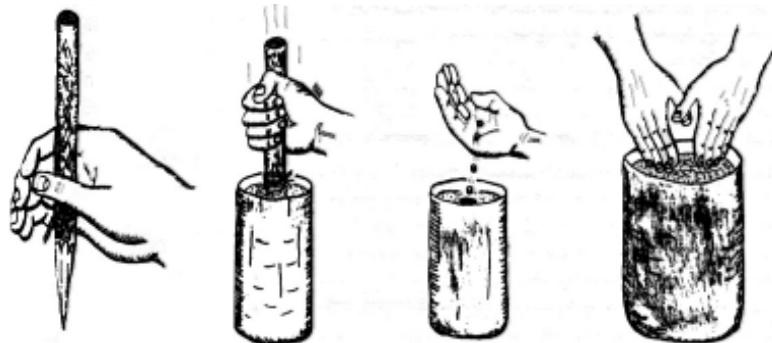


Fig. II.22 Siembra de semillas en bolsas.

Un método recomendable que asegura profundidades homogéneas y adecuadas, sobre todo para semillas muy pequeñas, es el siguiente: las semillas se siembran superficialmente y se cubren con materiales de textura rugosa como arena fina o perlita, para evitar que se muevan y queden expuestas.

Como ya dijimos, para este caso la calidad del lote de semillas es determinante, pues si la capacidad, velocidad y homogeneidad de germinación no es buena, se corre el riesgo de que numerosos envases queden vacíos y se desperdicien. Aunque idealmente la siembra directa de las semillas en los envases de crecimiento se recomienda para lotes con altas capacidades de germinación, muy cercanas al 100%, estos restringe su operatividad por lo que se puede contrarrestar el problema siguiendo el siguiente criterio: si el lote de semillas no presenta una capacidad de germinación por arriba del 80%, se siembran de 2 a 3 semillas por bolsa. Esto incrementa los costos en mano de obra, ya que se requiere seleccionar las plantas en las bolsas, pues únicamente deben permanecer una plántula, pero asegurar el número de plantas necesarias. Por otra parte esta última decisión es más recomendable que el trasplante de plántulas por medio de semilleros.

10 TRASPLANTE

El objeto del trasplante es disminuir la competencia que existe en la siembra; aumentar el espacio vital entre las plantas jóvenes; desarrollar el sistema radicular, particularmente las raicillas (peludo), una vez que la raíz vertical se ha formado después de la germinación; favorece el acceso a los elementos nutritivos; formar muchas ramificaciones radiculares, pues el crecimiento en altura está disminuido, y posibilitar el transporte y acomodamiento en su lugar (30).

El trasplante se efectúa rápidamente después de la germinación, apenas se desarrollen algunas hojas o agujas. Desde cualquier punto de vista es preferible realizando prematuramente, pues con ello se garantiza una buena recuperación, lo que elimina la posibilidad de un detenimiento pasajero del crecimiento (crisis del trasplante) y permite colocar verticalmente la joven raíz en la tierra sin encorvarla y dañar las raicillas.

Las plántulas pueden ser trasplantadas a las camas o envases de 2 a 3 semanas después de la germinación, aunque el tiempo puede variar hasta 5 semanas, dependiendo de la especie. Como regla general, esto se debe realizar cuando la plántula se esta desarrollando a expensas de los cotiledones u hojas cotiledonarias y las raicillas laterales no se han desarrollado, pues una vez que aparecen las hojas verdaderas y raíces laterales, el trasplante puede resultar perjudicioso para ellas (2, 21, 19, 20). Cuando éste vaya a realizarse se deben tomar las siguientes precauciones:

Humedecer la tierra de la germinación antes del trasplante para mullirla y facilitar el arranque de las plántulas.

- Arrancar las plántulas alzando de uno solo golpe un puño de tierra y no sacándolos de uno en uno.

- Proceder de esta manera en todo el caballón de siembra sin dejar ninguna.
- Elegir las plántulas mejor formadas para el trasplante, desechando las débiles.
- Trasplantar a la sombra y al abrigo del viento.
- Mantener húmedas las raíces de las plántulas, pasándolas a un recipiente con lodo o turba húmeda.
- Nunca exponer las raíces al sol (las raicillas se desecan en 3 min).
- Sostener las plántulas por las hojas, pues las enfermedades las atacan fácilmente si su cuello (tallo) está maltratado.
- Colocar las plántulas en el mismo nivel (o un nivel inferior) del que estuvieron en el semillero, nunca más alto, y mantener las raíces en su posición normal.
- Apretar la tierra para evitar vacíos de aire y para permitir una buena absorción de la humedad (30).

Sobra mencionar que previo al trasplante, a camas de crecimiento o a envases, el medio de crecimiento debe estar humedecido aproximadamente a su capacidad de campo.

a) Trasplante a camas de crecimiento (cultivo a raíz desnuda).

El trasplante se hace directamente en la cama, cuidando las recomendaciones antes reseñadas. La distancia que se calcula entre plantas va de acuerdo a la especie y a la duración de trasplante, y es de por lo menos 5 x 5 cm de distancia entre ellas (30) (Figura II.23).

Otra opción que vale la pena probar es el trasplante por medio de "chapin o pilón" a las camas de crecimiento. Esta técnica tradicionalmente es usada en nuestro país por los productores de "amaranto". La plantita se extrae con todo y la mota de tierra, sin exponer la raíz, para después trasplantar al terreno, en este caso la plántula se traslada a la cama de crecimiento. Para realizarlo la tierra del semillero se divide en partes y se hacen cortes, cuidando de no lesionar las plántulas (Figura II.24).

El cultivo a raíz desnuda conviene para plantas de evapotranspiración mínima y está previsto para la reforestación de sitios con suelos ricos en materia orgánica (humus), que no se secan y con clima húmedo. A pesar de todas estas precauciones, la crisis del trasplante en el momento de establecer la plantación es inevitable y se manifiesta por un paro en el crecimiento más o menos prolongado o por una alta mortalidad (30).

b) Trasplante a envases de crecimiento.

Previo al trasplante del semillero al envase, se debe realizar el "Repique" en el sustrato de la bolsa, que consiste en hacer una perforación con una ramilla acondicionada de cualquier árbol, o bien con un dedo, que se introduce en el envase para colocar la plántula (Figura II.25).



Fig. II.23 Trasplante a camas de crecimiento.

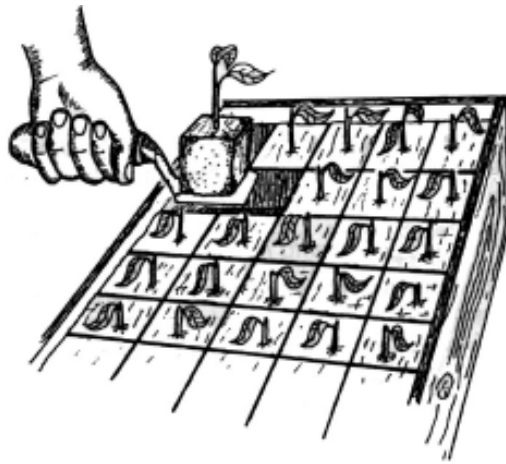


Fig. II.24 Trasplante de plántulas a través de "chapín o pilón".

El trasplante consiste en los siguientes pasos:

- 1. Se riega el suelo del almácigo hasta humedecerlo perfectamente y con la ayuda de una espátula se extraen las plántulas.
- 2. Se colocan en un recipiente con agua o en una caja pequeña de madera, seleccionando aquellas cuyas características de crecimiento se consideren las más adecuadas. Así comienza la selección de las plantas más vigorosas y al mismo tiempo se uniformiza su tamaño. Posteriormente se llevan al área de envasado, donde las bolsas deben estar ya repicadas, con tierra húmeda, y se protegen del aire y del sol.

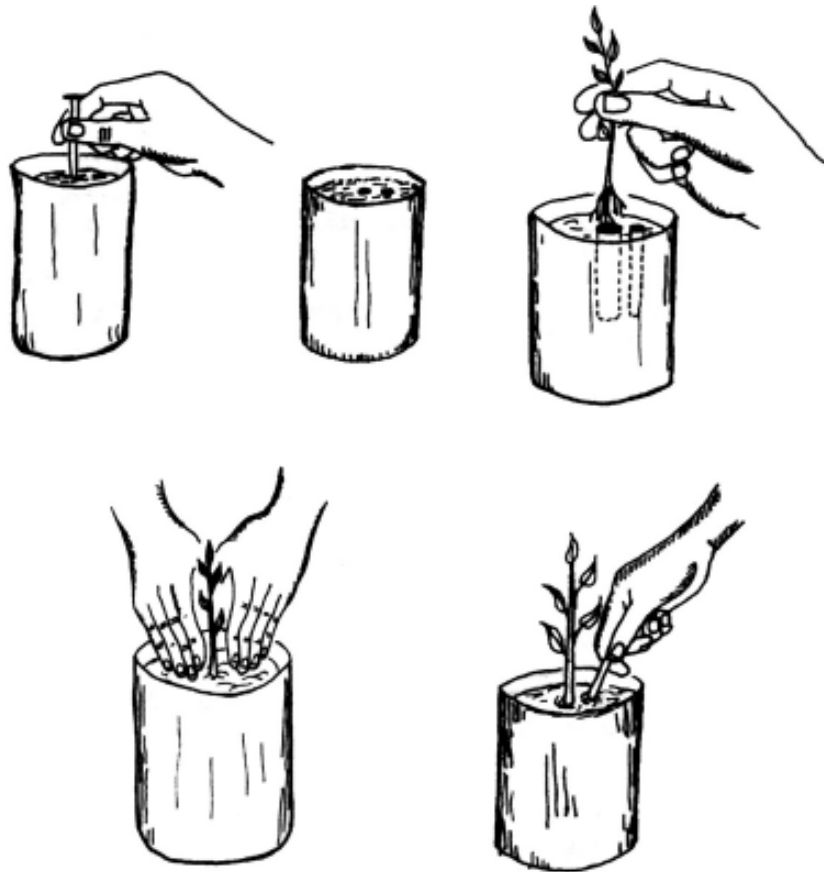


Fig. II.25 Transplante de plántulas a envases de crecimiento.

-3. Se introduce la radícula en la perforación hecha y con una rama acondicionada, un clavo o el dedo se hace un orificio paralelo al anterior, inclinando el clavo hacia la plantita para que la radícula quede en contacto con la tierra y eliminar el aire alrededor de ella.

-4. Después de extraer el calvo se presiona la tierra hacia abajo con los dedos alrededor de la plántula, para asegurar la obstrucción de los hoyos hechos, cuidando que sus raicillas no queden dobladas (Figura II.25).

- 5. Posteriormente, cuando se tengan trasplantadas en los envases aproximadamente 500 plántulas es conveniente darles un riego (sobre todo si están al rayo del sol) par que radícula quede en perfecto contacto con la tierra (11). Al agua de riego se le puede agregar 2 gr de captan por litro, para prevenir el ataque de hongos (Damping-off).

- Finalmente las bolsas, ya con las plantas, son trasladadas y acomodadas en las plantabandas, tratando de colocarlas lo más vertical posible, para que la raíz aproveche al máximo el volumen de tierra.

Acomodo de los envases en las platabandas.

Las platabandas deben estar limpias y aplanadas antes del acarreo de las bolsas (ver *Construcción de platabandas* en el Anexo 1). Es de gran utilidad poner en el interior de las platabandas una cama de tierra arenosa (cuyo espesor puede ser de 5-10 cm), para facilitar el acomodo de las bolsas en hileras. También es importante que al igual que el fondo de los envases, el piso de las platabandas tengan un buen drenaje para evitar la humedad excesiva (ver *Drenaje del terreno* en el Anexo 1).

Otra sugerencia útil es dejar espacios dentro de las platabandas cada determinado número de hileras de envases, para facilitar un riego adecuado y homogéneo, y permitir además el movimiento de las plántulas que lo requieran, evitando así su enraizamiento en el piso de las platabandas (Figura II.26).

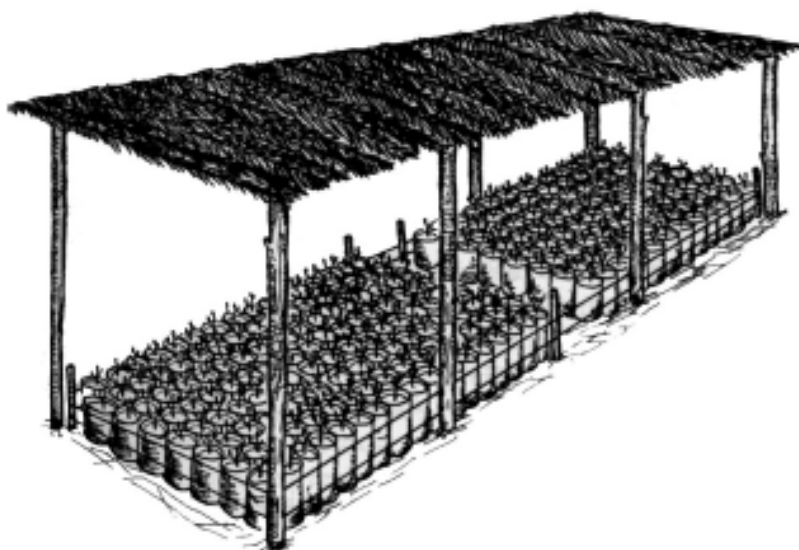


Fig. II.26 Acomodo de plántulas en las platabandas.

Se debe evitar que las plantas permanezcan tiempo excesivo en las platabandas, pues las raíces pueden presentar un desarrollo indeseable, como el crecimiento en espiral (enrollamiento o cola de cochino), o bien perforar el fondo y arraigarse en el piso de las platabandas. Para corregir este último, las plantas se deben podar de la raíz, o bien cambiar de lugar con regularidad (11). Asimismo, la malformación de las raíces se puede reducir parcialmente si el fondo del envase no está cerrado y si las plantas no permanecen durante un tiempo demasiado largo en el envase, cuidando que su altura no pase de 20 a 25 cm, al momento de realizar la plantación (Figura II.27) (30).

Pero lo mejor es evitar los dos problemas haciendo el trasplante a los lugares donde se vaya a realizar la reforestación en el momento en que las primeras raicillas asomen por el fondo del envase, evitando que sean muy largas y gruesas (28).

11 CUIDADOS DURANTE LA GERMINACIÓN Y CRECIMIENTO INICIAL DE LAS PLÁNTULAS

Después de la siembra y el trasplante se presenta un periodo crítico en el vivero, durante el cual las semillas y las plántulas son vulnerables tanto a los factores del ambiente como a los diversos depredadores y patógenos. Por ello en este periodo deben extremarse los cuidados en los semilleros, camas y envases de crecimiento; pues de lo contrario se presentan pérdidas cuantiosas. Por ejemplo, sin las condiciones no son las apropiadas para la germinación de las semillas y a éstas no se les brindan los cuidados necesarios, las viables pueden no germinar o ser atacadas por depredadores y enfermedades, los que continúan siendo un problema aún después de que las plántulas han emergido. Asimismo, la presencia de malas hiervas pueden afectar su ritmo de crecimiento, y hasta provocar su muerte, al competir con ellas por agua, luz y nutrientes (32).



Fig. II.27 Malformaciones en la raíz ocasionadas por una larga permanencia en el envase.

A continuación mencionamos una serie de prácticas que deben realizarse para disminuir los riesgos en la producción.

a) Riego.

Independientemente del tipo y el equipo que utilice, se debe controlar la caída del chorro de agua sobre las camas o envases de crecimiento. Es recomendable que el chorro no salga con mucha presión y no caiga directamente sobre las bolsas, pues la fuerza del agua puede ocasionar que la semilla sea desenterrada y quede expuesta, lo que provocaría su desecación.

Después de la siembra la superficie del suelo (almácigos, camas o envases de crecimiento) debe mantenerse húmeda, pues la pérdida excesiva de humedad puede ocasionar que las semillas se sequen y los beneficios obtenidos con el tratamiento pregerminativo se pierda; además, la germinación se reduce considerablemente (32).

Una vez que las semillas han entrado a la etapa de germinación, no es conveniente mantener el suelo (almácigos, camas y envases de crecimiento) con exceso de humedad, pues se puede promover el decaimiento de la germinación por incidencia del mal del semillero (Damping-off) y otros patógenos. Por ello, la humedad debe ser cercana a la capacidad de campo (la tierra debe estar húmeda como para no soltar polvo, pero sin que presente un aspecto maciso o duro) (28).

Después que la germinación se presente, debe evitarse los riegos someros por largos periodos, con la finalidad de mantener el régimen de humedad adecuado, pero sin llegar a excesos que dañen las raíces, lo que permitirá obtener un crecimiento óptimo en las plántulas (32).

Es importante recalcar que los riegos no deben aplicarse en la hora de mayor incidencia de calor, porque esto aumenta considerablemente la evapotranspiración y provoca lesiones en las plántulas.

Por otra parte, el riego también se puede utilizar para controlar la elevación de la temperatura en el suelo. Este aspecto es más importante cuando el cultivo se hace por camas de crecimiento ya que las plantas se encuentran expuestas a los rayos directos del sol, lo cual puede incrementar considerablemente la temperatura del suelo, provocando quemaduras en las plantas y su muerte. Aunque las temperaturas del suelo consideradas como críticas varían de acuerdo a la edad y especie: está comprobado que el daño puede ocurrir con más frecuencia en plantas jóvenes. Cuando se presentan temperaturas críticas en el vivero, la intensidad y frecuencia de los riegos es variable y depende parcialmente del tipo de suelo. Por esto se recomienda que cuando las temperaturas superficiales del suelo excedan a los 30°C se apliquen riegos con la finalidad de regular (32).

Aunque la elevación de la temperatura del suelo de los envases difícilmente se presenta, ya que éstos se encuentran protegidos con la sombra de las platabandas, es recomendable que si se llega a anotar desecación se tomen las precauciones antes señaladas.

b) Deshierbe.

Con el deshierbe continuo de los pasillos de las platabandas y al interior de los envases que contienen las plantas de reforestación (a realizarse manualmente) se evitarán problemas de competencia por luz, agua y nutrientes. También es importante tener cuidado con el número de plántulas que emergen de las bolsas en las que se sembraron 2 ó 3 semillas, en cuyo caso se sugieren que solamente se mantenga la planta más vigorosa y se eliminen las restantes.

El deshierbe en las camas de crecimiento también se tiene que hacer aunque sea más complicado. Como se menciona en el *Anexo 1*, el control de las malezas comienza con la selección del terreno, no obstante, las semillas de malas hierbas pueden caer en el terreno y germinar en los camellones, por esto se recomienda tomar medidas adicionales, reforzándolo con prácticas de deshierbe manuales o mecánicas y sólo en caso de ser necesario con herbicidas (32).

Por otra parte, el deshierbe continuo asegura tener un mayor control sobre los depredadores de las plántulas como son hormigas, grillo, gusanos, etcétera.

c) Plagas y enfermedades

Después de la germinación el “mal del semillero” puede seguir siendo un problema, para eliminar el hongo que lo produce la fumigación del suelo es el método comúnmente utilizado. Una opción para evitar el uso de fungicidas es cubrir las semillas con una capa de arena de 5 cm de espesor, que favorece la reducción de la humedad alrededor de la semilla e incrementa la temperatura en la superficie del suelo.

Debido a que el “mal del semillero” es un problema constante en los viveros, se recomienda efectuar revisiones continuas en el cultivo, con el propósito de detectar oportunamente su presencia o la de alguna otra enfermedad. De esta manera se puede prescribir y aplicar inmediatamente el tratamiento adecuado, para evitar la pérdida significativa de plantas (32).

d) Manejo de tallas adecuadas.

Con el fin de obtener plantas adecuadas para su trasplante a los sitios de reforestación, es importante conocer la edad y talla propicia para el trasplante, así como las necesidades de preparación del sitio a reforestar.

El éxito en el establecimiento de las plantas en las zonas a reforestar, depende en gran medida de su vigor y tamaño, así como de la época del año en que se realice el trasplante. Por esto, de la planeación y organización en el vivero de todos los trabajos involucrados en la producción de plantas, depende la obtención de las tallas requeridas para la reforestación, considerando en este aspecto lo siguiente: cuando la producción se hace por camellones de requiere un tiempo de estancia en el vivero mayor, que cuando se hace por envases de crecimiento.

El conocimiento de la demanda de plantas para reforestar es importante, ya que de esto se desprende la planeación del trabajo en el vivero, la cual repercute directamente en el número de plantas que deben producirse.

Es muy recomendable que del número de plantas por especie que se hay perdido para reforestar, el llenado de bolsas y la siembra en el vivero se haga siempre manejando un colchón aproximado de 20% más de las que sean demandadas, para asegurar que no falten y poder elegir las plantas más vigoras. En el *Estudio de caso* se ejemplifica la importancia que tiene el diseño el calendario de actividades.

12 PROPAGACIÓN DE ESPECIES CON SEMILLAS RECALCITRANTES

La limitante que este tipo de semillas presentan para su almacenamiento, imposibilita formar un banco permanente que suministre al vivero con oportunidad suficiente de semillas para propagar masivamente las especies. Sin embargo, no por esto hay que dejar de lado su propagación, pues muchas de ellas son de

gran importancia económica y ecológica. Por otra parte, debido a las características de sus semillas y a que los ambientes no perturbados, en que suelen establecerse, cada vez son más escasos en el país, muchas de estas especies se encuentran en peligro de desaparecer, con la subsiguiente pérdida de biodiversidad.

Una de las maneras en que se puede favorecer la conservación de este tipo de especies, es por medio de su propagación masiva en vivero y su empleo en la reforestación.

13 PROPAGACIÓN POR SEMILLA

La propagación masiva de estas especies puede ser por medio de la formación en vivero de bancos de plántulas. Para lograrlos las semillas deben sembrarse casi inmediatamente después de su colecta, pues sus características no permiten almacenarlas por tiempo prolongado (16).

La colecta se debe hacer en el momento preciso de maduración de las semillas y ponerlas en las condiciones ambientales idóneas para conseguir la germinación y el establecimiento de las plántulas (con agua y sustrato adecuados). Después es necesario someterlas a condiciones moderadas de estrés (escasez de luz, agua, etcétera) para mantenerlas en el vivero con un crecimiento lento hasta que el momento de trasplante se acerque. Hacemos esto porque la producción de semillas puede ser en épocas alejadas a las de la reforestación, y como las recalcitrantes no pueden almacenarse por no presentar periodos de latencia, se requiere empatar el desarrollo de los individuos con la época de trasplante a los sitios de reforestación.

Debemos establecer las plántulas en vivero, en envases o en camas de crecimiento, y cuidar su desarrollo en los diferentes medios estresantes que se elijan para mantenerlas con crecimiento lento. Si su desarrollo se realiza en envases de crecimiento, se debe vigilar el desarrollo normal de la raíz, para evitar problemas de enrollamiento. Asimismo, su trasplante a los sitios de reforestación deberá involucrar una serie de ensayos que indiquen la talla, época y preparación del terreno más propicia para realizarla.

14 PROPAGACIÓN VEGETATIVA O CLONAL

En un método muy susceptible de ser usado en la propagación de especies con semillas reclacitrantes, presentando perspectivas muy alentadoras no sólo para éstas, sino también para aquellas en las que se presentan problemas para conseguir una cantidad suficiente de semillas, ya sea por su irregularidad o por poca productividad, baja viabilidad de las semillas o altos niveles de parasitismo.

Recurre a la utilización y cultivo de tejidos vegetales que conservan la potencialidad de multiplicación y diferenciación celular, para generar nuevos individuos similares a los árboles parentales (planta donante), a partir de partes vegetativas de las plantas (1).

Presenta tres variantes: Micropropagación, Propagación vegetativa y Selección clonal. Cada una de ellas ofrece diferentes ventajas y requiere distintos tipos de infraestructura.

a) Micropropagación

Requiere de un laboratorio relativamente sencillo de cultivo de tejidos vegetales. Para iniciarlo se hace acopio de órganos vegetales de las plantas en crecimiento que conserven tejidos indiferenciados (meristemos o llamas), que son puestos en un medio de cultivo adecuado para que las células del tejido empiecen a proliferar y den origen a un callo, el cual a su vez puede fraccionarse en múltiples secciones, que pueden cultivarse individualmente en recipientes separados.

De los callos de tejido indiferenciado es factible obtener muchos individuos a partir de un solo segmento de tejido mesitemático. Cuando se desea que las fracciones del callo se diferencien y den origen a una plántula, se le agrega una combinación adecuada de auxinas y citoquininas (sustancias reguladoras del crecimiento y diferenciación celular), que promueven los cambios en el callo y que dan pie al crecimiento de plantitas con raíz, tallo y hojas, que pueden ser trasladadas al vivero y trasplantadas a los envases o camas de crecimiento donde se desarrollarán hasta la época de realizar la reforestación (1).

La utilidad de este método para suministrar al vivero plantas de características deseadas hace muy alentador su uso; sin embargo, dados los requerimientos de infraestructura, experimentación y capacitación que requieren estas técnicas son más adecuadas para realizarse en los centros de acopio nacionales o regionales de bancos de germoplasma. Estos podrían funcionar como donadores permanentes de las especies de plántulas deseadas, lo cual es factible, pues los callos pueden usarse también como una alternativa para la conservación a largo plazo de gemoplasma vegetal, en lugar de las semillas, mediante diversos procedimientos como son: criopreservación, lifolización, vitrificación y/o encapsulado; técnicas que permiten conservar tejidos vivos por largo tiempo (1).

b) Propagación vegetativa

Se da espontáneamente en la naturaleza cuando un fragmento o rama de una planta cae al suelo y logra enraizar, produciendo así un nuevo individuo. También se ha empleado desde hace mucho tiempo para la propagación de árboles de ornato y frutales, o como sucede en nuestro país, para el establecimiento de cercas vivas (1).

La técnica consiste en cortar ramas, pencas u otro tipo de segmentos de la planta en crecimiento y plantarlas en el suelo para provocar su enraizamiento. También es posible cubrir con suelo secciones del tallo o ramas de un árbol no cortado para inducir la aparición de raíces en la sección cubierta antes de cortar el segmento que será plantado (1). La multiplicación por este sistema se fundamenta en que la parte enterrada en el suelo produce raíces por ser los únicos órganos

que en ese medio pueden desarrollarse. Una vez formadas las raíces absorberán los alimentos necesarios para el desarrollo de los demás órganos, con lo cual queda constituido el nuevo individuo (35).

Se da el nombre de estaca a la parte del árbol o arbusto que, separada de la planta madre, es susceptible de emitir raíces y formar un nuevo individuo (35).

La multiplicación por estaca tiene sobre la reproducción por semilla la ventaja de adelantar la formación de toda especie leñosa y transmitir sin cambios los caracteres de sus progenitores, dado que todos los árboles procedentes de una misma planta madre y propagados por métodos vegetativos constituye lo que se llama clon, y sus caracteres genotípicos (información genética que contienen cada una de las células de un individuo) y fenotípicos (características morfológicas y fisiológicas que muestran los individuos en un determinado medio ambiente) son idénticos (35, 36).

No todas las plantas tienen la capacidad de enraizar espontáneamente, ni todas las ramas de una planta lo hacen con la misma facilidad (1, 35). Por ello el proceso de enraizamiento de estacas de especies leñosas es complejo y depende de muchos factores que influyen en la capacidad de enraizamiento, y si alguno de estos no es tomado en cuenta, el proceso puede fracasar. No obstante, una vez que se ha desarrollado una metodología básica con la infraestructura adecuada, es casi seguro que se obtendrá éxito con un amplio rango de especies y un mínimo esfuerzo adicional (37, 38).

Para establecer plantaciones de árboles propagados vegetativamente se requiere utilizar meristemos (material fisiológicamente juvenil), que dará origen a un árbol de crecimiento normal (similar al de una plántula de semilla). Este criterio es importante, pues se ha encontrado que cuando se utilizan estacas de ramas adultas las probabilidades de enraizamiento son escasas y en caso de lograrse, se obtienen crecimientos inadecuados (las plantas que de este material se originen crecerán como copa). Para varias especies se ha encontrado que los segmentos provistos de meristemos ubicados más cercanos al tronco principal o al eje de crecimiento apical tienen mayores probabilidades de enraizar que las plantas de las ramas distintas. Otras veces, los ejes de crecimiento que surgen de un ápice podado son los que mayor potencial de enraizamiento presentan. Aunque esto varía en función de la especie y las técnicas utilizadas, es claro que se debe probar cuál es la fuente de material juvenil más adecuado, por lo que se tienen que considerar y evaluar rebrotes de tocones, rebrotes basales de árboles en pie, rebrotes de plantas jóvenes y ápices de árboles podados, porque todo este tipo de materiales origina estacas juveniles (suculentas) no lignificadas (1, 37, 38).

Tres aspectos deben considerarse para realizar este tipo de propagación: la elección y manejo de la planta donante, la obtención de las estacas y finalmente el enraizamiento y establecimiento de ésta. Cada aspecto tiene sus requerimientos y particularidades, el cuidado que se ponga en cada paso es lo que asegurará resultados exitosos.

1) Elección y manejo de la planta donante.

Al igual que los criterios de selección de árboles para colecta de semillas, los árboles de los que se desee obtener estacas para propagación deben estar libres de plagas y enfermedades y ser vigorosos. Al elegir los individuos donantes, se debe escoger a los que contengan las características deseadas.

Como se mencionó, el tipo y edad de los brotes usados como fuente de estacas afecta fuertemente su capacidad de enraizamiento. Por esto el objetivo de manejar la planta donante es asegurar la producción de un gran número de estacas de fácil enraizamiento y de forma periódica durante largo tiempo. Aunque la forma de la planta donante varía entre especies, generalmente el proceso de obtención de estacas inicia de un tocón, ya sea de un árbol o una planta joven talada, o de un individuo podado. En cualquiera de estos casos las llemas del tocón o ramas podadas rebrotan y producen un cierto número de brotes laterales erectos (lo que no presenten crecimiento vertical deben desecharse), y pueden utilizarse como fuente de estacas (Figura II.28) (37, 38).

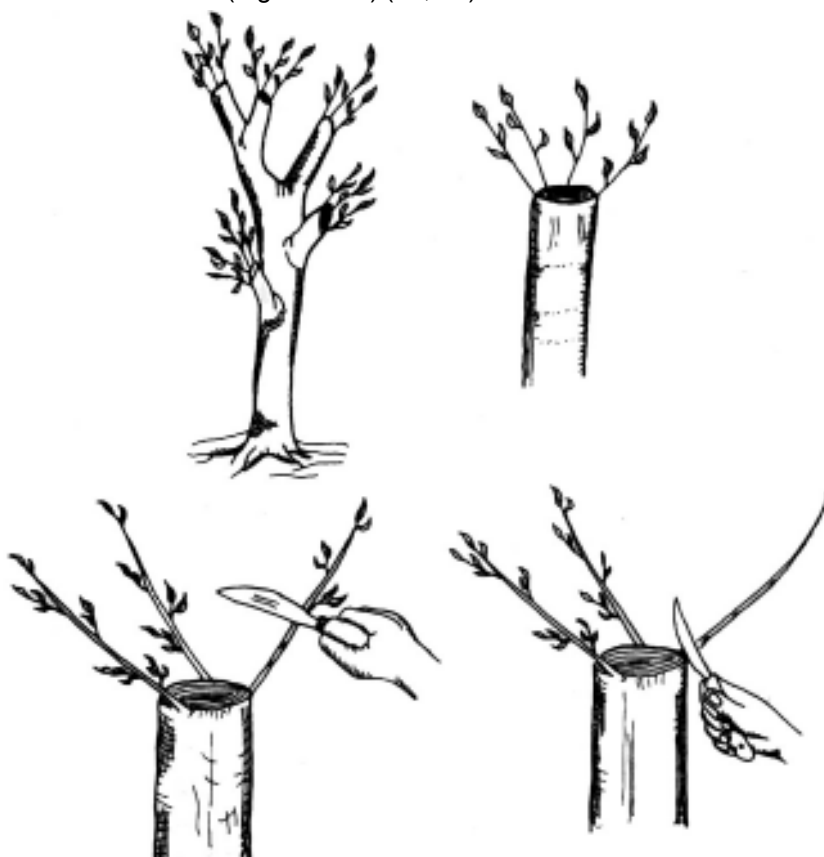


Fig. II.28 Obtención de brotes de la planta donante.

La cosecha de brotes de una misma planta donante puede repetirse cada 2 ó 3 meses. No se recomienda hacer cosechas muy frecuentes, pues se pueden afectar las reservas alimenticias de la planta, su sistema radicular y la fertilidad del suelo.

Para reducir el riesgo de afectar a la planta donante se debe mantener en ella algunas hojas durante la cosecha, además de un brote de manera permanente (brote alimentador o feeder) y aplicar regularmente fertilizante completo (N23: P19.5:K16) con el fin de mantener adecuadamente los niveles de nutrientes en el sitio donde se encuentra la planta (37,38). Es claro que las dosis adecuadas varían entre las especies por lo que sugerimos ensayar varias de éstas, partiendo de los criterios recomendados para los cultivos normales y posteriormente jugar con los incrementos y decrementos hasta obtener la dosis con la que se obtengan plantas donantes con buena producción de brotes y alto enraizamiento de estacas.

Se ha descubierto que cuando los brotes se obtienen de árboles podados, a mayor altura de corte corresponde menor número de estacas que enraizan. Por ello se recomienda que la poda de la planta donante se realice a la altura de los 10 nudos o menos (como es el caso de los brotes obtenidos de tocones), para asegurar una mayor capacidad de enraizamiento (37,38) (Figura II.28).

Es importante también la cantidad de la luz que llega a los brotes de la planta donante, pues se ha encontrado que aquellas estacas obtenidas de brotes en condiciones de sombra presentan mayor capacidad de enraizamiento; por otra parte sabemos que en aquellas plantas donantes fertilizadas, las condiciones de iluminación afectan menos la capacidad de enraizamiento de las estacas (37,38).

2) *Obtención de las estacas.*

Los pasos y criterios para la obtención adecuada de estas son:

- Los brotes elegidos deben ser originados de tocones o de árboles podados por arriba de los 10 nudos, los cuales deben ser de crecimiento vertical.
- Elegir los brotes que se originen en condiciones de sombra.
- Antes de cortar el brote, cortar las hojas, la llema terminal y los brotes laterales que estén presentes (Figura II.28)
- Una vez cortados los brotes se deben mantener húmedos mediante aspersores manuales y después colocarlos en una bolsa de plástico marcada con el número de la planta donante (número de con); dentro de ésta debe haber papel húmedo, una esponja o cualquier otro material que retenga bastante agua, y cerrarla para evitar pérdida de humedad y estrés por falta de agua en los brotes (Figura II.29).
- Las bolsas con los brotes se mantienen en un sitio fresco y sombreado y se trasladan lo más rápido posible al área de enraizamiento del vivero.

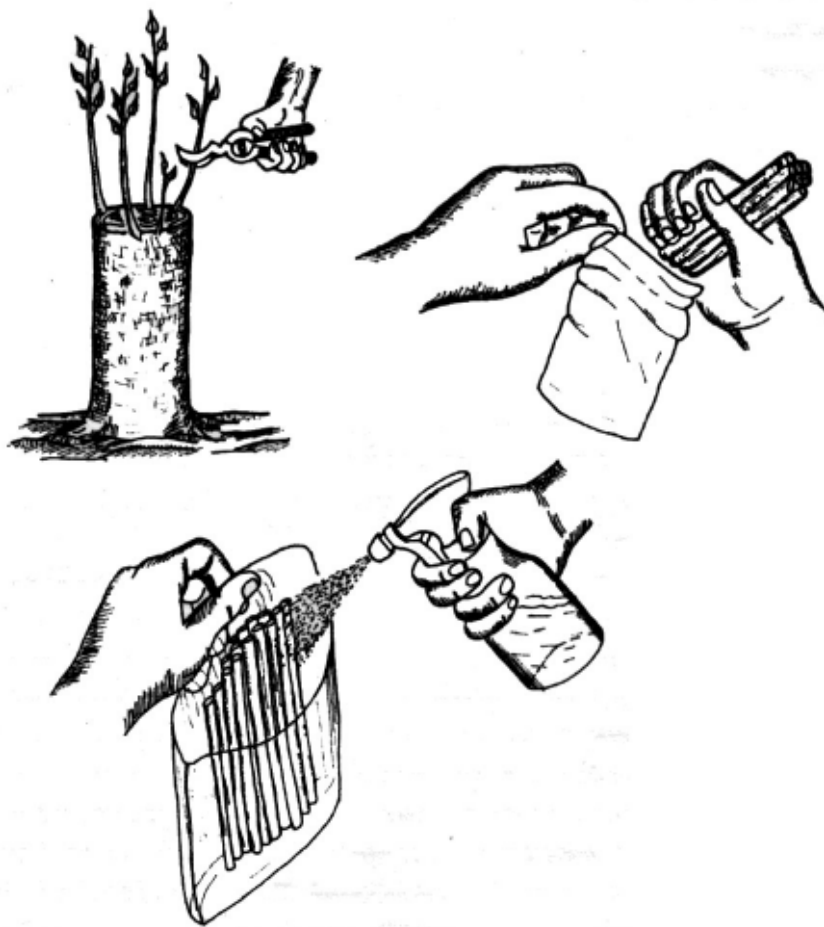


Fig. II.29 Cuidados necesario en el manejo de los brotes.

- El área de enraizamiento debe ser fresca y sombreada, las temperaturas óptimas se encuentran entre 20 y 25°C, aunque 30°C son aceptables con una humedad relativa alta (más del 95%). Para lograr estas condiciones es necesario tener sombra en el sitio de propagación, la cual puede obtenerse con diversos materiales desde hojas de palma, plátano, carrizo y otras, hasta mallas plásticas especiales que permiten una transmisión de luz adecuada a las necesidades de las estacas (Figura II.30).
- Cuando los brotes sonsacados de la bolsa se deben mantener húmedos y frescos, exponiéndolos lo menos posible al viento.
- Para obtener las estacas de los brotes, éstos se deben cortar con navaja o tijeras filosas, utilizando la máxima extensión del entrenudo.

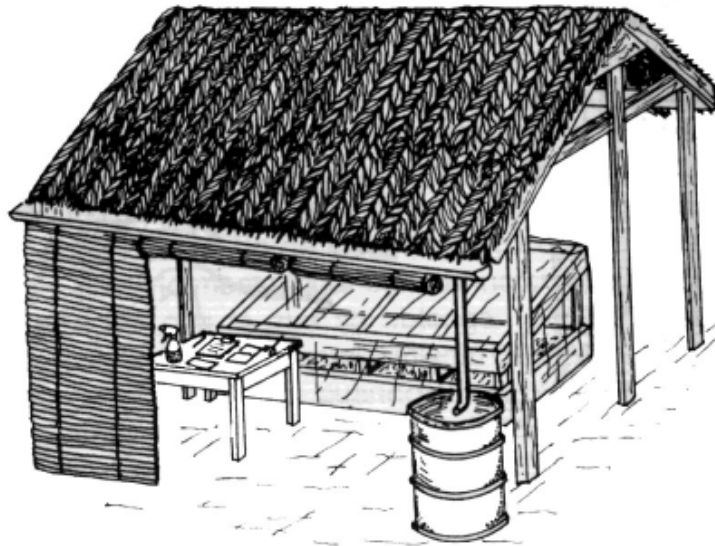


Fig. II.30 Acondicionamiento del área de enraizamiento (Tomado de Longman, 1993).

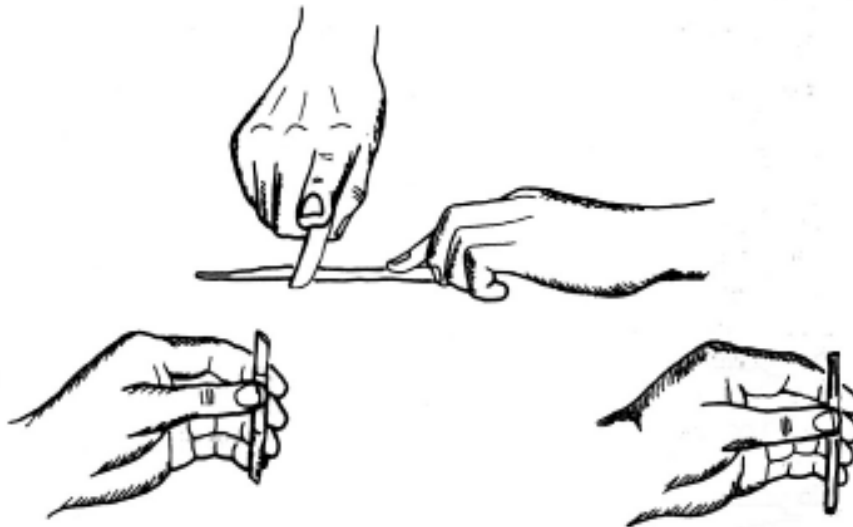


Fig. II.31 Obtención de estacas.

- Un corte oblicuo por arriba del nudo es el más sencillo, aunque para algunas especies es necesario realizarlo recto, con el fin de evitar que el sistema radicular se forme de un solo lado (Figura II.31). Evidentemente la decisión de realizar uno u otro corte depende de probar ambos y evaluar cual es

el más efectivo. Sobra mencionar que aquellas estacas que presenten enraizamiento de un solo lado deben desecharse.

- Cuando las estacas son uninodales generalmente no es imprescindible incluir un nodo, sin embargo, para algunas especies la estaca acompañada del nodo mejora considerablemente la capacidad de enraizar. Este aspecto también tiene que ser probado y evaluado para elegir la técnica que de mejores resultados.

- En especies con entrenudos cortos y hojas pequeñas es mejor obtener estacas con varios entrenudos, lo que asegura un enraizamiento bueno y rápido.

- La longitud óptima de las estacas es usualmente entre 3 y 10 cm.

3) *Aplicación de auxinas a las estacas.*

Como ya mencionamos no todas las plantas tienen la capacidad de enraizar espontáneamente, por lo que a veces es necesario aplicar sustancias hormonales que provoquen la formación de raíces (26). Las auxinas son hormonas reguladoras del crecimiento vegetal, y en dosis muy pequeñas regulan los procesos fisiológicos de las plantas. Las hay de origen natural como el ácido indolacético (AIA), y sintéticas como el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA). Todas estimulan la formación y desarrollo de raíces cuando se aplican a la base de las estacas. La función de las auxinas en la promoción del enraizamiento tiene que ver con la división y crecimiento celular, atracción de nutrientes y otras sustancias al sitio de aplicación, además de las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas, entre otros aspectos. La mayoría de las especies forestales enraizan adecuadamente con AIB, aunque se ha observado que para algunos clones la adición de ANA resulta ser más benéfica (37, 38).

Existen varias maneras de aplicar auxinas a las estacas, todas ellas son aceptables pues reducen el tiempo para la formación de raíces y promueven que ésta se presente en mayor número por estaca, lo que consecuentemente aumenta el porcentaje de enraizamiento (37, 38). Los métodos de aplicación varían en exactitud, facilidad y requerimientos de infraestructura; la elección de cualquiera de ellos depende de las necesidades, condiciones de infraestructura y objetivos.

Un método sencillo es la aplicación de la hormona por medio del remojo de la base de las estacas en soluciones acuosas a bajas concentraciones de auxina, su desventaja radica en que es más lento y poco exacto (37, 38).

También se puede mezclar la auxina con vaselina y untar en la zona de enraizamiento de la estaca; esta técnica ha dado muy buenos resultados para varias especies tropicales de Uganda (38).

Los preparados comerciales de auxinas en polvo, aerosol, etcétera, son útiles, accesibles y fáciles de aplicar, gracias a que en los folletos de propaganda de las casas comerciales que los venden se dan toda clase de instrucciones sobre su forma de empleo.

Los métodos antes señalados tienen la desventaja de ser poco exactos pues no se puede jugar con las concentraciones de auxinas aplicadas (37, 38); sin embargo estas formas de aplicación han sido trabajadas durante muchos años por los horticultores, por lo que en caso de no dar resultados satisfactorios será necesario emplear técnicas más exactas que permitan controlar diferentes concentraciones de auxinas. Mencionamos a continuación un método alternativo y relativamente sencillo.

Los estudios realizados para varias especies forestales tropicales sugieren que una solución de concentración 0.4% de AIB en alcohol puro es un buen punto de partida para iniciar la búsqueda de la concentración de auxinas que produzcan el mejor enraizamiento (37, 38). Se obtiene diluyendo 4 gramos de AIB en 1 litro de alcohol puro. Puede considerarse como base y en el caso de no presentar los resultados esperados será necesario probar soluciones de AIB de mayor concentración.

Una solución intermedia puede obtenerse duplicando la concentración de 0.8%, es decir 8 gramos de AIB en 1 litro de alcohol, y para una alta concentración, al 1%, 10 gramos de AIB en 1 litro de alcohol puro.

La elección de las concentraciones está en función de los resultados que se vaya obteniendo con ellas, e inclusive se tendrá que considerar la adición de mayor concentración de AIB en ciertas especies de maderas muy duras.

Probablemente la forma más sencilla de probar las diferentes concentraciones de AIB sea realizando la inmersión de las estacas en las distintas soluciones, siempre y cuando se cuide no revolver las estacas con diferentes concentraciones en el propagador, esto puede permitir que las evaluaciones de velocidad y capacidad de enraizamiento se realicen al mismo tiempo, y con mayor prontitud se obtenga la concentración adecuada para la especie en particular.

Una vez preparada (s) la (s) solución (es) elegida (s) y que las estacas están listas en el área de propagación iniciamos el procedimiento de la siguiente manera:

- Las bases de las estacas se introducen en la solución para que recojan la mayor cantidad de auxina, según su diámetro, velocidades (pubesencial) y transpiración del tallo.
- Inmediatamente después colocamos las bases de las estacas en una corriente de aire frío, mediante un ventilador común o agitándolas al aire para evaporar el alcohol, antes de colocarse en el propagador (Figura II.32^a).

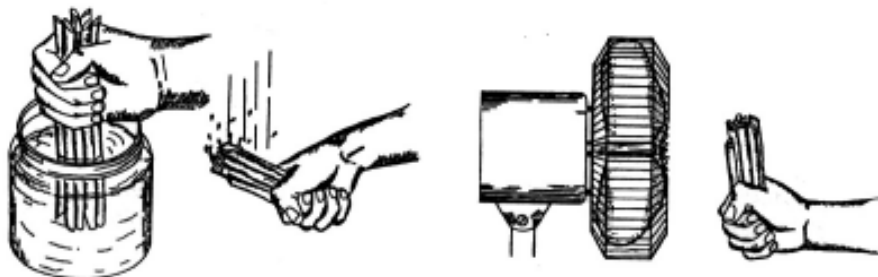


Fig. II.32a. Aplicación de auxinas a las estaca.

- Si las estacas presentan algunas hojas, éstas deben protegerse de la corriente del viento, para reducir su transpiración (Figura II.32b).

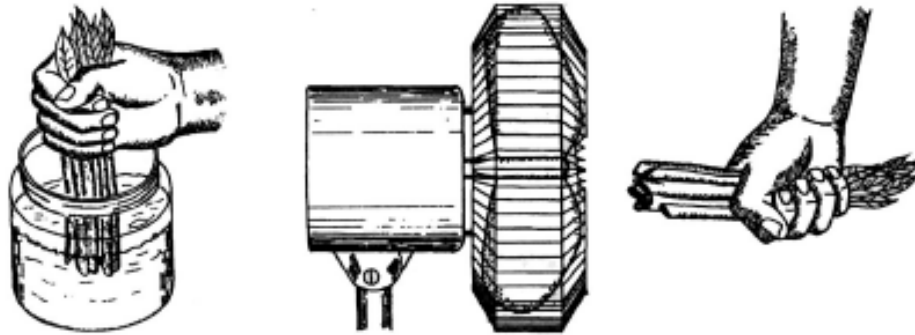


Figura. 11.32b Aplicación de auxinas a las estacas que presentan hojas.

- Después, y tan pronto como sea posible, las estacas se colocan en el propagador (Figura II.33).
- Cuando se usan soluciones concentradas de auxina se sugiere que la inmersión de las estacas se realice por un tiempo muy corto (37, 38).



Figura. 11.33 Siembra de estacas.

4) Propagadores y medios de enraizamiento.

El ambiente en el cual las estacas son puestas a enraizar es de vital importancia. Los propagadores deben reunir características que eviten cualquier estrés en las estacas. De los factores que les pueden causar daños el más importante es el estrés hídrico (pérdida de agua y desecación).

Un propagador es una construcción que evita la pérdida de agua del medio que rodea a las estacas. Su función es similar a la de un almácigo, pues ambos propician las condiciones ambientales adecuadas para la germinación de las plántulas o el enraizamiento de las estacas, según sea el caso.

Existen diferentes maneras de construir los propagadores, las diferencias estriban en las necesidades y disposición de infraestructura que la zona en particular disponga.

Los diferentes tipos de propagación son:

Sistema de aspersión

Es uno de los métodos más utilizados para evitar el estrés hídrico por los horticultores de las regiones templadas. Usualmente consisten en la aspersión intermitente de las estacas con gotitas muy finas de agua. Los diversos mecanismos de control para determinar la frecuencia y duración de las aspersiones pueden ser desde relojes, interruptores fotosensibles (sensibles a los cambios de luz solar) hasta hojas electrónicas. Los cambios de luz y temperatura, además del contenido de humedad del propagador, son detectados por estos mecanismos que, según sea el caso, activan o desactivan los propagadores.

El control de la humedad en los propagadores por estos métodos involucra una costosa infraestructura que incluye suministro de electricidad e instalaciones de agua entubada constantes, lo cual también requiere de mantenimiento permanente. Un mantenimiento e instalaciones inadecuadas propician efectos nocivos en las estacas. Por ello este tipo de instalaciones se debe ajustar a las condiciones dependientes del clima pues su controlador de aspersiones que no funcione adecuadamente a los cambios de la temperatura e insolación dará como resultado estacas que sufran déficit o exceso hídrico (37, 38).

Sistema sin aspersión

Es un sistema relativamente simple y de baja tecnología que no requiere de un suministro de agua entubada ni electricidad. Consiste básicamente en una caja con tapa rodeada de plástico transparente que retiene el agua. Los marcos de la caja pueden ser de diversos materiales como madera, aluminio o concreto. Al interior del propagador se colocan capas de arena y grava, sobre las que se coloca el medio de enraizamiento donde se colocarán las estacas.

Una vez que el marco del propagador se ha construido (la Figura II.34 muestra su construcción, además de los materiales y dimensiones sugeridos) se coloca el plástico rodeando completamente la estructura. Posteriormente se colocan las

capas al interior del propagador de la siguiente forma (de la base del propagador hacia arriba):

- 1 pliego de plástico perfectamente fijado a la base del propagador.
- 1 capa de arena fina de 3 cm de espesor.
- 1 capa de piedra de 6 cm de espesor.
- 1 capa de grava de 6 cm de espesor (previo a la colocación del medio de enraizamiento se debe agregar agua en suficiente cantidad para saturar estas capas).
- Finalmente se coloca la capa del medio de enraizamiento en un espesor de 10 cm.

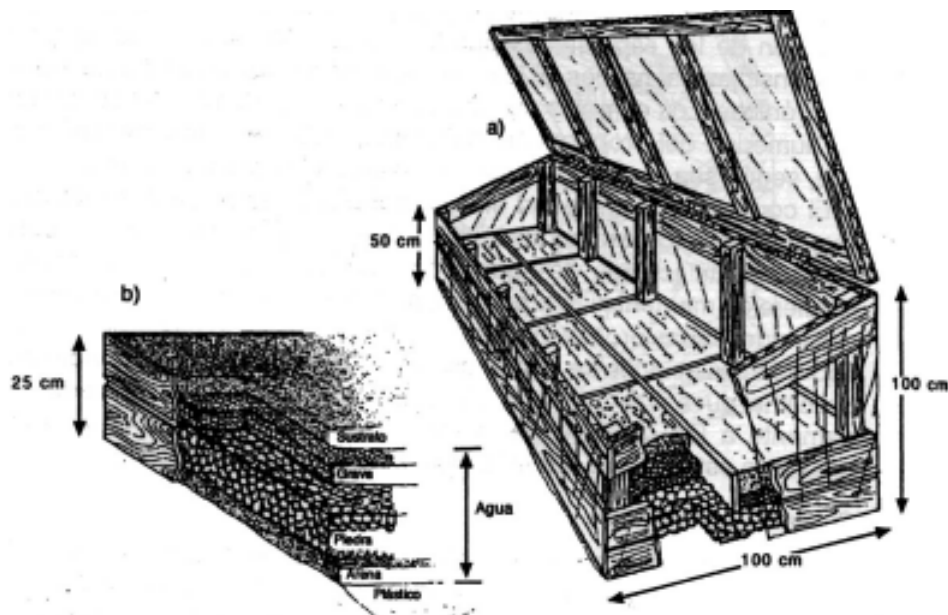


Fig. 11.34 Estructura y dimensiones de un propagador sin aspersión. a) vista general; y b) detalle de la capa que constituyen el medio de enraizamiento (Tomado de Longman, 1993)

El agua evita el estrés hídrico, siempre y cuando el propagador permanezca cerrado. Al abrirlo se presenta una rápida reducción de la humedad, es importante controlar este efecto mediante aspersiones manuales periódicas. También puede ocurrir una pérdida importante de humedad durante las horas más calientes del día. La sombra adicional y las aspersiones manuales se pueden reducir este efecto. También se debe tener cuidado de mantener el plástico limpio y libre de agujeros, la suciedad reduce la cantidad de luz que llega a las estacas y puede limitar el enraizamiento (37, 38).

El medio de enraizamiento

Un buen medio de enraizamiento se puede obtener con arena gruesa o grava fina, que deben estar limpios aunque no necesariamente estériles, húmedos y bien aireados. Si su capacidad de retención de agua es baja, se puede mejorar adicionando aserrín (no demasiado fresco), turba, vermiculita u otros. El balance óptimo entre capacidad de retención de agua y aireación varía entre especies, no obstante esto, la arena gruesa (2mm) usualmente da resultados satisfactorios. El suelo de bosque y la arena muy fina generalmente no son apropiados para usarse como medio de enraizamiento (37, 38).

En el caso de observar inicios de pudrición en las estacas será necesario aplicar algún fungicida al medio de enraizamiento.

Siembra de las estacas en el propagador.

Una vez que el propagador y el medio de enraizamiento están listos, las estacas se prepararan con la aplicación de auxinas correspondiente y se siembran lo más rápido posible en el propagador. Deben colocarse a una profundidad de 2 a 3 cm; para asegurar que queden firmes es necesario compactar un poco el sustrato de enraizamiento (si se utiliza algún sistema de calentamiento en el medio, la base de la estaca debe colocarse en el punto donde la temperatura sea de 30°C). En caso de utilizar estacas multinodales y que éstas presenten hojas, se debe evitar que queden en contacto con el medio de enraizamiento por los cuales las hojas inferiores tendrán que ser removidas (37, 38).

En cualquier tipo de popágulos que se utilice para su propagación masiva en vivero, es necesario tener muy claro cuál es la fuente de germoplasma que se está propagando. Por ello, al igual que las semillas, las estacas deber ser etiquetadas con el número de con (o planta donante) a la que pertenecen, cuidando de no revolver los distintos clones, ni en los propagadores ni en los envases donde serán trasplantados (Figura II.35).

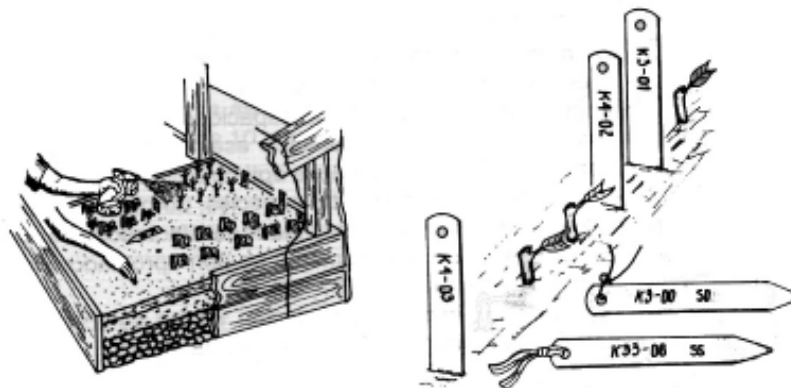


Fig. II.35 Siembra de estacas en el propagador y su etiquetado (Tomado de Longman, 1993).

Trasplante y acondicionamiento de las estacas.

Para varias especies propagadas vegetativamente se ha observado que el enraizamiento de las estacas inicia después de 2 semanas, y está lo suficientemente desarrollado después de 4 a 6 semanas. La mayoría de las estacas que enraizan después de este periodo son débiles y no vale la pena conservarlas. Cuando las raíces de las estacas tienen una longitud de 1 a 2 cm deben ser trasplantadas a los envases de crecimiento. El medio del envase deberá tener buena fertilidad y aereación (ver *Preparación de los envases de crecimiento* en el apartado II.8.d). Idealmente el medio de crecimiento de los envases debe contener suelo del sitio donde naturalmente crece la especie con la finalidad de promover la inoculación de la microflora apropiada (37,38).

El trasplante de las estacas consiste de los siguientes pasos:

- Sacar la estaca del medio de enraizamiento con cuidado de no dañar las raíces ya que son muy delicadas.
- Antes de plantar las estacas en los envases se debe cuidar que el sistema radical tenga 3 raíces como mínimo y que su distribución sea radial. Cuando las estacas presenten 1 ó 2 raíces o bien el sistema radical se forme sólo de un lado se deben desechar.
- Las estacas elegidas se deben trasplantar inmediatamente después de ser removidas del medio de enraizamiento.
- Para realizar el trasplante adecuadamente, los envases deben estar ya llenos con el medio de crecimiento, aproximadamente a la mitad de su capacidad.
- La estaca se coloca en el envase y se termina de llenar, esto favorece que no queden espacios de aire en la base de la estaca y que las raíces no se dañen pues se asegura que éstas queden bien distribuidas en el envase (sin curvaturas o enrollamientos).
- Se recomienda que las estacas se siembren de tal manera que la llema quede al ras del suelo, y su mayor parte dentro del medio del envase. Esto favorece que las estacas queden bien firmes y no se volquen por efectos del viento o al mover los envases (Figura II.36).
- Cuando las estacas presentan más de una llema se recomienda remover algunas con el fin de asegurar la formación de plantas con un solo eje. Esta acción también mejorará la rectitud del eje en desarrollo.

Es importante considerar que las estacas recién enraizadas son susceptibles de sufrir estrés hídrico cuando son sacadas del propagador y son trasplantadas al envase de crecimiento, pues además del cambio tan brusco que significa el trasplante, también hay un cambio severo en el ambiente aéreo, lo que implica un contraste desde una condición de alta humedad (en el propagador) a un ambiente de menor humedad (exterior). Por esto es muy recomendable que una vez realizado el trasplante, los envases con las estacas se regresen por algunos días

al propagador, con la finalidad de evitar el estrés del trasplante y así poder dar inicio al periodo de aclimatación. Para evitar que el medio de enraizamiento del propagador se contamine con el medio de los envases, es necesario poner un plástico antes de colocar los envases (37, 38).

El periodo de aclimatación de las estacas puede realizarse colócan dolas primero en un ambiente sombreado y húmedo por 2 ó 3 semanas. Posteriormente, deberán exponerse paulatinamente a condiciones de crecientes de humedad y crecientes de luz y temperatura (37, 38).

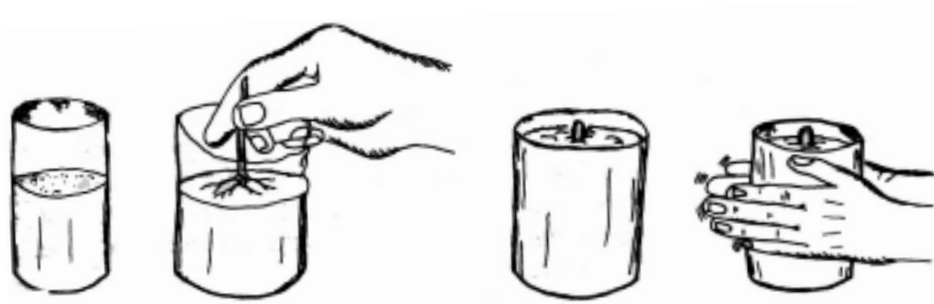


Fig. II.36 Trasplante de estacas a envases de crecimiento.

5) Método rústico

Una variante todavía más económica, y que evita la construcción del propagador, es la utilización de pequeños cajones de madera o algún otro material, en donde el medio de enraizamiento y desarrollo de las estacas está dado por suelo vegetal rico en humus (materia orgánica en diferentes estados de composición) y las condiciones de humedad son dadas por cubiertas de plástico incoloro (1). Evidentemente el uso de éste método debe ir acompañado de la aplicación de auxinas a la base de las estacas y cuidar que no se presenten pérdidas de humedad, por lo que se recomienda utilizar la forma descrita anteriormente en la preparación de sustrato del propagador sin aspersion (Figura II.37).



Fig. II.37 Método rústico para enraizar estacas.

Debido a las necesidades de desarrollar y planificar los ensayos de plantaciones clonales, es muy importante llevar un registro del número de estacas puestas a enraizar, el número de estacas que enraizan, la dosis de auxinas óptima para favorecer el enraizamiento y el número de estacas que sobreviven después del trasplante, todo esto por clon y especies.

6) *Enraizado por trincheras.*

Un método de enraizamiento que desde hace muchos años se ha utilizado en nuestro país, es aquel en que las estacas obtenidas son enterradas en el suelo durante varios meses (época fría del año), proporcionando así la formación natural de las raicillas en las estacas. Aunque no es muy recomendable por ser poco segura y requerir de mayor tiempo, esta técnica probablemente pueda funcionar para aquellas especies de madras bofas, en donde tradicionalmente se sabe que tienen la facultad de enraizar sin grandes requerimientos.

La técnica consiste de los siguientes pasos:

- Las estacas se obtienen en la estación de reposo vegetativo (finales de otoño o invierno) de brotes de crecimiento de la estación anterior.
- No se deben elegir ramas con estrenudos muy largos o de ramas pequeñas, las mejores estacas se obtienen de las partes centrales y bases del árbol.
- El tamaño puede variar pudiendo ser desde 15 hasta 75 cm de largo.
- La estaca debe incluir cuando menos 2 nudos, siendo lo recomendable de 4 a 6.
- El corte basal se hace justo a bajo de un nudo, el corte superior se realiza uno 2 ó 3 cm arriba del otro nudo.

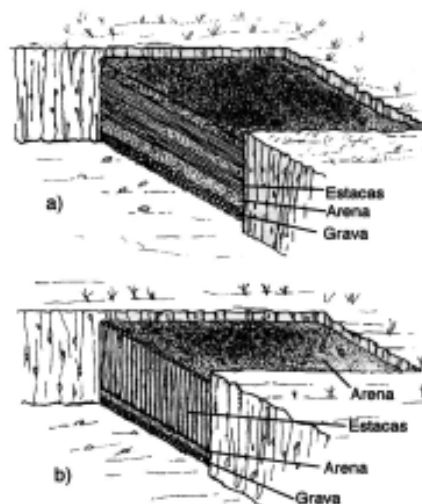


Fig. II.38 Enraizamiento de estacas en trincheras: a) colocación horizontal de estacas; y b) colocación vertical (Tomando de De la Cruz, et al 1987).

- Una vez que las estacas se obtienen se lleva a la fosa de enraizamiento.
- La fosa se hace por abajo del nivel del suelo aproximadamente 30 cm de profundidad (Figura II.38).
- Las estacas se colocan en la fosa horizontalmente, cuidando que las puntas queden hacia el mismo lado (Figura II.38).
- Otra forma de colocar las estacas en la fosa es poniéndolas verticalmente pero en posición invertida, es decir la parte basal queda en la parte superior de la fosa, cuidando que éstas estén unos cuantos centímetros por abajo del nivel del suelo (Figura II.38).
- Posteriormente las estacas se almacenan en la fosa bajo condiciones de humedad y frío, lo cual se logra cubriéndolas con arena o aserrín húmedos.
- Cuando las estacas se colocan horizontalmente se pueden poner varias capas sobrepuestas.
- Cuando la arena tiene poca capacidad de retención de agua es necesario regar la fosa de manera frecuente, por ello lo más recomendable es utilizar arena muy fina o bien turba, vermiculita, perlita y otras.
- Al llegar la primavera, época en que se deben plantar, las estacas se sacan de la fosa y se trasplantan al sitio definitivo, cuidando realizar su siembra en la posición correcta (11, 35).

c) Selección clonal.

La micropropagación y propagación vegetativa permiten emplear técnicas de selección y mejoramiento de las características favorables de las plantas a través de la selección clonal (1).

Existen fundamentalmente dos técnicas de clonación.

- Buscar en el medio natural de las plantas aquellos individuos que presenten las características deseadas en forma óptima, y tomar de esos árboles los meristemos o segmentos para propagarlos vegetativamente, obteniendo así muchos individuos con las características deseadas (1).
- Recolectar semillas, segmentos o meristemos de una o varias poblaciones de las especies que se desea propagar. Posteriormente, se propaga este material ya sea por micropropagación o por estacas. En el vivero el material propagado se somete a condiciones desfavorables para elegir aquellas plántulas que presenten las mejores condiciones deseada, ya sean más resistentes a insolación, falta de agua, crecimientos más rápidos, producción de forraje, o cualquiera de las características que se desea seleccionar. Finalmente, se escogen las plantas que presentaron las mejores características, según sea el caso, y se utilizan para propagarlas vegetativamente y así obtener individuos mejorados.

Las características que pueden mejorarse por estas técnicas cubren un amplio rango de posibilidades como son. La resistencia de las plantas a la temperatura, a la sequía, a crecer en suelos pobres o con características indeseables (alta

acidez, alcalinidad, salinidad, etcétera): Por otra parte, también es posible mejorar el rendimiento de forrajes y/o frutos, su sabor y calidad nutritiva, la velocidad de crecimiento, la calidad de la madera y la concentración de compuestos de los árboles con importancia en la industria o farmacia como gomas, látex, resinas, etcétera.

Evidentemente, la puesta en práctica de un programa de tal naturaleza requiere de numerosos estudios que incluyan la exploración de las distintas poblaciones de las especies deseadas en su medio natural, la selección cuidadosa de las características a reproducir y los ensayos en vivero de las diferentes condiciones estresantes que sobre los clones se probarán; todo esto acompañado de monitoreo y evaluaciones cuidadosas. Asimismo, se requiere de un laboratorio, viveros e invernaderos que tengan la infraestructura necesaria para poder llevar a cabo los ensayos y selecciones de las características deseables, así como para poder multiplicarlos.

Las ventajas que estas técnicas de propagación muestren, las hacen muy atractivas para ser usadas en la producción masiva de especies difíciles de propagar y con fines de mejoramiento, lo cual favorece poder establecer plantaciones con individuos de características específicas.

Sin embargo, existen algunas consideraciones que tienen que ser tomadas en cuenta para no incurrir en errores que a la larga puedan llevar a resultados inadecuados. Por ejemplo, algunas personas consideran que la forestería clonar dará origen a rodales biológicamente uniformes, con riesgo de ser destruidos por ataques de insectos, patógenos y otros peligros; esta idea parte de la concepción que para reemplazar o establecer un cultivo perene exitosamente, es necesario considerar el papel tan importante que juega la diversidad genética, que de manera natural se obtiene por reproducción sexual de los individuos que dan origen a las semillas (37, 38). Ejemplos de esta naturaleza se han presentado ya en varias especies de frutales, en donde el abuso causó una alta susceptibilidad al ataque de plagas y enfermedades y en consecuencia se tuvo que regresar a la propagación de individuos a través de semillas (35).

Otro de los factores que también debe tomarse con precaución, es el hecho que las estacas enraizadas pueden tener sistemas radiculares inferiores a los ganaderos por plántulas obtenidas de semillas. Este hecho puede ocasionar que las plantas establecidas por estacas sean más susceptibles de sufrir volcamiento por efecto del viento. No obstante esto, se menciona que poco se conoce de los procesos fisiológicos que afectan la diferenciación de las raíces verticales y horizontales, por lo cual hasta el momento no se conoce que los árboles clonales presenten un sistema radical deficiente en su diferenciación (37, 38).

Por otra parte, la obtención de individuos y plantaciones con crecimiento rastrero o plagiotrópico (lateral), también ha sido objeto de críticas; sin embargo, se menciona que este tipo de problemas se producen por una mala elección de los brotes de donde se obtienen las estacas (37, 38).

Evidentemente todos estos riesgos deben ser evaluados con cuidado, dado que el uso de estas técnicas en el establecimiento de plantaciones forestales apenas están en desarrollo y se requieren promover investigaciones que permitan hacer uso de la silvicultura clonal con todas sus ventajas, manejando e introduciendo una alta variedad de clones, y realizando su seguimiento y evaluación, tanto en vivero como en las plantaciones establecidas.

15 CONCLUSIÓN

Es importante que en nuestro país se desarrollen todas las opciones que existen para propagar especies nativas, ya que la gran diversidad de recursos forestales con los que aún se cuenta, deben ser utilizados y revalorados, lo cual favorecería no sólo a la conservación de la biodiversidad de nuestros recursos, sino también facilitaría la recuperación de la gran cantidad de áreas deforestadas.

La puesta en práctica de un programa nacional de reforestación, que en realidad puede coadyuvar el mejoramiento y conservación de los recursos naturales, debe considerar la propagación, de especies nativas adaptadas a la gran diversidad de ambientes existentes en nuestro país. Se deben considerar integralmente las diferentes metodologías de propagación (propagación por semillas, clonal y/o vegetativa), además de la domesticación en vivero y laboratorio de una gran cantidad de especies susceptibles de ser propagadas masivamente y utilizarlas en los programas de reforestación. Las herramientas esenciales para la propagación de especies nativas fueron ya presentadas y sólo requiere contar con recursos económicos y humanos para la investigación, que se dirijan a conservar el germoplasma nacional, y a la generación de técnicas que permitan incorporar la gran gama de recursos biológicos con los que cuenta nuestro país.

Evidentemente esto implica contar con recursos financieros para la investigación, capacitación e infraestructura de viveros rústicos, centrales y estatales y para la generación de laboratorios y bancos de germoplasma estatales y nacionales, que aseguren la producción de las plantas (número, talla, calidad y especie) que la reforestación demanda. Si un programa de tal magnitud logra establecerse en nuestro país, los resultados de las plantaciones serán más exitosos de los que hasta la fecha se han obtenido en los programas de reforestación con especies exóticas.

III. Reforestación

1 PREPARACIÓN DEL TERRENO PARA LA REFORESTACIÓN

Como ya dijimos, las áreas que principalmente se utilizan para la reforestación son aquellas en las que ya no se persigue ningún fin productivo, por lo que presentan características no aptas para la reforestación. Muchos de estos terrenos son las parcelas de desecho que ya han sido utilizadas hasta el agotamiento. Si este es el caso, vale la pena enfatizar lo difícil que será establecer plantas leñosas en estas condiciones y el alto costo económico que representa.

Si existe la necesidad de que sean éstas las áreas que se reforestan, el éxito de la empresa dependerá en gran medida de la preparación del terreno (6), por lo cual es necesario detectar con precisión cuales son las características negativas que más afectarían el establecimiento de las plantas y darse a la tarea de revertirlas artificialmente (39, 40, 41). A continuación se presentan las principales limitantes de dichos terrenos y la forma de revertirlas.

a) Características adversas de los sitios.

1) Suelos compactados

Esta característica es muy común en suelos que se han utilizado con fines agropecuarios, y tienen la particularidad de presentar escaso espacio poroso dentro del suelo, lo que dificulta el desarrollo de las raíces y la penetración del agua dentro del suelo. Por lo general, en estos suelos al reducirse la infiltración del agua y aumentar el escurrimiento superficial, se presentan fuertes problemas de erosión, sobre todo cuando están ubicados en terrenos cerriles de fuerte pendiente (4, 5). Cuando se ubican en un plano y se presentan lluvias torrenciales que rebasen la capacidad de infiltración de agua del suelo y la capacidad de evapotranspiración potencial del medio, pueden presentarse inundaciones temporales o permanentes.

La forma de revertir la compactación del suelo es a través de la roturación del terreno, el cual se puede realizar por medio de maquinaria, tracción animal o manualmente, según lo permitan los recursos de que se disponga y la topografía del terreno. De lo que se trata es de remover el suelo tanto como sea posible, darle más porosidad, para que pueda ser capaz de infiltrar mayor cantidad de agua y permita el crecimiento radicular de las plantas. Es recomendable remover el suelo a una profundidad de 40 a 50 cm, en ocasiones estas profundidades implican hacer un subsoleo.

Si por naturaleza el suelo es muy pesado y presenta gran cantidad de arcilla revertir la compactación por medio físicos solamente es poco viable, pues la descompactación durará poco tiempo si no se emplea otro tipo de estrategia. En este caso, a la remoción del suelo se debe sumar la incorporación de materia orgánica (hojarasca o esquilmos agrícolas), con la finalidad de darle mayor volumen.

Aunque como es comprensible la cantidad de materia orgánica que se tienen que usar por hectárea es muy grande para que esta práctica pueda tener efecto deseado, representando un costo que difícilmente puede ser recuperado por lo que la alternativa más viable es la de preparar el terreno sólo en las líneas de plantación, o, en su defecto, sólo es el entorno del sitio en donde se introducirá la planta. Esta última opción reducirá considerablemente la extensión de terreno a preparar.

No obstante que la roturación total del terreno parece ser la opción más adecuada para revertir la compactación del suelo y sus efectos, hay que dejar claro que para el caso de los terrenos que presentan fuertes pendientes, se corre el riesgo de aumentar el proceso erosivo al encontrarse el suelo removido y sin una cobertura vegetal que la proteja. En estas circunstancias se sugiere trabajar el terreno por franjas sobre la línea de plantación o en su defecto en el entorno del sitio en donde se introducirá la planta.

2) Recosidad.

Cuando el terreno presenta alto porcentaje de recosidad, definido como al afloramiento de la roca madre en la superficie del terreno, lo único que resta es detectar los sitios en que se da un acumulamiento de suelo que permita la introducción de la planta, pues no existe forma práctica de revertir esta deficiencia. En lo que se tendrá que poner mayor cuidado es en elegir especies que desarrollen más en lo horizontal su sistema radicular; las especies con prominente desarrollo vertical de la raíz pueden sufrir deformaciones en ésta que repercutan en el desarrollo de la planta. Es más conveniente en estos casos introducir plantas con afinidad a este tipo de condiciones (rupícolas), aunque no sean leñosas, pero que formen suelo como pueden ser nopales o magueyes.

3) Maleza

Es muy común encontrar, en sitios en donde se desarrollaron prácticas agropecuarias, que el terreno esté cubierto por plantas leñosas o arbustivas de difícil erradicación y que van a presentar una dura competencia a la vegetación que se introduzca. Para controlar la vegetación existen varias maneras de hacerlo, entre las que se encuentran las siguientes:

1 Roza y quema

Es una opción muy económica y consiste en rozar (cortar hasta la base) las plantas leñosas arbustivas, para posteriormente quemar toda la vegetación del terreno. Esta alternativa arrasa indiscriminadamente con toda la vegetación, y por lo demás existe la posibilidad de que las plantas arbustivas rebroten de los tocones que se dejan. También se debe considerar que con la quema se reduce la capacidad de infiltración de agua del suelo aumentando el escurrimiento superficial y el riesgo de erosión, aunado a que los elementos nutritivos liberados con la quema pueden ser arrastrados pendiente abajo.

Estos efectos son aún más drásticos conforme es mayor la pendiente del terreno, por lo que no se recomienda para sitios con pendiente, o en su defecto se sugiere hacer la quema en franjas sobre la línea de plantación.

2 Uso de herbicidas

Esta opción quizá no es tan práctica y económica como la quema, pero como ventaja tiene que no deja descubierto al suelo, pues la materia vegetal muerta queda en la superficie del terreno, Sus desventajas radican en el costo y la contaminación ambiental que se puede causar con el uso del herbicida, por lo que de elegir esta opción se debe buscar el herbicida que presente el residuo de menor toxicidad.

Su uso se recomienda en terrenos que presenten características de suelo adecuadas para la reforestación (que no requiera remoción). Además, es conveniente hacerlo en franjas al igual que la quema.

3 Deshierbe manual.

Esta alternativa consume gran cantidad de tiempo y mano de obra. Consiste en eliminar con machete y otras herramientas agrícolas las plantas que cubren el terreno. Tienen como ventajas que el deshierbe puede ser selectivo al dejar en pie las plantas que puedan tener algún beneficio en la recuperación de la vegetación o que presenten algún uso para los pobladores. La materia orgánica proveniente del deshierbe puede ser acumulada y quemada en los sitios donde se introducirá la planta, dejarla en el sitio a manera de cubierta protectora, o revolverla con el suelo que estará en contacto con la planta que se introducirá, para dejarle mejores características al suelo. Se sugiere hacerlo en franjas por dos razones, reducir la superficie a preparar, y no dejar desprotegida las zonas en que no se introducirá planta.

4) Deficiencias nutricionales.

Los suelos de las áreas que han estado expuestas a aprovechamiento agropecuario y forestal es común que presenten deficiencias físicas y en el contenido de algunos elementos nutricionales (5). Por lo general las deficiencias que más afectan el desarrollo de las plantas son la falta de nitrógeno, fósforo y potasio, aunque también es frecuente encontrar bajos niveles de bases (calcio, magnesio, etcétera) y estructura indeseable del suelo.

La detección precisa de cuáles son las deficiencias físicas y nutricionales que presenta el suelo es de vital importancia para subsanarlas y revertir sus efectos.

Si por falta de tiempo y/o recursos económicos no es posible realizar análisis del suelo, entonces debemos seguir las siguientes reglas empíricas:

- Si el terreno tuvo uso agrícola y se abandonó por una baja en los rendimientos, es seguro que sus deficiencias estén basadas en nitrógeno y fósforo.
- En sitios donde hubo aprovechamiento forestal y se cuente con una cubierta vegetal mucho menor a la original, aunado a precipitaciones abundantes, es probable que exista deficiencia en contenido de bases, que el

suelo sea ácido y que el fósforo no esté disponible para las plantas. Los problemas de acidez también pueden deberse al origen del mismo y a las condiciones climáticas y de vegetación que imperen en el sitio.

Una vez que se detecta o presupone algún tipo de deficiencias, el paso a seguir depende de los recursos disponibles y de lo práctico y rentable que pueda ser revertirlas. Lo aconsejable, por económico y práctico, es introducir aquellas especies que sean aptas para ese tipo de condiciones particulares. Pero si se insiste en meter plantas de las que de antemano se conozca su dificultad para tolerar esa condición, será necesario aplicar fertilizantes o sustancias químicas que mejoren las condiciones nutricionales.

Se recomienda que la aplicación de insumos se realice sólo en los sitios en los que se vaya a introducir la planta, haciéndolo en el momento más adecuado, para asegurar que ésta los aproveche. Lo más común y sencillo es que este tipo de cuidados se les proporcionen en el vivero, sobre todo cuando la planta se va a trasplantar con cepellón. La dificultad viene cuando el método de transplante que se utilizará es el de raíz desnuda, debido a que en algunos casos, aunque hayan crecido con el medio de cultivo adecuado, sufrirán más drásticamente el cambio cuando se trasplantan al sitio definitivo. Entonces es cuando se necesita intervenir directamente el suelo que estará en contacto con las raíces de las plantas, para que tengan características similares a las del medio en que fueron crecidas las plantas.

Este problema también se encuentra cuando se elige sembrar directamente la semilla. En este caso además de la remoción del suelo, también es necesario fertilizar al igual que se hace con cualquier cultivo agrícola, aunque aquí la situación puede cambiar dependiendo del tipo de especies que se introduzcan y de la preparación previa que se le haga a la semilla. En caso de utilizar especies que presenten la particularidad de asociarse con micorrizas y/o bacteriorrizas, que les ayuden a asimilar fósforo y nitrógeno (5), y si las semillas fueron inoculadas, es muy factible que no sea necesario fertilizar.

Cuando la acidez sea determinada por las mismas características del suelo, no es recomendable tratar de revertirla en la totalidad del terreno, porque implicaría toneladas de producto, sino utilizar algún mineral alcalino de liberación lenta a manera de fertilizante, como puede ser la cal en trozo.

Lo más recomendable, tanto para el caso de la acidez como de la alcalinidad de los suelos, es buscar las especies que estén adaptadas a esas condiciones, con lo que se evitará gastar en insumos y se ahorrará mano de obra, además de que será más factible establecer especies adaptadas a esas condiciones ambientales.

2 MÉTODOS DE PREPARACIÓN DEL TERRENO

La práctica más común en la preparación del terreno consiste en intervenir sólo el sitio específico en donde se trasplantará o sembrará la planta. Los métodos deben ser empleados en concordancia con el tipo de deficiencias que se presen-

ten y con los factores medioambientales adversos que se quiera contrarrestar. Se dividen en individuales y colectivos.

a) *Métodos individuales*

1) *Cepa común*

Es el más empleado en el país, a pesar de presentar fuertes limitantes. Consiste en un hoyo de dimensiones variables según la calidad del terreno, puede ser cúbico o cilíndrico, generalmente de 40 x 40 x 40 cm (Figura III.1). Aunque esto varía de acuerdo a la calidad del terreno (4, 11).

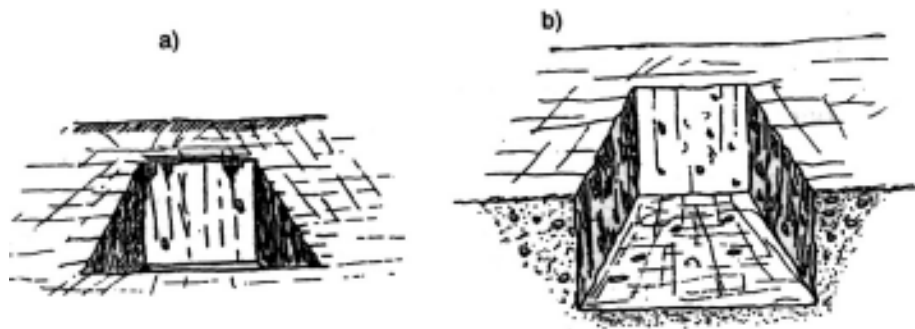


Fig. III.1 Cepa común: a) vista superior; y b) corte transversal.

Es un método simple y económico, pero sólo se recomienda en sitios que tengan buena calidad (profundos y de textura adecuada), y que no presenten fuerte pendiente. Debe ser sustituido en los sitios que tengan problemas de compactación y erosión de suelo por otro que ayude a contrarrestar estas deficiencias. Otra desventaja del método es su baja capacidad para almacenar agua, aspecto de vital importancia en sitios en donde su disponibilidad es crítica y se requiere de técnicas que colecten y almacenen humedad. Además las mejoras dadas al terreno con la remoción del suelo son muy limitadas debido a lo pequeño de sus dimensiones.

Asimismo, se ha demostrado que presenta dificultades para el arraigo de las plantas, por lo que se sugiere utilizarlo solamente en condiciones ideales o de fuerte recosidad. De otro modo las posibilidades de éxito de la reforestación se verán muy disminuidas.

La construcción de la cepa debe hacerse en la época seca del año, antes del periodo de lluvias, para que el suelo y las paredes de la cepa se aeréen y con ello se prevengan plagas y enfermedades del suelo.

La forma de hacer la cepa es la siguiente:

- 1) Se abre un hoyo de las dimensiones deseadas con ayuda de una pala. En sitios con suelos muy compactados se tendrá que auxiliar con pico o barreta.
- 2) La tierra que se extraiga de la cepa se amontona a un lado de ésta, para permitir el oreado de la tierra y de las paredes de la cepa.

- 3) Si el sitio presenta una precipitación escasa, pero con lluvias torrenciales, como es común en las zonas áridas y semiáridas del país, la cepa se puede volver a rellenar con la tierra extraída, previniendo que el tiempo que media entre la construcción de la cepa y la primera lluvia sea suficiente para permitir que la cepa se seque por la acción del aire y el sol, y no exponer a que la tierra producto de la cepa se pierda por efecto del escurrimiento superficial del agua. Asimismo, en sitios con mayor precipitación se debe dejar la cepa abierta sólo el tiempo necesario para el secado de la misma, y taparla antes de que se establezca el periodo de lluvias. Esto es recomendable sobre todo en terrenos con fuerte pendiente.

- 4) En regiones con poca lluvia es conveniente ampliar el área de captación de la cepa por medio de la construcción, pendiente abajo, de un bordo de tierra compactada, con el propósito de aumentar la capacidad de captación de agua de la cepa (Figura III.2). Si existen piedras en el terreno se deben colocar al bordo, de manera que le proporcionen mayor sostén. Otra forma de mejorar la captación de agua es con la construcción de una zanja a nivel que se interconecte con las cepas y les distribuya el escurrimiento (Figura III.3).



Fig. III.2 Cepa de microcuena: a) vista superior; y b) corte lateral.

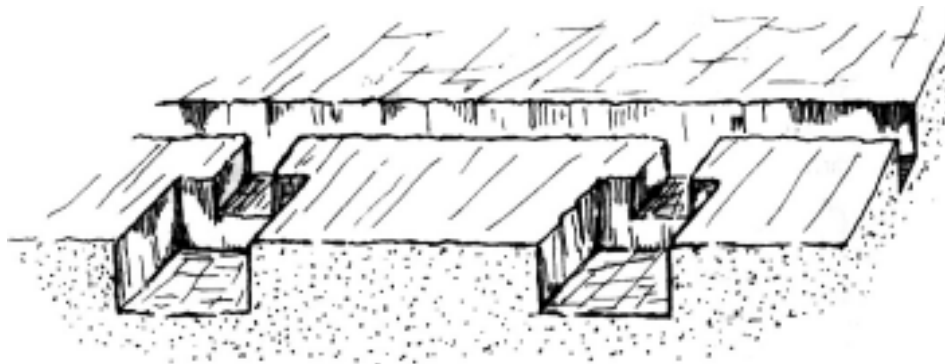


Fig. III.3 Cepas intercomunicadas por una zanja (corte transversal)

- 5) Si la pendiente es el factor que limita la captación del agua, las dimensiones de la cepa se deben variar, de forma que se construya una cepa alargada en el sentido de la curva de nivel o en su defecto del contorno del terreno. Las dimensiones que se sugieren son de 60 a 80 cm de largo x 30 cm de ancho y 40 cm de profundidad (11).

- 6) Se recomienda que las cepas queden en una distribución especial conocida como "tresbolillo" (Figura III.4), ya que de esta forma se mejorara la eficiencia en la captación del escurrimiento superficial y se previene la formación de cárcavas (4).



Fig. III.4 Cepas en distribución espacial de "tresbolillo" (vista superior).

2) A pico de pala.

Se utiliza cuando el suelo conserva condiciones adecuadas para recibir las plantas de reforestación, por lo que no se necesita preparar mayor espacio del terreno para introducir la planta. Generalmente estas condiciones se encuentran en bosques con arbolado ralo, pero que aún conservan el estrato herbáceo en buen estado, y más bien se trata de una repoblación con especies arbóreas. Dadas las condiciones de calidad que requiere el suelo para utilizar este método, se sugiere emplear la técnica de plantación a raíz desnuda.

El método consiste en abrir en el suelo el espacio suficiente para introducir la plántula, por medio de una pala recta de punta, talacho o pala de hendir. Con la pala recta de punta el hueco se hace hendiéndola y palanqueándola hacia abajo; con el talacho se entierra y palanquea hacia arriba, y el caso de la pala de hendir, ésta se introduce por completo en el suelo de un solo golpe, apoyándose en su pedal, imprimiéndole un movimiento de vaivén rápido hasta que se deja un espacio suficiente para introducir la plántula (Figura III.5). El transplante del brinjal se hace en cuanto el hoyo esté listo.

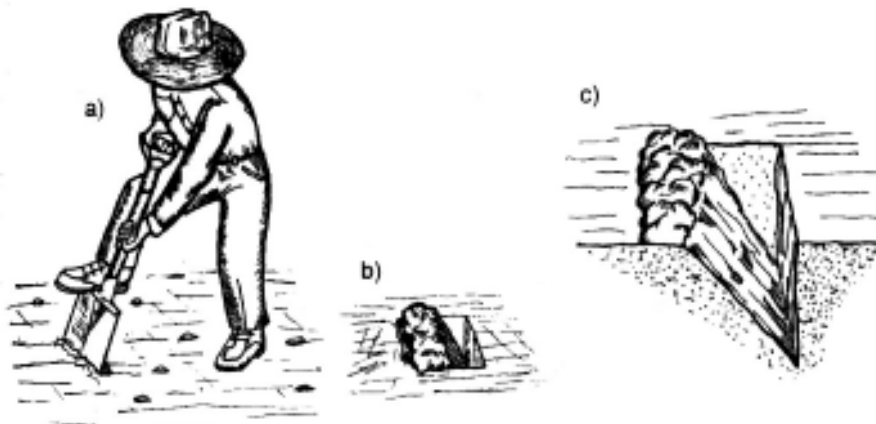


Fig. III.5 A pico de pala: a) se muestra la forma de hendir la pala; b) vista superior del hoyo; y c) corte del hoyo

Este método tiene la ventaja de ser económico y rápido pues permite que un solo hombre realice la operación de abrir el hueco, introducir la plántula, tapar el hoyo y apisonar la tierra con el pie para conseguir un buen contacto de la raíz de la planta con el sustrato.

3) Tuceros.

Este método ha sido utilizado en otros países en sustitución de la cepa común. Es recomendable en sitios que presenten escasa precipitación y suelos compactados (11). Consiste en aflojar un área de 80 x 80 cm con un zapapico a una profundidad de 20 cm. Pendiente arriba a una distancia de 20 cm del espacio removido, se abre una zanja de 80 cm de largo x 40 cm de ancho y 25 de profundidad. La tierra que surge de la zanja se amontona sobre el espacio de terreno removido, y se aplanan la cumbre. El montículo resultante debe tener dimensiones aproximadas de 60 x 60 cm de ancho y 30 cm de alto.

La profundidad total del suelo removido es de alrededor de 50 cm. Las plántulas se plantan en el centro del montículo, cuidando que la parte superior del cepellón quede 5 cm abajo del suelo previniendo el asentamiento del mismo (Figura III.6).



Fig. III.6 Sistema tucero (vista lateral)

Con este método se logran altas sobrevivencias y mayor crecimiento inicial de las plantas aún en años secos, siempre y cuando la plantación se haga una vez establecida la época de lluvias. Si bien el empleo de mano de obra es mayor, se cuenta con la ventaja que la preparación del terreno es más adecuada y permite un mejor establecimiento de las plantas introducidas.

4) Sistema Español.

Es ideal para terrenos con pendiente de moderada a plana y que presenten escasa precipitación y suelos compactados. Consiste en hacer una cepa de 40 cm de ancho por igual profundidad. En torno a ella se construye un cajete de más o menos 1 m de diámetro con una profundidad de 10 a 15 cm en su parte más honda. La finalidad del cajete es captar el agua para la planta introducida. Se debe cuidar que el centro de la cepa (donde se coloca la planta), no esté en la parte más honda del cajete, para evitar que el agua captada inunde la cepa, o al menos lo haga de forma temporal. Por ello, la planta debe quedar ubicada en la pared inclinada del cajete que da pendiente abajo (Figura III.7).

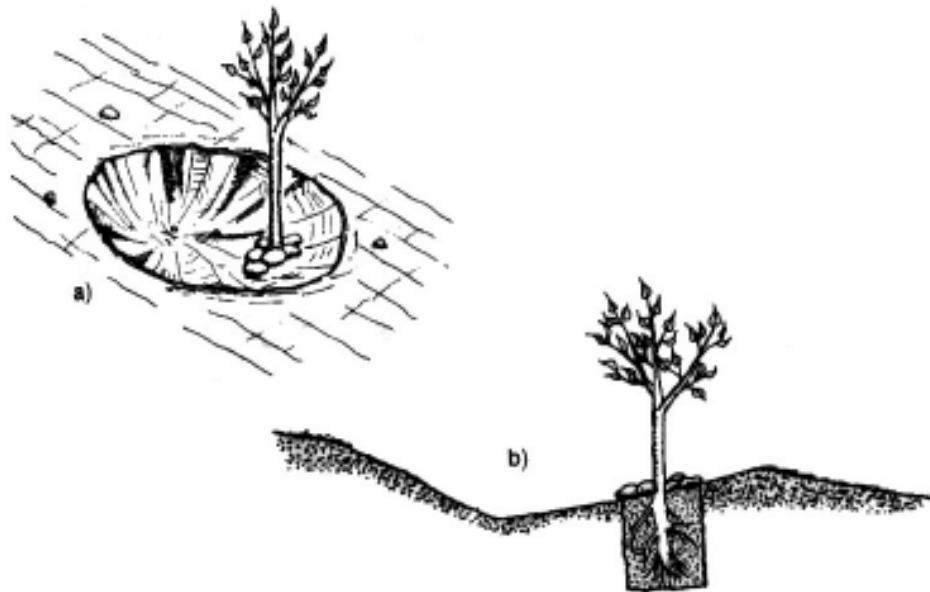


Fig. III.7 Sistema Español: a) vista superior; y b) corte lateral

Una vez introducida la planta se colocan tres piedras, o más, dependiendo del tamaño, en torno a su base, con la finalidad de evitar la evaporación del agua contenida en el suelo subyacente, impedir el brote de malezas, proteger a la planta de los incendios y pisoteo de los animales, amortiguar las bajas temperaturas del invierno y retener el calor del sol.

5) Saucedá I.

Este sistema es recomendable para zonas semiáridas porque tienen la ventaja de aumentar la capacidad de almacenamiento de considerables cantidades de agua proveniente de escurrimientos (11, 4). Además, por su diseño la humedad fácilmente llega por capilaridad a las raíces de la planta. Este método requiere del trazo de curvas de niveles, sobre las cuales se localizan los puntos equidistantes donde se introducirán las plantas. La distancia entre plantas de una misma hilera no debe ser menor de 3 m. Una vez realizado esto, se abren cepas en los puntos marcados, de 40 x 40 x 40 cm. Posteriormente, a 20 cm de ambos lados de la cepa y paralelamente a las curvas de nivel, se hacen excavaciones de 60 x 60 x 40 cm, formando un talud de 35% con la pendiente hacia la cepa. Con la tierra proveniente de la excavación se forma un bordo pendiente abajo y en dirección paralela a la curva de nivel (Figura III.8).



Fig. III.8 Sistema Saucedá I (vista lateral superior).

Este método garantiza el establecimiento de la planta, aunque posteriormente debido a las precipitaciones torrenciales, es posible que las zanjas lleguen a azolverse, aunque para ese entonces se espera que la planta ya haya formado un sistema radicular robusto y profundo, que le permite tener un desarrollo saludable.

6) Saucedá II

Sistema muy similar al Saucedá I, pero lo aventaja en proporcionar mayor superficie de absorción de agua entre la zanja y la planta. La construcción se realiza en forma similar al Saucedá I. sobre el trazo de la curva de nivel se procede también a marcar los puntos equidistantes, a una distancia mínima de 3 m, sobre ellos se realiza la apertura de la cepa (11, 4). Esta se toma como centro para el trazo de dos semicírculos uno con un radio de 30 cm (radio 1) y el otro de 70 cm (radio 2). Los semicírculos se trazan pendiente arriba, de extremo a extremo de la cepa. Se

abre una zanja de 40 cm de profundidad en el espacio comprendido entre los dos semicírculos. La tierra que surja de la zanja se ocupa para formar un bordo pendiente abajo, en dirección paralela a la curva de nivel (Figura III.9).



Fig. III.9 Sistema Saucedá II (vista superior).

b) Métodos colectivos.

1) Zanja ciega.

Este método es poco conocido en México. Su propósito fundamental es facilitar y aumentar la infiltración del agua en los suelos endurecidos de pendiente suave (máximo 15%), y desprovistos de vegetación herbácea que impida el escurrimiento excesivo del agua (11). Consiste en una zanja de más o menos 40 cm de ancho y longitud variable, que va siguiendo una curva de nivel o el contorno del terreno. Su construcción se inicia con una cepa común de 40 x 40 x 40 cm, posteriormente la tierra producto de la cepa se vuelve a depositar dentro de ésta, y se continúa abriendo la zanja repitiendo el mismo procedimiento hasta que se alcanza la longitud deseada. Al terminar la zanja se debe encontrar totalmente llena de suelo (cegada).

La longitud de la zanja no debe ser mayor de 25 m., sin interrupción; entre zanjas de una misma hilera se deja un tabique divisorio de terreno sin remover de unos 50 cm de longitud (Figura III. 10).

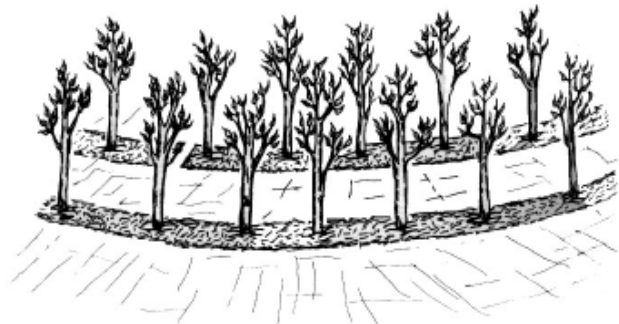


Fig. III.10 Zanja ciega (vista superior).

Es importante señalar que cuando se encuentre un obstáculo para la excavación (piedra o tronco difícil de sacar), se dejará como tabique divisorio. La separación entre hileras de zanjas pueden variar de 4 a 6 m. La planta se introduce a la mitad del ancho de la zanja y el espaciamiento entre plantas de una misma zanja, depende del tipo de especie de que se trate, sin ser menor a 2m.

Para que este método dé buenos resultados, se requiere que la precipitación sea de por lo menos 600 mm, lo que garantizará la suficiencia real de agua a partir de los escurrimientos sobre la zanja ciega.

2) Zanja trinchera.

Se recomienda en sitios que presenten suelo con textura pesada, que aun cuando tengan buena profundidad impidan la infiltración del agua y el crecimiento de las raíces de las plantas; cuando el suelo sea escaso, pero el subsuelo sea removible, o cuando se necesite captar al máximo el agua y evitar el escurrimiento superficial (11, 4).

La disposición de la zanja se hace siguiendo las curvas de nivel del terreno. Su longitud puede variar de 3 a 6 m, dejando entre zanjas la misma hilera un tabique divisorio de aproximadamente de 50 cm de longitud, que puede estar a nivel del terreno o un poco más abajo, con lo cual se permitirá la comunicación de agua entre las zanjas y evitará escurrimientos con velocidad, cuando las zanjas no se hacen siguiendo las curvas de nivel cuidadosamente, como frecuentemente ocurre.

Consiste en una zanja de unos 40 cm de ancho y 40 de profundidad, el suelo que se extrae de la zanja se va depositando pendiente abajo, de manera que se forma un bordo de unos 30 o 40 cm de corona x más o menos una altura de 30 cm, según lo permita el material del terreno (Figura III.11^a). El bordo lo debemos hacer lo mejor posible, pues en él se colocarán las plantas. Debe compactarse con una pala para evitar fallas por exceso de aireación, tener una forma de trapecio en su sección transversal, y en la corona del bordo, haber un espacio suficiente para dar cabida a la planta, recomendándose aprox. 40 cm (Figura III.11^b).

Por otra parte es importante, que la disposición de las zanjas entre las hileras se haga en tresbolillo, para que exista suficiente captación del escurrimiento. La distancia vertical entre hileras varía con la pendiente y las irregularidades del terreno, pero se recomienda ponerlas a una equidistancia horizontal de 5 m.

3) Sistema Nezahualcoyotl.

Este sistema se cree fue ideado por el rey texcocano en sus trabajos de reforestación del cerro Tezcutzingo. Se recomienda sobre todo para proteger parcelas agrícolas con fuertes problemas de erosión. Los objetivos fundamentales de este sistema son:

- Captar el agua producto de las precipitaciones.
- Proteger de escurrimientos excesivos a la parcela evitando la erosión hídrica.
- Formar paulatinamente una terraza.

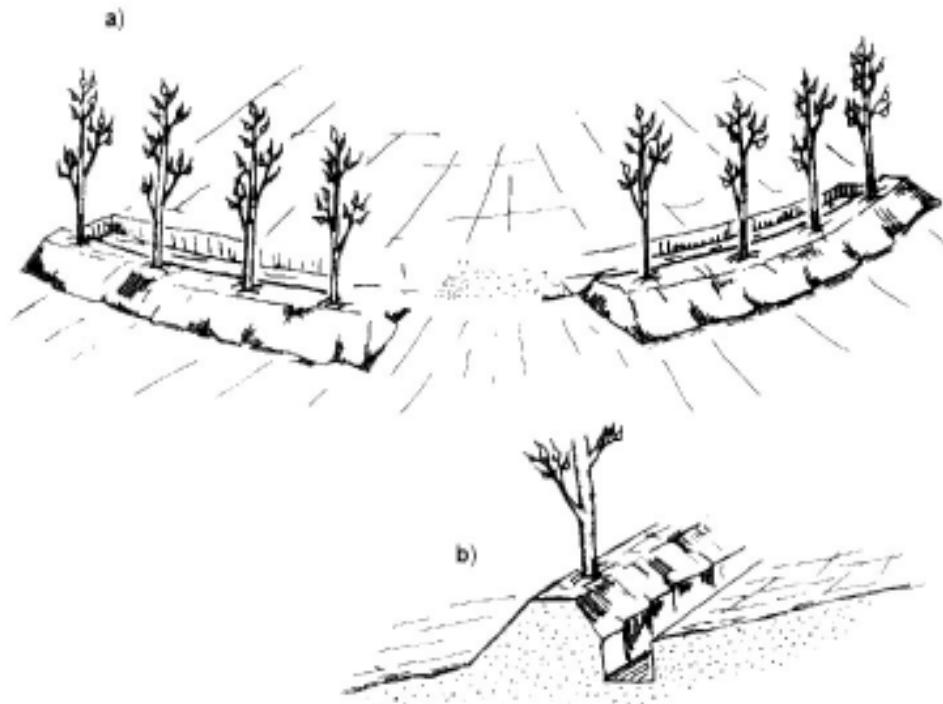


Fig. III.11 Zanja trinchera: a) vista superior; y b) corte lateral.

Es un método muy parecido al de zanja trinchera, con la variante que en éste la tierra extraída se deposita hacia dentro del terreno de cultivo, formando un bordo. Otra variación consiste en hacer zanjas a favor de la pendiente o rodeando terrenos agrícolas. Sobre el bordo formado se introducen las plantas.

Cuando la zanja se dispone a favor de la pendiente, protegiendo los costados de una parcela, es indispensable la intercomunicación entre ellas, de manera que se vierta el agua de unas a otras para amortiguar la velocidad del agua. Al mismo tiempo la zanja sirve como lamadero, que al ser limpiado periódicamente incrementa el tamaño de los bordos (Figura III.12).

Esta técnica puede ser empleada también para establecer un cercado del terreno con material vivo (cercas vivas).

4) Sistema Gradoni.

Fue ideado por los italianos. Es una técnica muy versátil y efectiva que puede ser usada en múltiples condiciones. Se recomienda principalmente en sitios que presentan suelos compactados y con problemas de erosión. Asimismo, es útil en sitios con escasa precipitación donde es necesario captar, detener e infiltrar el agua proveniente de la lluvia, para proporcionar humedad en la época de sequía a las plantas que se introduzcan (11).

También es adecuado cuando se requiera controlar la erosión provocada por escurrimientos excesivos de agua. Puede además utilizarse en cualquier tipo de pendiente (incluso hasta de un 100%), y cualquier clase de precipitación. Este sistema permite el rápido desarrollo de las plantas al proporcionar un suelo removido y poroso, y con un suministro de agua mayor.

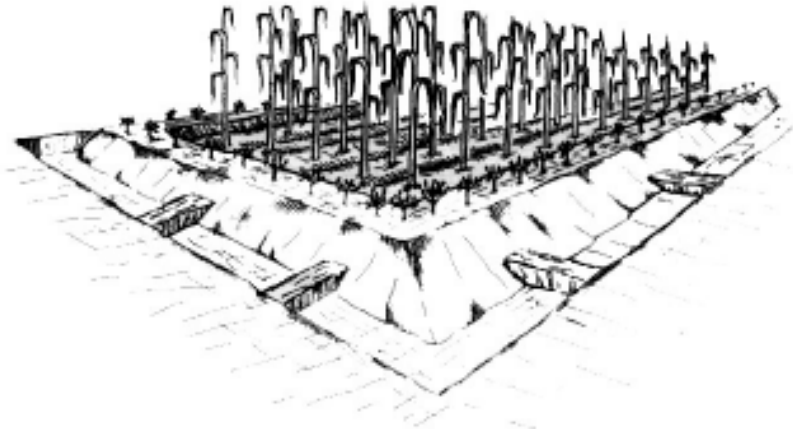


Fig. III.12 Sistema Nezahualcoyotl (vista lateral).

Consiste en trazar curvas de nivel a una equidistancia vertical que varía de 0.5 a 6 m dependiendo de la pendiente del terreno y la cantidad de precipitación. Sobre las curvas a nivel se abren zanjas de 60 cm de ancho x 40 cm de profundidad y 2 m de longitud; dejando un tabique entre zanjas de 20 cm. La tierra extraída se coloca afuera de la zanja pendiente abajo, formando un bordo de tierra removida sobre el que se introducen las plantas con el espaciamiento adecuado (Figura III.13).

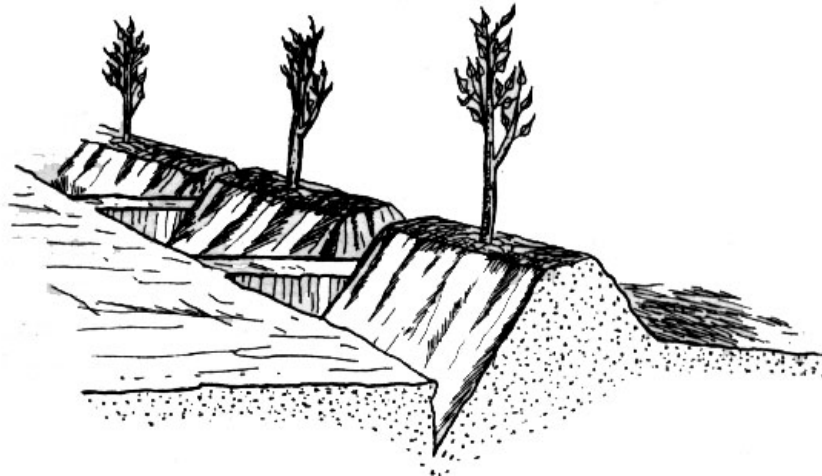


Fig. III.13 Sistema Gradoni (vista lateral con corte).

Cuando el suelo tiene una profundidad de 40 cm o más y la precipitación es superior a los 700 mm, la distancia entre hileras puede llegar a ser de 2 a 3 m, dependiendo de la planta que se introduzca, considerando que entre menor sea la separación mejor control se hará de los escurrimientos. Por el contrario, si se cuenta con escasa precipitación y suelo delgado, la distancia entre hileras debe aumentar, recomendándose de 5 a 6 m, con la finalidad de contar con mayor área de escurrimiento que alimente la zanja.

Es importante mencionar lo costoso que puede llegar a ser la puesta en práctica de este sistema, sin embargo sus resultados lo justifican.

3 CERCADO DE LA PARCELA A REFORESTAR

El cercado de las áreas a reforestar es recomendable sobre todo en aquellas que se encuentran expuestas al pastoreo. Las características del cercado dependerán del tipo de ganado que se trate de controlar.

Comúnmente se utilizan postes y alambre de púas como cerca. Los postes se obtienen de ramas y troncos de árboles de la vegetación aledaña, pero esto ocasiona perturbaciones en las áreas forestales, además debe tomarse en cuenta que en pocos años los postes se deben reemplazar, por lo que se recomienda establecer las cercas utilizando como postes especies que se propagan vegetativamente por estacas, pero debido al alto costo, económico y ecológico, que significa el establecimiento de una cerca, se sugiere la organización de la comunidad para excluir al pastoreo de las áreas reforestadas. Si no se cubre este aspecto, resultará muy difícil controlar al ganado aun con la existencia de la cerca. Las opciones para el establecimiento de cercas y sus aspectos técnicos se detallan en el Anexo 1.

4 TRAZO DE LAS CEPAS

Como mencionamos en el apartado III.1 (Preparación del terreno para la reforestación) lo más conveniente es realizar la plantación siguiendo la dirección de curvas de nivel (en cualquier manual de conservación de suelos se presentan las distintas maneras de trazar curvas de nivel) (3, 4), de esta forma se puede hacer un mejor control de los escurrimientos superficiales de agua. También con el mismo objetivo se sugiere que las cepas, bordos o zanjas en donde se colocarán las plantas, estén en una disposición espacial conocida como "tresbolillo", que consiste en intercalar los puntos de plantación de la hilera superior con la de la inferior (Figura III.4), y posibilita tener una distribución homogénea del agua que escurre en el terreno en todas las plantas, además de ocupar mejor el espacio.

La distancia entre curvas de nivel depende de la pendiente, de la cantidad de lluvia que recibe el terreno y de su capacidad de infiltración de agua (4). Debemos recordar que en cada curva de nivel trazada se establecerá una hilera de plantación. Cuando se utilizan preparaciones de terrenos conocidas como de zanja y bordo, es muy importante que éstos cuenten con una separación adecuada, ya

que de lo contrario se corre el riesgo de que su capacidad de almacenamiento de agua se vea superada por el escurrimiento, provocando el azolvamiento de la zanja y la destrucción del bordo. Por el contrario si la precipitación es escasa, éstas obras pueden estar sobradas de capacidad.

Existen fórmulas que permiten conocer con cierto grado de confianza cuál es el espaciamiento adecuado de las curvas de nivel dependiendo de las dimensiones del bordo y la zanja (4). Para simplificar esto en la Tabla III.1 se resume una propuesta de los intervalos de espaciamiento adecuados, considerando los principales factores que determinan la cantidad de agua que escurrirá, dichos factores son los siguientes:

a) Cobertura vegetal.

Este aspecto en cierto modo determina la capacidad del suelo para infiltrar agua, de tal forma que entre mayor sea la cobertura vegetal del terreno, menor será la cantidad de agua que escurra. En la tabla III.1, sólo se manejan dos situaciones opuestas, en la primera se contempla una cobertura que va del 50 al 100% y en la otra una cobertura menor al 50%.

b) Pendiente del terreno.

Para el caso se calcularon los espaciamientos para tres condiciones, dos de ellas opuestas (plana a leve y escarpado) y una intermedia (regular). En este caso se está considerando la pendiente media del terreno, pero si el sitio presenta cambios fuertes en pendiente, lo conveniente será medirla en los espacios en que se considera un cambio notorio y tomar los espaciamientos que se recomienden para cada caso.

Las pendientes consideradas en la Tabla 1 van de 0 a 40%, esto debido a que los sistemas de bordo y zanja no son recomendables para pendientes mayores (a excepción del Gradoni), pues sus efectos no serían notorios y la dificultad para su trazo es mayor.

c) Textura del suelo

Se refiere al tipo de partículas que constituyen al suelo, para el caso se están considerando tres niveles (gruesa, media y fina), que pueden ser detectados en campo, mediante el siguiente procedimiento:

- Se toma una pequeña cantidad de suelo en la mano y se humedece perfectamente (sin llegar a la saturación).
- Se amasa la muestra de suelo y se ve la facilidad que tiene para formar figuras, las cuales pueden ser tiras o bolas.

Si el suelo no tiene la capacidad para formar figuras, es de textura gruesa y contiene gran cantidad de arena. Por el contrario, si la muestra es excesivamente pegajosa a los dedos, el suelo tiene gran cantidad de arcilla y es de textura fina. En el caso que la muestra al moldearse deje una sensación jabonosa entre los dedos,

la textura es limosa. El caso intermedio sería una capacidad adecuada para formar figuras, lo que indicaría que el suelo está constituido por una combinación de arcilla, limo y arena, y que originaría una textura franca o media (Tabla III.1).

d) Precipitación.

En este se considera la cantidad de lluvia que puede recibir el sitio, lo cual determina en cierto modo el grado de humedad. Para este factor se estimaron los distanciamientos entre curvas de nivel en cuatro situaciones, las que de modo general se presentan más recurrentemente en el país (Tabla III.1). Estas categorías se refieren indirectamente a la cantidad de lluvia que puede caer en 24 hrs. Para este caso se pueden considerar las siguientes correspondencias:

ÁRIDO= 0 a 450 mm de precipitación anual.

SEMIÁRIDO= 450 a 1200 mm de precipitación anual.

SUBHÚMEDO= 1200 a 2000 mm de precipitación anual.

HÚMEDO= mayores de 2000 mm de precipitación anual.

Cabe señalar que en los puntos en donde la tabla marque espaciamientos menores a 2 m, las labores se dificultarían mucho, por lo cual se sugiere evitarlos. La forma de solucionarlo sería aumentando las dimensiones de la zanja y del bordo, así, en la medida que aumenten estos, el distanciamiento podrá aumentar. De modo que si la capacidad para almacenar agua se duplica la distancia entre hileras de zanjas deberá ser del doble. Hay que considerar como punto de partida que estos distanciamientos se calcularon con dimensiones de zanja de 40 cm de ancho x 40 cm de profundidad. Esto da el sistema una capacidad de almacenamiento de 160 litros por metro lineal.

Por otra parte, el espaciamiento que debe existir entre las plantas de una misma hilera, depende principalmente del tipo de especie que se introduzca.

Si la especie es arbórea y puede llegar a mucho, se recomiendan espaciamientos por arriba de los cuatro metros. Por el contrario, si la especie en cuestión crece poco, se sugiere utilizar distanciamientos de 2 m. Separaciones menores a éstas ya no son recomendables.

Una práctica conveniente es combinar dentro de una misma hilera especies con diferente capacidad de crecimiento. Se recomienda por el hecho que una separación muy grande entre plantas deja el suelo más desprotegido, y como generalmente ocurre que las especies forestales que alcanzan mayor talla son de lento crecimiento, conviene intercalarlas con especies de rápido crecimiento pero que no alcancen tallas muy grandes (42). Esto permitirá cubrir mejor el espacio, proteger más eficientemente el terreno y aumentar la biomasa. Asimismo, si la especie de rápido crecimiento proporciona algún beneficio (leña, forraje, etcétera) se podrá contar con recursos en menor tiempo. En cuanto se observe que la especie acompañante está causando interferencia al crecimiento de la otra, se podrá remover o controlar por medio del desrame, en el caso que no interfiera con su desarrollo se podrá dejar.

TABLA III.1
ESPACIAMIENTO ENTRE SISTEMAS DE ZANJA Y BORDO (METROS).

Cobertura vegetal	Pendiente %	Textura del suelo	Árido	Subárido	Subhúmedo	Húmedo
	Plana a leve	Gruesa	25.0	14.0	9.0	6.0
		Media	8.0	5.0	3.0	2.0
		Fina	6.0	3.5	2.3	1.6
	Regular	Gruesa	15.0	9.0	6.0	4.0
		Media	7.0	4.0	2.6	1.8
		Fina	4.5	2.6	1.7	1.2
	Fuerte	Gruesa	11.0	6.0	4.0	3.0
		Media	6.0	3.3	2.0	1.5
		Fina	2.3	2.3	1.5	1.0
	Plana a leve	Gruesa	7.0	4.0	2.6	1.8
		Media	4.5	2.6	1.7	1.2
		Fina	3.8	2.2	1.4	1.0
	Regular	Gruesa	5.5	3.0	2.0	1.4
		Media	3.8	2.2	1.4	1.0
		Fina	3.3	1.9	1.2	0.8
	Fuerte	Gruesa	4.3	2.5	1.6	1.1
		Media	3.2	1.8	1.2	0.8
		Fina	2.8	1.6	1.0	0.7

5 NÚMERO DE PLANTAS NECESARIAS

Una vez que se ha determinado el espaciamiento que habrá entre hileras y el distanciamiento entre las plantas de una misma hilera, se está en posibilidad de estimar el número aproximado de plantas necesarias para la reforestación.

El procedimiento es el siguiente:

$$N = \frac{S}{dH \times dP}$$

Donde:

N= Número de plantas.

S= Superficie a reforestar (m²)

dH= Distancia entre hileras (m)

dP= Distancia entre plantas de una misma hilera (m).

Esta fórmula sobreestima el número de plantas necesarias en aproximadamente un 15%. Puede ser adecuado, ya que el hacer la solicitud al vivero, en esa cantidad se estarán contemplando las pérdidas por transporte. En el caso de que se requiera estimar con mayor precisión el número de plantas, bastará con restarle el 15% al número estimado por la fórmula.

6 TRASLADO DE PLÁNTULAS AL LUGAR DE LA REFORESTACIÓN

Este es un aspecto que debe ser muy bien cuidado para evitar el maltrato de las plantas con las que se va a reforestar. Se ha comprobado que un traslado

inadecuado puede mermar fuertemente la sobrevivencia de las plantas en la reforestación. Existen varias formas de llevar las plantas al sitio de la plantación, estos dependen de la infraestructura con que se cuente, del medio en que hayan crecido las plantas y de lo alejado y accesible que esté el sitio.

A continuación se hacen recomendaciones para poder desempeñar esta actividad con seguridad.

a) Traslado de plántulas con envase de plástico.

Cuando las plantas que se van a acarrear tienen un recipiente plástico existen varias opciones, dependiendo del transporte. Si se hace con camión, se deben cuidar los siguientes aspectos:

- Al acomodar las plantas en el camión cuidar que los envases sean de las mismas dimensiones, con la finalidad de conseguir un arreglo homogéneo, que permita estibar varias capas.
- Procurar que con el movimiento del vehículo las plantas no se muevan, por ello es necesario ajustar la carga a las dimensiones de la caja del camión, sin apretar los envases.
- No es recomendable estibar más de dos niveles o capas, sobre todo si el tiempo de traslado es largo y las plantas presentan un buen desarrollo de tallo y hojas.
- Para estibar se van traspaleando los envases de manera que las bolsas de arriba no aplasten a la planta de abajo. Cuidando además que el tallo y hojas de las que quedan abajo no sufran dobleces o quebraduras (Figura II.14)

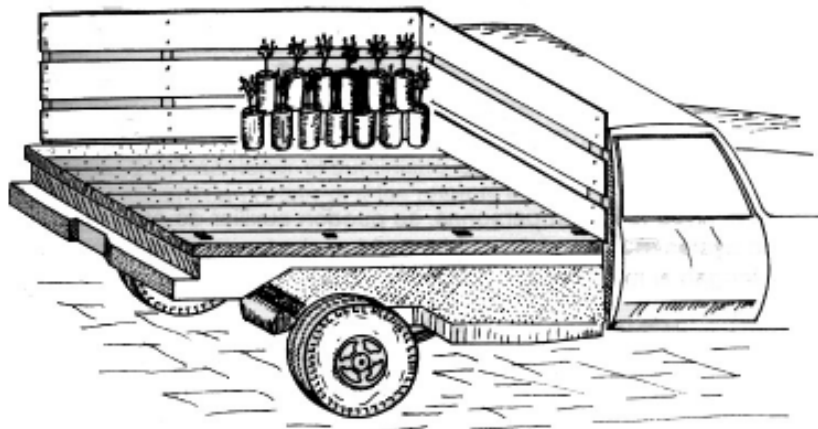


Fig. III.14 Traslado de las plántulas en camión, donde se muestra la forma de estibar las bolsas que contienen las plántulas

Si el traslado se hace con bestias de carga, se sugiere:

- Usar cajas de madera o huacales, en donde se coloquen las plantas, cuidando que queden ajustadas para que no se muevan.
- No poner más de una caja de plantas, a menos que los envases sean pequeños y no se corra el riesgo de dañar los tallos y hojas de las plantas que quedan abajo.
- La carga debe quedar bien sujeta y nivelada de los dos lados de la bestia, para disminuir el riesgo de que se voltee (Figura II.15).

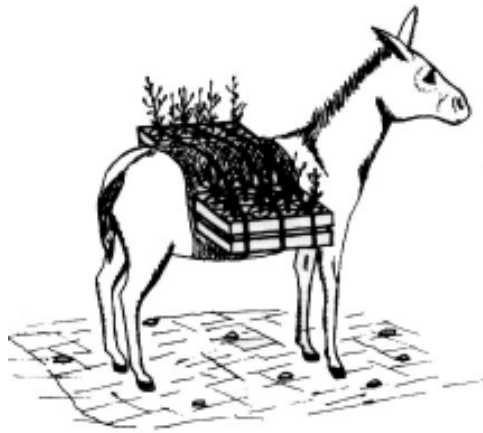


Fig. III.15 Traslado de plántulas en bestias.

Si el acarreo lo hacen personas, se pueden auxiliar de cajas o huacales, o incluso ayates. Solo se debe cuidar que las plantas queden bien acomodadas y tengan el menor movimiento posible. (figura III.16).

b) Transporte de plantas a raíz desnuda.

Requiere de menor esfuerzo, ya que la planta se traslada sin cepellón. Sin embargo, se debe de tener mucho cuidado, ya que las plantas que se acarrearán de esta forma son más susceptibles de sufrir daños en la raíz (deseccación, rompimiento). Para evitar la desecación es conveniente exponerla el menor tiempo posible a los efectos del aire y el sol. Una práctica recomendable es mantener en un medio húmedo las plantas hasta su trasplante, esto se logra de varias maneras:

- Llevando las plantas en un recipiente que contengan un sustrato húmedo en el que se introduzcan las raíces de las plantas.
- Aplicándoles un gel en las raíces al sacar las plantas de las camas de crecimiento; este procedimiento es efectivo pero excesivamente caro.

Existe la costumbre, no muy recomendable, de acarrear a mano grandes racimos de plantas a raíz desnuda, de un punto de la plantación a otro, para ahorrar tiempo y por comodidad. En este caso se recomienda organizar grupos de

plantadores que sean asistidos por un proveedor de plantas, quien se encargará de mantener el suministro constante, llevando de un punto a otro el recipiente que contenga a las plantas en un medio adecuado (6).

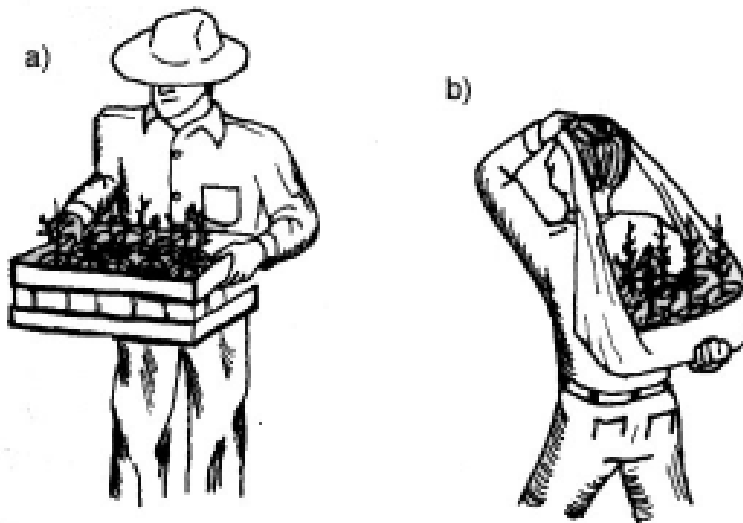


Fig. III.16 Acarreo de plantas : a) en huacales; y b) en ayates.

7 TRASPLANTE

a) *Época de trasplante*

El conocimiento de la época adecuada de trasplante es un aspecto de mucha importancia para el establecimiento exitoso de las plantas de reforestación (2, 4).

El trasplante debe coincidir con el momento en que la humedad del sitio es ideal. Para el caso de las zonas que presentan una marcada estación lluviosa (buena parte del territorio nacional) el trasplante se debe realizar una vez que el suelo se encuentra bien humedecido y la estación de lluvias se ha establecido, es decir una o dos semanas después de iniciarse la época de lluvias. Se reconoce que este es el más adecuado, porque la planta cuenta con mayor tiempo para establecerse, antes de que el medio ambiente la someta a condiciones estresantes, como pueden ser temperaturas extremas y sequía.

No obstante, en los programas de reforestación donde los campesinos son los encargados de llevarlos a cabo se presenta un fuerte contratiempo, pues el momento óptimo para el trasplante se sobrepone a la época de siembra para los cultivos, por lo que en la mayoría de los casos el trasplante se efectúa hasta que

el campesino termina las primeras labores de su cultivo, hasta dos meses después de la fecha señalada como más adecuada, situación que en muchas ocasiones ha propiciado una disminución en el número de plantas que logran establecerse y ha conducido al fracaso total de la plantación.

Si bien se puede anteponer la reforestación a las prácticas agrícolas, se deben buscar estrategias que permitan realizar a tiempo la reforestación y eviten el riesgo de desaprovechar todo el trabajo previo al trasplante. Lograr un acuerdo con los campesinos para que destinen un tiempo para el trasplante, o bien la búsqueda de otras opciones como puede ser la contratación de mano de obra o la organización de las mujeres en torno a la plantación, es indispensable para que el retraso no traiga consigo un mayor costo económico.

La producción de plantas en vivero se planifica para que cuenten con la talla adecuada en el momento que se considera más propicio, después de éste se pueden presentar crecimientos por arriba de lo planeado en la raíz, lo cual obliga a podarlas para evitar su crecimiento en espiral y darles mayor movimiento en el vivero; en muchas ocasiones la poda de la raíz afecta fuertemente el vigor de las plantas, tardando algunas semanas para recuperarse o de plano sin lograrse.

b) Como hacer el trasplante.

Cuando el trasplante es raíz desnuda lo más importante es cuidar que la planta se introduzca al hoyo de manera adecuada sin que la raíz sufra estrechez que pueda deformarla el hoyo o cepa en que se vaya a introducir la planta debe contar con las dimensiones adecuadas que permitan a las raíces conservar una posición lo más natural posible. El cuello de la planta (inicio del tallo) debe quedar por lo menos al ras del suelo, o preferentemente un poco por debajo, para prevenir un asentamiento del suelo (Figura III.17).

La tierra fina que cubre el sistema radicular es presionada con la mano, mientras que el relleno total del hoyo es compactado mediante el pisoteo.

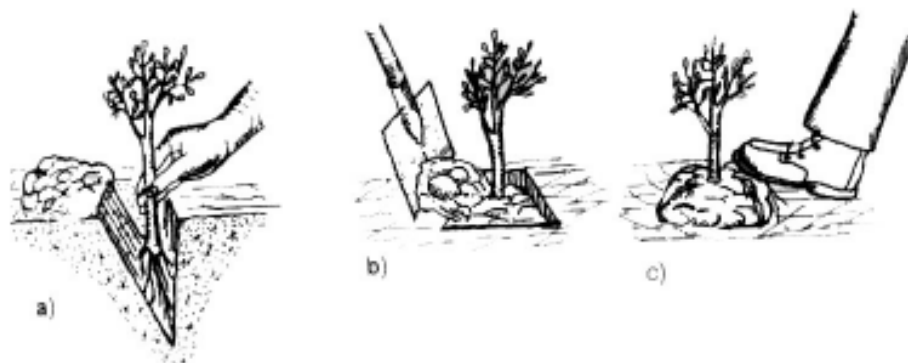


Fig. III.17 Transplante a raíz desnuda: a) forma de colocar la planta dentro del hoyo; b) relleno del hoyo; y c) apisonamiento de la tierra.

Cuando la planta tiene cepellón, lo más importante es que se logre la profundidad de trasplante correcta y que por todos lados exista buen contacto con el suelo. Por ningún motivo se debe dejar el contenedor o envase (Figura III.18b). La mala costumbre de no retirar la bolsa de polietileno, muchas veces justificada con el ahorro de tiempo, conduce a deformaciones radiculares irreversibles. Esa práctica ocasiona graves daños, apreciables sólo a largo plazo, lo cual conduce inevitablemente al fracaso de la reforestación (6).

Cuando la planta se trasplanta en una cepa la forma de rellenarla es la siguiente:

- Se debe sostener con una mano la planta en su posición correcta, o, cuando sea el caso, sostener en una posición recta el cepellón (Figura III.18c).
- Con la otra mano se rellena con tierra uniformemente alrededor de la planta o cepellón, cuidando que la distribución de la tierra vaya siendo homogénea (Figura III.18d), esta operación se continúa hasta que el nivel de la tierra de relleno llega un poco por encima del terreno, con la finalidad de que al compactarlo con el pie quede al mismo nivel del terreno o ligeramente más abajo (Figura III.18e).
- Para lograr un buen contacto del cepellón de la planta con el suelo, se debe compactar la tierra que rodea éste por medio del pisoteo, en donde se encuentra el cepellón no es necesario realizar esta operación, al menos que al sacarlo del envase se haya removido, en este caso se debe compactar con la mano (Figura III.18f).

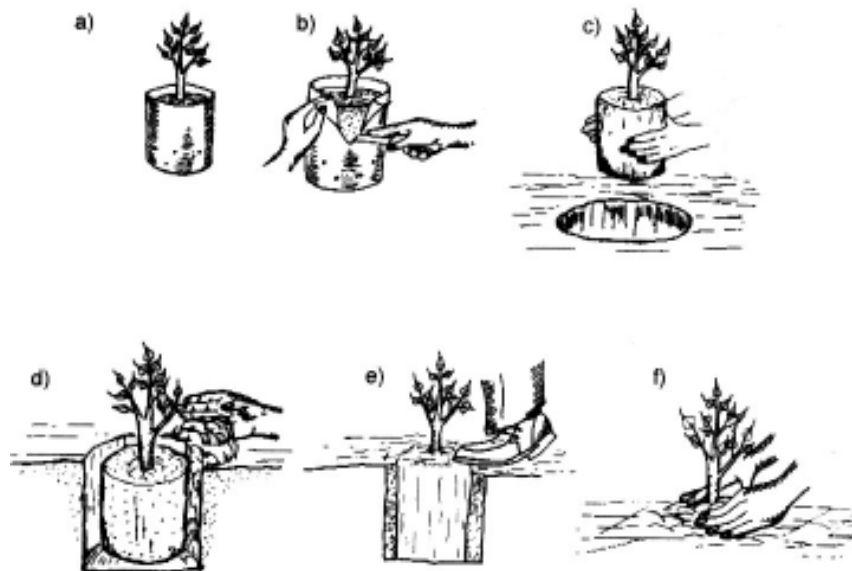


Fig.III.18 Trasplante con cepellón: a) planta en bolsa; b) retiro de la bolsa; c) introducción de la planta en la cepa; d) relleno de la cepa (corte lateral); y e) y f) apisonado del suelo.

c) Cuidados posteriores al trasplante.

Es muy común pensar que la reforestación termina al momento del trasplante. No obstante, se le deben de seguir proporcionando cuidados a la plantación, hasta que esta se encuentre bien establecida y muestre un crecimiento dentro de lo esperado (6, 4).

A continuación mencionamos los aspectos que deben cuidarse una vez que se realiza la plantación.

1) Deshierbe.

Debe eliminar la competencia que se establece entre las plantas introducidas y las malezas por luz, agua y nutrientes. En muchos casos esta es la causa por la que las plantas presentan crecimientos deficientes. Sin embargo, no se debe ignorar las ventajas que el crecimiento de la vegetación nativa tiene para la recuperación del terreno, por lo cual se recomienda sólo realizar el deshierbe alrededor de las plantas introducidas y dejar que en los demás sitios las malezas crezcan favoreciendo la recuperación y protección del suelo.

Esta actividad debe realizarse con continuidad. El número de deshierbes a realizar en el año depende de qué tan abundante sea el crecimiento de las malezas. En climas muy húmedos se hace necesario realizarlo cada mes en la temporada de lluvias. Pero en climas secos, basta con un deshierbe al inicio de las lluvias y otro a mitad de la estación.

Los deshierbes deben dejarse de practicar hasta que el tamaño de la planta sea suficiente para librar la competencia por luz. Una práctica que es muy recomendable y que, a mediano plazo, puede evitar seguir realizando los deshierbes es depositar la materia vegetal producida en esta práctica en la base de la planta, con esto se fomenta una cubierta densa que impide el crecimiento de las malezas, además, proporciona nutrientes a la planta y capta humedad. O bien, si el terreno es pedregoso conviene colocar en la base de la planta piedras que imposibiliten el crecimiento de las malezas.

2) Control de plagas.

En muchas ocasiones, a pesar de que en apariencia las plantas se encuentran en sitios con características adecuadas para su crecimiento, se presenta escaso crecimiento y un aspecto poco saludable de la plantación.

Una de las causas que pueden motivar este comportamiento es la presencia de plagas. Si este es el caso, su control debe de partir del diagnóstico preciso del tipo de plaga que está afectando a la planta y de acuerdo a esto se debe prescribir el tratamiento más adecuado.

Las plagas que más frecuentemente afectan a las plantas son:

Insectos defoliadores.

Existe una gran variedad de estos insectos y comprende desde individuos adultos hasta larvas de algunos insectos. Sin embargo, una de las plagas que más atacan a las plantaciones son las hormigas arrieras (*Atta* sp.), las cuales en poco tiempo

pueden provocar que la plantación se venga abajo. Si este es el caso, es muy conveniente mantener una supervisión continua y control de la población de hormigas. Esta se realiza detectando todas las bocas de hormiguero e introduciendo el insecticida específico para este tipo de plaga.

Nemátodos del suelo.

Es una plaga muy común y tiene efectos en el decrecimiento de las plantas, ya que ataca su sistema radicular. Esta plaga se detecta sacando una muestra del suelo que rodea el sistema radicular de la planta y estimando la cantidad de gusanos que tiene, cuando a simple vista se puede observar una buena cantidad de ellos es que la plaga se encuentra en niveles inadecuados. La forma de combatirla es por medio de sustancias químicas que se le agregan al suelo por riego.

Hongos.

Cuando las condiciones de la plantación tienen mucha humedad y poca luz es frecuente que se presenten hongos. Este problema se elimina con la aplicación, mediante aspersiones, de un fungicida. Aunque también es recomendable mejorar las condiciones de iluminación del sitio por medio del desrame de los árboles.

El tipo de producto que se utilice para el control de plagas debe ser determinado en cada caso particular. Se recomienda buscar la asesoría pertinente para diagnosticar la plaga, así como para prescribir su control.

3) Aplicación de insumos.

Otra causa que puede afectar el crecimiento y aspecto saludable de la planta es la falta de elementos nutritivos en el suelo. Lo más común es encontrarlo deficiente en nitrógeno y fósforo. La forma de diagnosticar el tipo de deficiencia es por medio del aspecto de la planta. Por ejemplo, si presenta amarillamiento en las hojas (clorosis) es síntoma de deficiencia en nitrógeno.

Si de antemano se sabe que el suelo tiene deficiencias es conveniente aplicar los insumos que lo reviertan y no esperar hasta que la planta muestre los síntomas, pues esto va en perjuicio del establecimiento y crecimiento adecuado de la planta. Muchas veces estas deficiencias se presentan tiempo después del trasplante, debido a que la planta ha tomado todos los elementos nutritivos del suelo y no está habiendo un buen reciclamiento. Cuando esto ocurre, es necesario proporcionarle los elementos nutritivos necesarios para su crecimiento, por medio de fertilizaciones periódicas. No se puede recomendar una dosis ni un producto en particular, ya que esto depende de las condiciones particulares de cada caso. Aunque por lo general se utilizan insumos que contengan nitrógeno y fósforo.

4) Riesgos auxiliares.

En muchos casos la humedad que reciben las plantas es deficiente, lo puede deberse a los siguientes factores: la preparación del terreno no es la adecuada; el trasplante no se realizó en el momento adecuado, o la reforestación se realizó en un año muy seco.

Cualquiera que sea el motivo, es conveniente realizar riegos auxiliares que permitan a la planta establecerse y evitar perder la plantación. Aunque en la mayoría de los casos el riego sale de las posibilidades, ya sea porque la disponibilidad de agua es crítica en el sitio, o porque el costo energético y económico sería muy grande. Este aspecto es una de las principales causas que evitan el éxito de la reforestación.

Cuando se cuenta con la posibilidad de riego, este debe hacerse cuidando eficientizar el uso del agua. Para esto se recomienda realizarlo a las horas de menor insolación, muy temprano o por la tarde, y buscando el método que cause el menor dispendio de agua. Si el terreno no es muy poroso, se puede distribuir el líquido por canales rústicos y en caso contrario, se tendrá que realizar con manguera o manualmente, utilizando cubetas o regaderas.

La necesidad de riego depende del grado de arraigo que se haya conseguido en las plantas y si éstas presentan una etapa de descanso vegetativo. Es decir, si las plantas que se utilizaron en la reforestación se trasplantaron en la época adecuada y además presentan una etapa en la que se encuentran desprovistas de hojas, el riego no es necesario.

Por el contrario, si hubo muy poco tiempo entre el trasplante y la finalización de la temporada de lluvias y/o las especies introducidas requieren de humedad continua y en el sitio se presenta una temporada seca muy marcada, sólo se podrá asegurar su sobrevivencia y establecimiento por medio del riego. Es aquí donde resaltan dos aspectos que se deben tomar con mucho cuidado; la elección de plantas y la época de trasplante.

5) *Poda*

Se recomienda en el caso de que se quiera dirigir el crecimiento de las especies hacia un fin productivo específico (ver el siguiente apartado Aprovechamiento de áreas reforestadas), o cuando se pretenda equilibrar el desarrollo de la parte aérea (tallo, ramas y hojas) con el desarrollo de la raíz.

Esta práctica además puede tener efectos benéficos en el crecimiento de las plantas. Se ha demostrado que una poda efectuada adecuadamente, puede promover un desarrollo vigoroso de las ramas y el follaje. La manera de efectuar la poda depende de los objetivos que se persigan, de tal forma que si se quiere plantas chaparras con buena producción de ramas y hojas, la poda debe efectuarse en las ramas que tengan un crecimiento más vertical. Si por el contrario, se quiere favorecer un crecimiento en el sentido vertical y con fustes rectos, la poda se debe realizar en las ramas laterales que puedan deformar dicho crecimiento.

La época de realizar la poda generalmente es en la etapa de descanso vegetativo de la planta, seleccionando aquellas ramas que interfieran en la forma de crecimiento deseado. No se debe exagerar la poda, además de tener cuidado en dejar siempre ramas que garanticen la adecuada actividad fotosintética de la planta en la

estación de crecimiento. Asimismo, no se recomienda podar cercano a la base del tronco principal de la planta, ya que esto puede repercutir negativamente en la sobrevivencia de la planta. Sobra decir que la poda se debe efectuar hasta que la planta ha crecido por lo menos 2m y presenta una constitución básicamente leñosa.

8 APROVECHAMIENTO DE ÁREAS REFORESTADAS

La finalidad de introducir plantas útiles en la reforestación de áreas deterioradas, es la de aprovechar las parcelas aún cuando se encuentren en proceso de recuperación.

A continuación hacemos algunas recomendaciones de aprovechamiento y manejo de las parcelas reforestadas.

De acuerdo a la disponibilidad temporal de hojas, flores y frutos a lo largo del año, las especies presentan diversas formas de aprovechamiento, dependiendo de la fase fenológica en que se encuentren. Así, en ocasiones servirán como forraje, otras proporcionarán frutos o flores de consumo humano, etcétera (8).

Para poder hacer un mejor aprovechamiento de las áreas reforestadas, se debe dejar que la plantación se establezca y que las plantas alcancen una talla que les permita soportar algún manejo sin el riesgo de afectar su sobrevivencia. Para llegar a esta etapa debe pasar algún tiempo, que dependerá de la velocidad de crecimiento de las plantas.

A continuación presentamos algunas recomendaciones de acuerdo a la orientación que se le quiera dar a la reforestación.

a) Área de pastoreo.

Esta posibilidad será más viable si se cuenta principalmente con plantas forrajes. Se recomienda introducir el ganado a estas zonas cuidando que el pastoreo se haga de tal forma, que no repercuta en la sobrevivencia de las plantas, aunque no es recomendable si el sistema de preparación del terreno que se utilizó contiene bordos y zanjas, pues los animales podrían destruir estas obras. En este caso lo adecuado es obtener manualmente el forraje por medio del desrame. Este método además tiene la ventaja de controlar la cantidad de forraje que se saca de la plantación, el cual no tiene que ser excesivo y debe de estar de acuerdo al desarrollo de la plantación, además de que se puede dirigir el crecimiento de las plantas al realizar la poda.

Es muy importante cuidar que la explotación forrajera que se haga de las parcelas reforestadas no exceda su capacidad de carga. Porque esto pondría en riesgo la permanencia de la plantación.

b) Áreas de recolección de leña

Cuando las plantas introducidas tengan una talla mayor a 2 m y buen desarrollo del fuste y de las ramas, se puede pensar en el desrame como una manera de conseguir leña. Esta práctica se puede combinar con la de pastoreo, permitiendo

que el ganado se alimente de las hojas que contengan las ramas derribadas. El derrame debe hacerse cuidando no dañar excesivamente a las plantas, de modo que sirva para guiar su crecimiento y estimular la producción de follaje. No debe cortarse el tronco principal desde muy abajo porque esto provocará que las plantas no produzcan follaje en buena cantidad y deforestará su crecimiento.

c) Áreas de recolección

Si la plantación cuenta con una buena cantidad de plantas que proporcionan frutos y hojas que son utilizados para la alimentación humana, estas áreas se pueden emplear para la recolección. Si la producción es alta, inclusive, se puede pensar su colocación en el mercado local.

d) Áreas reforestadas que se reabrirán a la agricultura.

Cuando éste sea el caso, sólo resta hacer una serie de recomendaciones que permitan que el área que se vuelve a incorporar a la agricultura dure más tiempo en producción.

Si el terreno se reforestó por hileras sobre una curva de nivel, no se deben eliminar en su totalidad, se recomienda dejar aquellas que se encuentren en los sitios más críticos (mayores pendientes) de tal forma, que funcionen como bordos que impiden la pérdida de suelo por erosión y que ayuden a ir terraceando el terreno.

Se debe controlar el crecimiento de las plantas que conforman las hileras por medio del desrame. El material surgido de esta práctica, se puede picar y esparcir en el área cultivable para que al descomponerse provea de nutrientes y materia orgánica al suelo, actuando como abono verde.

IV. Estudio de caso

Reforestación productiva con leguminosas nativas, en el ejido de Amapilca municipio de Alcozauca, Guerrero.

La experiencia que a continuación se reseña tuvo el propósito de generar un modelo de reforestación para recuperar los ambientes degradados por las prácticas productivas, basándose en la incorporación de especies nativas útiles. Para ello se realizaron diversos estudios para seleccionar a las especies más adecuadas y se llevó a la práctica la metodología generada.

Enseguida se presentan los estudios realizados y la forma en que se efectuó la reforestación, asimismo, se mencionan los resultados que hasta la fecha se desprenden de la evaluación de dicha experiencia.

1 ÁREA DE ESTUDIO

La zona de estudio se encuentra al noreste del estado de Guerrero dentro del municipio de Alcozauca, y forma parte de la región de la Montaña de Guerrero.

Una de las 21 comunidades del municipio es el ejido de Amapilca, el cual se localiza 4 km al norte de la cabecera municipal, entre los 17 28' 40" y los 17 30' 29" de latitud N y los 98 21' 00" y 98 23' 19" de longitud W. La topografía del ejido, al igual que la del resto de la región, es muy completa que van desde los 1250 a los 1880 msnm. El ejido presenta los climas A(C)wo, el más seco de los semicálidos, y el A(C)w, intermedio por su grado de humedad. En cuanto a la litología se presenta un panorama variado con calizas, gravas, rocas ígneas andasíticas, ígneas basálticas, dos tipos de conglomerado, brecha y toba volcánicas, y depósitos aluviales y coluviales (34).

En el ejido se presentan seis tipos de vegetación: bosque de pino-encino, bosque de sabinos, bosque de encinos, selva baja caducifolia, bosques espinoso y vegetación ribereña (43). El área en que se llevó a cabo este estudio se encuentra en la zona correspondiente a la selva baja caducifolia (44).

2 DÓNDE SE REFORESTÓ

Se reforestaron tres parcelas aproximadamente una hectárea, cada una con diferentes condiciones ambientales e historia de manejo (42).

La parcela en la Loma del Puerco (Loma), tiene dos laderas, de orientación NW y SE con pendientes de entre 12 y 21 respectivamente y una altitud de 1510 msnm. La parcela se utilizaba para cultivar maíz con sistema de barbecho largo. Cuando se reforestó tenía 20 años de no ser cultivada, utilizándose durante todo este tiempo como zona de pastoreo, dado que presentaba algunos elementos herbáceos y perennnes arbustivos (reclutados naturalmente) palatable para el ganado. La segunda se encuentra en el paraje conocido como Jolla de Limón (Jolla). Es una ladera con orientación NW-W con pendientes desde los 17 a los 21 y una altitud de 1370 msnm. También fue de cultivo de maíz pero de barbecho corto y tenía solamente un año de abandono.

Por último, la parcela localizada en el camino a la Laguna Seca (Ladera), presenta orientación SW-SE y pendientes de 26 a 30. Por la fuerte pendiente del lugar debió haber sido cultivada como Tlacolole (también conocido como roza-tumba-quema en otras zonas), sin embargo se trabajó como barbecho lo cual causó un grave problema de erosión que sólo permitió que se cultivara el año de su desmonte. En el momento de la reforestación llevaba dos años de abandono.

3 CON QUÉ ESPECIES SE REFORESTÓ

Con base en los estudios etnobotánicos realizados en el área de trabajo (45), se hizo una primera selección de 12 especies arbóreas y arbustivas, las cuales son consideradas en dicho estudio como útiles (Tabla IV.1).

En estas especies se estudiaron algunos aspectos de su biología y con base en ellos se seleccionaron las más adecuadas para ser la reforestación. Los estudios realizados fueron los siguientes: distribución y abundancia de las especies, fenología, germinación y crecimiento.

a) Distribución y abundancia de las especies

Este estudio permitió conocer la distribución y abundancia de las especies, así como sus preferencias ambientales. Se apoyó en los resultados del diagnóstico ecológico realizado con anterioridad en el área de estudio (43). Estas características físicas se combinan en 30 unidades ambientales (facetas), en las cuales se llevó a cabo el muestreo de las especies seleccionadas por medio de transectos de 50 x 10 m.

A continuación se presenta un resumen de las preferencias ambientales para cada especie.

Acacia cochliacanta, Acacia farnesiana y Acacia pennatula.

Se les encuentra en matorral espinoso, bosque espinoso y zonas de vegetación secundaria de selva baja caducifolia y bosque de encinos, en donde predominan climas cálidos (Aw) y semicálidos A(C) con altitudes que van de los 0 a 19000 msnm, en litologías de calizas, yesos lutitas y suelos de aluvión.

Lysiloma divaricata

Forma parte de la vegetación primaria de la selva baja caducifolia, encontrándose también en zonas de vegetación secundaria, donde predominan climas cálidos (Aw) y semicálidos (A(C)w), en altitudes que van de los 800-1900 m.s.n.m. Se les puede encontrar en litologías de toba y brecha volcánica, yesos, calizas y lutitas.

Lysiloma acapulcensis

Forma parte de la vegetación primaria de la selva baja caducifolia, encontrándose también en la zona de transición con el bosque de encinos. Se distribuye en zonas con clima cálido (Aw), semicálido (A(C)w) y semitemplado ((A)(C)w) en altitudes que van de los 800 a 2200 msnm; con litologías de toba y brecha volcánica, yesos, calizas y lutitas.

TABLA IV.1 USOS DE LAS ESPECIES ESTUDIADAS

Nombre científico	Nombre común	Usos	Tipo de crecimiento
<i>Acacia bilimekii</i>	Tehuiztle	F y L	Arbustivo
<i>Acacia cochliacantha</i>	Cubata prieta	F y L	
<i>Acacia farnesiana</i>	Hizache	F	
<i>Acacia pennatula</i>	Cubata blanca	F y L	
<i>Eysenhardtia polystachya</i>	Palo dulce	F y L	Arbóreo
<i>Fraxinus purpusii</i>	Zapotillo	L y F	
<i>Leucaena esculenta</i>	Guaje colorado	F y AH	
<i>Leucaena macrophylla</i>	Cuaje de caballo	F y AH	
<i>Lysiloma acapulcensis</i>	Tepeguaje	L y M	
<i>Lysiloma divaricata</i>	Tlahuitole	L	
<i>Pithecollobium dulce</i>	Huamuchil	F y AH	
<i>Prosopis juliflora</i>	Mezquite	F y L	

Donde: F= Forraje; L= Leña; M=Madera; y AH=Alimentación humana.

Eysenhardtia polystachya.

Se presenta en condiciones muy semejantes a *Lysiloma acapulcensis*, con la diferencia de ser más abundante en zonas semicálidas (A(C)w), además de presentarse en vegetación secundaria de selva baja caducifolia.

Prosopis juliflora

Se presentan en bosque espinoso, en la vega de los ríos o muy cercano a ellas, en climas cálidos (Aw) y altitudes que van de los 0 a 1300 msnm con suelos de aluvión; también forma parte de la selva baja caducifolia en climas semicálidos (A(C)w) y altitudes que van de los 1300-1600 msnm, en litologías de yesos, calizas y lutitas.

Leucaena esculenta

Es característica de la vegetación primaria de la selva baja caducifolia aunque también se le encuentra en la vegetación secundaria. Se localiza principalmente en climas cálidos (Aw) y semicálidos (A(C)w). Se distribuye en altitudes que van de los 0 a 1900 msnm, en litologías de calizas principalmente, yesos, lutitas, toba y brecha volcánica.

Leucaena macrophylla

Forma parte de la selva baja caducifolia, se encuentra en los climas cálidos (Aw), semicálidos (A(C)w) y semitemplados ((A)Cw), distribuyéndose en altitudes que van de los 1000 a 1900 con litologías de toba y brecha volcánica y yesos (8). En la Tabla IV.2 se presenta un resumen de las características antes mencionadas.

TABLA IV.2 DISTRIBUCIÓN DE LAS ESPECIES.

Especie	Distribución	Mesoclima	Tipo de vegetación
<i>A. pennatula</i> <i>L. acapulcensis</i>	AMPLIA	CALIDO SEMICALIDO SEMITEMPLADO	BTCBE
<i>A. bilimekii</i> <i>A. farnesiana</i> <i>A. cochliacantha</i> <i>L. divaricata</i> <i>L. esculenta</i>	INTERMEDIA	CALIDO Y SEMICALIDO	BTC
<i>E. polystachya</i> <i>L. macrophylla</i> <i>F. purpusii</i>		SEMICALIDO Y SEMITEMPLADO	BTC BE
<i>P. dulce</i> <i>P. juliflora</i>	RESTRINGIDA	CALIDO	BES

Donde: BTC= Bosque tropical caducifolio; BE= Bosque de encino; y BES=Bosque espinoso.

A partir del análisis de los muestreos en la zona de estudio, las especies se pueden dividir en grupos con distribución amplia, intermedia y restringida (Tabla IV.2). Si bien existen individuos de estas especies en un amplio rango de condiciones, por medio de análisis multivariados se pudieron detectar algunas preferencias.

b) Fenología.

Con la finalidad de conocer la disponibilidad de hojas, flores y frutos a lo largo del año, se hizo durante 2 años un seguimiento a 500 individuos de las especies en cuestión, en diferentes condiciones ambientales (8). Este estudio permitió conocer las épocas propicias para la obtención de las semillas necesarias para la reforestación, así como la disponibilidad de recursos para el consumo humano y del ganado (Tabla IV.3).

Por otra parte, este estudio también vierte elementos para el uso apícola potencial que presentan algunas de las especies (Tabla IV.4).

Los resultados del estudio fenológico muestran que una combinación apropiada de especies en las plantaciones permitiría obtener a lo largo del año diversos recursos, lo cual resulta muy atractivo en términos de la utilización futura de las parcelas reforestadas.

C) Germinación y crecimiento.

Estos estudios se realizaron en el vivero con el propósito de conocer la germinación y la velocidad de crecimiento de las especies. El estudio de crecimiento permitió conocer la talla adecuada de transplante, el manejo requerido en el vivero de acuerdo a su asignación de recursos (raíz-vástago) y la estrategia de crecimiento

El cruzamiento de la información generada por estas investigaciones permitió lo siguiente:

- Eliminar de la lista original aquellas especies que presentaban una distribución restringida como *Phitecoellobium dulce* y con limitantes de producción de germoplasma como *Acacia bilimekii* y *Fraxinus pupusii*.
- Planear la composición de las especies en los sitios a reforestar, de forma que las parcelas intercalaran elementos perennes y deciduos, que aportaran recursos de forma diferencial.
- Elegir la proporción de individuos de cada especie, basándose en los estudios de distribución y abundancia.
- Planear la disposición especial de las especies en las parcelas, de tal manera que no interfieran en sus formas de crecimiento, intercalando arbóreas y arbustivas.

La selección final de especies fue formada por: *Acacia cochiliacantha*, *Acacia farnesiana*, *Acacia pennatula*, *Eysenhardtia polystachya*, *Prosopios juliflora*, *Leucaena esculentna*, *Leucaena macrophylla*, *Lysiloma acapulcensis* y *Lysiloma divaricata*.

4 OBTENCIÓN Y MANEJO DEL GERMOPLASMA

a) Época de colecta

En este caso, los periodos de fructificación y maduración de los frutos se obtuvieron a partir de estudios fenológicos (88). En la Tabla IV.3 se presenta un resumen de los resultados en donde se muestra el periodo de producción de frutos, así como los meses en que se realizó la colecta.

b) Colecta de frutos

La colecta se realizó en todo el rango altitudinal en que las especies se distribuyen dentro de la comunidad. Las semillas se obtuvieron de más de 30 árboles en cada especie. Para esto, se seleccionaron árboles o arbustos con aspecto vigoroso, además se cuidó que conservaran una cierta proporción de frutos para alimentar el banco de semillas del medio natural.

La colecta para estas especies se realizó cuando se detectó el punto óptimo de maduración e las semillas, a partir de los cambios de coloración de las vainas y de supervisar el estado de madurez de las semillas con “pruebas de corte” (ver cómo hacer la colecta). La madurez completa de la de las semillas se obtuvo para el caso de los guajes (*Leucaena* spp.), cuando las vainas cambiaron de verde a rojizo, siendo este menos intenso para el guaje de caballo (*Leucaena marophylla*).

En el tepeguaje (*Lysiloma acapulcensis*) la vaina cambia de verde a rojo y finalmente a café oscuro, además, al secarse la capa café se desprende del fruto. En cuanto al tlahuitole (*Lysiloma divaricata*) la coloración cambia de verde a café.

Para las cubatas y el hizache (*Acacia* spp.) los frutos cambian de verde a café oscuro, aunado a que las paredes del fruto se hacen duras. En el caso del palo dulce (*Eysenhardtia polystachya*) las semillas cambian su color de verde a café claro. En el guamuchil (*Pythecoellobium dulce*) el fruto cambia de verde a rojizo y se expone el endocarpo del fruto.

Los frutos se obtuvieron directamente de los árboles cuando aún no caían. En el caso de árboles muy altos como tepeguaje y tlahuitole (*Lysiloma* spp.), guaje colorado y de caballo (*leucaena* spp.) y guamuchil (*Pythecoellobium dulce*) los frutos se obtuvieron trepando al árbol, o bien con el auxilio de garrochas o escaleras. Los frutos se depositaron en costales para su transporte al vivero.

Para las especies con frutos muy pequeños y frágiles, como lo fue el caso del palo dulce (*Eysenhardtia polystachya*), la colecta se realizó tomando con la mano semicerrada la rama la rama que presentaba los frutos, recorriéndola suavemente para desprenderlos. Como los frutos son muy pequeños, su transporte al vivero se realizó en bolsas de papel (Figura IV.1).

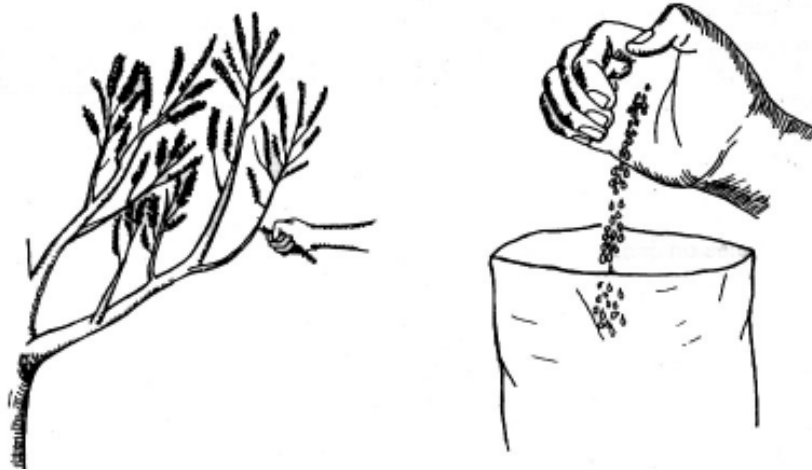


Fig. IV.1 Colecta de semillas de *Eysenhardtia polystachya* (Palo dulce).

c) Obtención y limpieza de semillas.

Todos los frutos obtenidos en esta experiencia pertenecen a especies que se ubican dentro de la familia de las leguminosas, por lo cual las semillas se obtuvieron de vaina. No obstante, los frutos de las diferentes especies presentaron variaciones en el número de capas y tipo de dehiscencia. Con base en dichas características se agruparon de acuerdo a sus requerimientos para la obtención de semillas.

El primer grupo se formó con las especies de vaina dura e indehiscente como *Acacia cochliacantha* y *Acacia pennatula*.

La obtención de semillas se realizó probando dos métodos:

- Se golpeaba con un martillo cada fruto en su zona lateral, hasta que se

rompía y liberaba las semillas. Es un método lento pero tiene la ventaja de poder obtener y limpiar las semillas simultáneamente, además es muy recomendable cuando la colecta no es muy abundante (Figura IV.2). La selección de semillas se hizo desechando aquellas que estaban pequeñas, deformes, con orificios, o con coloraciones diferentes a las normales (más oscuras o más claras).

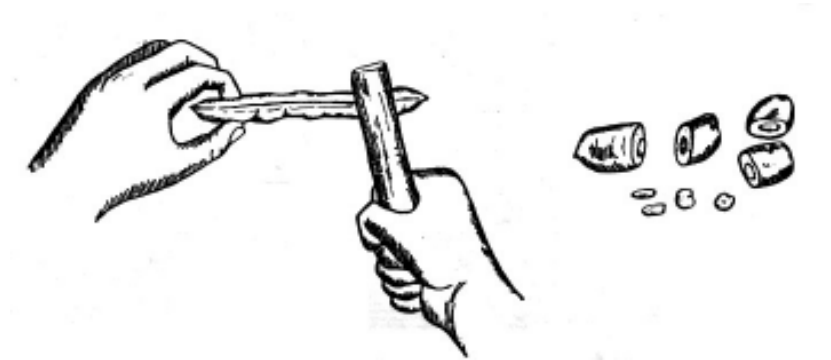


Fig. IV.2 Extracción de las semillas del fruto para Acacia pennatula (Cubata blanca).

- La segunda opción consistió en poner aproximadamente 20 frutos en un costal y golpearlos varias veces con un martillo hasta romper completamente las vainas; es un método en el que se debe tener cuidado en no causar fracturas en la tasa de las semillas (Figura IV.3).

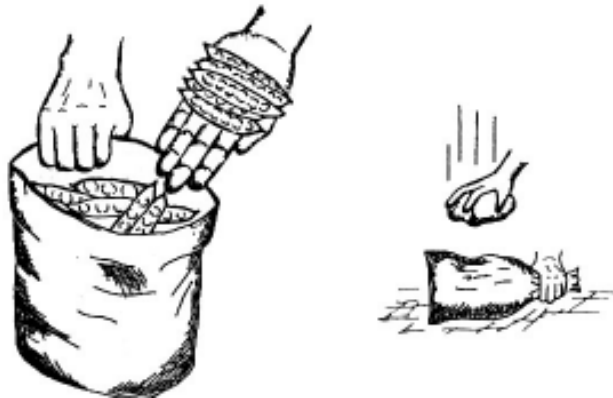


Fig. IV.3 Extracción de semillas del fruto.

La selección y limpieza de las semillas se hizo probando dos alternativas:

- Vaciando el contenido del costal sobre una mesa eligiendo las semillas una por una, cuidando las recomendaciones antes señaladas. En este caso la limpieza es tediosa y no muy recomendable cuando la colecta es abundante y/o la mano de obra escasa (Figura IV.4).

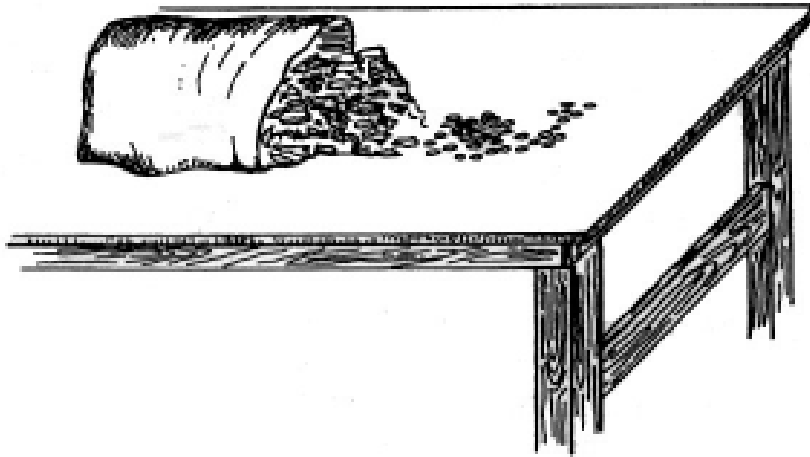


Fig. IV.4 Limpieza y selección de semillas (*Acacia pennatula* o *A. Cochliacantha*).

- Vaciando el contenido del costal en una superficie plana y retirando la basura más grande, la más pequeña junto con las semillas se pone en cubetas con agua y se agita vigorosamente. Por flotación emerge la basura y las semillas vanas, que se retiran con un colador. Este proceso se repitió varias veces en forma rápida, porque después de un tiempo la basura se satura y se sumerge (Figura IV.5). Posteriormente las semillas se escurrieron y se pusieron a secar al aire libre, a la sombra y bien extendidas sobre pliegos de papel estraza o periódico durante 14 ó 15 días, cambiándolo diariamente. Una vez secas las semillas se seleccionaron, eliminando basura y semillas indeseables. Este método es recomendable cuando la cantidad de frutos es abundante y la disponibilidad de mano de obra escasa (Figura IV.6).

El segundo grupo se formó con las especies de vaina dehiscente como: guaje colorado (*Leucaena esculenta*), guaje de caballo (*L. macrophylla*), tepeguaje (*Lysiloma acapulcensis*) y tlahuitle (*L. divaricata*).



Fig. IV.5 Limpieza de semillas por el método de flotación.

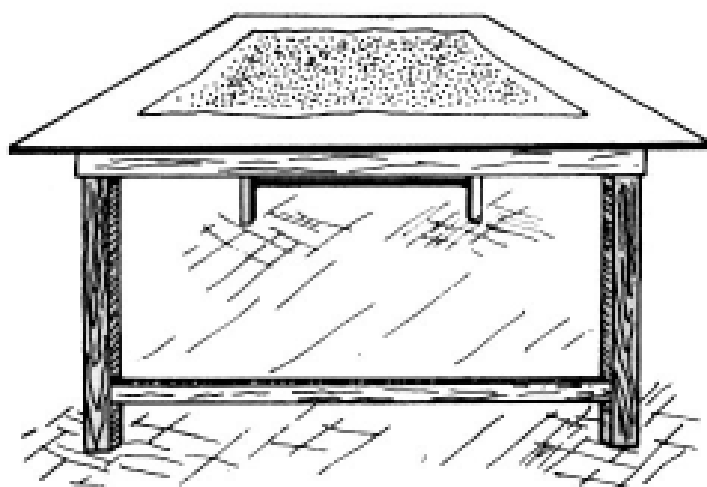


Fig. IV.5. Secado de las semillas.

Las vainas colectadas se pusieron en un costal que fue golpeado varias veces, contra el suelo o con un tronco robusto, hasta que se comprobó que habían abierto y liberado completamente las semillas. Estas por gravedad se depositaron en el fondo del costal, las vainas vacías que quedaron en la parte superior fueron retiradas. Las semillas junto con la tierra y basura pequeña se pasaron a un tamiz o colador de abertura menor al tamaño de las semillas, pero que permitiera la salida de la tierra y basura restante. Ya en el tamiz, se agitó y se sopló varias veces simultáneamente sobre las semillas o se expusieron a un venteado, tratando de quitar la mayor cantidad de basura. Finalmente, se apartaron las semillas eliminando las perforadas, deformes, corrugadas y negruzcas (Figura IV.7).

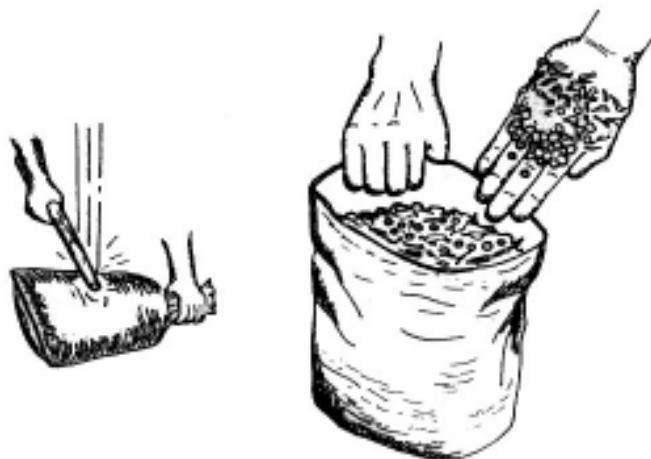


Fig. IV.7 Extracción de semillas con vaina dehiscente (*Lysilomas* spp., *Leucenas* spp.)

Este método es muy recomendable para obtener las semillas de tlahuitole, pues las vainas liberan rápidamente las semillas; también es adecuado para las especies retasntes pero con la siguiente variación: al golpear el costal, debe hacerse más vigorosamente y por un tiempo más prolongado.

Para el caso del tepeguaje, debido a que la vaina es más fibrosa y grande, el costal se golpeó con un tronco grueso repetidas veces, además se revisó constantemente en qué momento las vainas ya estaban vacías. Esta opción se realizó cuidando no lesionar las semillas. Finalmente, la selección y limpieza de semillas se hizo de la manera ya referida. Otra opción es obtener las semillas abriendo vaina por vaina por su línea de dehiscencia, siempre y cuando los frutos estén perfectamente maduros y secos, pues de lo contrario la obtención se dificulta; o bien, usando tijeras de colecta, las que son de gran utilidad, para hacer cortes por línea de dehiscencia, lo que facilita la apertura del fruto y con esto la liberación de las semillas. Este último método se utilizó cuando la colecta era escasa y se contaba con mano de obra (Figura IV.8).

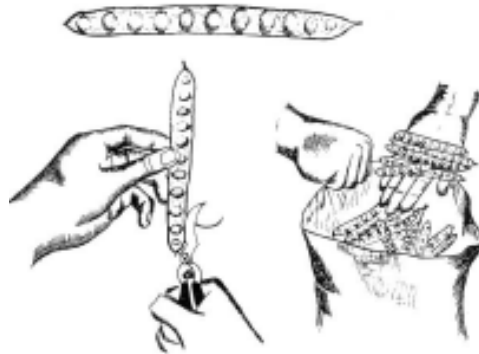


Fig. IV.8 Obtención de semillas de *Lysiloma acapulcensis* (Tepeguaje).

Para el hizache (*Acacia farnesiana*) la extracción de las semillas se hizo presionando la vaina fuertemente con los dedos por las líneas de dehiscencia. Otra opción para facilitar esta actividad es auxiliarse con tijeras de colecta, de la manera descrita anteriormente (Figura IV.9).



Fig. IV.9 Extracción de semillas de *Acacia farnesiana* (Hizache).

Figura IV.10 Estructura del fruto y obtención de semillas para *Pithecoellobium dulce* (Huamuchil).

En el caso del guamuchil (*Pithecoellobium dulce*), se removió la cubierta carnosa que rodea a la semilla (arilo) y después las semillas se limpiaron y eligieron cuidadosamente (Figura IV.10).

La obtención de semillas en el mezquital (*Prosopis juliflora*) se realizó de la siguiente manera. Con tijeras de colecta o manualmente se quitó la cubierta coriácea más externa del fruto (epicarpo), para dejar con una segunda cubierta pulposa y pegajosa (mesocarpo) (Figura IV.11), los frutos en este estado se metieron a una cubeta con agua y se dejaron remojando, restregándolos entre sí vigorosamente para quitar la pulpa.

Esto se hizo repetidas veces, cambiando el agua constantemente hasta que la cubierta pulposa se eliminó por completo, posteriormente, se observó una capa más (endocarpo) que es la que envuelve a cada una de las semillas (Figura IV.12).

En este estado se pusieron a secar a temperatura ambiente y a la sombra. Una vez secas, se abrió la capa por un extremo utilizando tijeras o pinzas (por las líneas definidas para cada semilla), obteniendo así las semillas y seleccionado únicamente las sanas (Figura IV.13).

En el palo dulce (*Eysenhardtia polystachya*) la obtención de semillas fue muy meticulosa y requirió de mucho cuidado debido a que tanto la vaina como las semillas son muy pequeñas y delicadas. Para estas especies es importante mencionar que por cada vaina se obtiene una semilla. La extracción se hizo tomando cada vaina y con la punta de una aguja fina y larga (aguja de disección) se presionó en la parte más estrecha. La punta de la aguja se insertó en esta zona y se empujó hacia arriba para que la semilla salga de la vaina. En este proceso hay que tener cuidado de no lesionar la semilla, ya que si la aguja se inserta sobre ésta puede romperse. La selección de las semillas saludables se realizó cuidando las recomendaciones ya mencionadas. También se eliminaron las que se lesionaron en el proceso de extracción (Figura IV.14).

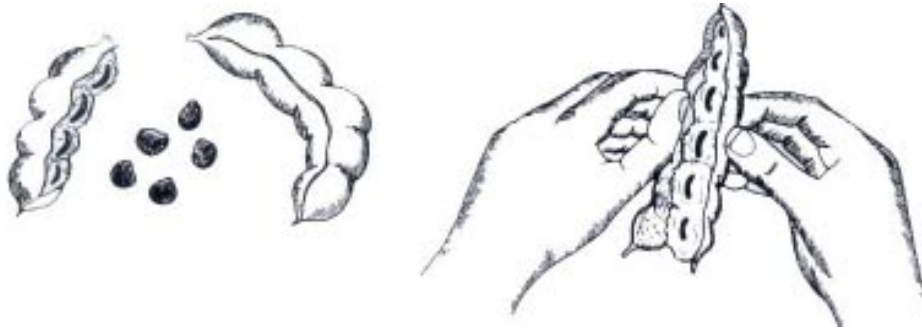


Fig. IV.101 Estructura del fruto y obtención de semillas para *Pithecoellobium dulce* (Huamuchil).



Fig. IV.11 Capas que conforman el fruto de *Prosopis juliflora* (Mezquite).

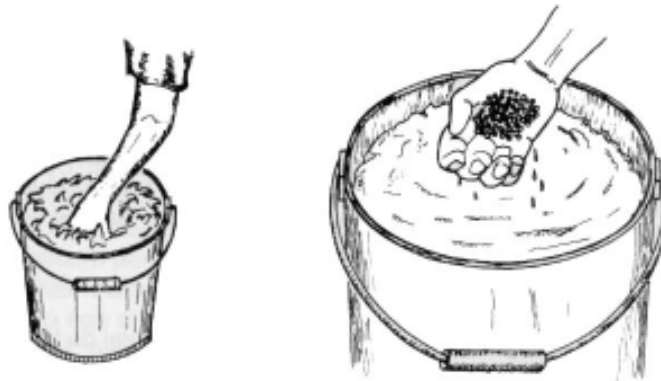


Fig. IV.12 Remoción de la pulpa que cubre las semillas de *Prosopis juliflora* (Mezquite).

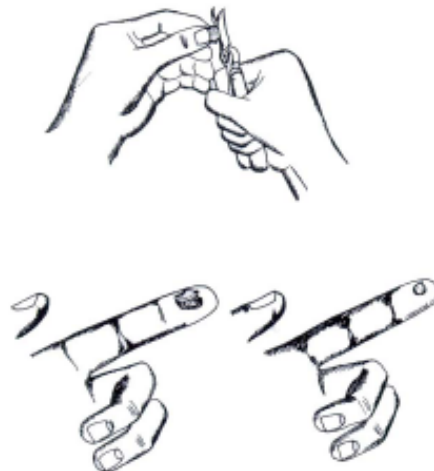


Fig. IV.13 Extracción de semillas de *Prosopis juliflora* (Mezquite).

d) Almacenamiento de semillas.

Con la finalidad de formar un banco de semillas temporal de las especies en cuestión, que nos permitiera abastecer adecuadamente la demanda de los programas de reforestación, se hicieron una serie de experimentos con las semillas en el vivero. Los experimentos con las semillas en el vivero. Los experimentos se diseñaron de acuerdo con la infraestructura con que contaba el vivero de Amapilca. Aunque las limitantes de infraestructura no permitieron seguir al pie de la letra las recomendaciones para el almacenamiento de las semillas, se adecuaron a técnicas más sencillas cuidando los aspectos básicos para su almacenamiento y germinación, con lo que se mantuvo su viabilidad por algunos años. Este tipo de manejo fue posible debido a que las semillas de las especies seleccionadas son ortodoxas, con testa dura; característica importante que distingue a la mayoría de las especies que pertenecen a la familia de las leguminosas.

Con estos antecedentes, las semillas perfectamente limpias y seleccionadas, se secaron a temperatura ambiente a la sombra durante 10 a 15 días, para el caso de las acacias, y durante 6 a 8 días las especies restantes, cambiando diariamente el papel donde estaban esparcidas las semillas.

Una vez que las semillas se secaron, fueron colocadas en frascos de plástico oscuro perfectamente secos y con tapa hermética. Estos se llenaron con semillas hasta el tope y se taparon. Posteriormente, cada uno de ellos se etiquetó con el nombre de la especie, datos de lugar y fecha de colecta (mes y año), para finalmente almacenarlas en la bodega del vivero a una temperatura aproximada de 18-20°C en oscuridad.

Un aspecto importante que se detectó, y que se tiene que manejar con precaución para las semillas de las especies de *Acacia*, fue la presencia de plagas de insectos. Durante los estudios fenológicos realizados (8) y los recorridos para la colecta de frutos, se observó que las semillas son infectadas antes de la maduración del fruto. También se encontró que mientras mayor era la permanencia del fruto en los árboles, mayor era la incidencia de plagas. Debido a esto, al revisar las semillas se encontraban restos de insectos, porque ya estaban infectadas al ser almacenadas, de forma que los parásitos, al cumplir su ciclo de vida en el interior de las semillas, salían e intentaban iniciar otro ciclo en las sanas, pero al encontrarlas secas y con bajos contenidos de humedad, su ciclo de vida se interrumpía y morían, pues las condiciones ya no eran propicias para la infección de otras semillas. Por esto fue muy recomendable el secado de las semillas y su revisión periódica, pues permitió eliminar las semillas dañadas y los insectos muertos.

Otros aspectos que el secado de las semillas nos permitió lograr la conservación de la viabilidad de las semillas bajo estas condiciones de almacenamiento. Aunque la longevidad no se mantuvo de igual forma en las semillas de todas las especies, sí nos permitió tener un banco de semillas temporal, que aseguró la producción eficiente de las plantas necesarias para reforestar por varios años. A

continuación presentamos un resumen de los tiempos de viabilidad de semillas en estas condiciones de almacenamiento (48) (Tabla IV.5).

El conocimiento de la longevidad de las semillas bajo estas condiciones, permitió planear la colecta en aquellas especies que presentaban decrementos en la capacidad de germinación al año de almacenamiento (48).



Fig. IV. 14 Extracción de semillas de *Eysenhardtia polystachya* (Palo dulce).

5 TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS

Como ya dijimos la latencia en las semillas ortodoxas es común y es necesario romperla para favorecer la germinación. Para las semillas de las especies propagadas en este estudio partimos de la generalidad de conocer la presencia de latencia innata o primaria, dada por la presencia de una testa dura e impermeable que envuelve al embrión, y que evita que la germinación ocurra, o que sea muy lenta y esporádica (fenómeno muy común para las semillas de diversas especies de leguminosas). Es usual romper este tipo de latencia por medio de tratamientos como el de calor húmedo o seco, o con tratamientos químicos o físicos que ocasionen algún daño en la testa, favoreciendo así la entrada de agua a la semilla.

Los tratamientos aplicados a las semillas de estas especies fueron choque térmico (escarificación con calor húmedo) y escarificación mecánica. Ambos son fáciles de aplicar en condiciones rústicas, son baratos y no requieren mucha infraestructura.

Con la finalidad de comprobar el efecto de los tratamientos de escarificación sobre la germinación de las semillas, se contó con un lote testigo (semillas sin tratamiento pregerminativo), con el mismo número de semillas (48). En la siguiente tabla se resumen los tratamientos aplicados a cada una de las especies seleccionadas (Tabla IV.6)

6 EVALUACIÓN DE LA CALIDAD DEL LOTE DE SEMILLAS

Precio a la siembra de las semillas se construyó un almácigo temporal con tierra de río. El almácigo con tierra cernida y limpia se dividió en compartimientos con el

TABLA IV.5 VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS A TRAVÉS DEL TIEMPO DE ALMACENAMIENTO

	Capacidad de germinación					
	3 meses	1 año	2 años	3 años	4 años	5 años
<i>Acacia cochliacantha</i>	75.6%	73.35	76.0%	94.5%	77.8%	77.8%
<i>Acacia farnesiana</i>		98.9%	87.9%	95.6%		
<i>Acacia pennatula</i>	80.0%	70.0%	75.6%			60.0%
<i>Eysenhardtia polystachia</i>		98.5%	55.5%	33.3%		
<i>Leucaena esculenta</i>	98.9%	55.6%	51.1%			
<i>Leucaena macrophylla</i>	78.7%			22.2%	20.0%	8.9%
<i>Lysiloma acaulcense</i>	95.5%	73.2%				
<i>Lysiloma divaricata</i>	91.1%	71.1%	62.2%	38.9%	38.9%	5.6%
<i>Phitecoelobium dulce</i>	98.9%	63.3%	33.3%			
<i>Prosopis juliflora</i>	100%	71.1%	33.3%			

auxilio de bandas largas de micas. Ya construidas las separaciones la tierra se humedeció a su capacidad de campo (Figura IV.17).

Posteriormente las semillas que fueron expuestas a los tratamientos pregerminativos se sembraron en cada compartimento del almácigo.

La siembra se realizó el mismo día en toda las especies. Las semillas se colocaron superficialmente en el almácigo y posteriormente se cubrieron con tierra (aproximadamente 0.5 cm de espesor)

Si la disponibilidad de mano de obra no es suficiente para realizar la siembra en el mismo día, es recomendable, para asegurar uniformidad en la toma de datos, que por lo menos se siembre por día una especie con todos sus tratamientos.

Todos estos tratamientos también se aplicaron a semillas con diferentes tiempos de almacenamiento, probando tiempos desde 3 meses hasta 5 años (48).

El almácigo se regó y revisó diariamente para determinar el inicio de la germinación de las semillas. Por especie, se anotó la fecha del inicio de la germinación de las semillas. Por especie, se anotó la fecha del inicio de la germinación y el número de semillas que germinaron diariamente. Con estos datos se obtuvo el tiempo de latencia (TL); el tiempo necesario para obtener la capacidad máxima de germinación (TCG); la capacidad, velocidad y sincronía de la

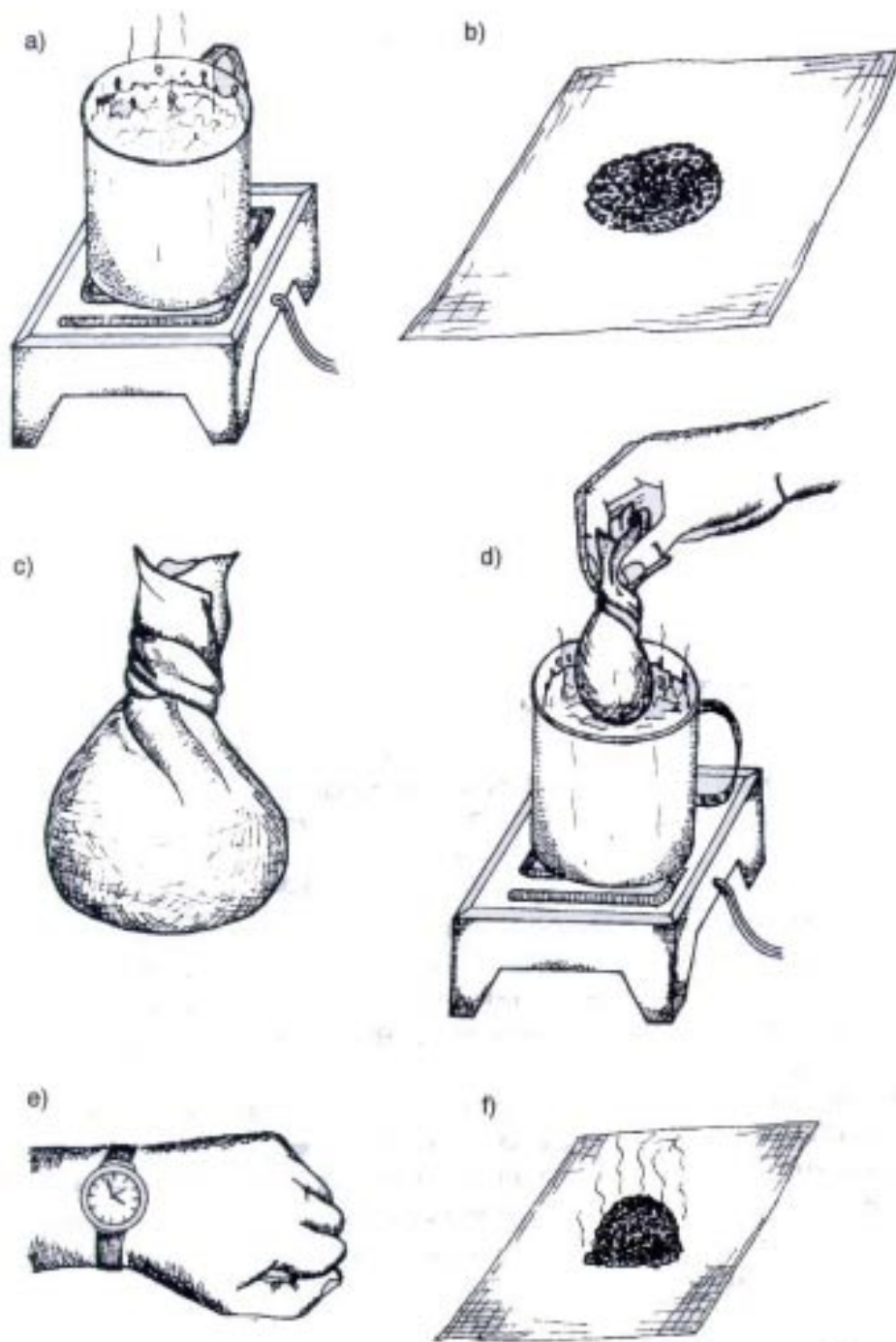


Fig. IV. 15 Proceso de escarificación térmica de las semillas (calor húmedo).

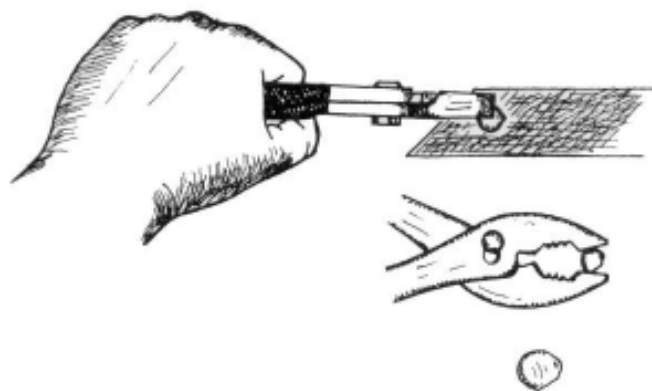


Fig. IV. 16 Escarificación mecánica.

germinación de las semillas. Estos índices nos permitieron elegir el mejor tratamiento para propagar las plantas.

En la Tabla IV.7 se ejemplifica numéricamente la toma de datos y aplicación de algunos de estos índices para una de las especies trabajadas.

Con la finalidad de hacer más sencilla la obtención y procesamiento de los datos, se decidió eliminar los coeficientes para calcular la velocidad y uniformidad de germinación, pues su cálculo es complicado, no obstante, se explica como pueden inferirse estos índices a partir de los valores gráficos del tiempo de latencia, tiempo necesario para alcanzar el máximo porcentaje de germinación diario y acumulado. La explicación detallada de todos los índices involucrados en el análisis de resultados de las especies utilizadas en esta experiencia, se detalla en el trabajo de Cervantes, *et al* (48).

a) Manejo de datos.

1) Obtención del tiempo de latencia (TL) por tratamiento

Contar el número de días necesario para que se presente la primera semilla germinada, para cada tratamiento, considerando desde el día en que se realizó la siembra (Tabla IV.7). A continuación se muestra el TL para cada tratamiento.

Testigo	12 días
Choque térmico 1 min	10 días
Choque térmico 3 min	10 días
Choque térmico 5 min	11 días
Choque térmico 10 min	11 días
Escarificación mecánica	7 días

TABLA IV. 6 TRATAMIENTOS DE ESCARIFICACIÓN APLICADOS.

	Tratamientos					
	Testigo	1 min	3 min	5 min	10 min	Mecanica
<i>Acacia cochliacantha</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Acacia farnesiana</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Acacia pennatula</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Eysenhardtia polystachia</i>	X	X	X	X	X	
<i>Leucaena esculenta</i>	X	X				
<i>Leucaena macrophylla</i>	X	X				
<i>Lysiloma acaulcense</i>	X	X				
<i>Lysiloma divaricatha</i>	X	X				
<i>Phitecoelobium dulce</i>	X	X				
<i>Prosopis juliflora</i>	X	X				

De estos resultados se infiere que el tratamiento más efectivo para romper la latencia de las semillas es la escarificación mecánica, pues es en éste donde se obtiene el menor tiempo para que la germinación se presente (Gráfica IV.1).

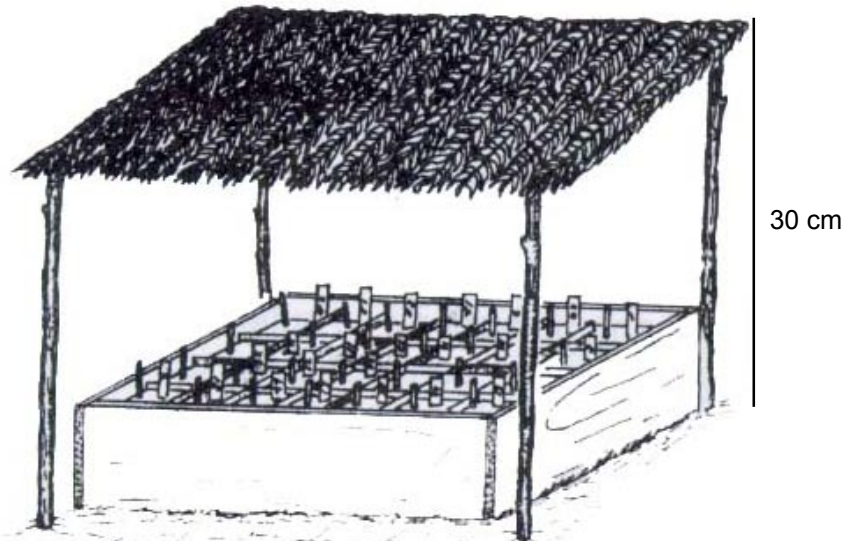


Fig. IV.17 Almacigo con división para los distintos tratamientos de escarificación.

TABLA IV. 7 EJEMPLO DE FICHAS PARA TOMA DE DATOS.

ESPECIES : Acacia farnesiana (Huizache).

No. DE SEMILLAS POR TRATAMIENTO = 90

TRATAMIENTOS:

A= TESTIGO

B= EBULLICIÓN DE 1 MINUTO

C= EBULLICIÓN DE 3 MINUTOS

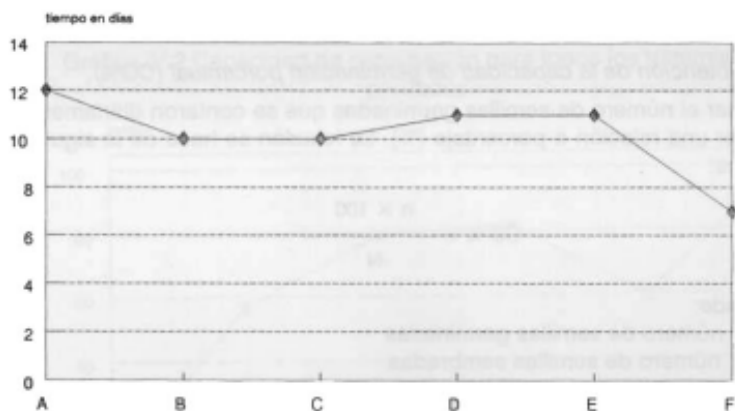
D= EBULLICIÓN DE 5 MINUTOS

E= EBULLICIÓN DE 10 MINUTOS

F= ESCARIFICACIÓN MECÁNICA

		# de semillas germinadas					
Fecha	Tiempo	A	B	C	D	E	F
23-II-89	1						
24	2						
25	3						
26	4						
27	5						
28	6						
1-III-89	7						2
2	8						
3	9						1
4	10		3	1			25
5	11		4	8	13	5	26
6	12	1	7	15	9	7	26
7	13		9	23	22	16	2
8	14		2	7	5	5	1
9	15		1	1	4	1	2
10	16	1	3		2	2	1
11	17		1		1		1
22	18		3	3	3	2	
13	19		2	1			1
14	20		4	1	2	1	1
15	21		3	1	7	8	
16	22		1	1	1	2	
17	23		2	2	1	1	
18	24	1	4	2	1	2	
19	25		1	3	1	1	
20	26			1	1	1	
21	27			1			
22	28						
23	30				1		
24	31						
25	32						
26	33						
27	34						
28	35						
29	36	1					
30	37		1				
1-IV-89	38	1					
2	39						
3	40						
TOTAL		6	51	71	74	54	89

GRÁFICA IV.1 TIEMPO DE LATENCIA PARA TODOS LOS TRATAMIENTOS PROBADOS.



Donde: A = Testigo; B = 1 min ebullición; C = 3 min ebullición; D = 5 min ebullición; E = 10 min ebullición ; y F = Mecánica.

2) *Tiempo necesario para obtener el máximo número de semillas germinadas (TCG).*

Contar el número de días necesario para obtener el mayor número de semillas germinada, por tratamiento, considerando desde el día de siembra (Tabla IV.7). Los resultados del TCG para todos los tratamientos se muestran a continuación.

Testigo	40 días
Choque térmico 1 min	37 días
Choque térmico 3 min	27 días
Choque térmico 5 min	30 días
Choque térmico 10 min	26 días
Escarificación mecánica	20 días

El tratamiento en donde se obtiene el mayor número de semilla germinadas con menor requerimiento de tiempo es nuevamente la escarificación mecánica.

3) *Obtención de la capacidad de germinación porcentual (CG%).*

Sumar el número de semillas germinadas que se contaron diariamente y hacer una relación a porcentaje (%). La relación se hace de la siguiente forma:

$$CG\% = \frac{n \times 100}{N}$$

Donde:
 n = número de semillas germinadas
 N = número de semillas sembradas

Sustituyendo en la formula se tiene:
Tratamiento A (testigo). (Tabla IV.7).

$$CG\% = \frac{6 \times 100}{90 \text{ semillas}} = \frac{600}{90} = 6.666\%$$

Tratamiento F (escarificación mecánica)

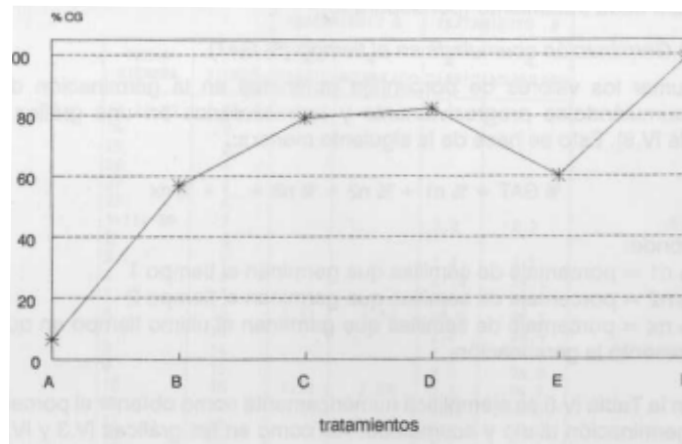
$$CG\% = \frac{89 \times 100}{90 \text{ semillas}} = \frac{8900}{90} = 98.888\%$$

La capacidad de germinación para cada tratamiento se muestra a continuación:

Testigo	6.66 %
Choque térmico 1 min	56.66 %
Choque térmico 3 min	78.88 %
Choque térmico 5 min	82.22 %
Choque térmico 10 min	60.00 %
Escarificación mecánica	98.88 %

Estos resultados muestran que la CG% más alta se obtienen con el tratamiento de escarificación mecánica (Gráfica IV.2).

GRÁFICA IV.2 CAPACIDAD DE GERMINACIÓN PARA TODOS LOS TRATAMIENTOS PRBADOS.



Donde: A = Testigo; B = 1 min ebullición; C = 3 min ebullición; D = 5 min ebullición; E = 10 min ebullición; y F = Mecánica

4) Porcentaje de germinación diaria en el tiempo

Obtener el porcentaje de semillas que germinan diariamente, por tratamiento, y representarlo en una gráfica (Tabla IV.8). La relación a porcentaje se hace de la siguiente manera:

$$\% \text{ Diario} = \frac{n_i \times 100}{90}$$

Donde:

n_i = número de semillas que germinan el día 1, 2, 3, etcétera.

Por ejemplo para el día 10 del tratamiento F (escarificación mecánica) el porcentaje diario se obtiene de la siguiente manera:

$$\% \text{ Diario} = \frac{n_{10} \times 100}{90} = \frac{25 \times 100}{90} = \frac{25000}{90} = 27.77\%$$

Esto se hace para cada día en que se encuentren semillas germinadas, para cada tratamiento (por separado).

5) Germinación acumulada en el tiempo (% GAT)

Sumar los valores de porcentaje obtenidos en la germinación diaria, acumulándolos progresivamente y representarlos en una gráfica (Tabla IV.8). Esto se hace de la siguiente manera:

$$\% \text{GAT} = \% n_1 + \% n_2 + \% n_3 + \dots + \% n_x$$

Donde:

$\% n_1$ = porcentaje de semillas que germinan el tiempo 1

$\% n_2$ = porcentaje de semillas que germinan el tiempo 2

$\% n_x$ = porcentaje de semillas que germinan el último tiempo en que se presentó la germinación.

En la Tabla IV.8 se ejemplifica numéricamente como obtener el porcentaje de germinación diario y acumulado. Así como en las gráficas IV.3 y IV.4 se muestra su representación gráfica para los tratamientos testigo y escarificación mecánica.

Si se mira con detenimiento la Gráfica IV.1 podemos inferir que todos los tratamientos pregerminativos tienen efecto en el rompimiento de la latencia de las semillas, ya que todos ellos mostraron valores de TL menores al tratamiento que obtuvo los valores de TL menores se presentaron con la escarificación mecánica. Asimismo, los valores mostrados en el TCG permiten observar que este trata-

miento también mostró el menor tiempo necesario para obtener el máximo número de semillas germinadas. Aunado a estas tendencias en la Gráfica IV.2 se observa que todos los tratamientos de escarificación logran incrementar la CG, pues todos los porcentajes son mayores a los obtenidos con el testigo. No obstante esto, por una parte se tiene que el 100% de germinación se obtiene con la escarificación mecánica y el valor más bajo lo presenta el tratamiento de ebullición de 10 min, lo cual sugiere que éste daña la capacidad de germinar de las semillas. Lo que se refuerza al observar el valor obtenido para el TL en este mismo tratamiento (Gráfica IV.1).

Para inferir el tratamiento donde la velocidad y homogeneidad de germinación fue más satisfactorio es importante observar las Gráficas IV. 5ª y IV.5n. En ambas se compararon los tratamientos de escarificación mecánica, térmica de un minuto y el testigo. Para el porcentaje de germinación diario (Gráfica IV.5ª) se tiene que el pico máximo de germinación se presenta con la escarificación mecánica (día 10 al 12) en un tiempo más corto que el tratamiento térmico. Por otra parte este mismo tratamiento se puede observar varios picos de germinación (día 14 al 26), lo que nos está indicando que la germinación se está presentando más heterogénea y requiere más días para presentarse.

Sobra decir que el testigo es tratamiento que presente los valores de germinación diaria más bajos. Si se observa la Gráfica IV.5b para los mismos días mencionados tenemos fuertes diferencias en las tendencias, encontrando que la mayor germinación, y que requirió menos tiempo, se presenta en el tratamiento mecánico (100%), en tanto que en el térmico sólo se obtiene poco más del 50% en un tiempo de 36 días. Las tendencias que se observan nos permite inferir que la germinación más rápida y homogénea se tiene en el tratamiento de escarificación mecánica.

En la Tabla IV.9 se presenta un resumen que indica las particularidades de las semillas de cada una de las especies trabajadas. Asimismo, se señala el tratamiento con el que se obtiene el mayor número de semillas germinadas en el menor tiempo y el tiempo de viabilidad de las semillas bajo estas condiciones de almacenamiento (48).

7 PROPAGACIÓN DE LAS ESPECIES EN EL VIVERO

El método de cultivo utilizado en esta experiencia fue el de envases de crecimiento (bolsas negras de polietileno): Por ello fue necesario la construcción de varias plantabandas en el vivero, utilizando el material biológico disponible en la región (ver *Construcción de platabandas* en el *Anexo 1*). Como la durabilidad de estos materiales es escaso, su construcción se llevó a cabo conforme se fueron necesitando.

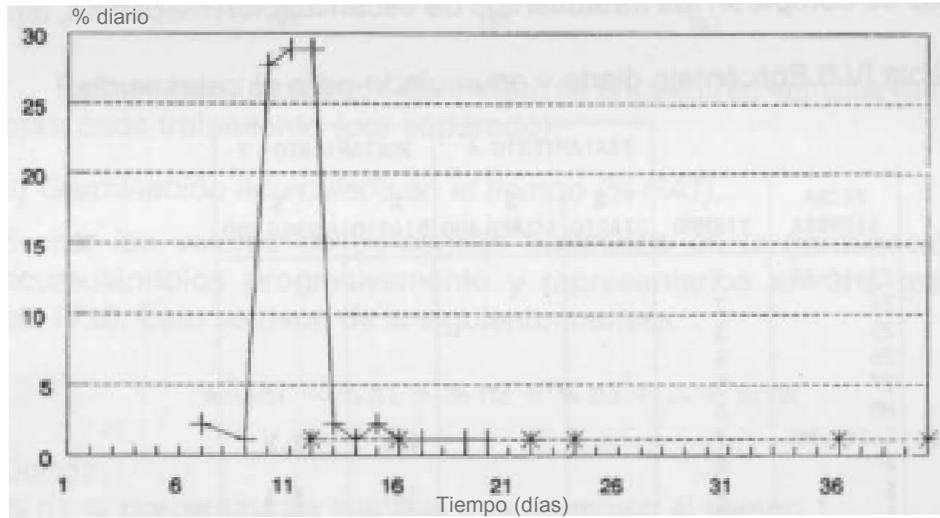
Las dimensiones de las bolsas fueron de 25 cm de alto x 15 cm de diámetro. Para asegurar el drenaje se perforaron manualmente en la base y paredes laterales. Ya realizado esto se procedió a llenar los envases con la tierra acarreada.

TABLA IV.8 PORCENTAJE DIARIO Y ACUMULADO PARA EL TRATAMIENTO

Fecha Siembra	Tiempo	Tratamiento A		Tratamiento F	
		% Diario	% Acumulado	% Diario	% Acumulado
23-II-89	1				
24	2				
25	3				
26	4				
27	5				
28	6				
1-III-89	7			2.2	2.2
2	8				
3	9			1.1	3.3
4	10			27.8	31.1
5	11			28.9	59.4
6	12	1.11	1.11	28.9	88.3
7	13			2.2	90.5
8	14			1.1	91.6
9	15			2.2	93.8
10	16	1.11	2.22	1.1	94.9
11	17			1.1	96.0
22	18				
13	19			1.1	97.1
14	20			1.1	98.2
15	21				
16	22	1.11	3.33		
17	23				
18	24	1.11	4.44		
19	25				
20	26				
21	27				
22	28				
23	30				
24	31				
25	32				
26	33				
27	34				
28	35				
29	36	1.11	5.55		
30	37				
1-IV-89	38				
2	39				
3	40	1.11	6.66		

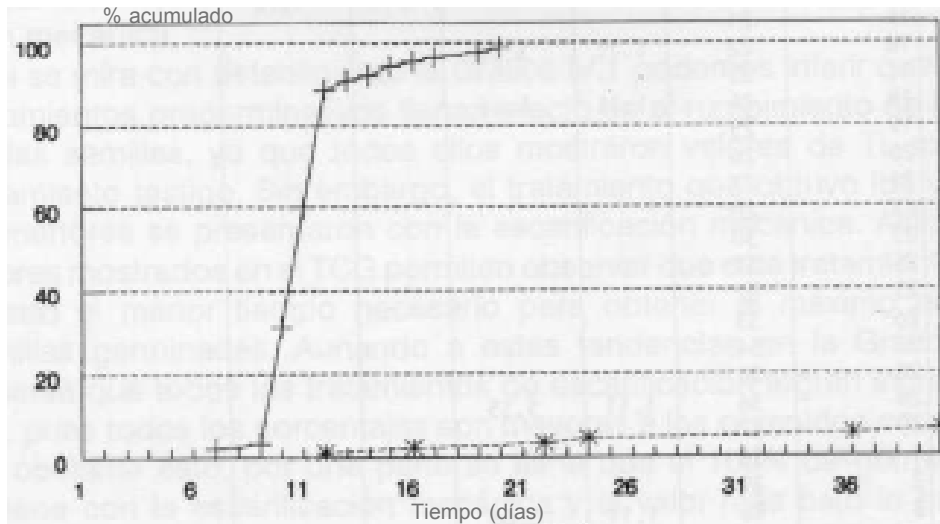
Donde: Testigo (A); y Escarificación mecánica (F).

GRÁFICA IV.3 PORCENTAJE DE GERMINACIÓN DIARIO.
(Tratamiento testigo y escarificación mecánica)



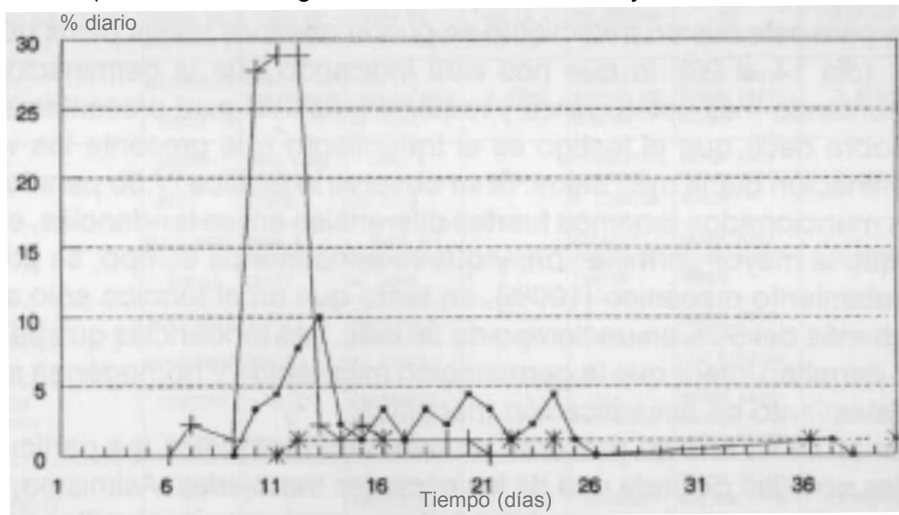
* Testigo + Mecánica

GRÁFICA IV.4 PORCENTAJE DE GERMINACIÓN ACUMULADO.
(Tratamiento testigo y escarificación mecánica)



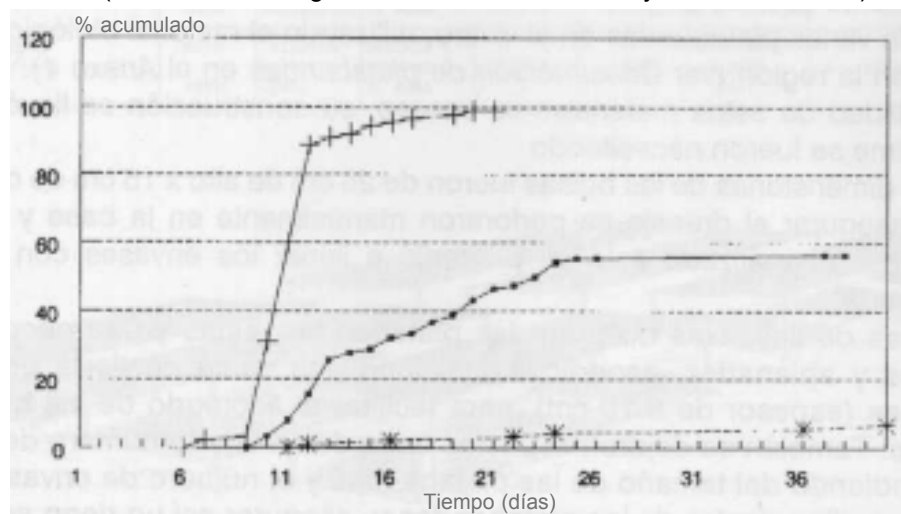
* Testigo + Mecánica

GRÁFICA IV.5A. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN DIARIO
(Tratamiento testigo, escarificación mecánica y térmica de 1min)



* Testigo + Mecánica ● 1 Min ebullición

GRÁFICA IV.5b PORCENTAJE DE GERMINACIÓN ACUMULADO
(Tratamiento testigo, escarificación mecánica y térmica de 1min.)



* Testigo + Mecánica ● 1 Min ebullición

TABLA IV.9 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ESPECIES PARA SU PRODUCCIÓN.

Nombre científico	Época de colecta	TIPO de vaina	Tipo de testa de la semilla	Viabilidad de la semilla	Tratamiento pregerminativo	Asignación de partes	Tiempo para tala de transplante
<i>Acacia cochliacantha</i>	DIC-ENE	Dura e indehiscente	Dura e impermeable al agua	5 AÑOS	Escarificación mecánica	Mayor raíz menor parte aérea	3 meses
<i>Acacia farnesiana</i>	ENE-MAY	Semi dura y dehiscente	Dura e impermeable	4 AÑOS	Escarificación mecánica y térmica	Mayor raíz menor parte aérea	3 meses
<i>Acacia pennatula</i>	DIC-ENE	Dura e indehiscente	Dura e impermeable al agua	3 AÑOS	Escarificación mecánica	Mayor raíz menor parte aérea	3 meses
<i>Eysenhardtia polystachia</i>	NOV-DIC	Fragil e indehiscente	Delgada y permeable al agua	2 AÑOS	Ninguno	Mayor asignación a tallo y hojas	4 meses
<i>Leucaena esculenta</i>	FEB-MAR	Fragil y dehiscente	Delgada y permeable al agua	2 AÑOS	Ninguno	Mayor asignación a tallo y hojas	3 meses
<i>Leucaena macrophylla</i>	FEB-MAR	Fragil y dehiscente	Delgada y permeable al agua	2 AÑOS	Ninguno	Mayor asignación a tallo y hojas	3 meses
<i>Lysiloma acaulense</i>	FEB-MAR	Fibrosa y dehiscente	Delgada y permeable al agua	2 AÑOS	Ninguno	Mayor asignación a tallo y hojas	4-5 meses
<i>Lysiloma divaricata</i>	DIC-ENE	Fragil y dehiscente	Delgada y permeable al agua	2 AÑOS	Remojo 2 hrs.	Mayor asignación a tallo y hojas	4 meses
<i>Phitecoelobium dulce</i>	ABR-MAY	Delgada y dehiscente	Delgada y permeable	1 AÑO	Ninguno	Igual asignación a raíz y tallo	4 meses
<i>Prosopis juliflora</i>	MAY-ABR	Fibrosa e indehiscente	Delgada y permeable al agua	1 AÑO	Ninguno	Mayor asignación raíz	4 meses

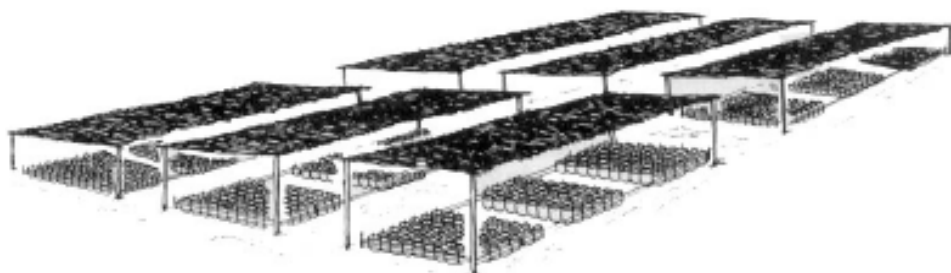


Fig. IV.18 Distribución de envases en las platabandas.

Antes de llevar las bolsas a las platabandas, éstas ya se encontraban limpias y aplanadas, acondicionadas con una cama de tierra de textura arenosa (espesor de 5-10 cm), para facilitar el acomodo de las bolsas en hileras. También se dejaron espacios a cada determinado número de hileras, dependiendo del tamaño de las platabandas y el número de envases, para dejar pasillos dentro de las platabandas y asegurar así un riego adecuado y homogéneo, además de permitir el movimiento de las bolsas con las plántulas (Figura IV.18).

Siembra de las semillas en los envases.

Para la siembra de semillas en los envases se tomaron en cuenta los resultados obtenidos con los tratamientos pregerminativos para la capacidad, velocidad y homogeneidad de germinación. Asimismo, se tuvo cuidado en planear la época para la reforestación, considerando el crecimiento de las plantas en vivero para alcanzar una talla adecuada.

Para obtener las plantas utilizadas en este estudio se usó el método de siembra directa. En la Tabla IV.10 se indica el número de semillas sembradas por bolsa dependiendo de la especie.

TABLA IV.10 NÚMERO DE SEMILLAS POR ESPECIE.

Especie	No. semillas por bolsa
<i>Acacia farnesiana</i> <i>Leucaena esculenta</i> <i>Leucaena macrophylla</i> <i>Lysiloma divaricata</i> <i>Pithecoellobium dulce</i> <i>Prosopis juliflora</i>	1
<i>Acacia cochliacantha</i> <i>Acacia pennatula</i> <i>Lysiloma acapulcensis</i> <i>Eysenhardtia polystochya</i>	2

Previo a la siembra de las semillas, el suelo se saturó de agua.

Una vez que las semillas fueron escarificadas se introdujeron en la tierra a una profundidad de siembra no mayor a 0.5 para el caso del palo dulce y 1 cm para las especies restantes.

Para evitar problemas de altas temperaturas que pudieran dañar a las semillas, la siembra se realizó por la mañana (6-10 a.m.) o por la tarde (5-7 p.m.), pues

en estos horarios la temperatura no es muy alta, y la radiación solar no llega de manera directa a las bolsas, evitando el problema de la evaporación de agua.

Hecha la siembra, el riego se aplicó diariamente, por la mañana o por la tarde. Este no debe aplicarse a la hora del día que presente las más altas temperaturas porque se puede afectar drásticamente la germinación y el crecimiento de las plántulas, provocando incluso su muerte.

El riego se hizo con manguera, cuidando que el chorro de agua no saliera con mucha presión, ya que la fuerza del agua puede ocasionar que la semilla sea desenterrada y quede expuesta, lo que provocaría su desecación.

Es recomendable que si durante los primeros días en que se hizo la siembra se observa una fuerte desecación en las bolsas el riego se haga 2 veces por día, ya que en esta etapa las semillas requieren de grandes cantidades de agua, y la escasez puede ocasionar retraso y heterogeneidad en la germinación. Para evitar la desecación excesiva de los envases la altura de la sombra de las platabandas no excedió a 1.50 m.

8 CUIDADO DE LAS PLÁNTULAS

El desarrollo de las plántulas en el vivero, dependió del cuidado y limpieza que se tuvo con ellas. Por ello se mantuvo un deshierbe continuo de los pasillos de las platabandas y al interior de los envases que evitó problemas de competencia por luz, agua y nutrientes. También se tuvo la precaución de controlar la selección de plántulas, en los casos en que se sembraron varias semillas por envase, dejando solamente una planta por bolsa.

Por otra parte, el deshierbe continuo aseguró tener un mayor control sobre los depredadores de las plántulas como son hormigas y grillos. En este caso notamos que las hormigas “arrieras” pueden afectar fuertemente el vigor de las plantas y hasta causar su muerte, por la excesiva defoliación de las plántulas; por esto, en cuanto se detecten problemas de defoliación, deben buscarse sus nidos para su control.

En esta experiencia el movimiento de plántulas fue de gran utilidad para aquellas especies que presentan una mayor asignación al crecimiento de raíz que a la parte aérea. Asimismo, con esta práctica se aseguró no dañar la raíz al momento de trasladar la planta a la zona de plantación, pues se evitó que enraizaran en el piso de las platabandas (Tabla IV.9).

Como la época de siembra dependió directamente de la plantación, fue necesario considerar el tiempo que la planta tenía que permanecer en el vivero, para obtener la talla necesaria antes del trasplante.

En el calendario de actividades (Tabla IV.11) se hace un resumen que indica claramente el tiempo adecuado para el desarrollo de cada una de estas actividades, así como las particularidades que presentó cada una de las especies con respecto al crecimiento y edad adecuada para el trasplante.

El conocimiento de la demanda de plantas para reforestar fue importante para establecer el plan de trabajo en el vivero y contabilizar los riesgos en la

TABLA IV.11 CALENDARIO DE ACTIVIDADES.

Especie	Preparación de platabandas	Preparación de bolsas	Siembra	Inicio del movimiento de plántulas.
<i>Acacia cochliacantha</i>	3ª. SEMANA DE FEBRERO	1ª. SEMANA DE MARZO	2ª. SEMANA DE MARZO	45 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Acacia farnesiana</i>	3ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE MARZO	4ª. SEMANA DE MARZO	45 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Acacia pennatula</i>	3ª. SEMANA DE FEBRERO	2ª. SEMANA DE MARZO	3ª. SEMANA DE MARZO	45 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Eysenhardtia polystchya</i>	3ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE FEBRERO	4ª. SEMANA DE MARZO	60 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Leucaena esculenta</i>	3ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE MARZO	4ª. SEMANA DE MARZO	60 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Leucaena macrophylla</i>	3ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE MARZO	4ª. SEMANA DE MARZO	60 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Lysiloma acapulcense</i>	2ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE FEBRERO	4ª. SEMANA DE FEBRERO	60 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Lysiloma divaricatha</i>	2ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE FEBRERO	4ª. SEMANA DE FEBRERO	60 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Pithecoelobium dulce</i>	2ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE FEBRERO	4ª. SEMANA DE FEBRERO	50 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS
<i>Prosopis juliflora</i>	2ª. SEMANA DE FEBRERO	3ª. SEMANA DE FEBRERO	4ª. SEMANA DE FEBRERO	30 DIAS DESPUES DE LA EMERGENCIA DE PLANTULAS

producción. En esta experiencia siempre se consideró manejar un excedente de producción de plantas del 20%. De estas especies se obtuvieron más de 18000 plántulas en un vivero establecido por la Comisión Técnica de Empleo Rural (COTEPER) en la comunidad de Amapilca, el cual tuvo que ser rehabilitado dado que se encontraba abandonado por falta de financiamiento y proyectos institucionales para operar. En la Tabla IV.11 se resume el calendario de actividades de este trabajo. Este se hizo planeando la reforestación a inicios de la época de lluvias.

9 CÓMO SE REFORESTÓ

Las parcelas que se reforestaron fueron cercadas con siete hileras de alambre de púas para excluir al ganado. Previo al cepeado se realizaron trazos de curvas a nivel en cada una de las parcelas, auxiliándose con un nivel montado y estatal (4). La distancia vertical entre curvas de nivel se mantuvo constante (1.5 m), por lo que la distancia horizontal varió entre éstas dependiendo de la pendiente, de forma tal que entre mayor era la pendiente mayor número de líneas de plantación se tenía. En cada curva de nivel se trazaron dos hileras de cepas intercaladas en

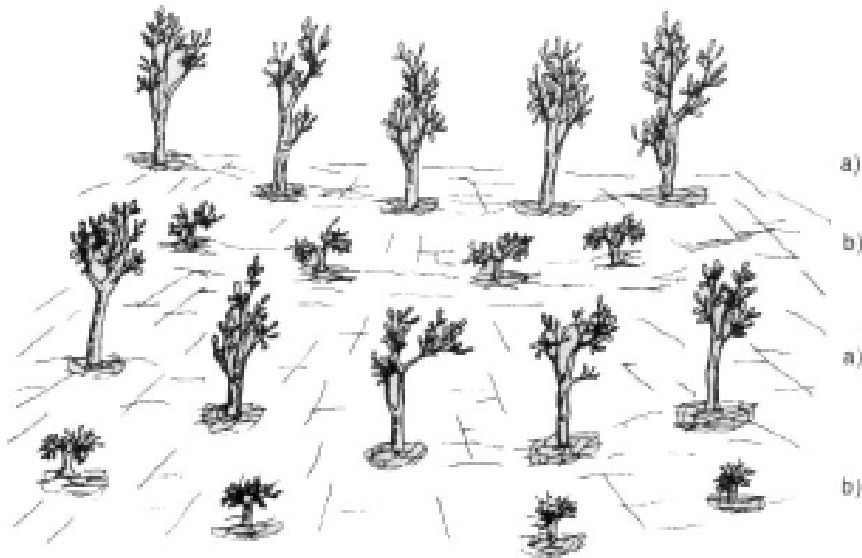


Figura IV.19 Disposición espacial de las especies arbóreas y arbustivas. a) hilera de especies arbóreas; y b) hileras de arbustos.

forma de tresbolillo. La separación entre hileras de una misma curva fue de 1 m y la separación entre cepas de una misma hilera fue de 2 m.

Las cepas se hicieron siguiendo las curvas de nivel y consistieron en hoyos cúbicos de 40 cm por lado. Se mantuvo abierta la cepa por varios días para permitir su aereación y eliminar algunas plagas del suelo.

Se trasplantaron en las cepas aproximadamente 1200 plántulas por hectárea, cuando la época de lluvias estuvo bien establecida. El diseño de la plantación consistió en hileras monoespecíficas sin que las especies se repitieran en hileras cercanas. También se combinaron las especies con crecimiento arbóreo en la hilera superior y las de crecimiento arbustivo en la hilera inferior (Figura IV.19) (42).

La proporción de individuos de cada especie en cada parcela se determinó a partir de las observaciones realizadas en los alrededores de las parcelas a reforestar y de los estudios de distribución previos.

El trasplante se realizó al inicio del periodo de lluvias en el mes de junio, en este momento las plantas tenían en promedio tres meses de edad.

Las plantas se llevaron del vivero a los sitios de plantación, cuidando de maltratarlas lo menos posible en el transporte, y trasplantarlas inmediatamente al llegar al terreno, para evitar daños o desecación. El trasplante se realizó con los cuidados que se indican en el apartado III.7 (Trasplante).

10 EVALUACIÓN DE LA REFORESTACIÓN

Con el fin de evaluar el desarrollo de esta reforestación y sus efectos en las parcelas, se dio seguimiento a tres importantes factores; sobrevivencia y crecimiento

de la vegetación introducida y cambios en los componentes fisicoquímicos del suelo.

a) *Sobrevivencia y crecimiento*

La evaluación de la sobrevivencia y el crecimiento se llevó a cabo por medio de registros bimestrales durante un año, considerándose sus diferentes épocas (secas de invierno, secas cálidas y lluvias).

Para la sobrevivencia se realizó un censo en cada parcela y para el crecimiento se marcaron de manera sistemática 10 individuos por hilera (marcando 1 de cada 3 individuos para cada una de las hileras), a los cuales se les midió la altura, longitud y cobertura. Los resultados obtenidos se analizaron por parcela, y por especie dentro de cada parcela.

La sobrevivencia al final del muestreo, considerando todas las especies fue significativamente diferente en las 3 parcelas, siendo mayor en la Loma (93%), intermedia en la Jolla (33%) y nula en la ladera escarpada (8%). La mortalidad en las dos últimas fue muy drástica, a partir de la sequía cálida previa a las lluvias. En todos los casos las especies del género *Acacia* fueron las que mayor sobrevivencia mostraron, es decir el grupo de especies arbustivas predominantes en las áreas de perturbación continua de la selva baja caducifolia. Por el contrario, las especies características de zonas de vegetación primaria y estadios tardíos de vegetación secundaria, presentaron una mayor mortandad, como es el caso de las especies del género *Leucaena* y *Lysiloma* (Tabla IV.12).

En lo referente al crecimiento, en todas las especies fue muy limitado. La longitud y altura se comportaron de manera constante a lo largo del año y la cobertura registró una disminución durante las secas, alcanzando su talla máxima en las lluvias. Al comparar los valores finales e iniciales de cada especie, se observa que en pocos casos hay aumentos significativos e incluso en algunos se registró decremento, lo cual pudo debese al ramoneo de los chivos que no pudo eliminarse por completo (42).

TABLA IV.12 PORCENTAJE DE SUPERVIVENCIA DE LAS ESPECIES POR PARCELA.

Especie	Loma	Jolla	Ladera
<i>Acacia cochliacanta</i>	100	*	20
<i>A. pennatula</i>	93	43	5
<i>A. farnesiana</i>	89	59	13
<i>Lysiloma acapulcensis</i>	88	8	*
<i>L. divaricata</i>	83	23	3
<i>Leucaena esculenta</i>	82	23	9
<i>L. macrophylla</i>	48	10	2

Donde: *= especie que no se introdujo en la parcela.

b) Cambios en el suelo.

Para evaluar las condiciones de deterioro en que se encontraba el suelo a reforestar, y evaluar los cambios que podrían ocurrir después de reforestar, se realizaron muestreos de suelo. Las muestras fueron sometidas a análisis químicos y físicos en laboratorio.

Los resultados muestran fuertes diferencias edáficas entre las 3 parcelas, las cuales representan las diferencias originales de formación (litología y geoforma) y de historia de uso. Asimismo, se encuentran diferencias en cuanto a las condiciones de deterioro que cada una de ellas muestra. La parcela con mayor tiempo de abandono mostró mayor contenidos de materia orgánica, capacidad de intercambio catiónico y mejores características físicas del suelo como son: textura, estructura y agregados (Cervantes, V.; datos no publicados). Estos estudios han tenido seguimiento para evaluar los cambios en el suelo a través del tiempo, una vez realizada la reforestación sin embargo, hasta la fecha no hay efectos claros de la reforestación.

Las conclusiones más importantes de esta experiencia de reforestación son:

- La reforestación con especies nativas es más adecuada para sitios que tienen mayor tiempo de abandono y presentan una vegetación herbácea establecida.
- La sobrevivencia de las especies fue diferente en todos los sitios reforestados, las especies del género *Acacia* fueron las más exitosas en todos los casos de esta reforestación (Tabla IV.12).
- En cuanto a las diferencias edáficas de las parcelas podemos decir que hasta el momento no hay un efecto claro de la reforestación, y que las diferencias existentes son probablemente el resultado del origen del suelo y su historia de uso.

De los puntos anteriores surgen algunas reflexiones sobre la reforestación como un medio para lograr la restauración ambiental.

En primer término se tiene que la reforestación es una acción cuyos resultados e impactos no pueden ser evaluados a corto plazo, por tal motivo se requiere hacer un seguimiento de aquellos indicadores que reflejen la recuperación de los terrenos. Los resultados aquí mostrados no son más que el inicio de este proceso y será necesario seguir su desarrollo.

Los resultados obtenidos hasta la fecha, indican que las estrategias de restauración deben ser acordes con las condiciones particulares de los terrenos, de acuerdo a sus condiciones edáficas, climáticas y su historia de uso. Esto no significa que en el extremo, a cada parcela corresponda una estrategia de restauración, pero que un solo modelo pueda ser generalizado indiscriminadamente, como ha sido el caso de las experiencias masivas que se han realizado en México y otros países.

Anexo 1. Vivero

El vivero es un conjunto de instalaciones que tiene como propósito fundamental la producción de plantas para abastecer las demandas de los programas de reforestación. Los viveros pueden ser temporales o permanentes de acuerdo con su finalidad.

Los viveros temporales o volantes se establecen en áreas de difícil acceso, pero muy cercanos a las zonas donde se realizará la plantación. Generalmente se ubican en claros del bosque, donde se produce por períodos cortos (de 2 a 4 años cuando mucho) e intermitentes, ya que la producción debe coincidir con la temporada de lluvias. La infraestructura para su funcionamiento es escasa y requiere de poca inversión. Sin embargo su desventaja radica en que su inaccesibilidad lo hace difícil de vigilar y por lo tanto la producción esta más expuesta a daños por animales. Asimismo, por sus características de infraestructura sólo pueden ponerse en práctica en zonas de bosques templados y selvas húmedas.

Un vivero permanente es la extensión de terreno dedicado a la obtención de plantas con diferentes fines (reforestación, frutales y ornato), ya sea en áreas rurales o en centros urbanos. Su instalación requiere de una inversión mayor en equipo, mano de obra y extensión del terreno y debe contar con vías de acceso que permitan satisfacer oportunamente las plantas requeridas por los programas de reforestación. Con base en su capacidad de producción estos se dividen en: viveros locales –de 30 mil hasta 1 millón de plantas-, y viveros centrales –de 1 hasta 10 millones de plantas- (11,33).

En los siguientes apartados se harán una serie de sugerencias que son importantes para la elección del sitio de establecimiento del vivero, los requerimientos toman en cuenta tanto aspectos técnicos, como aquellos relacionados con características ambientales (bióticas y abióticas) y sociales.

1 CRITERIOS PARA EL ESTABLECIMIENTO DE UN VIVERO.

Se reconoce que la mala elección del sitio donde se establece el vivero repercute en una baja calidad de la producción de plántulas, lo cual finalmente se reflejará en una alta mortalidad en la plantación. Por ello, es fundamental la selección del sitio donde se establecerá el vivero. Aunque las condiciones del sitio son más determinantes cuando la producción se obtiene a raíz desnuda (por camas de crecimiento), también es importante considerar varios de los factores que a continuación se mencionan, cuando la propagación se hace por medio de envases (bolsas o tubos de polietileno).

A continuación se presentan una serie de aspectos técnicos que se deben considerar. Como el lector podrá darse cuenta, algunos de ellos son específicos para viveros permanentes, aunque la mayoría son de importancia para ambos casos.

a) Ubicación.

Los viveros deben de estar asentados en zonas que dispongan de buenas vías de acceso (caminos, carreteras, etcétera) pues esto facilita en gran medida no sólo los trabajos que en él se desempeñan, sino que favorecen y agilizan el transporte de las plantas a los lugares de plantación. Por ello, deben establecerse en sitios cercanos a asentamientos poblacionales, pues el fácil acceso al vivero de los empleados que la laboran en él, así como para la entrada y salida de materiales y plantas, reducen significativamente los costos económicos y energéticos, además de facilitar su cuidado y vigilancia.

b) Forma del terreno.

El terreno al vivero no debe ser necesariamente cuadrado sino de preferencia rectangular. Si tiene pendiente, es recomendable que la parte más larga sea transversal a la dirección de la pendiente (11).

c) Topografía

El terreno que se elija para el establecimiento de un vivero debe tener una pendiente ligera (idealmente de 0.5%), que asegure un buen drenaje sin que cause erosión, aunque esta última característica está relacionada con otras peculiaridades del suelo como son su textura y profundidad.

Considerando estos aspectos, se recomienda un sitio con pendiente ligera, cuando la textura del suelo sea de tipo arenosa, en tanto que para un suelo de textura fina la pendiente deberá ser suave (2% a 3%) (32, 33)

Esto se debe a que el incremento en la pendiente favorece la erosión de los suelos arenosos, pero mejora el drenaje superficial en los de textura fina (suelos pesados). Cuando se presenta el caso de un suelo profundo y arenoso pero con pendientes mayores al 10%, el problema se resuelve nivelando el terreno (aquí el suelo producto de los cortes puede usarse para cubrir las hondonadas) hasta obtener el patón de pendiente deseado. No se recomienda esta práctica para suelos con textura fina, especialmente para aquellos que presentan distintas en sus horizontes (33).

d) Textura del suelo

De las características texturales del suelo, se derivan algunos problemas particulares de manejo en el vivero. Por ejemplo, cuando se realiza cultivo de plantas a raíz desnuda, suelos de textura gruesa (arenosos y migajón-arenoso), se trabajan rápidamente, facilitan la extracción de plántulas, además de promover el crecimiento vegetativo (debido a su rápido calentamiento). En cambio los de textura fina, por tener una baja permeabilidad requieren mayor empleo de tiempo antes de su cultivo, aunado a que una vez secos, es común la formación de costras y rajaduras que pueden ocasionar daños físicos en las plántulas al momento de extraerse (33). En caso de usar envases de crecimiento se pueden presentar los mismos problemas si son llenados con un suelo de estas características.

Por esto se sugiere que el establecimiento de viveros sean en sitios con suelos de textura arenosa a migajón-arenosa (siendo esta última la más deseable), con un máximo de 15% de arcilla o 15% de limo, profundidad de suelo al menos de 120 cm sin diferencias texturales entre los dos primeros horizontes del suelo (33). En caso de utilizar envases de crecimiento la tierra con que se llene debe presentar las características texturales señaladas.

e) *Drenaje.*

Un drenaje deficiente del terreno provoca encharcamiento que dificultan las labores y entorpecen la aereación del sitio donde crecerán las plantas, lo cual repercute en su establecimiento y desarrollo. Como ya se mencionó, el drenaje se encuentra en función de la textura y profundidad de suelo. Así tenemos que en los suelos de textura gruesa o media el drenaje varía de excesivo a muy bueno, en los de textura fina de muy bueno a malo o inconsistente. No obstante, en ocasiones el drenaje se ve afectado no sólo por la textura sino también, por la presencia de capas endurecidas en los primeros 75 cm de profundidad.

Aunque este problema se puede mejorar mediante subsoleos y establecimientos de cultivo protectores de sistema radical profundo, los costos se incrementan.

Por ello, para tener un drenaje eficiente que permita el contenido adecuado de humedad en el suelo se requiere de una profundidad del suelo de por lo menos 1.5 m (33). Un drenaje deficiente en los envases de crecimiento provoca los mismos efectos.

f) *Abastecimiento de agua y calidad de agua de riego.*

Uno de los aspectos fundamentales que debe considerarse al planear el establecimiento de un vivero es la disponibilidad de agua. Obviamente la cantidad requerida está en relación con el tamaño del vivero y el de la producción. Independientemente del tipo de cultivo que se emplee para producir las plántulas (raíz desnuda o envasas), es evidente que los viveros necesitan un suministro de agua abundante y constante, ya que las plantas que se producen se encuentran en pleno desarrollo y un inadecuado abastecimiento puede provocar la muerte por marchitamiento, o bien daños a las plántulas de los que difícilmente se recuperan. Es entonces sugerible que el asentamiento del vivero se haga en lugares que tengan fuentes de agua accesibles, pues de lo contrario se hace muy costoso el riego tanto en términos de fuerza de trabajo como en términos económicos.

El agua se puede obtener de manantiales, ríos estanques o una combinación de éstos; asimismo es recomendable contar con fuentes de agua accesorias como pueden ser tanques o pozos al interior del vivero.

Independientemente de obtener la cantidad de agua de riego necesaria, también debe de ser de buena calidad, pero lo que es importante determinar su calidad antes de establecer el vivero.

El agua proveniente de ríos generalmente se puede utilizar sin problemas, siempre y cuando no este contaminada con desechos industriales y/o urbanos o

que contengan gran cantidad de semillas de malezas. Para el último caso, se recomienda obtener el agua de riego de un pozo (construido dentro o en las inmediaciones del vivero) para evitar el incremento en los costos del control de maleza, ya sea en las camas de crecimiento o envases donde se producen las plántula.

Como las características del agua de riego dependen de la fuente de origen, esto provoca que la concentración de sodio, calcio y magnesio varíen con respecto a su origen. Cuando el agua contiene como elementos principales al calcio y magnesio (agua dura) ayuda crear en el suelo una buena estructura. En cambio, el agua que tiene gran cantidad de sodio y bajos contenidos de calcio y magnesio, provoca que la arcilla y la materia orgánica del suelo absorban rápidamente al sodio, lo que ocasiona una alta dispersión de éstos y por lo tanto promueve una estructura del suelo indeseable, ya que el suelo disperso se asienta debajo de la superficie formando una capa (de 10 a 20 cm de grosor) que puede impedir el paso de las raíces o del agua.

También se ha encontrado que altos contenidos de sodio en el agua de riego causan quemaduras en las hojas de algunas especies al ser absorbido por las plantas (33).

Otro aspecto que debe considerarse en la calidad de agua es la cantidad de sólidos en suspensión. Si el contenido de éstos es alto, puede provocar un aumento en los costos de mantenimiento del sistema de riego, pues la presencia en el agua de sedimentos, algas, semillas, etc. puede obstruirlo. Por otra parte, esta situación también incrementa los costos del manejo del suelo ya que el uso de agua con elevados contenidos de limo o coloides puede promover la compactación superficial del suelo reduciendo su permeabilidad al agua y la aereación (33).

De manera general se puede decir que el agua de riego tiene calidad aceptable cuando contiene menos de 200 ppm (partes por millón) de sólidos en suspensión, lo que equivale a una conductividad eléctrica de aproximadamente 330 microhoms/cm a 25°C, cuando el valor de la tasa de absorción de sodio es menor de 10 y el contenido de boro es menor a 0.5 ppm (33).

Por todo esto es necesario hacer análisis químicos del agua de riego que permitan conocer las siguientes características: concentración total de sales de solubles; contenido de sodio con relación al calcio más magnesio; contenido de carbonatos y bicarbonatos; presencia de boro (Bo) u otros elementos químicos en cantidades tóxicas y el contenido total de sólidos en suspensión (33).

g) Clima.

Es muy importante conocer qué tipo de plantas se encuentran adaptadas a las condiciones climatológicas que rijan la zona donde el vivero se va a establecer. Asimismo, es necesario contar con los registros climáticos que indiquen las épocas de riesgo, como son heladas, sequías y cantidad y distribución del período de lluvias. Estos pueden ser complementados (o bien en caso de no contar sustitui-

dos) con la información climática que los habitantes de la zona tradicionalmente manejan. Con base en estos datos se puede hacer una planeación del momento adecuado para llevar a cabo las labores del vivero (siembra, trasplantes, podas fumigaciones, etcétera).

h) Tipo de suelo

Para la propagación de la planta en vivero, ya sea a través de camas de crecimiento (raíz desnuda), almácigos y/o envases individuales, es importante tomar en cuenta algunas características químicas del suelo como son de acidez o alcalinidad (pH) y su fertilidad.

El pH del suelo y su fertilidad varían considerablemente dependiendo de su origen (roca madre que le dio origen) y uso al que ha sido sometido (agrícola, forestal, etc.) Asimismo, las características del pH se encuentran muy relacionado con el contenido de materia orgánica y disponibilidad de nutrientes necesarios para el buen desarrollo de las plantas, por esto, el rango de pH más recomendable es de neutro (pH=7) a ligeramente ácido (pH = 6.5) o ligeramente alcalino (pH = 7.5).

Así una vez que se elija el terreno donde se establecerá el vivero o la mezcla de suelo con que los envases serán llenados, se tienen que realizar un examen completo y cuidadoso del perfil de suelo (del terreno del vivero o sitio de donde se obtendrá la tierra) para que las muestras de éste se sometan a los análisis físico-químicos de rutina en un laboratorio especializado (porcentaje de materia orgánica, textura, pH, sodio, potasio, calcio y magnesio, capacidad de intercambio catiónico, porcentaje de saturación de bases y textura).

i) Mano de obra.

Aunque los viveros en otros países ya no se consideran como empresas que requieren gran cantidad de mano de obra, pues la mayoría de las operaciones son mecanizadas, en México sí se debe considerar la disponibilidad de mano de obra con que cuenta la zona donde se pretende establecer el vivero. De no hacerlo se corre el riesgo de retraso o malogro de la producción del vivero. Por ello, es de gran ayuda contar con un calendario de actividades detalladas, que permita cuantificar las necesidades de mano de obra en el tiempo y cotejarlo con la disponibilidad de ésta en el área de trabajo. Mujeres y hombres son igualmente capaces de desempeñar las labores, pero las primeras son más cuidadosas para realizar la siembra de semillas, trasplantes, deshierbes llenados de envases.

2 CONSTRUCCIÓN DEL VIVERO

Una vez que se elige el terreno donde se asentará el vivero, se inicia una serie de actividades propias a la instalación y construcción de la infraestructura necesaria para su funcionamiento. Éstas varían en función del tipo de plantas que se desea propagar y de los recursos económicos disponibles. Básicamente el vivero debe

contar con las siguientes instalaciones: semilleros, áreas de envasado, platabandas, lotes de crecimiento, bodega y equipo de riego.

a) Acondicionamiento y limpieza del terreno.

Antes de llevar a cabo cualquier construcción o actividad en el terreno, es necesaria la remoción total de piedras y cubierta vegetal (herbácea y arbustiva), los árboles pueden quedar de pie para dar sombra. El desmonte puede hacerse manualmente o con la ayuda de yuntas o tractores. La limpieza del terreno es una actividad es una actividad muy importante ya que facilita las labores en el vivero, evita la competencia de la vegetación original del terreno con las plantas que se producen y facilita el control de insectos (hormigas, grillos, etcétera).

b) Plagas y enfermedades.

Antes de iniciar la producción de plántulas en el vivero, es necesario identificar las malezas, nemátodos, hongos, parásitos e insectos presentes en el área, con el propósito de elegir el método de control más eficaz, principalmente cuando se pretende establecer el vivero en terrenos que con anterioridad se dedicaron a la agricultura. Esto es debido a que siempre se encuentran asociados a los cultivos agrícolas semillas de malezas, nemátodos, hongos e insectos que puedan atacar a las plántulas enfermándolas y/o provocando su muerte (32, 33), lo cual finalmente incrementa los costos de producción y disminuye su calidad. Por ello, el conocimiento del uso previo al que se sometió el suelo y su condición actual, son dos factores importantes de considerar al establecer el vivero, estos indicarán las necesidades de preparación del terreno para la siembra, sobre todo si la producción se obtendrá a través de camas de crecimiento. Este criterio no debe ser desechado cuando se prepare el medio de germinación y crecimiento para el caso de siembra en semilleros y envases de crecimiento.

Como una medida de prevención es recomendable conocer el uso al que fue sometido el terreno durante los últimos 5 años y la presencia de plagas o enfermedades. Cuando se desconoce el uso previo del suelo se sugiere efectuar una fumigación del sustrato antes de sembrar, con la finalidad de eliminar la mayoría de los hongos patógenos y malas hierbas presentes en el sitio. Es claro que esta última, además de ser muy costosa, afecta negativamente a otros organismos benéficos para las plántulas como son las micorrizas y las bacteriorrizas (32).

Evidentemente los problemas que se presentan en la preparación del medio del crecimiento dependen del uso previo que ha recibido el suelo. Por ejemplo, en suelos agrícolas los problemas por malas hierbas implican recurrentemente el uso de herbicidas y labores manuales de deshierbe, aparte de plagas y enfermedades asociadas a los cultivos. En el caso de suelos forestales, la limpieza, remoción de piedras y nivelación del terreno son muy costosas y requieren de mucho tiempo, sin embargo en contraparte, es claro que cuando el vivero se establece dentro del bosque hay menor incidencia de enfermedades y malas hierbas. Asimismo, la infección de las plántulas por micorrizas o bacteriorrizas se puede dar de forma natural y segura, dado que estos microorganismos a menudo son endémicos del suelo del bosque. (32).

Una vez limpio el terreno se inicia su nivelación. El movimiento de tierra puede ser en forma manual o mecánica, aunque es preferible hacerlo de modo manual. Cuando en la nivelación del terreno sea indispensable el uso de maquinaria pesada, ésta se realizará cuando el suelo está seco con el fin de evitar problemas de compactación (34). Como ya se dijo, la pendiente del terreno está estrechamente relacionada con las características texturales y de drenaje del suelo (ver Pendiente, textura y drenaje del terreno).

c) Cercado de terreno.

El objetivo de cercar la zona que compete al vivero es fundamental el proteger a las plantas tanto de animales que pueden dañarlas, como de las corrientes fuertes de aire (no necesariamente cualquier tipo de cerca cubre esto último).

El tipo de cerca que puede ser utilizada está en función del presupuesto y el material disponible en la zona de asentamiento.

Con base en esto se sugiere los siguientes tipos de cerca.

Enramadas.

Estas cercas se hacen generalmente cortando o deramando plantas espinosas de crecimiento arbustivo que se encuentran en la zona. Tienen la ventaja de ser económica en un corto plazo, aunque vista a futuro resulta de poca durabilidad y seguridad. Además como el material requiere ser constantemente renovado, lo que puede causar problemas de deforestación, se incrementan los costos en términos ecológicos y de fuerza de trabajo.

Cerca viva de especies con crecimiento arbustivo.

Este tipo de cerca se hace sembrando, a altas densidades, especies espinosas y/ o arbustivas de rápido crecimiento en la periferia del terreno. Lo más recomendable para establecerlas es usar especies nativas que presenten las características mencionadas anteriormente, o bien especies capaces de adaptarse a la zona en cuestión.

Probablemente, estas cercas en un inicio resulten ser algo costosas en términos de inversión, tiempo y esfuerzo; sin embargo, a futuro son las idóneas, ya que su funcionamiento y seguridad será permanente. Por otra parte su mantenimiento sólo requerirá, ocasionalmente, el desrame sin ningún otro tipo de inversión. Es conveniente que este tipo de cercas acompañe a aquellas que no son de duración permanente, pues al desarrollarse las primeras, poco a poco irán sustituyendo a las cercas que necesitan ser constantemente renovadas.

Cortinas rompevientos.

Este tipo de barreras se establece sembrando dos hileras de árboles plantados por el sistema de tresbolillo, utilizando especies de hojas perenes.

Alambradas.

Las cercas de este tipo se construyen rodeando el terreno con alambre de púas por postes. Estos son enterrados en la periferia del terreno (mínimo 30 cm de profundidad) manteniendo constante la distancia elegida para ellos. Estos al ser enterrados deben quedar suficientemente firmes y cercanos (mínimo 1m máximo

3 m) para que resista la tensión que será ejercida sobre ellos al instalar y tensar el alambre de púas.

Los postes que se utilizan para este tipo de cerca pueden ser de diferentes materiales, tanto biológicos como no biológicos.

Los postes de material biológico se obtienen cortando ramas gruesas de árboles (10 a 15 cm de diámetro) que se encuentran mediante la aplicación de chapopote en la parte que va ser enterrada. Para esta actividad se requiere que los postes aplanados de la base y descortezados en la parte que va a ser enterrada, se dejan secar alrededor de una semana al sol y posteriormente se les aplica el chapopote (derretido al fuego con petróleo) con una brocha dejándolos secar antes de ser enterrados.

Los árboles que se utilicen para formar la cerca deben ser de constitución dura y que almacenen poco agua, ya que de lo contrario los postes se pudren fácilmente, obligando a una sustitución más constante. Además este continuo requerimiento de postes puede causar un desequilibrio en la vegetación de la zona.

Se recomienda utilizar postes de especies de árboles que se propaguen por estaca. Este tipo de cercas presentan muchas ventajas, ya que se están produciendo propiamente árboles vivos quedará una cerca permanente sin necesidad de una inversión económica a futuro (Ver Propagación vegetativa en el apartado II. 14).

Una vez que los postes fueron colocados se inicia el tendido del alambre de púas, el cual se fijará en cada poste con grapas, restirándolo lo más posible. El número de hilos de alambre que se recomienda es mínimo de 7. Para evitar la entrada de animales pequeños al terreno, se sugiere que en los primeros 50 cm (del piso hacia arriba) la distancia entre cada hilo de alambre sea de 10 cm por arriba de los 50 cm, la distancia entre hilos se determinará de acuerdo a las necesidades (Figura A1.1).



Fig. A1.1 Cercado de terreno: construcción de alambradas.

Las cercas no biológicas pueden utilizar pueden utilizar postes de tubo galvanizado o concreto para sostener el alambre de púas o la maya ciclónica. Aun-

que muy durable, su desventaja radica en alto costo económico. Independientemente de los recursos económicos con que se cuente para el cercado, lo más recomendable es utilizar la combinación de cercas no biológicas con árboles o arbustos.

d) Construcción de platabandas.

La función de las platabandas es la de dar el sostén a los envases que contienen las plántulas, protección del exceso de agua de lluvias e insolación; pues en las primeras etapas de crecimiento las plantas son muy susceptibles de sufrir daños por estos agentes. Asimismo, para proteger a las plantas de los vientos es recomendable que tanto las platabandas como los semilleros se ubiquen en el sentido de los mismos.

Para su construcción se requiere de horcones o postes, largueros, travesaños, estacas, alambre recocido, guarniciones de cemento, ladrillos y algún tipo de material que pueda formar un techo que asegure una sombra homogénea, por ejemplo carrizo, hojas de plátano, ramas de árboles etcétera. Esto dependerá del material que se encuentre disponible en la zona (Figura A1.2).

El sombreado y dimensiones de estas estructuras varía dependiendo del tamaño del terreno, el tipo y número de plantas que se desea producir, sus requerimientos de luz y tiempo de estancia en el vivero; además, de la comodidad requerida para llevar a cabo labores eficientes.

Los rangos sugeribles para las platabandas son: 12 a 15 m de largo; 1 a 1.20 m de ancho; y altura de 1.20 m a 1.80 m. según convenga.

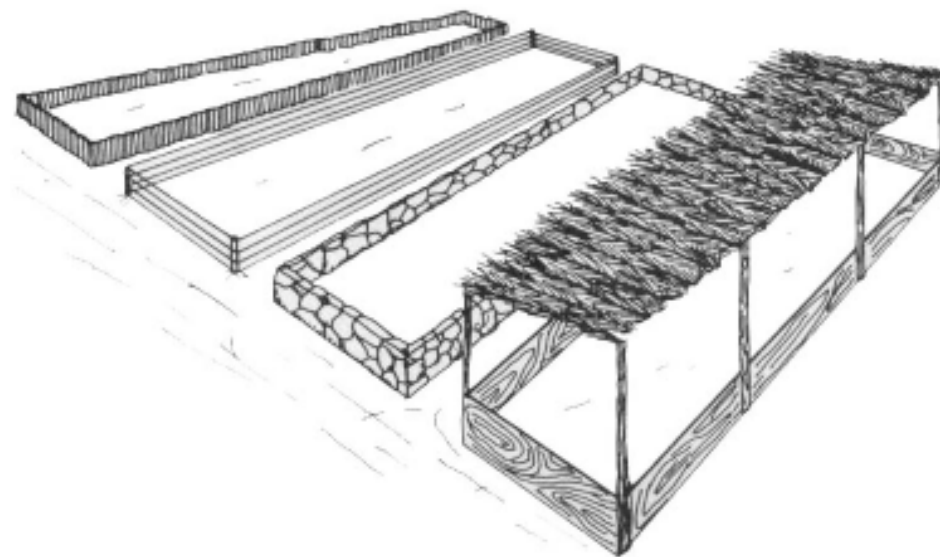


Fig. A 1.2 Materiales usados en las platabandas.

Los horcones, largueros, travesaños y estacas se obtienen de ramas de árboles de la región. Se sugiere poner chapopote en la base de los horcones antes de ser enterrados para aumentar su durabilidad, o bien utilizar horcones de especies que se reproduzcan por estaca, ya que estas podrán funcionar permanentemente requiriendo sólo dirigir su crecimiento.

Los largueros y travesaños son ramas ligeras y delgadas de árboles que se colocan sobre los horcones y se amarran con alambre recosido para mantenerlos fijos. Una vez que se han fijado estas estructuras se coloca la sombra, de tal manera que se forme un techo uniforme. El sombreado posteriormente es fijado poniendo sobre él travesaños que se fijan a los largueros y horcones con alambre recosido (Figura A1.3).

Con el objeto de contener las bolsas donde crecerán las plántulas al interior de la platabanda, se coloca un hilo de alambre recosido en todo el perímetro a una altura de 10cm. (o más dependiendo de la altura del envase). Este alambre es sostenido por pequeñas estacas que van enterradas en el piso. Se recomienda que las estacas con el alambre se coloquen por lo menos 10 cm hacia dentro del perímetro de la platabanda, con la finalidad de asegurar la sombra a las plantas (Figura A1.2 y A1.3)

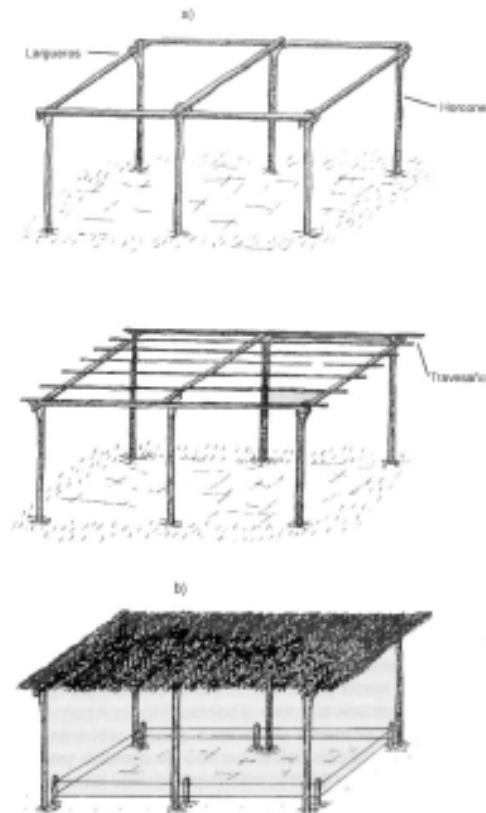


Figura A1.3 Proceso de la construcción de platabandas a) estructura b) sombra y barreras de contención para los envases.

Es importante dejar pasillos entre las platabandas (1 m) para facilitar y asegurar un riego homogéneo, además cada 5 ó 6 platabandas de deben dejar espacios de 4 ó 5 m para facilitar la entrada de vehículos que transporten las plantas (Figura A1.4) .

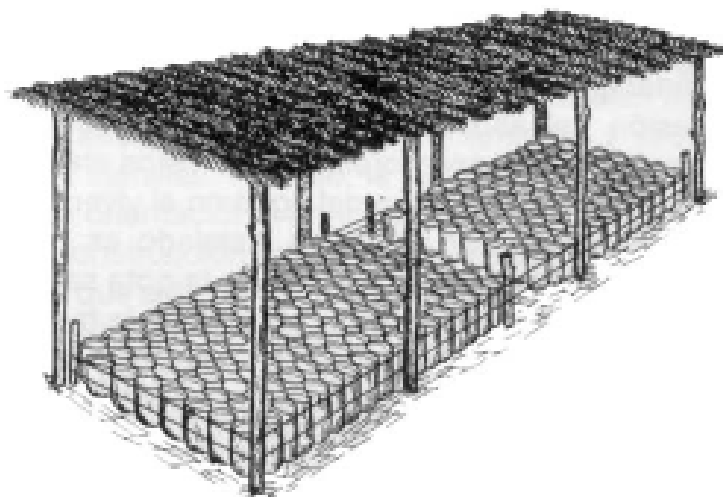


Fig A1.4 Platabandas con envases.

Si se cuenta con capital suficiente las platabandas pueden ser construidas con materiales que tengan mayor duración. Por ejemplo, los horcones pueden ser sustituidos por tubo, los largueros y travesaños por varilla los contenedores de los envases por guarniciones de cemento de 8 cm de ancho por 10 cm alto, ladrillos enterrados verticalmente o madera de desecho y finalmente la sombra por pliego de polietileno (plástico) o maya de polietileno.

De todas las recomendaciones hechas, la última es la de mayor importancia, ya que la duración de la sombra vegetal es muy corta y necesariamente su sustitución debe hacerse constantemente; además produce mucha basura que cae sobre las plátulas, pudiendo afectar su desarrollo. Estas desventajas incrementan fuertemente los costos en términos energéticos, económicos y ecológicos, siendo más recomendable la maya de polietileno, cuya duración es mayor, además de presentar una mayor facilidad en su manejo.

Si las platabandas van a ser de material biológico es recomendable que se construyan conforme se necesitan, esto evita desperdicio de material.

e) Tipos de riego.

Una vez decidida la ubicación de las camas de crecimiento, semilleros (almácigos) y platabandas, los sistemas de riego y caminos deben ser diseñados e instalados. En las prácticas para el cultivo de plantas en vivero el método más común es el riego por aspersión (Puede ser fijo o móvil) o bien con mangueras y chiflón (móvil) (34). Ambos pueden satisfacer adecuadamente las necesidades de agua por las plantas.

En el riego por aspersión es necesario poner especial atención en la longitud que debe tener (dependerá del tamaño y distancia de camas de crecimiento, almácigo platabandas, etcétera), diámetro de la boquilla de la manguera, presión del aspersor, espaciamiento entre líneas de riego y posición y distancia entre aspersores; ya que estos elementos son los que permiten uniformizar la distribución del agua en el vivero (32).

Una vez que el sistema de riego fue instalado es necesario antes de hacerlo funcionar, asegurar que el tamaño de la gota sea adecuado. Esto se logra a través de la calibración de la boquilla a de la manguera y la presión del aspersor (en caso de usar chiflón también se puede regular) De no realizar esta operación se puede dañar las condiciones superficiales del suelo, lo cual puede afectar negativamente el proceso de germinación de las semillas. Para evitar estos problemas se recomienda que en la etapa de germinación se use una boquilla con un diámetro menor al normal, que permita reducir el efecto de goteo (32).

En caso de no contar con ningún equipo o infraestructura de riego, éste se puede efectuar por medio de regaderas de cebolla manuales, cuidando que el agua no lleve sedimentos y que la caída de agua de la regadera sobre las plántulas no sea muy fuerte; además, se debe asegurar que la distribución del agua sea abundante y pareja para todas las plantas (Figura A1.5)

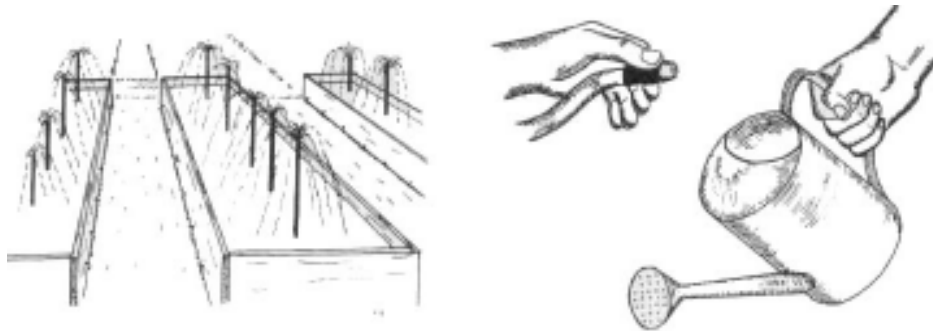


Figura A1.5 Tipos de riego

f) Bodega.

Es importante contar con un almacén que permita guardar los insumos y herramienta necesarios para realizar las actividades del vivero. Asimismo, se deben considerar las posibilidades de almacenamiento de las semillas que van a ser usadas para obtener la producción de plántulas. Es claro que las necesidades que esto demanda implica no sólo un lugar para guardar fertilizantes, herramientas, bolsas, etcétera; sino también una infraestructura que permita la operatividad en el almacenamiento y reservación de la longevidad de las semillas. Por ello. La

bodega debe ser una construcción fresca, con buena orientación y principalmente sin problemas de humedad. Además, en su construcción no se debe olvidar que las semillas que se almacenen tienen que estar separadas de los materiales, por lo que debe haber compartimientos que permitan su aislamiento. Por otra parte, su ubicación al interior del terreno debe ser accesible de tal forma que facilite el transporte de materiales y herramientas al lugar de trabajo.

Anexo 2. Obtención de semillas de pináceas

Aunque la viabilidad y rendimiento de las semillas están relacionadas en forma directa con la madurez del cono, cuando la recolección de éstas se retrasa hasta la etapa de su completa madurez, la semilla puede perderse debido a su dispersión natural, que coincide con la apertura del cono. Para evitar esto los conos deben colectarse tan pronto como las guías de madurez indiquen que están fisiológicamente maduros (20).

1 MANEJO DE LOS CONOS

Como el contenido de humedad de los conos es alto se recomienda que después de realizar la colecta, sean protegidas del calor del sol durante su transporte del sitio de colecta al vivero, para evitar un sobrecalentamiento del fruto que ocasione el desarrollo de hongos (20). Ya en el vivero, los conos se ponen a secar con los siguientes fines: disminuir su contenido de agua, concluir con la maduración, para que finalmente las escamas del cono se abran y liberen las semillas (11).

Los métodos para secar conos pueden ser al aire libre o por una corriente de aire seco a través de ellos, o bien de secados en un horno.

El primer caso es necesario contar con patios amplios, piso de cemento y buen drenaje, ara que los conos se extiendan sobre el piso (por 1 ó 2 semanas) de tal manera que todos reciban los rayos del sol y el secado se realice homogéneamente. Sobra decir el cuidado que durante este proceso se debe tener con la lluvia, roedores, pájaros, etcétera (11). Cuando los conos se ponen a secar en un área sombreada (bajo los árboles o piso de concreto), los conos deben esparcirse en capas de poco grosor para que a través de ellos se dé mayor movimiento de aire, en caso contrario, se facilita la aparición de hongos en los conos debido a que el concreto retiene humedad si el movimiento del aire no es adecuado (20).

Otra modalidad es la de extender los conos sobre charolas, las que en la parte inferior deberán tener mallas para evitar la pérdida de la semilla. Los conos se acomodan tratando de no encimar más de dos y se ponen a ventilación natural o artificial por 1 ó 2 semanas. Esta última se puede aplicar con calor seco o aire acondicionado. Las charolas se colocan una encima de la otra con una distancia entre sí, de cuando menos el doble del espacio que ocupen los dos conos encimados, para permitir que los conos se expandan al abrirse. Sí se colocan más de dos conos encimados, la abertura puede no presentarse o bien se da parcialmente. En caso necesario de encimar más de dos capas de conos, se recomienda que éstos se rehumedezcan ara cerrarlo y volverlos a secar hasta que se abran completamente (20)

En caso de no contar con la infraestructura para ninguna de las dos opciones anteriores, se puede buscar métodos alternativos cuyas bases sean cualquier sistema que evite el exceso de calor, y al mismo tiempo permita el secado. Un ejemplo concreto puede ser el de colectar los conos en bolsas de lino, o cualquier

otro material que permita el libre flujo de aire (las bolsas de plástico debe evitarse porque no permite la evaporación del agua). Las bolsas con los conos deben llenarse a más de la mitad de su capacidad para permitir la expansión de los conos, finalmente las bolsas con los frutos se exponen al aire libre (20).

El secado directo de los frutos en el horno implica tener un manejo cuidadoso de la temperatura y el tiempo de secado ya que los requerimientos varían para cada especie. No obstante el límite crítico en la temperatura de secado para la mayoría de las semillas es de 71°C (11, 20) Actualmente se han desarrollado una gran cantidad de métodos modernos de apertura de conos, entre ellos podemos citar los deshumedecedores químicos, lámparas de calor con rayos infrarrojo, estufas de secado solar, refrigeración combinada con efecto de vacío, ultrasonido microonda, y otros (20), obviamente los requerimientos de infraestructura y recursos económicos son elevados.

2 EXTRACCIÓN DE LAS SEMILLAS.

Una vez que las escamas del fruto han dejado en libertad las semillas, los conos deben golpearse para liberar las semillas que permanezcan adheridas, la porción que generalmente permanece en el cono es alrededor del 2 al 10 %, de no realizar esta operación se tendrá una pérdida considerable de semilla (11) Para varias especies de pino de los Estados Unidos, se han desarrollado estrategias complementaria que optimizan la cantidad de semillas obtenidas por cono, entre ellas se encuentran el rehumedecimiento del cono al que ya se le había extraído las semillas. Esto se realiza durante 30 min. A una temperatura de 29°C proporcionándole aire seco antes de aplicarle nuevamente calor. Con este método se logra incrementar 1/3 el rendimiento de las semillas. Evidentemente de volver a procesar los conos depende del valor y de la eficiencia de la extracción (20).

3 LIMPIEZA DE SEMILLAS

Muchas semillas de coníferas y hojosas están provistas de alas. Para facilitar el manejo envasado y transporte de las semillas es conveniente quitar el ala.

Cuando se manejan pequeñas cantidades de semillas el desalado puede realizarse manualmente (11), sin embargo, cuando se manejan semillas en grandes cantidades el desalado se realiza por medios mecánicos. Existen dos métodos básicos para quitar el ala de las semillas de pino: en seco y en húmedo.

Para la remoción en seco la semilla se coloca en máquinas equipadas con cepillos, palas u otros materiales que rocen las semillas para liberarlas del ala.

La remoción en húmedo parte del hecho que las alas de las semillas de pino son hidróscópicas, por lo que si se agrega humedad al ala, ésta la absorberá y al incharse se liberará de la semilla. El proceso puede acelerarse agregando agua en exceso y aplicando agitación, posteriormente las semillas sin ala se ponen a secar (20).

Las semillas que se obtienen en el proceso anterior, vienen mezcladas con una gran cantidad de basura como acículas, pedazos de ala, semillas vanas, polvo resina, etcétera. La manera de remover impurezas y semillas vanas consisten en pasar las semillas por corrientes de aire y tamices vibratorios de diferentes tamaños de malla. Al hacer vibrar los tamices y aplicar aire (al mismo tiempo), se van eliminando las partículas leñosas quedando al final solamente las semillas llenas (11, 20).

Cuando las semillas no se van a utilizar inmediatamente es necesario almacenarlas adecuadamente para conservar su viabilidad, las recomendaciones son almacenarlas a temperatura de 1 a 5°C y contenidos de humedad menores del 10% (20).

Anexo 3. Determinación de la pureza del lote de semillas

La determinación de la pureza es una medición del proceso de limpieza de las semillas y es de gran utilidad cuando se siembra la semilla por peso o número de semillas. Esta prueba separa la muestra en Semillas Puras que no presentan daños de ningún tipo (insectos, mecánicos, etcétera), y Material inerte, incluye todo aquel material no germinable (pedazos de semillas, ramas piedras, etc. Esta evaluación se realiza de las siguientes manera:

1. Pesar una muestra de semillas.
2. Separar basura e impurezas del lote que fue pesado.
3. Pesar por separado la semilla limpia y la basura.
4. Calcular la pureza con la formulas.

$$\% \text{Pureza} = \frac{\text{Peso de la semilla limpia}}{\text{Peso total de la muestra}} \times 100$$

$$\% \text{Material} = \frac{\text{Peso material inerte}}{\text{Peso total de la muestra}} \times 100$$

Debido a que la pureza se basa en el peso, cualquier evaluación de la limpieza (buena o mala) deberá ser referida al tipo de impurezas. No es lo mismo reducir la pureza a un 90% con alas de semillas de pino, que son muy ligeras, que con restos de fruto, pues esto último es más pesado y más fácilmente baja la pureza (11, 20).

Anexo 4. Tratamiento pregerminativo aplicables en vivero con métodos rudimentarios

1 ESTRATIFICACIÓN

Consiste en colocar las semillas en capas o estratos húmedos a temperaturas altas o bajas, usando sustratos tan variables como la arena del río, aserrín, vermiculita, y perlita; con una temperatura que puede variar desde 0 a 10°C de 20 a 30°C. El período de estratificación puede ser desde una semana hasta cuatro meses, dependiendo de las especies con las que se trabaje (11).

La estratificación al calor se usa para romper la latencia por inhibidores químicos. El tratamiento puede aplicarse a semillas no despulpadas, en cuyo caso la pulpa puede participar en el proceso de descomposición como proveedor de calor. Si las semillas son despulpadas, es preciso envolverlas en una capa de material capaz de descomponer para suministrar el calor deseado (20 a 25°C) y simultáneamente disolver, absorber y desechar las sustancias que evitan la germinación.

El medio en que puede desarrollarse la estratificación al calor puede ser, el lugar donde se prepara el abono, aserrín húmedo o en una fosa especial. En este último caso, las semillas son puestas en una caja de estratificación al interior de la fosa, las que deben ir mezcladas con carbón de madera muy fino o turba fina para asegurar humedad constante, absorber las sustancias inhibidoras de la germinación y evitar el desarrollo de moho (30).

La estratificación al frío es usada para romper la latencia por inmadurez del embrión. Consiste en colocar las semillas en bolsas de plástico con un sustrato húmedo (puede ser suelo del mismo vivero) y se entierran o colocan en cajas de madera, esta actividad debe hacerse en invierno, que es cuando se tienen las temperaturas más bajas.

Otro método utilizado para estratificar al frío consiste en humedecer las semillas durante toda una noche, posteriormente desalojar el exceso de agua durante varios minutos, después colocarlas en bolsas de plástico, y sellarlas para evitar pérdida de humedad (las semillas no deben quedar muy apretadas).

Finalmente, las bolsas se almacenan a temperaturas de 2 a 3°C y se revisan periódicamente (más de una vez por semana) con el fin de agitar y abrir las bolsas, para evitar la falta de oxígeno (una forma rápida de percibir la falta de oxígeno es cuando se abre la bolsa y detecta olor a alcohol). Al final del período de estratificación las semillas se lavan y se tratan de efectuar la siembra lo más rápido posible.

2 ESCARIFICACIÓN

Es la modificación de la testa de la semilla para disminuir su resistencia mecánica (latencia por testa dura), o bien para permitir el paso de agua u oxígeno en el caso de cubiertas impermeables (Latencia por impermeabilidad de la testa). La escarificación puede realizar por medios químicos, térmicos y mecánicos.

Los tratamientos de escarificación mecánica consisten en romper o desgastar la testa por diversos métodos: frotar la semilla con una lija, agitar las semillas en un recipiente con arena, hacer incisiones hendiduras o arañazos con cuchillos, todo esto cuando se manejan lotes de semillas pequeños.

En el caso de manejar lotes grandes se puede utilizar pequeños barriles rotativos forrados interiormente con papel lija y/o agregando arena abrasiva. Para determinar el tiempo óptimo de escarificación, durante el proceso se toman muestras de las semillas y se observan con una lupa. Las semillas que han alcanzado un punto adecuado de escarificación deben mostrar arañes o raspaduras en la testa, pero sin exponer la parte interna de la semilla (11).

Las escarificaciones químicas consisten en la alteración de la testa de la semilla con agentes químicos como ácido fuertes o disolventes orgánicos tales como alcohol o acetona.

El remojo en ácido sulfúrico concentrado (ácido de batería de carro), consiste en poner las semillas en frascos de vidrio para posteriormente cubrirlas con el ácido, agitando el recipiente con precaución de tiempo en tiempo. La duración del remojo varía dependiendo de la especie, y puede ser desde muy corto, 1 minuto por ejemplo, hasta 10 horas.

Para determinar el tiempo necesario, se toman muestras de las semillas a intervalos regulares de tiempo y se mide la disminución del grosor de la testa. El tratamiento termina cuando la testa de la semilla alcanzó el grosor del papel. Al final del tratamiento se escurre el ácido y se lavan las semillas con agua abundantemente por lo menos durante 10 min. (11).

El remojo en alcohol o acetona se usa sólo en el caso que las semillas presenten una testa cerosa y se aplica siguiendo el método antes descrito (30).

3 REMOJO EN AGUA

El propósito de las semillas en agua es para modificar o reblandecer las cubiertas duras, remover los inhibidores de la germinación y reducir el tiempo de germinación. El tiempo de remojo varía para cada especie, generalmente se utilizan dos tipos: remojo en agua caliente.

El remojo en agua caliente o escarificación térmica se utiliza para romper la latencia debida a impermeabilidad de la testa. Este consiste en colocar las semillas en agua caliente (cubriéndolas perfectamente, de 4 a 5 veces su volumen) con temperaturas de 77 a 100°C por algunos minutos durante este proceso se debe cuidar que no hiervan las semillas, ya que se corre el riesgo de dañarlas. Posteriormente se retiran del fuego y se dejan remojando en el agua que se enfriará gradualmente, durante 12 ó 24 hrs.

Normalmente la siembra de las inmediatamente (11, 30). Otra modalidad a este tipo de escarificación es el choque térmico, en el Estudio de caso se ejemplifica detalladamente.

El remojo en agua fría (temperatura ambiente) se utiliza para acortar el período de germinación y para romper la latencia debida a inhibidores químicos. Para el primer caso el remojo es efectivo ya que facilita la absorción de agua en aquellas semillas que han sido excesivamente deshidratadas., o bien en las que presentan testa ligeramente permeables. En el segundo caso, el remojo favorece el lavado de los inhibidores de la germinación que se presentan en el interior de la semilla. El remojo en agua de las semillas se realiza durante algunas horas hasta varios días, según el caso, puede ser necesario cambiar el agua periódicamente o proceder al remojo con la ayuda de canastas en un ráchuelo. Otra forma puede ser almacenando las semillas en un medio saturado de agua, por ejemplo en sacos de yute mojado. Este tratamiento puede mantenerse durante varias semanas regando los sacos regularmente (11, 30).

Anexo 5. Determinación del número de semillas por kilogramo

La evaluación se utiliza para determinar la cantidad de semillas que se requiere para la siembra e indirectamente, el tamaño de la semilla (20). El resultado se estima con base en semilla pura. A continuación se explica y ejemplifica numéricamente (datos tomados de 20) la obtención de este índice.

1. Tomar 5 muestras de 100 semillas cada una.
2. Pesar las muestras por separado.

MUESTRA	GRAMOS
1	5.30
2	5.31
3	5.42
4	5.44
5	5.58
Total	27.05

3. Sumar el peso de cada una de las muestras y obtener el total, este valor se dividirá entre 5 para determinar el peso promedio.

$$\frac{\text{Total}}{\text{Número de muestras}} = \frac{27.05}{5} = 5.41 \text{ gr}$$

4. Obtener el 10% del valor promedio de la muestra.

$$5.41 \times 0.10 = 0.54$$

5. Evaluar la confiabilidad de la prueba considerando lo siguiente .

5.1 De las 5 muestras pesadas, a la de mayor peso se le resta la de menor peso muestra de mayor peso-muestra de menor peso = (5.58gr) – (5.30gr) = 0.28 gr.

5.2 Comparar el valor obtenido en el apartado 4 y 5.1. Para este ejemplo encontramos que 0.54 es mayor que 0.28, entonces la prueba es confiable. Si el valor de las diferencias de la muestra de mayor peso con respecto a la de menor peso, hubiera sido mayor que el valor obtenido en el 10% del promedio, la prueba tendría que repetirse o tendrían que considerar mayor número de muestras, ara lograr una evaluación representativa.

6. Si el resultado es aceptable se multiplica el peso total de las semillas por 2, para obtener el peso de 1,000 semillas.

Peso total de las 5 muestras (500 semillas) X 2 (1000 semillas) = 27.05 X 2 = 54.10 gr.

7. Calcular el número de semillas por kilogramo con base en la siguiente fórmula:

$$\# \text{ S/Kg} = \frac{1,000 \text{ semillas} \times 1000 \text{ gr,}}{\text{peso de 1 000 semillas gr}} = \frac{1,000,000}{54.10} = 18,484.3 \text{ semillas por K.}$$

Anexo 6

1 DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE SEMILLAS VIABLES POR KILOGRAMO

Esta información es útil para calcular el número de plántulas susceptible de obtener en un kilogramo de semilla, y se obtiene aplicando la siguiente fórmula:

$$\#S. V. /Kg = \% P \times CG \% \times \# S/Kg$$

Donde:

S. V./Kg = Número de semillas viables por kilogramo.

% P = Porcentaje de pureza de las semillas.

CG % = Capacidad de germinación de las semillas en porcentaje.

S/ Kg = Número de semillas por kilogramo.

Todos los cálculos mencionados en este apartado son útiles para determinar la cantidad de semillas y/o plántulas necesarias para reforestar (11). En los anexos 4 y 5 se reseña cómo obtener el porcentaje de pureza y número de semillas por kilogramo. La capacidad de germinación se ejemplifica numéricamente en el estudio de caso.

2 DETERMINACIÓN DE LA CANTIDAD DE SEMILLAS NECESARIAS PARA REFORESTAR UN ÁREA DETERMINADA

La determinación parte de conocer cual va a ser la densidad de plantas un ejemplo numérico (tomado de 11) para que el viverista conozca la utilidad de los índices utilizados en el análisis de las semillas (Porcentaje de pureza de las semillas, Capacidad de germinación, número de semillas viables por kg y número de semillas por kg) y su aplicación en la determinación de la cantidad de semilla requerida.

Supongamos que se requiere reforestar 500 hectáreas con una densidad de siembra de 555 plantas por hectárea.

a) Determinación del número total de plantas necesario .

$$NTP = NP / ha \times N haR$$

Donde:

NTP = Número total de plantas.

NP/ ha = número de plantas / hectáreas.

NhaR = Número de hectáreas a reforestar.

Entonces:

$$NTP = 555 \text{ plantas / ha} \times 500 \text{ has} = 277\,500 \text{ plantas.}$$

A esta cantidad habrá que adicionarle un cierto porcentaje de plantas (NTPA) por concepto de pérdida en almacigos, vivero, trasplante, reposiciones, etc. Es

recomendable que el porcentaje adicional se fije en un 20% calculándolo de la manera siguiente:

$$NTP \times 20\% = 277\,500 \times .20 = 55\,500$$

Entonces:

$$NTP = 277\,500 + 55\,500 = 333\,000 \text{ plantas}$$

Se tendrán que producir 333 000 plantas para asegurar la reforestación de 500 hectáreas .

b) Para asegurar la producción de este número de plantas se debe considerar en primera instancia el número de semillas viables por kilogramo (# S.V. / kg)

$$\# \text{ S. V. / Kg} = (\% P) \times (C G \%) \times (\# S / \text{Kg})$$

Donde:

$$(\% P) = \text{porcentaje de pureza de las semillas} = 100\% = 1$$

$$(C G \%) = \text{Capacidad de germinación} = 75 \% = 0.75$$

$$(\# S / \text{Kg}) = \text{número de semillas por kilogramo} = 3571$$

Entonces:

$$\# \text{ S. V. / Kg} = (1) \times (0.75) \times (3571) = 2678$$

c) Para determinar la cantidad de semillas necesarias y producir el número de plantas deseadas se aplica la siguiente fórmula:

$$N = \frac{NPT}{\# \text{ S. V. / Kg}}$$

Donde:

N = número de semillas necesarias

NTP = Número total de plantas a producir

S V / Kg = número de semillas viables por kilogramo

$$N = \frac{333,000}{2678} = 124$$

Por lo tanto se requieren 124 kg de semillas para producir 333 000 plantas.

3 CÁLCULO DE LA CANTIDAD DE SEMILLAS REQUERIDA EN LA SIEMBRA DE ALMÁCIGOS

Algunas veces es necesario hacer la siembra de las semillas en almácigo para posteriormente hacer el trasplante de las plántulas a los envases o camas de crecimiento. El cálculo requiere de los mismos índices obtenidos en el análisis de semillas, aunado a un factor de corrección, la densidad de siembra que se desea en el almácigo y el área del semillero. A continuación se describe como calcular el número de semillas requerido, ejemplificando numéricamente (tomado de 11). La cantidad de semilla se calcula con base en la siguiente fórmula:

$$C = \frac{A \times D}{(CG \%) \times (\% P) \times (\# S. V. / kg) \times (F)}$$

Donde:

C = cantidad de semillas requeridas en kg

A = área del semillero = 10 M²

D = densidad de siembra = 400 plantas por m²

CG % = capacidad de germinación = 80 % = 0.8

%P = pureza de la semilla = 87% = 0.87

S. V. / Kg = número de semillas viables por kilogramo = 855

F = factores de corrección = 0.9

$$C = \frac{10 \text{ m}^2 \times 400 \text{ plantas / m}^2}{(0.8) \times (.87) \times (855) \times (0.9)} = \frac{4000}{535.572} = 7.469$$

Por lo tanto, se requieren 7.469 kg de semilla.

Anexo 7. Tratamiento de fumigación para el sustrato.

Se menciona que los tratamientos de fumigación para el suelo o medio de germinación no son muy recomendables dado que los costos se incrementan fuertemente y se afecta a la flora nativa benéfica para las plantas (micorrizas y bacterirrizas).

Asimismo, se reconoce que es más fructífero usar medios estériles u otras medidas de sanidad, e inclusive se sugiere que éstas se hagan sólo cuando el riesgo es evidente (28). No obstante esto, es importante considerar los riesgos que se pueden presentar y la forma de controlarlos.

A excepción de la vermiculita y perlita cuando se utilizan por primera vez, es necesario esterilizar las mezclas de suelo y los medios de germinación para reducir en lo posible la incidencia de plagas, enfermedades y malezas. La esterilización se realiza usando compuestos químicos o calor.

Los tratamientos químicos se deben aplicar a la mezcla de suelo cuando está húmeda (entre 40 y 80 % de capacidad de campo), a temperaturas de 18 a 24°C y durante las primeras horas de la mañana o bien por la tarde.

Dentro de los compuestos químicos más usados y que no afectan las propiedades físico-químicas del suelo se encuentran el formaldehído y el bromuro de metilo.

1 FORMALDEHÍDO

Tiene muy poder de penetración, mata semillas de malezas, pero no siempre nemátodos e insectos. Para usarlo se mezcla 4 litros de formol comercial (a una concentración de 40%) en 190 litros de agua . Por cada m³ de la mezcla de suelo se aplica los 194 litros de la solución (agua más formol). La tierra así tratada se cubre con un plástico o lona impermeable durante 24 hrs, posteriormente se retira la cubierta y se deja ventilar y secar durante 15 días o hasta que desaparezca el olor a formol (11).

2 BROMURO DE METILO

Es de gran efectividad pues mata la mayoría de nemátodos, hongos, bacterias, y semillas de malezas.

Es inodoro y muy volátil y se aplica a razón de 1 lb (45.36 gr) por 1 m³ de suelo. Para su aplicación se requiere contar con depósitos adecuados de tierra, o bien acomodar la tierra en camellones por debajo de los cuales se encontrará una manguera con numerosas perforaciones (el compuesto se hará pasar por éstas) , una vez que se haya colocado el inyector en el recipiente que contiene al bromuro de metilo se inyecta. El suelo tratado se cubre con plástico o lonas impermeables durante 72 hrs. Posteriormente se retira y se ventila de 7 a 10 días antes de usarlo (11). Es muy importante que en la manipulación y aplicación de este compuesto

se extremen las precauciones ya que es sumamente tóxico para el hombre, por ello sólo se debe usar en espacios abiertos y con mascarillas.

3 CALOR

La fuente de calor más comúnmente usada para esterilizar suelos es el vapor. Este se inyecta por medio de tubos perforados al suelo, almácigos y/o depósitos de suelo cubiertos y previamente humedecidos. Los tubos se colocan de 20 a 30 cm. Por debajo de la superficie del sustrato. La temperatura recomendable es de 82°C durante 30 min. A esta temperatura la mayoría de semillas de maleza se destruyen (11).

BIBLIOGRAFÍA

1. Vázquez-Yanes, C. y V. Cervantes. (1993). Estrategias para domesticación y propagación de árboles nativos de México. *Ciencia y Desarrollo*. 19:113. 52-58
2. Centro Regional de Ayuda Técnica. (1996) Manual de conservación de suelos. Editorial Limusa, México. 332. pp.
3. Suárez de Castro, F. (1979), Conservación de Suelos. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas. San José, Costa Rica, C.A. 315 pp.
4. Colegio de Posgraduados (1991). Manual de Conservación de Suelos y del Agua. Colegio de Posgraduados , Chapingo, México. 584 pp.
5. Pritchett, W. L. (1986) Suelos Forestales, Propiedades, Conservación y Mejoramiento. Editorial Limusa. México. 634 pp.
6. Lamprecht, H. (1990): Silvicultura en los Trópicos. Los Ecosistemas Forestales y sus Especies Arbóreas—Posibilidades y Métodos para un Manejo Sostenido –Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit. Eschborn, República Federal de Alemania. 335 pp.
7. Spurr. H. S. & B.V. Barnes. (1982). Ecología forestal. AGT Editor, S. A. México 679 pp.
8. Arriaga, V. (1991) Fenología de 12 Especies de la Montaña de Guerrero, México : Elementos para su Manejo en una Comunidad Campesina. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias, UNAM, México. 95pp
9. Cronquist, A. (1977) Introducción a la Botánica. CECSA, México . 847 pp.
10. Scagel, R., R. Bandoni, G. Rouse, W. B. Schofield, J. Stein & T. M. Taylor (1980). El reino Vegetal. Los Grupos de Plantas y sus Relaciones Evolutivas. Omega, Barcelona, España. 659 pp
11. De la Cruz, J., A. Zárate, A. Peña y A. Mendoza. (1987). Manual de semillas, viveros y plantaciones forestales. Universidad Agraria “Antonio Narro”. Departamento Forestal (mimeografiado).71pp
12. Rodríguez, C. y C. Vázquez-Yanes. (1992) . La conservación de plantas en peligro de extinción a través del almacenamiento a largo plazo de semillas. *Interciencia* 17:5. 293-297
13. Vázquez-Yanes, C. (1997). Los Bancos de almacenamiento de semillas en la conservación de especies vegetales. *Ciencia* 38:. 239-246.
14. Roberts, E.H. (1972). Dormancy: affecting seed survival in soil. En: Roberts, E. H. (Ed.) *Viability of Seeds*. pp 321-359. Chapman and Hall LTD, Londres.
15. Vázquez-Yanes, C. y J. Toledo (1989). El almacenamiento de semillas en la conservación de especies vegetales. Problemas y aplicaciones. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. 49. 61-69. México.
16. Vázquez-Yanes, C. (1992) . El almacenamiento prolongado de semillas necesidad impostergable. *Ciencia y Desarrollo*. 18: 16. 33-39.

17. Harrington, J. (1972). Problem of seed storage. En: Heydecker, W. (Ed.) Seed Ecology. Pp. 251-163. London Butterworths, Londres
18. Bewley, J. D. Y M. Black. (1962). Viability, Dormancy and Environmental Control. En: Physiology and Biochemistry of Seeds in Relation To Germination. Vol. II. 360 pp. Springer-Verlang. New York.
19. Harrington, J. (1972). Seed storage and longevity. En: Kozlowski, T. (Ed). Seed Biology. Vol. III. Pp. 145-245. Academic Press, New York.
20. Belcher, E. W. (1991). Manejo de semillas en Especies del Género Pinus. Universidad oular Autónoma de Puebla, escuela de Fitotecnia. Serie Temas Forestales No. 4 Puebla, México, 66 pp.
21. Orozco-Segovia, A. (1991). Latencia de las semillas: una interpretación desde el punto de vista de la fisiología ecológica. Macpalxochiltl. 3-6. Boletín Informativo de la Sociedad Botánica de México.
22. Harper, J. L. (1957) The ecological significance of dormancy and its importance in weed control. Proc. 4th Int. Congr. Protection, Hamburg. I. 415-420pp.
23. Vázquez-Yanes, C. (1983). Estudios sobre la ecofisiología de la germinación de una zona cálida húmeda de México. En: Gómez-Pompa, A., C. Vázquez-Yanes, S. Del Amo y A. Butanda (Eds.) Investigaciones para la Regeneración de Selvas Altas en Veracruz, México. P. 279-387. Continental, México.
24. González-Zertuche, L. (1992). Métodos de Análisis para el Estudio de la Germinación de Manfreda Brachystachya (Cav.) Rose Fam. Amarylidaceae. Tesis Profesional, Facultad de Ciencias UNAM, México. 60.
25. Barnett, J. P. (1988). Container production of seedlings for progeny test. En: Proceeding, WGFTIP. Tree Improvement Short Course. USDA. Pp. 113-131. Forest Service. New Orleans, Louisiana.
26. Barnett, J. P. (1988). Site preparations, containers and soil types affect field performance of Loblolly Longleaf pine seedling. En: Proceeding, of the Fifth Biennial Southern Silvicultural Research Conference. USDA. pp. 155-158. Forest Service. New Orleans, Louisiana.
27. Armson, K. A. y V. Sadreika. (1979). Forest tree Nursery, Soil Management and Related practices. Toronto, On., Ontario Ministry of Natural Resources. 179 pp.
28. Londis, T., R. Tinus, S. MacDonald, y J. Barnett. (1990). The Containers Tree Nursery Manual. Containers and Growing Media. Vol 2 67 pp., USDA Forest Service. Washington, D. C.
29. Tinus, W. R. (1975). The Place of Container Seedlings in Nursery Production Programs. U. S. Forest Service. 11pp. Servicewide Conference on Planting Stock Production USA.
30. Combe, J. (1989). Curso de Técnicas de Vivero y Plantaciones. Centro Agronómico Tropical y enseñanza. Área de Producción Forestal Agroforestal para América Tropical. INFORAT. No acceso 10994.

31. Coleman, M., J. Dunlap, D. Dutton, y C. Bledsoe. (1987). Nursery on field evaluations of compst-grown. Coniferus seedlings. 24-28. USA.
32. Thompson, B. E. (1991). Establecimiento de un cultivo, siembra y Cuidados Iniciales de la Plántula. Universidad Popular Autónoma de Puebla, Escuela de Fitotecnia. Serie Temas Forestales No 3 Puebla México. 38 pp.
33. May, J. T. (1991). Condiciones del Sitio a Considerar en el Establecimiento de un Vivero Forestal Permanente. Universidad Popular Autónoma de Puebla, Escuela de Fitotecnia. Serie Temas Forestales No 2. Puebla México. 33. pp.
34. FIRA (1985). Riego y Drenaje. Vol. I y II. Serie Instructivos Técnicos de apoyo para la formulación de proyectos de financiamiento y asistencia técnica.
35. Baudillo, J. (1982). 500 Especies de Árboles y Arbustos: Multiplicación y Reproducción. Biblioteca Agrícola Eedos. Barcelona, España. 272 pp.
36. Álvarez, R. S. (1973) Multiplicación de Árboles Frutales. Biblioteca Agrícola Eedos. Barcelona, España. 297 pp.
37. Leakey, R. B. y F. Mesén . (1983). Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. En: Cornelius, J. P., J. F. Mesén y E. A. Corea (Eds). Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central. pp. 113-133. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza Proyecto Mejoramiento Genético forestal. Costa Rica, C.A.
38. Longman, K. A. (1993) Rooting Cutig of Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals. Commonwealth Science Council. Vol. I, 137 pp.
39. Mathus, M. G. (1978) Preparación del terreno. Memorias de la Primera Reunión Nacional sobre Plantaciones Forestales. SARH-DGICF: Publicación especial No 13. México.
40. Pimentel, B. L. (1970) Preparación del terreno en plantaciones forestales. Memoria de la Primera Reunión Nacional sobre Plantaciones Forestales. SARH-DGICF: Publicación especial No 13. México.
41. Rojas (1981). Preparación de suelos forestales. Boletín de Divulgación No 8 Colección Técnica COPLAMAR. México.
42. Vargas-mena, a. (1991) Supervivencia y Crecimiento de Leguminosas Utilizadas en la Reforestación de la Selva Baja Caducifolia en la Montaña de Guerrero. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, UNAM: México 65 pp.
43. Toledo. C. (1994). Diagnóstico Ecogeográfico y Ordenamiento Ambiental del Municipio de Alcozauca, Guerrero a través de un SIG. Tesis de Posgrado (Maestría) Facultad de Ciencias, UNAM: 218. pp.
44. Miranda, F. Y E. Hernández X. (1963) Los Tipos de Vegetación de México y su clasificación. Boletín de la Sociedad de México. 28. 29-179. México.
45. Viveros, J. L. y A. Casa (1985) Etnobotánica Mixteca: Alimentación y subsistencia en la Montaña de Guerrero. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias, UNAM, México. 189 pp.

46. Rzedowski, J. (1978). Vegetación de México. Editorial Limusa, México. 432.pp.

47. Cervantes, V. y V. Arriaga . (en revisión) Crecimiento y producción de biomasa en nueve leguminosas leñosas nativas de la región de la Montaña de Guerrero, México. 27.pp.

48. Cervantes, V., J. Carabias & C Vázquez-Yanes. Inducción of seed germination in woody legumes from deciduous tropical forest of southern México (Aceptado) Forest Ecology and Management

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	5
¿HACIA QUIÉN VA DIRIGIDO Y EN QUÉ ECOSISTEMAS?	5
I. Aspectos a considerar en la reforestación	7
1 EN QUÉ SITIOS REFORESTAR	7
2 QUÉ ESPECIES UTILIZAR	7
a) <i>Criterios en la selección de especies.</i>	7
1) <i>Características ambientales del sitio</i>	8
2) <i>Uso deseable de la parcela a reforestar</i>	10
3) <i>Disponibilidad de propágulos de especies locales</i>	10
b) <i>Estudios previos a la selección de especies</i>	11
1. <i>Fenología</i>	12
2) <i>Geminación</i>	13
3) <i>Crecimiento</i>	13
3 MÉTODOS DE REFORESTACIÓN	14
a) <i>Métodos que requieren de vivero.</i>	14
1) <i>Método de plántulas producidas a partir de semillas.</i>	14
2) <i>Método de propágulos producidos vegetativamente</i>	15
b) <i>Métodos que no requieren de vivero.</i>	15
1) <i>Método de siembra directa de la semilla en el terreno.</i>	15
2) <i>Método de reforestación con renuevo natural de bosque.</i>	16
II. Colecta, preservación, propagación	19
y manejo de especies nativas	19
1. DÓNDE PRODUCIR LAS PLANTAS	19
2 CÓMO PRODUCIR PLANTAS NATIVAS	20
3 PROPAGACIÓN POR SEMILLAS	20
a) <i>Características del fruto.</i>	21
b) <i>Tipos de fruto.</i>	23
<i>Frutos secos.</i>	23
<i>Folículo</i>	23
<i>Legumbre.</i>	23
<i>Cápsula.</i>	23
<i>Aquenio.</i>	23
<i>Sámara.</i>	24
<i>Nuez.</i>	24
<i>Grano o cariósipide.</i>	24
<i>Frutos carnosos.</i>	25
<i>Baya.</i>	25
<i>Baya típica.</i>	25
<i>Pepénide.</i>	25
<i>Hesperidio.</i>	25
<i>Drupa.</i>	25
<i>Pomo</i>	25
c) <i>Colecta.</i>	25
1) <i>Época de colecta</i>	25
2) <i>CÓMO HACER LA COLECTA.</i>	26
d) <i>Obtención y limpieza de semillas.</i>	27

4 TIPOS DE SEMILLAS Y SUS CARACTERÍSTICAS	29
a) Longevidad de las semillas.	29
b) Semillas ortodoxas.	30
c) Semillas recalcitrantes.	31
5 PRESERVACIÓN DE LAS SEMILLAS EN CONDICIONES DE ALMACENAMIENTO	31
a) Determinación del contenido de humedad de las semillas.	32
1) Método de mordedura.	32
2) Deshidratación por medio de horno.	32
b) Temperaturas de almacenamiento.	33
C) Secado de las semillas.	33
2) Exposición de las semillas a flujos de aire.	34
3) Exposición de las semillas a flujos de aire seco	34
d) Envasado de las semillas	35
1) Latas o tambores aislantes de humedad.	35
2) Cuartos desumidificadores.	36
3) Cajas de metal o recipientes con desecantes sólido.	36
6 LATENCIA Y TRATAMIENTO PREGERMINATIVOS	39
a) Latencia innata o primaria	39
b) Latencia inducida o secundaria	40
c) Latencia obligada	40
d) Propagación de especies con semillas ortodoxas	42
7 PRUEBAS DE VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS	42
a) Incisión del embrión	42
b) Tetrazolium.	43
c) Pruebas de germinación.	43
1) Capacidad de germinación.	43
2) Velocidad de germinación.	43
3) Homogeneidad de germinación.	43
8 MÉTODOS DE CULTIVO	45
Cultivo en envases de crecimiento. Ventajas y desventajas.	46
a) Mezclas de suelo y medios de germinación	48
1) Vermiculita.	48
2) Perlita.	48
3) Aserrín y Viruta.	48
4) Turba y Vermiculita.	49
5) Turba y aserrín.	49
6) Mezcla de suelo.	49
b) Almacigos.	49
c) Formación de camas de crecimiento (cultivo a raíz desnuda)	50
d) Envases o contenedores de crecimiento	51
1) Preparación del medio de crecimiento para los envases	52
2) Preparación de los envases	52
9) SIEMBRA DE LAS SEMILLAS	55
a) Siembra en semilleros.	56
b) Siembra en camas de crecimiento	57
c) Siembra en envases de crecimiento	57
10 TRASPLANTE	58
a) Trasplante a camas de crecimiento (cultivo a raíz desnuda).	59
b) Trasplante a envases de crecimiento.	59

<i>Acomodo de los envases en las platabandas.</i>	62
11 CUIDADOS DURANTE LA GERMINACIÓN Y CRECIMIENTO INICIAL DE LAS PLÁNTULAS	63
a) <i>Riego.</i>	63
b) <i>Deshierbe.</i>	64
c) <i>Plagas y enfermedades</i>	65
d) <i>Manejo de tallas adecuadas.</i>	65
12 PROPAGACIÓN DE ESPECIES CON SEMILLAS RECALCITRANTES	65
13 PROPAGACIÓN POR SEMILLA	66
14 PROPAGACIÓN VEGETATIVA O CLONAL	66
a) <i>Micropropagación</i>	67
b) <i>Propagación vegetativa</i>	67
1) <i>Elección y manejo de la planta donante.</i>	69
2) <i>Obtención de las estacas.</i>	70
3) <i>Aplicación de auxinas a las estacas.</i>	73
4) <i>Propagadores y medios de enraizamiento.</i>	76
<i>Sistema de aspersión</i>	76
<i>Sistema sin aspersión.</i>	76
<i>El medio de enraizamiento</i>	78
<i>Siembra de las estacas en el propagador.</i>	78
<i>Tiasplante y acondicionamiento de las estacas.</i>	79
5) <i>Método rústico</i>	80
6) <i>Enraizado por trincheras.</i>	81
c) <i>Selección colonial.</i>	82
15 CONCLUSIÓN	84
III. Reforestación	85
1 PREPARACIÓN DEL TERRENO PARA LA REFORESTACIÓN	85
a) <i>Características adversas de los sitios.</i>	85
1) <i>Suelos compactados</i>	85
2) <i>Recosidad.</i>	86
3) <i>Maleza</i>	86
1) <i>Roza y quema</i>	86
2 MÉTODOS DE PREPARACIÓN DEL TERRENO	88
a) <i>Métodos individuales</i>	89
1) <i>Cepa común</i>	89
2) <i>A pico de pala.</i>	91
3) <i>Tuceros.</i>	92
4) <i>Sistema Español.</i>	93
5) <i>Sauceda I.</i>	94
6) <i>Sauceda II.</i>	94
b) <i>Métodos colectivos.</i>	95
1) <i>Zanja ciega.</i>	95
2) <i>Zanja trinchera.</i>	96
3) <i>Sistema Nezahualcoyotl.</i>	96
4) <i>Sistema Gradoni.</i>	97
3 CERCADO DE LA PARCELA A REFORESTAR	99
4 TRAZO DE LAS CEPAS	99
a) <i>Cobertura vegetal.</i>	100
b) <i>Pendiente del terreno.</i>	100
c) <i>Textura del suelo</i>	100

d) Precipitación	101
5 NÚMERO DE PLANTAS NECESARIAS	102
6 TRASLADO DE PLÁNTULAS AL LUGAR DE LA REFORESTACIÓN	102
a) Traslado de plántulas con envase de plástico	103
b) Transporte de plantas a raíz desnuda	104
7 TRASPLANTE	105
a) Época de trasplante	105
b) Como hacer el trasplante	106
c) Cuidados posteriores al trasplante	108
3) Aplicación de insumos	109
4) Riesgos auxiliares	109
5) Poda	110
8 APROVECHAMIENTO DE ÁREAS REFORESTADAS	111
a) Área de pastoreo	111
b) Áreas de recolección de leña	111
c) Áreas de recolección	112
d) Áreas reforestadas que se reabrirán a la agricultura	112
IV. Estudio de caso	113
1 ÁREA DE ESTUDIO	113
2 DÓNDE SE REFORESTÓ	113
3 CON QUÉ ESPECIES SE REFORESTÓ	114
a) Distribución y abundancia de las especies	114
<i>Lysiloma divaricata</i>	114
<i>Lysiloma acapulcensis</i>	114
<i>Prosopis juliflora</i>	115
<i>Leucaena esculenta</i>	115
<i>Leucaena macrophylla</i>	115
TABLA IV.2 DISTRIBUCIÓN DE LAS ESPECIES	116
b) Fenología	116
C) Germinación y crecimiento	116
4 OBTENCIÓN Y MANEJO DEL GERMOPLASMA	118
a) Época de colecta	118
b) Colecta de frutos	118
c) Obtención y limpieza de semillas	119
d) Almacenamiento de semillas	126
5 TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS	127
6 EVALUACIÓN DE LA CALIDAD DEL LOTE DE SEMILLAS	127
a) Manejo de datos	130
1) Obtención del tiempo de latencia (TL) por tratamiento	130
2) Tiempo necesario para obtener el máximo número de semillas germinadas (TCG).	
133	
3) Obtención de la capacidad de germinación porcentual (CG%).	133
GRÁFICA IV.2 CAPACIDAD DE GERMINACIÓN PARA TODOS LOS TRATAMIENTOS PROBADOS.	134
4) Porcentaje de germinación diaria en el tiempo	135
5) Germinación acumulada en el tiempo (% GAT)	135
7 PROPAGACIÓN DE LAS ESPECIES EN EL VIVERO	136
<i>Siembra de las semillas en los envases.</i>	140
8 CUIDADO DE LAS PLÁNTULAS	141
9 CÓMO SE REFORESTÓ	142

10 EVALUACIÓN DE LA REFORESTACIÓN	144
a) <i>Sobrevivencia y crecimiento</i>	144
b) <i>Cambios en el suelo</i>	145
Anexo 1. Vivero	147
1 CRITERIOS PARA EL ESTABLECIMIENTO DE UN VIVERO.	147
a) <i>Ubicación</i>	148
b) <i>Forma del terreno</i>	148
c) <i>Topografía</i>	148
d) <i>Textura del suelo</i>	148
e) <i>Drenaje</i>	149
f) <i>Abastecimiento de agua y calidad de agua de riego</i>	149
g) <i>Clima</i>	150
h) <i>Tipo de suelo</i>	151
i) <i>Mano de obra</i>	151
2 CONSTRUCCIÓN DEL VIVERO	151
Anexo 2. Obtención de semillas de pináceas	161
1 MANEJO DE LOS CONOS	161
2 EXTRACCIÓN DE LAS SEMILLAS.	162
3 LIMPIEZA DE SEMILLAS	162
Anexo 3. Determinación de la pureza del lote de semillas	165
Anexo 4. Tratamiento pregerminativo aplicables	167
en vivero con métodos rudimentarios	167
1 ESTRATIFICACIÓN	167
2 ESCARIFICACIÓN	167
3 REMOJO EN AGUA	168
Anexo 5. Determinación del número de semillas	171
por kilogramo	171
Anexo 6	173
1 DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE SEMILLAS VIABLES POR KILOGRAMO	173
2 DETERMINACIÓN DE LA CANTIDAD DE SEMILLAS NECESARIAS PARA REFORESTAR UN ÁREA DETERMINADA	173
a) <i>Determinación del número total de plantas necesario</i>	173
b) <i>Para asegurar la producción de este número de plantas se debe considerar en</i> <i>primera instancia el número de semillas viables por kilogramo</i>	174
c) <i>Para determinar la cantidad de semillas necesarias y producir el número de plantas</i> <i>deseadas se aplica la siguiente fórmula:</i>	174
3 CÁLCULO DE LA CANTIDAD DE SEMILLAS REQUERIDA EN LA SIEMBRA DE ALMÁCIGOS	175
Anexo 7. Tratamiento de fumigación para el sustrato.	177
1 FORMALDEHÍDO	177
2 BROMURO DE METILO	177
3 CALOR	178
BIBLIOGRAFÍA	179