

MANUAL DE PROPAGACIÓN DE ÁRBOLES Y ARBUSTOS DE RIBERA

Una ayuda para la restauración de riberas en la región mediterránea



RIPIDURABLE

MANUAL DE PROPAGACIÓN DE ÁRBOLES Y ARBUSTOS DE RIBERA

Una ayuda para la restauración de riberas en la región mediterránea

Coordinadores

María Aránzazu Prada y Daniel Arizpe
CIEF-Banc de Llavors Forestals
Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana
Avenida Comarques del País Valencià 114
46930 Quart de Poblet, Valencia, España

© 2008 Generalitat Valenciana

© textos, fotografías y dibujos: los autores

Título original: RIPARIAN TREE AND SHRUB PROPAGATION HANDBOOK
An Aid to Riverine Restoration in the Mediterranean Region

Fotos: Faustino Díez
todas excepto las especificadas

Emilio Laguna
Clematis flammula, Coriaria myrtifolia, Dorycnium rectum,
Flueggea tinctoria, Lonicera implexa

María Aránzazu Prada
Liquidambar orientalis, Myrtus communis, Populus orientalis,
Salix amplexicaulis, Salix pedicellata y portada

Dibujos: Gabriel Segarra-Moragues
Dibujos de *Salix*

ISBN: 978-84-482-4964-9
Depósito legal: V-3877-2008

Diseño gráfico: Essência - ROFFdesign (<http://essencia.roff.pt>)
Maquetación e Impresión: Gràfiques Vimar (<http://www.vimar.es>)

Prefacio

Los ríos han sido posiblemente los hábitats más intensamente modificados por el hombre, hecho que he tenido la posibilidad de constatar en tantas visitas a ambientes riparios portugueses en busca de un ruiseñor bastardo o de un martín pescador. Esta situación me generó el deseo de querer aportar un granito de arena en la recuperación de estos ambientes degradados para la naturaleza y para los seres humanos, en definitiva, para la preservación de la biodiversidad.

Esta inquietud empezó a tomar forma al entrar en contacto con el mundo de la restauración ecológica de riberas en el Instituto Superior de Agronomía de la Universidad Técnica de Lisboa. Este marco me impulsó a lanzar un proyecto para establecer un grupo de trabajo con otras instituciones europeas que compartieran la misma inquietud. Presentado en abril de 2003 y aprobado a finales de ese mismo año, el Proyecto Ripidurable se planteó con el objetivo de crear un foro de comunicación y colaboración entre los responsables de la gestión y la restauración de espacios de ribera y las instituciones académicas y de investigación con experiencia en estos hábitats. Este grupo podría poner en común las problemáticas detectadas y los conocimientos existentes para su solución y desarrollar herramientas específicas que pudieran ofrecerse a la sociedad, incluyendo el desarrollo de algunos casos prácticos.

Uno de los aspectos que más llamó mi atención fue la gran dificultad que tienen las instituciones y las empresas que abordan la recuperación de ecosistemas riparios en la obtención de planta adecuada para tal fin. Las empresas comercializadoras de planta no cuentan, en general, con material de reproducción apropiado para efectuar estas intervenciones, tanto desde el punto de vista de su calidad externa como de su adaptabilidad. Por ello, la solución ha pasado, inevitablemente, por adquirir plantas originarias de otros países, en muchos casos variedades seleccionadas con fines ornamentales o productivos.

La edición de esta guía de propagación de especies de ribera pretende ser una herramienta que ayude a solucionar esta situación y a estimular la producción de planta a partir de materiales de procedencia local. El equipo del Banco de Semillas Forestales de la Generalitat Valenciana ha contribuido, en gran medida, a que esta guía se haga realidad. Al esfuerzo y trabajo riguroso se ha unido la larga experiencia de este centro en la gestión de germoplasma y su uso eficaz a corto plazo; además del valor de su labor en la conservación a largo plazo, legado para las futuras generaciones.

El equipo que ha producido esta guía deja una contribución significativa para que los conocimientos científicos y técnicos que se presentan, obtenidos de la experiencia a lo largo de mucho tiempo o procedentes de una selección rigurosa de una amplia bibliografía, puedan ser, ahora, empleados por las empresas o instituciones que pretendan producir planta para la gran tarea que significa la adecuada recuperación de los ecosistemas riparios.

Siguiendo la Directiva Marco del Agua, en 2015, los ríos deberán estar incluidos en la clasificación de buen estado ecológico, de acuerdo con las condiciones de referencia. Es nuestro profundo deseo que esta guía pueda contribuir a que este estado se alcance en los tiempos previstos y con la calidad que la naturaleza merece: la producción de planta de calidad con la salvaguarda del patrimonio genético de las especies.

Una profunda gratitud se merecen los autores de esta guía que, a través de sus textos, comparten su experiencia y sus conocimientos con todos nosotros. Los editores, Arantxa Prada y Daniel Arizpe merecen un particular agradecimiento por el empeño puesto en este proyecto y por la perseverancia que han demostrado al hacer que este libro pueda ver la luz del día.

Ana Mendes
*Instituto Superior de Agronomía
Universidad Técnica de Lisboa*

Autores

Neus Albert

CIEF-Banc de Llavors Forestals, Área de Gestión de Recursos Forestales y Conservación Ambiental, Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana, Avenida Comarques del País Valencià 114, 46930 Quart de Poblet, Valencia, Spain

Maria Helena Almeida

Universidade Técnica de Lisboa, Instituto Superior de Agronomia, Centro de Estudos Florestais, Tapada da Ajuda, 1349-017 Lisbon, Portugal

José Vicente Andrés

Avenida Salvador Allende 75, esc. 14, 4ºD, 50015 Zaragoza, Spain

Juan Añibarro

Viveros Fuenteamarga SL, polígono 7, parcela 18, 47260 Cabezón de Pisuerga, Valladolid, Spain

Daniel Arizpe

CIEF-Banc de Llavors Forestals, Área de Gestión de Recursos Forestales y Conservación Ambiental, Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana, Avenida Comarques del País Valencià 114, 46930 Quart de Poblet, Valencia, Spain

Antonio del Campo

Dep. Ingeniería Hidráulica y Medio Ambiente, Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos, Universidad Politécnica de Valencia, Camí de Vera s/n, 46002 Valencia, Spain

Esperanza Campos

CIEF-Banc de Llavors Forestals, Área de Gestión de Recursos Forestales y Conservación Ambiental, Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana, Avenida Comarques del País Valencià 114, 46930 Quart de Poblet, Valencia, Spain

Carla Faria

Universidade Técnica de Lisboa, Instituto Superior de Agronomia, Centro de Estudos Florestais, Tapada da Ajuda, 1349-017 Lisbon, Portugal

Cándido Gálvez

Semillas Silvestres S.L., Carretera de Santa María de Trasierra km 2, 14012 Córdoba, Spain

Jose Luis García Caballero

Junta de Castilla y León, Servicio Territorial de Medio Ambiente - León, Avenida Reyes Leoneses 14-5ºC (Edificio Europa), 24071 León, Spain

Pablo Jiménez

Universidade Técnica de Lisboa, Instituto Superior de Agronomia, Centro de Estudos Florestais, Tapada da Ajuda, 1349-017 Lisboa, Portugal

Fernando Martínez Sierra

Junta de Castilla y León, Servicio Territorial de Medio Ambiente - León, Avenida Reyes Leoneses 14-5ºC (Edificio Europa), 24071 León, Spain

Eduardo Pérez-Lahorga

Área de Gestión de Recursos Forestales y Conservación Ambiental, Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana, Calle Francisco Cubells 7, 46011 Valencia, Spain

Mari Carme Picher

CIEF-Banc de Llavors Forestals, Área de Gestión de Recursos Forestales y Conservación Ambiental, Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana, Avenida Comarques del País Valencià 114, 46930 Quart de Poblet, Valencia, Spain

María Aránzazu Prada

CIEF-Banc de Llavors Forestals, Área de Gestión de Recursos Forestales y Conservación Ambiental, Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana, Avenida Comarques del País Valencià 114, 46930 Quart de Poblet, Valencia, Spain

Jesús Rueda

Junta de Castilla y León, Dirección General del Medio Natural, Calle Rigoberto Cortejoso 14, 47071 Valladolid, Spain

Pilar Ventimilla

CIEF-Banc de Llavors Forestals, Área de Gestión de Recursos Forestales y Conservación Ambiental, Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda, Generalitat Valenciana, Avenida Comarques del País Valencià 114, 46930 Quart de Poblet, Valencia, Spain

Índice

- 11 Introducción
- 17 Fichas de especies
(M. Aránzazu Prada, Daniel Arizpe, Juan Añibarro, Jesús Rueda, Neus Albert, Esperanza Campos, Mari Picher, Pilar Ventimilla, Cándido Gálvez, Carla Faria, Pablo Jiménez)
- 19 Contenido de las fichas
- 22 *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.
- 27 *Arbutus unedo* L.
- 30 *Celtis australis* L.
- 33 *Cercis siliquastrum* L.
- 36 *Clematis flammula* L. y *C. vitalba* L.
- 40 *Coriaria myrtifolia* L.
- 43 *Cornus sanguinea* L.
- 46 *Crataegus monogyna* Jacq.
- 50 *Dorycnium rectum* (L.) Ser.
- 53 *Flueggea tinctoria* (L.) G.L. Webster
- 55 *Frangula alnus* Mill.
- 59 *Fraxinus angustifolia* Vahl.
- 63 *Hedera helix* L.
- 67 *Humulus lupulus* L.
- 70 *Laurus nobilis* L.
- 73 *Ligustrum vulgare* L.
- 76 *Liquidambar orientalis* Mill.
- 79 *Lonicera etrusca* G. Santi y *L. implexa* Aiton
- 83 *Myrtus communis* L.
- 87 *Nerium oleander* L.
- 90 *Pistacia lentiscus* L.
- 94 *Platanus orientalis* L.
- 97 *Populus alba* L.
- 101 *Populus nigra* L.
- 105 *Populus tremula* L.
- 109 *Prunus mahaleb* L.
- 113 *Prunus spinosa* L.
- 116 *Rubus ulmifolius* Schott
- 119 *Salix* spp.
- 124 *Sambucus nigra* L.
- 127 *Tamarix* spp.
- 130 *Ulmus minor* Mill.
- 135 *Viburnum tinus* L.
- 138 *Vitex agnus-castus* L.
- 141 *Vitis vinifera* subsp. *sylvestris* (C.C. Gmelin) Hegi
- 147 Anexos
- 149 Variación y adaptación
(Helena Almeida, Carla Faria)
- 152 Gestión de semillas
(M. Aránzazu Prada)
- 158 Cultivo en vivero
(Antonio del Campo)
- 162 Estaquillado
(Daniel Arizpe, M. Aránzazu Prada)
- 165 Campos de cepas madre
(José Luis García Caballero, Fernando Martínez Sierra, Jesús Rueda)
- 169 Certificado patrón
(M. Aránzazu Prada)
- 171 Pasaporte fitosanitario
(Eduardo Pérez-Lahorga)
- 172 *Populus* spp. (rasgos de diagnóstico)
(José Vicente Andrés, M. Aránzazu Prada)
- 174 *Salix* spp. (distribución y rasgos de diagnóstico)
(José Vicente Andrés, M. Aránzazu Prada)
- 190 *Tamarix* spp. (distribución y rasgos de diagnóstico)
(José Vicente Andrés, M. Aránzazu Prada)
- 195 Glosario



1

Introducción

Introducción

Los sistemas fluviales de la región mediterránea, con su particular dinámica y unas condiciones ambientales menos extremas que las de los sistemas circundantes, albergan un mosaico de hábitats de gran biodiversidad y son una vía de migración de muchas especies de flora y fauna; además de jugar un papel fundamental en la vida del hombre, que aprovecha sus recursos y al que ofrece un espacio de ocio.

La vegetación de ribera posee un alto interés ecológico debido a su función en numerosos procesos relacionados con la calidad del medio físico y con los ciclos vitales de las especies de la fauna acuática y terrestre propios de los sistemas fluviales, conectando diferentes hábitats y mejorando la calidad de otros sistemas adyacentes, tanto terrestres como acuáticos y marinos costeros.

En la región mediterránea los sistemas riparios se han visto muy alterados por la actividad humana, ya que sus cauces y riberas han sido transformados en terrenos de uso agrícola y, más recientemente, en suelo urbano; el hombre también ha regulado los caudales, las canalizaciones han destruido la conectividad entre los cursos de agua y las llanuras aluviales y se sobreexplotan las aguas superficiales y subterráneas. Estas alteraciones han afectado, directa o indirectamente, a la vegetación natural de ribera, reduciendo su biodiversidad, fragmentando las poblaciones y, en casos extremos, haciéndola desaparecer por completo en grandes tramos de los ríos.

Las restauraciones de los ecosistemas fluviales a través de la recuperación del régimen hidrológico natural se presentan como una tarea ineludible debido a su deterioro general. Entre estas intervenciones, puede ser necesario efectuar plantaciones como medio de recuperación de la vegetación de ribera a corto plazo. Otros objetivos específicos pueden ser el enriquecimiento de la composición florística o la introducción de especies que pudieran haber desaparecido por causas antrópicas o que jueguen un papel fundamental en las interacciones planta-animal. Asimismo, se puede buscar la creación de una cubierta arbórea que compita y elimine las especies invasoras. También puede ser recomendable la plantación de individuos que aumenten la base genética de las poblaciones, particularmente cuando éstas hayan sufrido una disminución en el número de efectivos o una reducción en las tasas de flujo genético por causas antrópicas, o cuando en el pasado se haya efectuado un uso inadecuado de los materiales de repro-

ducción, especialmente en especies que se propagan por vía vegetativa. No obstante, cabe resaltar que, con posterioridad a este tipo de actuaciones, será el propio río, a largo plazo, el que modele la estructura y la dinámica de la vegetación riparia.

En cualquier caso, la producción de materiales de reproducción para ser empleados en restauraciones de riberas debe procurar la viabilidad de las nuevas poblaciones, sin causar efectos negativos sobre los recursos genéticos ya existentes. Este objetivo se logra, en primer lugar, mediante la adecuada elección de las especies a utilizar en las restauraciones, fomentando en lo posible los táxones autóctonos, ya que no se trata de plantaciones productivas, y mediante la producción de materiales de procedencia local. Además, se debe intentar que los materiales tengan una base genética lo más amplia posible, en función de los recursos disponibles, para promover la adaptabilidad de las nuevas poblaciones. Se debe evitar particularmente la introducción de especies con carácter invasor, algunas ya naturalizadas en riberas de la región mediterránea, u otras especies que pueden hibridarse con las especies locales.

Esta guía se ha concebido como una herramienta de apoyo a los viveristas y a las personas que, sin ser especialistas, abordan la actividad de producción de plantas de especies de ribera para su empleo en restauraciones hidrológicas. Se ofrecen datos útiles para la producción de semillas, partes de plantas y plantas de un conjunto de especies arbóreas, arbustivas y lianoides susceptibles de ser empleadas en los sistemas fluviales de la región mediterránea. Se ha incluido información de especies dominantes en formaciones riparias de esta región, de especies cuyo uso resulta de interés por su interacción con la fauna y de especies tradicionalmente usadas en las restauraciones hidrológicas. Se ha incluido algunos táxones que no son estrictamente de ribera, sino propios de la maquia y del bosque mediterráneo, pero que encuentran en estos ambientes un ámbito propicio para su óptimo desarrollo, particularmente en zonas con acusada aridez.

La información aportada se estructura en fichas, en las que se incluyen datos relevantes para la producción de los materiales de reproducción, desde su recolección hasta su conservación, sobre las características físicas de las semillas y sobre los métodos más adecuados para la obtención de plantas, ya sea por vía generativa, ya por vía vegetativa. También se ofrece información general sobre el taxón: su distribución geográfica, su eco-

logía, los caracteres necesarios para su identificación taxonómica y su biología reproductiva. En las fichas se han incluido otros datos considerados de interés para una mejor gestión de los materiales de reproducción; particularmente, y cuando ha sido posible, se proporciona cierta información sobre la variación intraespecífica y su implicación en la recolección y el uso de los materiales con vistas a la promoción de la conservación de los recursos genéticos.

En anexos se presentan algunos temas específicos directamente relacionados con la producción y el uso de los materiales forestales de reproducción, como son la variación genética intraespecífica y su relevancia en la adaptabilidad de las poblaciones, los aspectos prácticos de la producción y conservación de semillas y partes de plantas y la normativa europea aplicable a la producción, movimiento y comercialización de algunas de las especies incluidas en esta guía.

Asimismo, también como anexo, se incluyen tablas y figuras que pretenden facilitar la identificación de especies de los géneros *Populus*, *Tamarix* y *Salix* que pueden ser encontradas en la región mediterránea europea. Se ha considerado útil incluir un glosario con los términos científicos y técnicos que aparecen en esta guía y de uso poco frecuente en el ámbito al que ésta va dirigida.

Esperamos que esta guía resulte un manual útil para el productor de plantas y que contribuya a la conservación y mejora del estado de nuestros ambientes riparios mediterráneos como parte de nuestro patrimonio natural y cultural.

Queremos agradecer a Christine Fournaraki (Mediterranean Agronomic Institute of Chania, Grecia), Isabel Montávez (Intersemillas SA, España), Fabio Gorian (CFS-Centro Nazionale per lo Studio e la Conservazione

della Biodiversità Forestale, Italia), Despina Paitaridou (Ministry of Rural Development and Food, Grecia), Jesús Martínez y Sisco Bosch (Banco de Semillas Forestales de la Generalitat Valenciana, España), Ana Santos y Filipa Pais (Câmara Municipal de Montemor-o-Novo, Portugal), José Luis García Caballero (Junta de Castilla y León, España) y Valeria Tomaselli (CNR Istituto di Genetica Vegetale, Italia) por la aportación de valiosos datos incluidos en las fichas; a Francisco Sánchez Saorín, Miguel Cánovas y Manuel Balsalobre (Región de Murcia, España), Pedro Sánchez Gómez (Universidad de Murcia, España), Begoña Abellanas (Universidad de Córdoba, España) e Isabel Butler (Universidad de Huelva, España) por su ayuda para la obtención de material gráfico de sauces. Nuestra gratitud para Esther Tortosa, Jesús Rueda y Ana Puertes por la revisión y corrección lingüística del texto original, en castellano.

También queremos agradecer a Antoni Marzo por darnos la oportunidad de participar en el proyecto Ripidurable y al resto de los compañeros del Banc de Llavors Forestals de la Generalitat Valenciana que, directa o indirectamente, nos han apoyado en esta empresa, particularmente a Raquel de Miguel y Gloria Ortiz. Queremos expresar un especial agradecimiento a Esther Tortosa, ya que sin su entusiasmo y profesionalidad habría sido imposible llevar nuestro trabajo a buen término.

Finalmente, expresar nuestro cariño, agradecimiento y satisfacción a todos los colegas de Ripidurable por compartir conocimientos e información y por generar un ambiente cálido desde el inicio del proyecto, con el deseo de seguir colaborando en el futuro en proyectos comprometidos con la conservación de la biodiversidad.

Los editores

(“
Padre
dígame que
le han hecho al río
que ya no canta.
Resbala
como un barbo
muerto bajo un palmo
de espuma blanca.

Padre
que el río ya no es el río.
Padre
antes de que vuelva el verano
esconda todo lo que esté vivo
...”).

“
Pare
digueu-me què
li han fet al riu
que ja no canta.
Rellisca
com un barb
mort sota un pam
d'escuma blanca.

Pare
que el riu ja no és el riu.
Pare
abans que torni l'estiu
amagui tot el que és viu.
...”

Joan Manuel Serrat
(Pare)



2

Fichas de especies

Contenido de las fichas

Para cada taxon se ha elaborado una ficha descriptiva, diseñada para facilitar el rápido acceso a la información. Se incluye, además del nombre científico, los nombres vulgares en diferentes idiomas.

Distribución y ecología

Se adjunta un mapa en el que se muestra la distribución del taxon en Europa y en países asiáticos y africanos de la cuenca mediterránea, tomando como referencia básica las cartografías ofrecidas por Bolòs y Vigo (1989), Charco (2001), Hultén y Fries (1986) y el Atlas de Flora Europaea, así como también la base de datos *online* "Programa Anthos". La distribución natural de algunas especies muy difundidas por el hombre es difícil de precisar; por ello, la cartografía de *Cercis siliquastrum*, *Laurus nobilis*, *Platanus orientalis*, *Salix fragilis* o *Vitis vinifera* subsp. *sylvestris* debe ser tomada como orientativa.

Para la cartografía de los tarajes con distribución en el este mediterráneo se ha seguido la monografía sobre el género de Baum (1978), completada en algunos casos con información recogida de otras obras, como Boratyński *et al.* (1992), Pignatti (1982) y Zohary (1972). Estos mapas deben ser tomados sólo como una grosera aproximación debido a la falta de información precisa sobre la corología de estas especies en algunos países del este europeo.

Se indica de modo esquemático la distribución general del taxon mencionando las regiones en las que está presente, siguiendo la división establecida por Brummitt (2001) y con independencia de su abundancia. Asimismo, se enumeran los países de la cuenca mediterránea con territorio bajo bioclima mediterráneo en los que está presente la especie. Esta información ha sido extraída básicamente de dos bases de datos *online*: la base de datos extraída de la versión digital de *Flora Europaea*, para la distribución europea, y "Germplasm Resources Information Network" (GRIN) para la del resto del mundo.

La ecología de la especie se señala de manera resumida y sencilla para su fácil interpretación.

Rasgos de diagnóstico

Se ofrece información lo más concisa posible sobre caracteres de importancia para el reconocimiento del

taxon. Se resaltan las diferencias que los distinguen de otros táxones con los que pueden confundirse con cierta facilidad, en particular si son simpátricos. Resulta imposible evitar la terminología botánica en la descripción de los táxones; su significado puede consultarse en el glosario incluido al final del libro.

Para una descripción más detallada de los táxones, se puede acudir a obras de referencia como *Flora Europaea* u otras floras de carácter nacional o regional.

Biología reproductiva

Se indica de manera esquemática los datos más relevantes en relación con la fenología de la reproducción y con los sistemas de reproducción del taxon, como causa determinante de la configuración genética de las poblaciones. Esta información se considera de importancia para una correcta estrategia de recolección de materiales de reproducción, así como también para la creación de nuevas poblaciones y su posterior gestión.

Los períodos de floración y maduración de los frutos indicados son necesariamente muy amplios ya que se producen importantes variaciones interanuales y entre localidades, en particular en aquellas especies de amplia distribución que se desarrollan bajo condiciones climáticas diversas.

Se menciona los principales agentes polinizadores y dispersores, aunque en muchos casos es posible que existan otras alternativas para el flujo génico. Esta situación es muy común en especies de ribera, en las que el agua puede actuar como dispersor secundario.

Variación e hibridación

Se aportan observaciones de índole taxonómica como la existencia de subespecies o el reconocimiento de variedades e híbridos naturales. Asimismo, para algunas especies se ofrece información relacionada con resultados de estudios genéticos como manera de promover una mejora en el manejo de los materiales de reproducción con vistas a la conservación de los recursos genéticos.

Propagación por semillas

Se señala la tolerancia a la desecación, aspecto que condiciona en gran medida el tratamiento al que puede ser sometido un lote de semillas. Se incluye información prác-

tica sobre la recolección, producción y conservación de semillas. Se señala de manera concisa la secuencia de limpieza a seguir, de acuerdo con los posibles procedimientos descritos en el anexo referente al manejo de semillas. Las condiciones de conservación recomendadas – temperatura (T), contenido de humedad (CH) y tipo de envase – son las convencionales para el mantenimiento de los materiales a corto o medio plazo, según el tipo de semillas.

Se señala los tratamientos comúnmente empleados y que se han mostrado como más efectivos para estimular la germinación. Los tiempos de duración de los mismos son orientativos, ya que pueden variar en función de la procedencia de las semillas. Cabe mencionar, sin embargo, que algunas de las especies incluidas en esta guía tienen semillas de difícil germinación, incluso sometidas a tratamiento previo.

Se ha considerado interesante aportar información sobre las condiciones óptimas para la germinación de las semillas, que pueden ser alcanzadas si se disponen de cámaras en las que es posible controlar ciertos factores ambientales. Se señala la temperatura óptima, que puede ser variable en un período de 24 horas (por ejemplo 30/20 °C), o continua (20 °C). Las semillas de algunos táxones germinan bien bajo diferentes condiciones de temperatura, que se señalan como alternativas posibles. En el caso de temperaturas alternas, la temperatura más baja suele mantenerse durante 16 horas y la más alta durante las 8 horas restantes. Las semillas de muchas especies pueden germinar tanto con luz como en oscuridad. No obstante, se recomienda la aplicación de un fotoperíodo de por lo menos 8 horas diarias, que suele hacerse coincidir con el ciclo de temperatura más alta en el caso de temperaturas alternas. En algunas especies la luz estimula la germinación; en este último caso, este requerimiento se señala expresamente.

Se debe entender que los datos ofrecidos son orientadores, ya que pueden variar enormemente en función de la calidad de la manipulación y limpieza y las condiciones de conservación, además de las características propias de cada lote de semillas, que dependen de los genotipos recolectados, la procedencia y las condiciones climáticas de cada año.

Cultivo en vivero

Para la producción masiva de plantas en vivero, se indica el período más adecuado para la siembra y si se requieren tratamientos previos para estimular la germinación. Asimismo, se orienta sobre el volumen de los envases y el número de savias adecuados para la

obtención de plantas con un sistema radical bien desarrollado, que soporte el trasplante y sea capaz de prospectar el suelo rápidamente tras la plantación. Los envases recomendados en las fichas deben tener sistema antiespiralizante; en cuanto a los envases de mayor tamaño (3,5 litros), se recomiendan los de base enrejillada, que se mantienen elevados respecto del suelo para favorecer el repicado de las raíces. El número de savias se indica como sigue: 1/0 = 1 año de cultivo; 2/0 = 2 años de cultivo; 1/1 = 1 año de cultivo en contenedor de 300 cm³ + 1 año de cultivo en contenedor de 3,5 l. No se recomienda emplear plantas de más de dos savias, evitando superar en todos los casos los 150 cm de altura. De manera aproximada, se señala el tiempo de emergencia, que variará según el lote, el tipo de cultivo, la ubicación del vivero, y las condiciones climáticas del año.

En algunas especies se señalan algunos datos para su cultivo a raíz desnuda (densidad de siembra, dimensiones), aunque esta técnica de producción tradicional se ha sustituido por el cultivo en envases que permite ampliar el período de plantación en campo. Las dimensiones de las plantas a raíz desnuda señaladas (perímetro del tallo y altura total) son valores máximos.

Propagación vegetativa

Se aporta información sobre la propagación vegetativa de las especies mediante estaquillado. Esta técnica es la más empleada en la producción de plantas para restauraciones y forestaciones de *Tamarix*, *Salix*, *Populus* y algunos táxones lianoides. La producción de plantas del resto de las especies incluidas en esta guía se hace normalmente por semillas y no de manera vegetativa; por lo que la información para su multiplicación vegetativa tiene, en la mayoría de los casos, un carácter experimental o procede del ámbito de la producción de cultivares ornamentales.

Se señala el tipo de material más adecuado –la parte de la rama o varetta que muestra mayor facilidad para enraizar, el número de entrenudos o el tamaño que deben tener las estaquillas– y la mejor época para su recolección. Se ofrecen datos de concentración de ácido indolbutírico en su forma de sal soluble en agua (K-AIB), con un tiempo de inmersión de 1 a 5 minutos justo antes del estaquillado. Estas concentraciones deben ser tomadas como orientativas y como punto de partida para ajustar un protocolo de enraizamiento. Siguiendo las indicaciones de Mac Cárthaig y Spethmann (2000), se han dividido las especies en cuatro grupos en relación con su facilidad para formar raíces: aquéllas que no necesitan

tratamiento, aquéllas que lo necesitan sólo para acelerarlo (< 0,5 %), aquéllas de mediana dificultad (0,5 %) y aquéllas muy difíciles de propagar (1 %).

Para la producción de plantas mediante propagación vegetativa se recomienda emplear el mismo tipo de contenedor señalado en la tabla de cultivo en vivero de plantas obtenidas a partir de semillas.

No entra dentro de los objetivos de esta guía el ofrecer información precisa sobre la producción de plantas empleando la micropropagación. Este tipo de técnica es relativamente compleja y costosa y no parece que su uso se justifique en la producción de plantas para restauraciones hidrológicas. No obstante, se aporta bibliografía relacionada si se quiere profundizar en el tema.

Bibliografía

Para facilitar la lectura, se ha evitado incluir en el texto la bibliografía básica consultada de manera sistemática para la descripción de especies y táxones infraespecíficos. De la misma manera, se ha obviado la inclusión de las citas a las obras de carácter general de las que se han extraído datos de las tablas de propagación. Todas estas referencias se mencionan en la bibliografía, bajo el epígrafe de "Bibliografía general". Otros estudios que han aportado información complementaria sobre diferentes aspectos, la mayoría de ellos publicados en revistas, se citan expresamente en el texto, y se incluyen como bibliografía específica, de tal manera que los lectores puedan profundizar en el tema si así lo desean.

Bibliografía

Baum BR (1978) The genus *Tamarix*. The Israel Academy of Sciences and Humanities; Jerusalem

Bolòs O, Vigo J (1989) Flora dels Països Catalans. Editorial Barcino, Barcelona

Boratyński A, Browicz K, Zieliński J (1992) Chorology of trees and shrubs in Greece. Sorus, Poznań

Brummitt RK (2001) World Geographical Scheme for Recording Plant Distributions. Plant Taxonomic Database Standards No. 2. Edition 2, August 2001. TDWG (online URL <http://www.tdwg.org>)

Charco J (2001) Guía de los árboles y arbustos del norte de África. Agencia Española de Cooperación Internacional, Madrid

Flora Europaea. Royal Botanic Garden Edinburgh (online URL <http://rbg-web2.rbge.org.uk/FE/fe.html>)

Germplasm Resources Information Network - (GRIN) USDA-Agricultural Research Centre (online URL <http://www.ars-grin.gov/>)

Hulén E, Fries M (1986) Atlas of North European Vascular Plants. North of the tropic of cancer. Koelz Scientific Books, Königstein

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Pignatti S (1982) Flora d'Italia. Edagricole, Bologna

Programa Anthos. Fundación Biodiversidad, Ministerio de Medio Ambiente - Real Jardín Botánico de Madrid, CSIC (online URL <http://www.anthos.es/>)

Zohari M (1972) Flora palaestina. Part two. Text. The Israel Academy of Sciences and Humanities, Jerusalem

Alnus glutinosa (L.) Gaertn.

EN: black alder, common alder

Betulaceae

EL: σκλήθρα, κλήθρα

ES: aliso, alno

FR: aulne glutineux, aulne noir

IT: ontano nero

PT: amieiro-comum



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Siberia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

El aliso se desarrolla bajo temperaturas templadas a frescas, aunque con suficiente aporte hídrico soporta

también climas con tendencia más cálida. Crece en materiales arcillosos, limo arcillosos, arenosos o aluviales, requiriendo humedad permanente. Aunque se desarrolla en sustratos de reacción muy variable, prefiere los suelos ácidos a neutros. Los nódulos de sus raíces, en simbiosis con bacterias, son efectivos fijadores de nitrógeno atmosférico, por lo que puede vivir en terrenos pobres. Se lo encuentra en márgenes de ríos, en fondos de valles, bosques mixtos de hoja caduca, lugares inundados y laderas húmedas, como pies dispersos o formando pequeñas poblaciones.

Rasgos de diagnóstico

Alnus glutinosa es un árbol caducifolio de talla media que no sobrepasa los 25 m de altura, con corteza fisurada de color marrón oscuro. Se distingue de *Alnus cordata*, natural de Albania, Córcega e Italia, por la forma de las hojas. *A. glutinosa* tiene las hojas obovadas a suborbiculares, raramente elípticas, obtusas o retusas, doblemente dentadas, mientras que las hojas de *A. cordata* son suborbiculares o cordiformes, generalmente agudas, serruladas. En ambas especies

las hojas suelen ser glabras aunque pueden presentar penachos de pelos en las axilas de las nervaduras. El diámetro de los pedúnculos fructíferos es menor en *A. glutinosa* (0,5-1 mm) que en *A. cordata* (2-3 mm). Asimismo, se distingue de *Alnus incana*, con distribución en el centro, noreste y norte de Europa, porque éste tiene hojas acuminadas, puberulentas o tomentosas por lo menos cuando jóvenes, además de presentar infrutescencia sésil.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ monoecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ amentos masculinos péndulos, amentos femeninos erectos ■ de febrero a junio, antes del desarrollo de las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila ■ auto-incompatible 	<ul style="list-style-type: none"> ■ infrutescencia lignificada, negra, persistente después de la dehiscencia ■ 10-25 x 7-12 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de septiembre a noviembre ■ dispersión por el viento

En *Alnus glutinosa* parece que tienen lugar dos sistemas de incompatibilidad: una menor fertilización del polen parental respecto del polen de otros individuos, cuando

hay competencia, o la dificultad de fertilizar los óvulos cuando no existe esta competencia (Steiner y Gregorius, 1999), como puede ocurrir en árboles aislados.

Variación e Hibridación

Alnus glutinosa puede ser polinizada por *Alnus cordata*. Sin embargo, solo se han registrado híbridos naturales (*A. x elliptica*) en Córcega (Prat *et al.*, 1992). Su cruzamiento con *Alnus incana* (*A. x pubescens* Tausch) puede ser frecuente en las zonas en las que ambas especies conviven. Este híbrido presenta amentos femeninos cortamente pedunculados y hojas con una combinación de rasgos de las especies parentales.

El patrón de distribución de la especie en poblaciones aisladas de relativamente pequeño tamaño, dentro de su amplio rango de distribución, hace que se hayan observado diferencias muy marcadas entre procedencias e individuos para caracteres cuantitativos o de importancia adaptativa (Weisgerber, 1974; DeWald y Steiner, 1986; Krstinič, 1994; Baliuckas *et al.*, 1999). Se ha observado estructuración geográfica de la variación genética de esta especie en estudios efectuados empleando técnicas moleculares (King y Ferris, 2000). A nivel local, se ha estimado una relativa baja variación genética dentro de las poblaciones debido a endogamia (Kajba y Gračan, 2003), que podría verse acentuada por el hecho de que el aliso es una especie que rebrota fácilmente de cepa, particularmente a edades relativamente tempranas. Aunque con mayores niveles de di-

versidad intrapoblacional, Gömöry y Paule (2002) observan un patrón genético espacial en las poblaciones de aliso, debido probablemente a una limitada dispersión de semillas, lo que hace que las progenies se instalen cercanas a sus progenitores.

La estructuración geográfica de la variación genética en esta especie hace recomendable el uso de las poblaciones locales como fuente de materiales de reproducción que se vayan a emplear en las restauraciones; asimismo se estima conveniente promover la variación genética de las nuevas poblaciones, recolectando material de un gran número de pies de diferentes puntos dentro de una misma región de procedencia (Kajba y Gračan, 2003), procurando, asimismo, recolectar material de pies alejados decenas de metros dentro de una misma población.

La amplia variación genética encontrada en rasgos de interés productivo es aprovechada para el establecimiento de programas de mejora, por lo que se han seleccionado genotipos superiores para dichos caracteres, con los que se han establecido huertos semilleros (Krstinič y Kajba, 1991).

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de septiembre a noviembre■ recolección manual desde el suelo, mediante escalada o con herramientas con pértiga	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ peso de semillas / kg fruto: 30-260 g■ pureza: 41-90 %	<ul style="list-style-type: none">■ 1-2 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: -5 °C a 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

El aliso produce semillas cada año, pero las fructificaciones abundantes tienen lugar cada 2-3 años. La fructificación está muy influenciada por las condiciones climáticas de la primavera, así como también por las del verano del año precedente, época en la que tiene lugar la iniciación floral (Suszka *et al.*, 1994).

La recolección se efectúa cuando comienzan a abrir los primeros frutos. Las semillas recolectadas de frutos verdes requieren varios meses de maduración postcosecha para germinar (McVean, 1953). El bajo peso de las semillas del aliso dificulta la eliminación de las semillas vacías. Si los frutos se abren en estufa, no se debe superar los 35 °C; por encima de este umbral las semillas pierden viabilidad.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ frescas: sin tratamiento■ deshidratadas: estratificación en frío (3-8 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 30 / 20 °C; 25 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 30-70 %

La calidad de los lotes de semillas y la capacidad germinativa suelen ser muy bajas debido a que es difícil separar las semillas llenas de las vanas.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ otoño, sin tratamiento, o inicios de primavera, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ raíz desnuda: 10-20 g/m²; perímetro hasta 4-6 cm o altura total hasta 100-150 cm■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ en la primera primavera y se completa en 3-5 semanas

La producción en alvéolo forestal o en contenedor permite la inoculación de las plántulas con la actinobacteria *Frankia* y asegura la nodulación antes de su

plantación (Berry y Torrey, 1985), obteniéndose plantas con un mejor desarrollo (Simon *et al.*, 1985).

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa, de mazo	basal	25 cm	invierno	0,5 %
■ semileñosa	terminal	10 cm	verano	0,5 - 1 %

En el caso de emplear ortets adultos, se recomienda aplicar tratamientos de rejuvenecimiento para aumentar el porcentaje de enraizamiento, ya que los resultados están muy condicionados por la edad de la planta madre (Krstinič, 1994; Martin y Guillot, 1982; Psota, 1987). Asimismo, existe una gran variación clonal en la aptitud para enraizar (Good *et al.*, 1978). Kruger (1982) obtiene altos porcentajes de enraizamiento y supervivencia y formación de raíces de muy buena calidad utilizando estaquillas leñosas de mazo. Las estaquillas se reproducen normalmente en alvéolo forestal, bajo niebla (Martin y Guillot, 1982).

La capacidad de rebrote de raíz y, con ello, la posibilidad de reproducir esta especie mediante estaquillas de raíz, no está del todo probada. Algunos autores (McVean, 1953; Krstinič, 1994) sugieren que el aliso tiene esta capacidad, aunque no es muy frecuente, mientras que Fayle (1996) lo pone en duda, ya que este comportamiento no se ha confirmado en trabajos de campo.

Existen diversas referencias de ensayos de propagación *in vitro* que ofrecen buenos resultados (Garton *et al.*, 1981; Lall *et al.*, 2005; Perinet y Tremblay, 1987; Vergnaud *et al.*, 1987).

Bibliografía

Bibliografía general

Ball PW (1993) *Alnus* Miller. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2^{na} edn. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Christensen KI (1997) *Alnus* Miller. En: Strid A, Tan K, (eds). Flora Hellenica. Vol 1. Koeltz Scientific Books, Königstein

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea ANPA, Roma

Rocha Alfonso ML (1990) *Alnus* Miller. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 2. CSIC, Madrid

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Baulickas V, Ekberg I, Eriksson G, Norell L (1999) Genetic variation among and within populations of four Swedish hardwood species assessed in a nursery trial. *Silvae Genetica* 48:17-25

Berry AM, Torrey JG (1985) Seed germination, seedling inoculation and establishment of *Alnus* spp. in containers in greenhouse trials. *Plant and Soil* 87:161-173

DeWald LE, Steiner KC (1986) Phenology, height increment and cold tolerance of *Alnus glutinosa* populations in a common environment. *Silvae Genetica* 35:205-211

Fayle DCF (1996) Sugar maple, black spruce and tamarack do not reproduce vegetatively from roots. *Forestry Chronicle* 72:283-285

Garton S, Hosier MA, Read PE, Farnham RS (1981) In vitro propagation of *Alnus glutinosa* Gaertn. *HortScience* 16:758-759

Gömöry D, Paule L (2002) Spatial and microgeographical genetic differentiation of black alder (*Alnus glutinosa* Gaertn.) populations. *Forest Ecology and Management* 160:3-9

Good JE, Bellis JA, Munro RC (1978) Clonal variation in rooting of softwood cuttings of woody perennials occurring naturally on derelict land. *International Plant Propagators Society Combined Proceedings* 28:192-201

- Kajba D, Gračan J (2003) EUFORGEN Technical Guidelines for genetic conservation and use for black alder (*Alnus glutinosa*). International Plant Genetic Resources Institute, Rome
- King RA, Ferris C (2000) Chloroplast DNA and nuclear DNA variation in the sympatric alder species, *Alnus cordata* (Lois.) Duby and *A. glutinosa* (L.) Gaertn. Biological Journal of the Linnean Society 70:147-160
- Krstinič A (1994) Genetics of black alder (*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.). Annales Forestales 19:33-72
- Krstinič A, Kajba D (1991) Possibilities of genetic gain for vigorous growth of black alder (*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn) by clonal seed orchard. Sum. list 6-9:261-271
- Kruger H (1982) Vegetative vermehrung von Nadel- und Laubhölzen. Allgemeine Forstzeitschrift 9-10:243-244
- Lall S, Mandegaran Z, Roberts AV (2005) Shoot multiplication in cultures of mature *Alnus glutinosa*. Plant Cell Tissue and Organ Culture 83:347-350
- Martin B, Guillot J (1982) Quelques essais de bouturage de l'aulne. Revue Forestière Française 34:381-391
- McVean DN (1953) *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. Journal of Ecology 43:447-466
- Périnet P, Tremblay FM (1987) Commercial micropropagation of five *Alnus* species. New Forests 3:225-230
- Prat D, Leger C, Bojovic S (1992) Genetic diversity among *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. populations. Acta Oecologica 13:469-477
- Psota V (1987) Rhizogenesis of stem cuttings in *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. and *Quercus robur* L. species as related to dormancy and plant growth regulators. Acta Universitatis Agriculturae, Facultas Agronomica 35:27-44
- Simon L, Stain A, Côte S, Lalonde M (1985) Performance of *in vitro* propagated *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. clones inoculated with *Frankia*. Plant and Soil 87:125-133
- Steiner W, Gregorius H-R (1999) Incompatibility and pollen competition in *Alnus glutinosa*: evidence from pollination experiments. Genetica 105:259-271
- Suszka B, Muller C, Bonnet-Masimbert M (1994) Graines des feuillus forestiers, de la récolte au semis. INRA, Paris
- Vergnaud L, Chaboud A, Rougier M (1987) Preliminary analysis of root exudates of *in vitro*-micropropagated *Alnus glutinosa* clones. Physiologia Plantarum 70:319-326
- Weisgerber H (1974) First results of progeny test with *Alnus glutinosa* Gaertn. after controlled pollination. En: Proceedings of the Joint IUFOR Meeting, SO2.04.1-3. Session VI, Stockholm



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Líbano, Túnez, Argelia, Marruecos

Esta típica especie mediterránea prefiere suelos algo frescos y no soporta fríos muy intensos y prolongados. En las zonas más bajas y térmicas de su área de distri-

bución se lo encuentra en umbrías. Es más abundante en suelo silíceo, pero también se lo encuentra en sustrato calizo. Tiene la capacidad de rebrotar de cepa tras el fuego o la tala.

El madroño crece en bosques de *Quercus* y de *Pinus* o en matorrales altos en mezcla con otros táxones típicos de la maquia mediterránea. Aunque no es una especie propia de ribera, su requerimiento de suelos algo frescos y su interacción con los animales hacen que pueda considerarse su uso en zonas de transición entre la vegetación ripícola y la zonal.

Rasgos de diagnóstico

El madroño es un arbusto o arbolillo perennifolio que alcanza los 4-7 m de altura. Sus hojas son alternas, lanceoladas. Se diferencia de *Arbutus andrachne*, con el que puede compartir territorio en el área oriental de su distribución, porque su corteza es fisurada, de color pardo, que se desprende en forma

de pequeñas escamas y sus ramillos jóvenes son, con frecuencia, glanduloso-setosos y, porque florece en otoño y los frutos presentan papilas cónicas. *A. andrachne* tiene la corteza lisa de color naranja-rojizo brillante, que se desprende en forma papirácea y florece en primavera.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas, agrupadas en panículas de octubre a diciembre 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila 	<ul style="list-style-type: none"> baya globosa, roja o anaranjada, glandulosa 20-25 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de octubre a diciembre dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

La formación de híbridos entre *A. unedo* y *A. andrachne* (*A. x andrachnoides* Lint.) puede ser frecuente en áreas donde habitan ambas especies. El resultado es un híbrido fértil que muestra la corteza con la coloración lla-

mativa de *A. andrachne* y algunos pelos glandulosos en los ramillos jóvenes. Asimismo, se reconoce *A. x androsterilis* Salas, Acebes Et Arco, híbridos con *A. canariensis* (Salas Pascual *et al.*, 1993) por simpatria artificial.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de octubre a diciembre■ recolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ g semilla / kg fruto: 6-14 g■ pureza: 70-97 %	<ul style="list-style-type: none">■ 2-3 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

El madroño presenta una gran variación interanual en la producción de frutos (Herrera, 1988), ya que la cantidad y la calidad de las semillas se ven afectadas por

la intensidad y duración de la sequía estival (Chiarucci *et al.*, 1993).

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ estratificación en frío (4-12 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 15 a 20 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 80-99 %

Las semillas de madroño germinan bien sin tratamiento, pero conviene aplicar la estratificación en frío para acelerar y homogeneizar la emergencia.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ en la primera primavera y se completa en 3-4 semanas

Las plántulas de madroño son muy delicadas, por lo que en esta fase se deberá evitar su exposición a heladas y a golpes de calor.

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	terminal	2	junio	1 %

Los resultados obtenidos en la propagación vegetativa del madroño son muy irregulares. No se ha logrado obtener porcentajes de enraizamiento superiores al 50 % (Crobeddu y Pignatti, 2005; Pignatti y Crobeddu, 2005). Según Pignatti y Crobeddu (2005) es fundamental emplear material obtenido de plantas madre jóvenes, previamente sometidas a repetidas podas para estimular la brotación vigorosa; en el caso de no emplear este tipo de material las probabilidades de enraizamiento pare-

cen ser nulas. El momento más adecuado para la recolección de los esquejes es al final del período de crecimiento; una vez pasado ese momento, la capacidad de formar raíces disminuye en un 10-20 % (Cervelli, 2005).

El madroño se ha propagado con éxito mediante cultivo *in vitro* (Giordani *et al.*, 2005; Mereti *et al.*, 2002; Morini y Fiaschi, 2000; Rodrigues *et al.*, 2001).

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

García-Fayos P (coord) (2001) Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal en la Comunidad Valenciana. Banc de Llavors Forestals, Generalitat Valenciana, Valencia

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Villar L (1996) *Arbutus* L. En: Castroviejo S. *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 4. CSIC, Madrid

Webb DA (1972) *Arbutus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 3. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Cervelli C (2005) Le specie arbustive della macchia mediterranea. Un patrimonio a valorizzare. Collana Sicilia Foreste 26:39-154

Chiarucci A, Pacini E, Loppi S (1993) Influence of temperature and rainfall on fruit and seed production of *Arbutus unedo* L. Botanical Journal of the Linnean Society 111:71-82

Crobeddu S, Pignatti G (2005) Propagazione per talea di specie mediterranee. Prove di substrato. Sherwood Foreste ed Alberi Oggi 114:27-31

Giordani E, Benelli C, Perria R, Bellini E (2005) In vitro germination of strawberry tree (*Arbutus unedo* L.) genotypes: establishment, proliferation, rooting and callus induction. Advances in Horticultural Science 19:216-220

Herrera CM (1998) Long-term dynamics of Mediterranean frugivorous birds and fleshy fruits: a 12-yr study. Ecological Monographs 68:511-538

Mereti M, Grigoriadou K, Nanos GD (2002) Micropropagation of the strawberry tree, *Arbutus unedo* L. Scientia Horticulturae 93:143-148

Morini S, Fiaschi G (2000) In vitro propagation of strawberry tree. Agricoltura Mediterranea 130:240-246

Pignatti G, Crobeddu S (2005) Effects of rejuvenation on cutting propagation of Mediterranean shrub species. Foresta 2:290-295 (online URL <http://www.sisef.it/>)

Rodrigues AP, Sergio PM, Teixeira MR, Pais MS (2001) In vitro break of dormancy of axillary buds from woody species (*Persea indica* and *Arbutus unedo*) by sectioning with a laser beam. Plant Science 161:173-178

Salas Pascual M, Aceves Ginovés JR, del Arco Aguilar M (1993) *Arbutus x androsterilis*, a new interspecific hybrid between *A. canariensis* and *A. unedo* from the Canary Islands. Taxon 42:789-792

Celtis australis L.

EN: European hackberry, European nettle tree

Ulmaceae

EL: μελικουκιά

ES: almez

FR: micocoulier

IT: bagolaro

PT: lódão-bastardo



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Túnez, Argelia, Marruecos

El almez, por sus múltiples aplicaciones, ha sido ampliamente cultivado desde antiguo en la cuenca mediterránea, por lo que resulta difícil establecer los límites

precisos de su rango de distribución natural. Se lo encuentra asociado en muchas ocasiones a la actividad agropecuaria, junto a construcciones rurales, acequias y lindes de cultivos.

De manera espontánea se distribuye como pies aislados, en pequeños bosquetes puros o en mezcla con otras frondosas, en bosques, barrancos y laderas pedregosas y umbrías, en ambientes mediterráneos semiáridos y subhúmedos. Prefiere los suelos frescos, sueltos y pedregosos y es indiferente al sustrato. Rebrotará de cepa y raíz tras la tala y el fuego.

Rasgos de diagnóstico

Esta especie es un árbol caducifolio que puede alcanzar los 30 m, de corteza grisácea y lisa. Las hojas son marcadamente serradas, redondeadas o cordadas en la base, normalmente dos a tres veces más largas que anchas. Los frutos son globosos, con endocarpo marcadamente reticulado rugoso.

Se diferencia de *Celtis tournefortii*, con distribución en el sur de Europa, desde Sicilia a Crimea, porque

este último es un arbusto o pequeño árbol que no suele superar los 6 m, con endocarpo con cuatro crestas y hojas de longitud menor a dos veces el ancho. Las diferencias morfológicas con *Celtis caucasica*, con distribución en Bulgaria, Yugoslavia y oeste de Asia, son menos evidentes, ya que este último también alcanza porte arbóreo, aunque las hojas son cuneadas en la base y el fruto es pardo-amarillento en la madurez.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ andromonoecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores pequeñas e inconspicuas, generalmente solitarias ■ de marzo a mayo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ drupa esférica, negruzca ■ 8-12 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ desde octubre, pueden permanecer en el árbol hasta finales de invierno ■ dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en este taxon.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> ■ desde noviembre hasta el invierno ■ recolección mediante escalada, con herramientas con pértiga o por vareado de ramas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ secuencia de frutos carnosos ■ peso de semillas / kg fruto: 320-400 g ■ pureza: 95-100 % 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 100-260 g 	<ul style="list-style-type: none"> ■ T: 4 °C ■ CH: 4-8 % ■ envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> ■ estratificación en frío (8-12 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 20 / 10 °C 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 40-96 %

El almez presenta dormición y requiere estratificación en frío.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> ■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> ■ raíz desnuda: perímetro hasta 4-6 cm o altura total hasta 100-150 cm ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1 	<ul style="list-style-type: none"> ■ en la primera primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa	basal o media	20 cm	enero a marzo	0,5 - 1%
■ semileñosa	basal o media	10 cm	julio	0,5 - 1%

Es conveniente efectuar podas de rejuvenecimiento en las plantas madre (Butola y Uniyal, 2005; Puri y Shamet, 1988). El tratamiento con auxinas a alta concentración es indispensable para garantizar resultados superiores al 50 % (Shamet y Naveen, 2005). Sin em-

bargo, según las experiencias efectuadas por Puri y Shamet (1988), se podría reducir la concentración de ácido indolbutírico a 0,01 % si se aumenta el tiempo de tratamiento a 24 horas.

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

García-Fayos P (coord) (2001) Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal en la Comunidad Valenciana. Banc de Llavors Forestals, Generalitat Valenciana, Valencia

Navarro C, Castroviejo S (1993) *Celtis* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 3. CSIC, Madrid

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Tutin TG (1993) *Celtis* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Butola BS, Uniyal AK (2005) Rooting response of branch cuttings of *Celtis australis* L. to hormonal application. Forests, Trees and Livelihoods 15:307-310

Puri S, Shamet GS (1988) Rooting of stem cuttings of some social forestry species. International Tree Crops Journal 5:63-69

Shamet GS, Naveen CR (2005) Study of rooting in stem cuttings of Khirk (*Celtis australis* Linn.). Indian Journal of Forestry 28:363-369



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia

Región mediterránea: Francia, Italia (incl. Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Turquía, Siria, Líbano, Palestina

El árbol del amor crece normalmente en pendientes áridas o a lo largo de las riberas de los ríos, en sustrato de naturaleza caliza, aunque puede tolerar los suelos de reacción moderadamente ácida. No soporta el frío prolongado.

Rasgos de diagnóstico

Cercis siliquastrum es un árbol caducifolio, de 5 a 10 m de altura, con tronco de corteza lisa. Las hojas son simples, alternas, orbiculares o reniformes con ápice redondeado. Las flores son de color rosado o púrpuro y salen directamente del tronco y de las ramas. Se

emplean mucho otros *Cercis* con fines ornamentales, como *C. canadensis* o *C. chinensis*, con hojas de ápice agudo o profundamente acuminadas en la base, respectivamente, con los que puede ser confundido fácilmente.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores rosadas a púrpuras, agrupadas en racimos que salen directamente de las ramas de marzo a mayo, antes del desarrollo de las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila autocompatible 	<ul style="list-style-type: none"> legumbre rojiza a marrón oscuro 60-100 mm de longitud 	<ul style="list-style-type: none"> en julio, permaneciendo en el árbol varios meses dispersión por gravedad

El análisis de proteínas de reserva en lotes de semillas de diferentes árboles indica que el árbol del amor es

principalmente autógamo, con menos de un 5 % de fecundación cruzada (González y Henriques-Gil, 1994).

Variación e Hibridación

La subespecie *C. siliquastrum* subsp. *hebecarpa* (Bornm.) Yalt., distribuida en Asia Menor e Irán, presenta cáliz, pedicelos y legumbres no glabros.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ desde finales de verano■ recolección manual desde el suelo o vareado de ramas	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ peso de semillas / kg fruto: 300-450 g■ pureza: 95-98 %	<ul style="list-style-type: none">■ 20-35 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Las legumbres pueden ser recolectadas en cualquier momento, siempre que se hayan oscurecido y las semillas estén marrones. Aunque pueden permanecer

sin abrir en el árbol varios meses, es conveniente efectuar la recolección cuanto antes, para evitar pérdidas en la cosecha debido al ataque de insectos.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ escarificado mecánico■ escarificado mecánico + estratificación en frío (4-12 semanas)■ inmersión en agua hirviendo (1 minuto)■ inmersión en agua inicialmente a 80 °C dejándola enfriar 24 h■ escarificado con ácido sulfúrico concentrado (30-60 minutos)	<ul style="list-style-type: none">■ 30 / 20 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 70-90 %

Las semillas del árbol del amor presentan dormición debido al endosperma y a la cubierta impermeable (Riggio Bevilacqua *et al.*, 1985, 1988) y necesitan escarificación y estratificación en frío para poder germinar. La duración de la escarificación con ácido debe establecerse para cada lote de semillas mediante ensayo. La aplica-

ción de ácido giberélico puede romper la dormición en semillas previamente embebidas, pero la estratificación durante 16 semanas a 4 °C resulta mucho más eficaz (Gebre y Karam, 2004), además de que su aplicación puede tener consecuencias negativas en el desarrollo posterior de la plántula (Rascio *et al.*, 1998).

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ raíz desnuda: perímetro hasta 4-6 cm o altura total hasta 100-150 cm■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ en la misma primavera, 2-4 semanas después de la siembra

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	terminal	2-3	verano (julio)	1%

El árbol del amor no se propaga fácilmente por esquejes. La zona de la rama a partir de la cual se obtienen las estaquillas y la época de recolección influyen notablemente en el éxito del enraizamiento (Karam y Gebre, 2004).

La micropropagación del árbol del amor se ha ensayado con cierto éxito empleando yemas axilares (Bignami, 1984).

Bibliografía

Bibliografía general

Ball PW (1968) *Cercis* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Chamberlain DF, Yaltirik F (1970) *Cercis* L. En: Davis PH (ed). Flora of Turkey and the Eastern Aegean Islands. Vol 3. University Press, Edinburgh

Mac Cárthaigh D, Spethmann (eds) W (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Bignami C (1984) Prove di micropropagazione di *Cercis siliquastrum* L. Informatore Agrario 40:103-105

Gebre GH, Karam NS (2004) Germination of *Cercis siliquastrum* seeds in response to gibberellic acid and stratification. Seed Science and Technology 32:255-260

González C, Henriques-Gil N (1994) Genetics of seed storage proteins in the love tree *Cercis siliquastrum* L. (*Fabaceae*). Theoretical and Applied Genetics 89:895-899

Karam NS, Gebre GH (2004) Rotting of *Cercis siliquastrum* cuttings influenced by cutting position on the branch and indole-butyric acid. Journal of Horticultural Science and Biotechnology 79:792-796

Rascio N, Mariani P, Dalla Vecchia F, La Rocca N, Profumo P, Gastaldo P (1998) Effects of seed chilling or GA3 supply on dormancy breaking and plantlet growth in *Cercis siliquastrum* L. Plant Growth Regulation 25:53-61

Riggio Bevilacqua L, Roti Michelozzi G, Serrato Valenti G (1985) Barriers to water penetration in *Cercis siliquastrum* seeds. Seed Science and Technology 13:175-182

Riggio Bevilacqua L, Profumo P, Gastaldo P, Barella P (1988) Cytochemical study on the dormancy-imposing endosperm of *Cercis siliquastrum*. Annals of Botany 61:561-565

Clematis vitalba L. *Clematis flammula* L.

EN: clematis, traveller's-joy
EL: κληματίς
ES: clemátide
FR: clématite
IT: clematide
PT: clematis

Ranunculaceae



Clematis vitalba L.



Clematis flammula L.



Distribución y Ecología

C. vitalba:

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Siria, Líbano, Argelia

C. flammula:

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia),

Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Turquía, Chipre, Siria, Líbano, Israel, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

Clematis vitalba y *C. flammula* pueden formar parte de las trepadoras que integran la vegetación de ribera. *C. vitalba* requiere mayores niveles de humedad, siendo frecuente en bosques de frondosas y en matorrales espinosos caducifolios en ambientes eurosiberianos, aunque también se localiza en umbrías y zonas frescas de la región mediterránea. *C. flammula* es una especie más termófila cuya distribución se restringe al litoral mediterráneo, encontrándose también en setos, matorrales y formaciones boscosas, en zonas abiertas y soleadas.

Rasgos de diagnóstico

Clematis vitalba y *C. flammula* son lianas de hoja perenne, con tallo leñoso al menos en su parte inferior. Se diferencian en que la primera tiene las hojas 1-pinnatisectas, con folíolos ovados, cordado-ovados u oval-lanceolados, mientras que en la última, las hojas son en su mayoría bipinnatisectas, a veces tripinnatisectas, con folíolos ovales, lanceolados o lineares. En *C. flammula* las piezas del perianto son blancas y glabras por la cara interna, siendo en *C. vitalba* de un color blanco-verdoso y pubescentes por ambas caras.

Además de estas dos especies, en la región mediterránea se encuentran de manera menos frecuente otras *Clematis* trepadoras, como las de flores color violáceo *C. viticella* L. y *C. campaniflora* Brot., esta última restringida al centro y oeste de la Península Ibérica, o *Clematis cirrhosa* L., con flores solitarias o en fascículos de dos a cuatro y bracteolas soldadas formando un involucre por debajo de la flor.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ hermafroditismo	■ flores agrupadas en cimas paniculiformes ■ de mayo a agosto, a veces más tarde	■ entomófila	■ aquenio con un largo estilo plumoso, persistente ■ 2-3 mm (longitud del estilo: hasta 3,5 cm <i>C. flammula</i> ; hasta 5,5 cm <i>C. vitalba</i>)	■ de septiembre a noviembre ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en estos táxones.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
■ de octubre a diciembre ■ recolección manual desde el suelo	■ frotado para eliminación de estilo plumoso ■ pureza: 99-100 %	■ 5-7 g <i>C. flammula</i> ■ 1-3 g <i>C. vitalba</i> (aquenios)	■ T: 4 °C ■ CH: 4-8 % ■ envase hermético

Las semillas no se suelen extraer de los aquenios.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
-----------------------------	-------------	--------------------------

- | | | |
|--|---|---|
| <ul style="list-style-type: none"> ■ extracción manual de las semillas de los frutos o escarificado mecánico + estratificación en frío (8-24 semanas) | <ul style="list-style-type: none"> ■ 20 / 10 °C; 20 °C | <ul style="list-style-type: none"> ■ 65-95 % |
|--|---|---|

Las semillas de *Clematis* muestran dormición morfofisiológica y requieren estratificación en frío para germinar. La estratificación en frío por un período de 8 a 12 semanas parece adecuada para estimular la germinación de semillas de *Clematis vitalba* (Bungard *et al.*,

1997). La estratificación en frío podría ser sustituida por la aplicación de temperaturas alternas de 5 °C (12 horas) y 15 °C (12 horas) en cámara de germinación (Vinkler *et al.*, 2004).

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
------------------	------------------	------------

- | | | |
|---|--|--|
| <ul style="list-style-type: none"> ■ otoño o inicios de primavera, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento | <ul style="list-style-type: none"> ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ó 2/0 | <ul style="list-style-type: none"> ■ en la primera primavera y se puede completar en el otoño siguiente |
|---|--|--|

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
-------------------	----------------------	-------------------------	----------------------	--------------------------

- | | | | | |
|---|---|---|--|--|
| <ul style="list-style-type: none"> ■ semileñosa o herbácea | <ul style="list-style-type: none"> indiferente | <ul style="list-style-type: none"> 1-2 | <ul style="list-style-type: none"> verano | <ul style="list-style-type: none"> sin ó < 0,5 % |
|---|---|---|--|--|

El estaquillado en el género *Clematis* se realiza en verano con material formado en la primavera del mismo año. Se recomienda emplear estaquillas herbáceas con un par de hojas. Münster (2000) recomienda hacer un corte en los 2 cm inferiores del esqueje que permita dejar a la vista el cámbium, para acelerar la formación de raíces. Se puede retirar una de las hojas para ahorrar espacio y evitar infecciones de hongos del género *Botrytis*. Otra forma de propagación es el llamado "método japonés", que emplea estaquillas también con un nudo pero algo más largas y vigorosas, ya que los cortes se efectúan en los entrenudos inmediatamente su-

perior e inferior. En este método, las probabilidades de que los hongos alcancen las yemas es mucho menor que en el método convencional; sin embargo, tiene la desventaja de ocupar más espacio y de obtenerse menos material por cada planta madre (Gunn, 2005). Kreen *et al.* (2002) recomienda utilizar perlita como sustrato y enraizar bajo niebla.

El enraizamiento de microesquejes obtenidos mediante propagación *in vitro* parece ser más eficaz que el método tradicional empleando esquejes semileñosos (Kreen *et al.*, 2002).

Bibliografía

Bibliografía general

Fernández Carvajal MC (1986) *Clematis* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 1. CSIC, Madrid.

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Strid A (1967) *Clematis* L. En: Stris A, Tan K (eds). Flora Hellenica. Vol 2. ARG Gantner Verlag KG, Ruggell

Tutin TG and Akeroyd JR (1993) *Clematis* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Bungard RA, Daly GT, McNeil DL, Jones AV, Morton JD (1997) *Clematis vitalba* in a New Zealand native forest remnant: does seed germination explain distribution? *New Zealand Journal of Botany* 35:525-534

Gunn S (2005) *Clematis* from cuttings. *Plantsman* 4:81-83

Kreen S, Svensson M, Rumpunen K (2002) Rooting of *Clematis* microshoots and stem cuttings in different substrates. *Scientia Horticulturae* 96:351-357

Münster K (2000) *Clematis*. En: Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds). Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey/Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin

Vinkler I, Muller C, Gama A (2004) Germination de la Clématite (*Clematis vitalba* L.) et perspectives de maîtrise préventive au forêt. *Revue Forestière Française* 56:275-286

Coriaria *myrtifolia* L.

EN: coriaria

Coriariaceae

EL: βυρσοδεψική η μυρτόφυλλος,
κοριάρια η μυρτόφυλλη

ES: emborrachacabras, garapalo

FR: corroyère, redoul

IT: coriaria, sommacco provenzale

PT: coriaria



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Norte de África

Región mediterránea: España (incl. Baleares), Francia, Italia, Argelia, Marruecos

Coriaria myrtifolia es una especie que requiere suelos moderadamente húmedos, es indiferente al sus-

trato y puede crecer en media sombra o a pleno sol. Se la encuentra en la región mediterránea desde el litoral hasta la montaña, en márgenes de corrientes de agua, barrancos, zarzales y setos húmedos. Posee un fuerte sistema radicular en simbiosis con bacterias que le permiten fijar nitrógeno atmosférico, por lo que puede vegetar en terrenos pobres en nutrientes.

Rasgos de diagnóstico

Esta especie es un arbusto semicaducifolio que puede alcanzar de 1 a 2 m de altura, con hojas opuestas, simples, enteras. Su fruto es muy llamativo, tanto por su

forma como por su color, aunque resulta muy tóxico para el hombre.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ andromonoecia	■ flores verdosas, agrupadas en racimos ■ de marzo a junio	■ anemófila ■ auto-compatible	■ aquenio negro, rodeado por piezas carnosas aquilladas, inicialmente rojizas, negras en la madurez ■ unos 4 mm	■ de julio a septiembre ■ dispersión por vertebrados frugívoros

A pesar de la autocompatibilidad existente en esta especie, el cruzamiento entre individuos se ve favorecido porque dentro de un mismo pie las flores masculinas aparecen antes que las hermafroditas (Thompson *et al.*,

1995). De esta manera, los frutos recolectados de una planta madre tienden a proceder de la polinización de diferentes individuos.

Variación e Hibridación

Coriaria es el único género dentro de *Coriariaceae*, familia con una distribución mundial marcadamente dis-

junta (Yokoyama *et al.*, 2000), siendo *C. myrtifolia* la única especie presente en Europa.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ desde finales de verano a principios de otoño■ recolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ peso de semillas / kg fruto: 10-34 g■ pureza: 99-100 %	<ul style="list-style-type: none">■ 11-13 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ escarificado mecánico + inmersión en una solución 550 ppm de ácido giberélico (4 días) + estratificación en frío (4 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 25 / 20 °C■ luz	<ul style="list-style-type: none">■ 80-99 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ primavera con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ en la misma primavera y se completa en 1-2 meses

Para la producción masiva en vivero es posible reducir el tratamiento a un escarificado mecánico y una siembra en otoño o temprano en la primavera, aunque la germinación puede ser lenta. Inocular con microorga-

nismos fijadores de nitrógeno mejora notablemente el desarrollo de las plantas (Martínez-Sánchez *et al.*, 1997; Cañizo *et al.*, 1978).

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	basal o media	10 - 15 cm	otoño - invierno	sin ó < 0,5 %

La propagación vegetativa de *Coriaria myrtifolia* ofrece mejores resultados cuando se utilizan esquejes semileñosos recolectados en época de parada vegetativa (otoño-invierno); sin embargo, el enraizamiento en esta época del año debe hacerse en ambiente protegido, manteniendo una temperatura de 20 °C (Melgares de Aguilar *et al.*, 2005). Si no es po-

sible cumplir estas condiciones, se recomienda recolectar el material a principios de primavera, cuando la temperatura ambiente comienza a aumentar. Melgares de Aguilar *et al.*, (2005) obtienen resultados de supervivencia del 85 % en esquejes recolectados en primavera, frente al 100% obtenido con material recolectado en otoño.

Bibliografía

Bibliografía general

Webb DA (1968) *Coriaria* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Cañizo A, Miguel C, Rodríguez-Barrueco C (1978) The effect of pH on nodulation and growth of *Coriaria myrtifolia* L. Plant and Soil 49:195-198

Martínez-Sánchez JJ, Orozco E, Selva M, Gilabert J (1997) Obtención de planta de *Coriaria myrtifolia* L. en vivero. Ensayos de inducción a la nodulación en sustrato estéril. Montes 50:40-44

Melgares de Aguilar J, González D, Navarro A, Bañón S, García F (2005) Influencia de la estacionalidad en el enraizamiento de esquejes de *Coriaria myrtifolia* L. V Congreso Ibérico de Ciências Horticolas ; IV Congresso Iberoamericano de Ciências Horticolas Vol 1:457-461. Asociación Portuguesa de Ciências Horticolas, Porto

Thompson PN, Gornall PN, Gornall FLS RJ (1995) Breeding systems in *Coriaria* (*Coriariaceae*). Botanical Journal of the Linnean Society 117:293-304

Yokoyama J, Suzuki M, Iwatsuki K, Hasebe M (2000) Molecular phylogeny of *Coriaria*, with special emphasis on the disjunct distribution. Molecular Phylogenetics and Evolution 14:11-19



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía

El cornejo es una especie que requiere clima fresco, por

lo que en el medio mediterráneo se refugia en lugares umbríos, torrentes, riberas de ríos y espinares húmedos. En ambientes más húmedos se lo encuentra asociado a bordes y claros de bosques y matorrales caducifolios. Requiere suelos relativamente ricos en nutrientes y crece sobre sustratos de diferente reacción. Soporta sin problemas los materiales calizos y se desarrolla bien en suelos pesados.

Rasgos de diagnóstico

Cornus sanguinea es un arbusto caducifolio, de 1,5 a 6 m de altura, con ramillos rojizos y hojas opuestas, ovadas o elípticas, enteras. Las flores, con pétalos de color blanco o crema, aparecen después del desarrollo de las

hojas, al contrario que en *Cornus mas*, especie ampliamente distribuida en el oeste de Asia y en Europa, que presenta flores de color amarillo o verdoso.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas, agrupadas en grandes cimas corimbiformes de abril a julio, a veces también en otoño 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila 	<ul style="list-style-type: none"> drupa globosa, negra 5-8 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de julio a octubre dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

Se distinguen dos subespecies: *C. sanguinea* subsp. *sanguinea* y *C. sanguinea* subsp. *australis*; esta última, con distribución en el sudeste de Europa y sudoeste de Asia. La diferencia entre ambos táxones se basa en el tipo de indumento del envés foliar, fundamentalmente en

forma de pelos simples, más o menos crespos, en la subespecie tipo, mientras que en la subsp. *australis* los pelos son naviculares y están orientados paralelamente a las nervaduras.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ desde agosto hasta principios de otoño■ recolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ peso de semillas / kg fruto: 172-317 g■ pureza: 100 %	<ul style="list-style-type: none">■ 30-55 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Cornus sanguinea presenta variaciones en la cosecha tanto a nivel interanual como entre poblaciones. En general, la proporción de frutos respecto de flores es muy baja debido a que se produce una gran cantidad de abortos de frutos en las diferentes etapas de su desarrollo

(Krüsi y Debussche, 1988). Sin embargo, en caso de mortandad de flores, por ejemplo por predación, la proporción de frutos abortados es menor (Gutián *et al.*, 1996). Se debe efectuar la recolección de los frutos tan pronto como maduren, para reducir pérdidas por aves.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ estratificación en caliente (8 semanas) + estratificación en frío (8-12 semanas)■ escarificado con ácido sulfúrico concentrado (120 minutos) + estratificación en frío (12 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 30 / 20 °C; 20 / 10 °C■ luz	<ul style="list-style-type: none">■ 80-96 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ en la primera primavera y se puede completar en la segunda primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ Leñosa	indiferente	20 cm	invierno	sin

Cornus sanguinea se propaga vegetativamente con mucha facilidad, utilizando material leñoso recolectado en invierno. No es necesario aplicar hormonas, aunque su empleo homogeneiza el tiempo de enraizamiento.

Se ha experimentado la propagación *in vitro* de otras especies del género *Cornus* (Edson *et al.*, 1994; Kaveriappa *et al.*, 1997).

Bibliografía

Bibliografía general

Ball PW (1968) *Cornus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Nieto Feliner G (1997) *Cornus* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 8. CSIC, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Edson JL, Wenny DL, Leege-Brusven A (1994) Micropropagation of Pacific dogwood. HortScience 29:1355-1356

Gutián J, Gutián P, Navarro L (1996) Fruit set, fruit reduction, and the fruiting strategy of *Cornus sanguinea* (Cornaceae). American Journal of Botany 83:744-748

Kaveriappa KM, Phillips LM, Trigiano RN (1997) Micropropagation of flowering dogwood (*Cornus florida*) from seedlings. Plant Cell Reports 16:485-489

Krüsi BO, Debussche M (1988) The fate of flowers and fruits of *Cornus sanguinea* L. in three contrasting Mediterranean habitats. Oecologia 74:592-599

Crataegus monogyna Jacq.

EN: hawthorn, white thorn
EL: τρικουκκιά, μούρτζιά
ES: espino albar, majuelo
FR: aubépine, noble épine
IT: biancospino, marucca bianca
PT: pilriteiro, espinheiro-alvar

Rosaceae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Túnez, Argelia, Marruecos

Esta especie presenta una gran amplitud ecológica. Se la encuentra en orlas y claros de bosques caducifolios, así como en matorrales espinosos caducifolios, restringiéndose a riberas y ambientes umbríos en las regiones más áridas.

Rasgos de diagnóstico

El espino albar es un arbolillo espinoso hasta de 5(10) m, con espinas de 7 a 20 mm. Existe una gran variación de tamaño y forma de las hojas dentro de un mismo individuo, desde limbo profundamente lobado a entero. El género *Crataegus*, como otras rosáceas, muestra una gran complejidad taxonómica.

C. monogyna se distingue de otras especies del género con distribución en la Europa mediterránea por la forma de sus hojas o la pelosidad de diferentes es-

tructuras. En concreto, los lóbulos enteros o con unos pocos dientes agudos y las estípulas enteras la diferencian de *C. laevigata*, que presenta hojas con lóbulos serrulados y estípulas serradas. Asimismo, se diferencia de *C. heldreichii*, *C. azarolus* y *C. pycnoloba*, especies con distribución restringida en el mediterráneo oriental, porque sus ramillos jóvenes, hojas, pedicelos y receptáculo son tomentosos, lanosos o seríceos, mientras que en *C. monogyna* son glabros o con pelos rectos y patentes.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas o blanco-rosado, agrupadas en corimbos en número de 4 a 11 de marzo a junio 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila auto-compatible 	<ul style="list-style-type: none"> pomo rojo 6-10 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de agosto a noviembre dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

La complejidad del género *Crataegus* es fruto de la poliploidía (Talent y Dickinson, 2005), la hibridación, la introgresión y la apomixis. *Crataegus monogyna* incluye un complejo y variado número de plantas, llegándose a diferenciar numerosas subespecies o variedades, según autores, teniendo en cuenta rasgos cualitativos o cuantitativos relativos a las hojas, las flores o los frutos. Se han descrito híbridos naturales de *C. monogyna* con *C. azarolus* y *C. laevigata*. La introgresión con esta última especie parece confirmarse en un estudio efectuado empleando técnicas moleculares (Fineschi *et al.*, 2005).

La diversidad genética entre y dentro de poblaciones, estimada mediante técnicas moleculares, parece ser

bastante baja y sin ninguna estructuración espacial, debido posiblemente a la eficiencia en la dispersión de los frutos por animales (Fineschi *et al.*, 2005). Según estos resultados, se podría recolectar y mezclar material de individuos procedentes de poblaciones distantes, aunque se recomienda por precaución que se mantenga la unidad de recolección dentro de los límites de una misma región de procedencia, zona semillera o unidad ecológica. Esta medida conservadora está respaldada por resultados obtenidos en reforestaciones con material de diferentes orígenes en distintas condiciones ecológicas, mostrándose la procedencia local como la mejor adaptada al clima y la más resistente a enfermedades (Jones *et al.*, 2001).

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> desde finales de verano hasta principios de otoño recolección manual desde el suelo 	<ul style="list-style-type: none"> secuencia de frutos carnosos peso de semillas / kg fruto: 150-230 g pureza: 99-100 % 	<ul style="list-style-type: none"> 55-180 g 	<ul style="list-style-type: none"> T: 4 °C (2-3 años) CH: 4-8 % envase hermético

En esta especie parece existir una acusada tendencia al aborto de frutos, particularmente al inicio del período de desarrollo de los mismos, aunque variable entre individuos (Gutián *et al.*, 1992). Se debe evitar concentrar la recolección del material sólo en los pies más productivos, procurando equilibrar la cosecha entre individuos.

La recolección de frutos a finales de verano, cuando toman un tono rojizo pero sin llegar a completar la maduración, puede acortar el período de tiempo de germinación de las semillas.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> ■ estratificación en caliente (4-16 semanas) + estratificación en frío (12-36 semanas) ■ escarificado mecánico + estratificación en frío (4-8 ó más semanas) ■ escarificado con ácido sulfúrico concentrado (30-120 minutos) + estratificación en frío (4-8 ó más semanas) ■ escarificado mecánico o químico + estratificación en caliente (4-12 semanas) + estratificación en frío (12-20 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 30 / 20 °C 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 70-100 %

Las semillas del espino albar muestran profunda dormición del embrión y su endocarpo es grueso, por lo

que para germinar requieren tanto escarificación como estratificación en frío.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> ■ finales de verano, sin tratamiento, inmediatamente después de la recolección, con semillas de frutos no completamente maduros, o primavera, con tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 7-9 meses después de la siembra de verano y se puede completar en la primavera siguiente ■ 2 meses después de la siembra de primavera; se puede completar en la segunda primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa	basal o media	15 cm	invierno	1 %
■ semileñosa	basal o media	10 cm	verano	0,5 %
■ de raíz		5-8 cm	invierno	sin

La propagación vegetativa de *Crataegus* no es una práctica común; sin embargo, es posible utilizar esta técnica con resultados aceptables. Para la obtención de estaquillas leñosas se requiere material recolectado de plantas madre vigorosas que hayan sido sometidas previamente a una poda de rejuvenecimiento severa (Mac Cárthaig y Spethmann, 2000). Crobeddu y Pignati (2005) obtienen

un 76 % de enraizamiento empleando estaquillas semileñosas obtenidas en julio de plantas madre rejuvenecidas y manteniendo las estaquillas bajo niebla a una temperatura basal superior a 20 °C. También es posible propagar esta especie con cierto éxito a partir de estaquillas de raíz; Götttsche (1978) obtiene con este método una supervivencia de un 30 %, estaquillando vertical-

mente el material, es decir dejando una parte sin enterrar, en una mezcla de turba y arena (1:1).

La propagación *in vitro* de *Crataegus monogyna* es po-

sible y ofrece mejores resultados que la propagación vegetativa convencional. Wawrosch *et al.*, (2007) utilizan como explantos yemas axilares recolectadas en invierno.

Bibliografía

Bibliografía general

Amaral Franco J do (1968) *Crataegus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Muñoz Garmendia F, Navarro C, Aedo C (1998) *Crataegus* L. En: Muñoz Garmendia F, Navarro C (eds). Flora Ibérica. Vol 6. CSIC, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Crobeddu S, Pignatti G (2005) Propagazione per talea di specie mediterranee prove di substrato. Sherwood Foreste ed Alberi Oggi 114:27-31

Fineschi S, Salvini D, Turchini D, Pastorelli R, Vendramin GG (2005) *Crataegus monogyna* Jacq. and *C. laevigata* (Poir.) DC. (*Rosaceae*, *Maloideae*) display low level of genetic diversity assessed by chloroplast markers. Plants Systematic and Evolution 250:187-196

Göttsche D (1978) Vermehrung einheimischer Straucharten durch Wurzelschnittlinge. Forstarchiv 49:33-36

Gutián J, Sánchez JM, Gutián P (1992) Niveles de fructificación en *Crataegus monogyna* Jacq., *Prunus mahaleb* L. y *Prunus spinosa* L. (*Rosaceae*). Anales del Jardín Botánico de Madrid 50:239-245

Jones AT, Hayes MJ, Sackville Hamilton NR (2001) The effect of provenance on the performance of *Crataegus monogyna* in hedges. Journal of Applied Ecology 38:952-962

Talent N, Dickinson TA (2005) Polyploidy in *Crataegus* and *Mespilus* (*Rosaceae*, *Maloideae*): evolutionary inferences from flow cytometry of nuclear DNA amounts. Canadian Journal of Botany 83:1268-1304

Wawrosch C, Prinz S, Soleiman Y, Kopp B (2007) Clonal propagation of *Crataegus monogyna* Jacq. (Lindm.). Planta Medica 73:1013

Dorycnium rectum (L.) Ser

EN: greater badassi
EL: μελιγκάρια
ES: unciana
FR: dorycnie dressée
IT: trifogliino palustre
PT: erva-mata-pulgas

Leguminosae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Albania, Grecia (incl. Creta), Turquía, Siria, Líbano, Israel, Túnez, Argelia, Marruecos

Forma parte de pastizales y juncareales en los márgenes de cursos de agua en la región mediterránea. Prefiere suelos de reacción básica. Esta especie es fijadora de nitrógeno atmosférico.

Rasgos de diagnóstico

Planta herbácea perenne, a veces leñosa en la base, no espinosa, que puede alcanzar 30-200 cm de altura. Las hojas están compuestas por 5 folíolos, los dos basales ovados, agudos y los tres restantes obovado-espatulados, mucronados. Otras especies del género con amplia distribución en el Mediterráneo (*D. pentaphyllum*, *D.*

hirsutum y *D. gracile*) están asociadas a matorrales y pastizales secos interiores o costeros. Morfológicamente *D. rectum* se distingue porque el raquis de las hojas es de más de 3,5 mm de largo, mientras que en las otras tres especies el raquis es de menor tamaño o está ausente.

Biología reproductiva

Expresión sexual

- hermafroditismo

Floración

- flores blanco-rosado, agrupadas en glomérulos, en número de 18 a 40
- de mayo a septiembre

Polinización

- entomófila

Fructificación

- legumbre más o menos cilíndrica, purpúrea o pardo-purpúrea
- 10-20 mm de longitud

Maduración

- de julio a septiembre
- dispersión por explosión

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en este taxon.

Propagación por semillas

No se ha encontrado información relacionada con la producción de semillas de esta especie. Como orientación, se ofrecen datos de *Dorycnium hirsutum*, cuyas

semillas son de mayor tamaño, por lo que el peso de las semillas de *D. rectum* será algo más bajo.

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">de julio a agostorecolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">secuencia de frutos dehiscentespeso de semillas / kg fruto: 163- 445 g (<i>D. hirsutum</i>)pureza: 85-99 %	<ul style="list-style-type: none">4-6 g (<i>D. hirsutum</i>)	<ul style="list-style-type: none">T: 4 °CCH: 4-8 %envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">escarificado con ácido sulfúrico concentrado (15-20 minutos)	<ul style="list-style-type: none">20 °C	<ul style="list-style-type: none">80-98 % (<i>D. hirsutum</i>)

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ó 2/0	<ul style="list-style-type: none">en la misma primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none">semileñosa	terminal	10 cm	abril	0,5 - 1 %

Los resultados obtenidos por Frangi y Nicola (2004) en experiencias de estaquillado de *Dorycnium hirsutum* sugieren que la mejor época de recolección del material es en primavera, en el mes de abril. Alegre *et al.*, (1998) logran los mejores resultados cuando las esta-

quillas de *D. pentaphyllum* y *D. hirsutum* proceden de la zona apical de los tallos y son tratadas con hormonas, y recomiendan proteger el material de las bajas temperaturas nocturnas de primavera.

Bibliografía

Bibliografía general

Ball PW (1968) *Dorycnium* Miller. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Díaz Lifante Z (2000) *Dorycnium* Mill. En: Talavera S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 7(II). CISC, Madrid

Bibliografía específica

Alegre J, Toledo JL, Martínez A, Mora O, Andrés EF (1998) Rooting ability of *Dorycnium* spp. under different conditions. *Scientia Horticulturae* 76:123-129

Frangi P, Nicola S (2004) Studio della propagazione per talea di specie mediterranee di interesse ornamentale. *Italus Hortus* 11:191-193

Flueggea tinctoria (L.) G.L. Webster



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste de Europa

Región mediterránea: Portugal, España

El tamujo se desarrolla en cauces y barrancos secos, frecuentemente asociado a *Nerium oleander*. Es una especie que prefiere los suelos de reacción ácida, bien drenados.

Rasgos de diagnóstico

Flueggea tinctoria es un arbusto espinoso de hoja caduca, muy ramificado desde la base, que puede alcanzar hasta 2 m. Las ramas son de color rojizo oscuro y las

hojas son alternas, simples, obovadas, y glabras, con ápice romo o escotado.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ dioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores verdosas, solitarias o fasciculadas; flores masculinas erecto-patentes; flores femeninas péndulas ■ de enero a abril 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ cápsula con tres lóbulos ■ 3,5-4 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de mayo a junio ■ dispersión por gravedad

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en este taxon.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de mayo a junio■ recolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ peso de semillas / kg fruto: 54 g■ pureza: 98 %	<ul style="list-style-type: none">■ 4 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ no necesita tratamientos	<ul style="list-style-type: none">■ 20 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 95 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ otoño o primavera	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ 2 ó 3 semanas después de la siembra

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none">■ leñosa	indiferente	20 cm	invierno	sin

Bibliografía

Bibliografía general

Benedí C (1997) *Flueggea* Willd. En: Castroviejo S et al. (eds). Flora Ibérica. Vol 8. CSIC, Madrid

Gálvez A, Navarro RM (2001) Manual para la identificación y reproducción de semillas de especies vegetales autóctonas de Andalucía. Vol II. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, Sevilla



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Siberia, China, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia, Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Túnez, Argelia, Marruecos

Esta especie requiere suelos frescos y húmedos, prefiriendo los de reacción ácida, aunque también soporta los calizos. Se distribuye de manera dispersa en bosques húmedos, orillas de ríos y barrancos umbrosos en ambiente eurosiberiano, llegando a la región mediterránea en zonas riparias si las condiciones son suficientemente húmedas.

Rasgos de diagnóstico

Frangula alnus es un arbusto o arbolillo, con hojas caducas, oval-oblongas y ápice agudo, cuyo porte de unos 4 a 5 m lo distingue de *Frangula rupestris* (Scop.) Schur,

arbusto endémico del Mediterráneo oriental que sólo alcanza los 80 cm de altura.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blanco-verdoso, agrupadas en cimas de marzo a julio 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila auto-incompatible 	<ul style="list-style-type: none"> drupa globosa, rojo oscuro unos 7 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de junio a octubre dispersión por vertebrados frugívoros

Aunque las aves frugívoras son las principales dispersoras de semillas, la dispersión debida al agua adquiere especial relevancia en la región mediterránea, donde

las zonas de ribera ofrecen un hábitat adecuado para *Alnus glutinosa* (Hampe, 2004).

Variación e Hibridación

Entre las distintas subespecies de *Frangula alnus* descritas, dos se localizan en países mediterráneos. *F. alnus* subsp. *baetica* (Reverchon Et Willk.) Rivas Goday ex Devessa tiene una distribución limitada al sur de España y norte de Marruecos y es de mayor porte que la subespecie tipo y con hojas de gran tamaño (5-14 x 2-5,5 cm). La otra subespecie es *F. alnus* subsp. *pontica* (Boiss.) Davis Et Yalt., endémica de Anatolia. Se trata de un arbusto o arbolillo con hojas oblongo-lanceoladas y ramillos jóvenes glabros. La subespecie tipo presenta las hojas obovado-elípticas y los ramillos jóvenes pubescentes.

Estudios llevados a cabo mediante técnicas moleculares (Hampe *et al.*, 2003) muestran una gran diferen-

ciación genética a lo largo del rango de distribución de la especie, distinguiéndose tres linajes – Iberia, Anatolia y Europa templada – producto de su historia evolutiva. En poblaciones marginales mediterráneas se estima una gran diferenciación genética entre poblaciones, incluso entre poblaciones próximas, si bien la variación intrapoblacional es baja, todo ello debido a un limitado flujo génico entre poblaciones en estas áreas. Este patrón de variación genética sugiere tener mucha precaución en el movimiento de materiales de reproducción de esta especie, intentando en lo posible el empleo de las poblaciones locales, particularmente si se va a hacer restauraciones en zonas con presencia de subespecies endémicas.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> ■ de agosto a noviembre ■ recolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga 	<ul style="list-style-type: none"> ■ secuencia de frutos carnosos ■ peso de semillas / kg fruto: 90-150 g ■ pureza: 98-100 g 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 16-27 g 	<ul style="list-style-type: none"> ■ T: 4 °C ■ CH: 4-8 % ■ envase hermético

En la región mediterránea, con poblaciones pequeñas o individuos más o menos aislados, la producción de frutos es reducida, tanto por una limitación de polen (Medan, 1994; Hampe 2005) como por factores climáticos, particularmente la sequía, que dan lugar a una importante variación interanual en la cosecha (Hampe, 2005). Estos

aspectos se deberán tener en cuenta si se desea recolectar y producir material de reproducción de esta especie.

Es conveniente efectuar la recolección unas dos semanas antes de la completa maduración de los frutos, para evitar su predación por aves.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación – Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> ■ estratificación en frío (8 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 30 / 20 °C ■ luz 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 70-94 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	■ raíz desnuda: 50 g/m ² ; perímetro hasta 4-6 cm o altura total hasta 80-100 cm ■ alvéolo forestal 300 cm ³ : 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1	■ en la primera primavera

Según Gálvez y Navarro (2001), las semillas de *F. alnus* subsp. *baetica* no requieren estratificación en frío y pueden ser sembradas directamente, germinando la misma primavera de la siembra.

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	basal o media	2 - 3 / 5 - 10 cm	verano	0,5 %

Las estaquillas pueden obtenerse de toda la vareta si la planta madre es juvenil, si bien las de las partes basal y media forman raíces más fuertes. Cuando se emplea material en estado adulto, las estaquillas terminales muestran una disminución notable de su capacidad regenerativa (Graves, 2002). Un tratamiento con ácido indolbutírico en forma de talco al 0,3 - 0,8 % mejora sensiblemente los resultados. Se recomienda enraizar en vermiculita bajo niebla (Sharma y Graves, 2005).

Existen algunas referencias de propagación mediante estacas leñosas en otras especies de la familia *Rhamnaceae*, empleando material recolectado en invierno de la zona basal o media de las ramas tratado con hormonas (Bañón *et al.*, 2003; Dirr y Heuser, 2006).

La regeneración *in vitro* de *F. alnus* ha sido realizada con éxito a partir de yemas axilares (Bignami, 1983) y embriones escindidos (Kovacevic y Grubisic, 2005).

Bibliografía

Bibliografía general

- Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid
- Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin
- Muñoz JM (1987) *Frangula*. En: Valdés B, Talavera S, Fernández-Galiano E (eds). Flora Vasculare de Andalucía Occidental. Vol 2. Ketres Editora SA, Barcelona.
- Tutin TG (1968) *Frangula* Miller. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge
- Yaltirik F (1967) *Frangula* Miller. En: Davis PH (ed). Flora of Turkey and the Eastern Aegean Islands. Vol 2. University Press, Edinburg
- Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

- Bañón S, Martínez JJ, Fernández JA, Ochoa J, González A (2003) Effect of indolebutyric acid and paclobutrazol on the rooting of *Rhamnus alaternus* stem cuttings. *Acta Horticulturae* 614:263-267
- Bignami C (1983) *In vitro* propagation of *Rhamnus frangula* L. *Gartenbauwissenschaft* 48:272-274
- Dirr MA, Heuser CW (2006) The Reference Manual of Woody Plant Propagation: From Seed to Tissue Culture. A Practical Working Guide to the Propagation of over 1100 Species, 2nd ed. Varsity Pr. Inc, Athens
- Gálvez A, Navarro RM (2001) Manual para la identificación y reproducción de semillas de especies vegetales autóctonas de Andalucía. Vol II. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, Sevilla

Graves WR (2002) IBA, juvenility, and position on ortets influence propagation of Carolina buckthorn from softwood cuttings. *Journal of Environmental Horticulture* 20:57-61

Hampe A (2004) Extensive hydrochory uncouples spatiotemporal patterns of seedfall and seedling recruitment in a "bird-dispersed" riparian tree. *Journal of Ecology* 92:797-807

Hampe A (2005) Fecundity limits in *Frangula alnus* (*Rhamnaceae*) relict populations at the species' southern range margin. *Oecologia* 143:377-386

Hampe A, Arroyo P, Jordano P, Petit RJ (2003) Ranges-wide phylogeography of a bird-dispersed Eurasian shrub: contrasting

Mediterranean and temperate glacial refugia. *Molecular Ecology* 12:3415-3426

Kovacevic N, Grubisic D (2005) In vitro cultures of plants from the *Rhamnaceae*: shoot propagation and anthraquinone production. *Pharmaceutical Biology* 43:420-424

Medan D (1994) Reproductive biology of *Frangula alnus* (*Rhamnaceae*) in southern Spain. *Plant Systematics and Evolution* 193:173-186

Sharma J, Graves WR (2005) Propagation of *Rhamnus alnifolia* and *Rhamnus lanceolata* by seeds and cuttings. *Journal of Environmental Horticulture* 23:86-90

Fraxinus angustifolia Vahl.



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Túnez, Argelia, Marruecos

En la región mediterránea *Fraxinus angustifolia* se desarrolla en bosques de ribera, normalmente en las zonas

altas de los márgenes ocasionalmente inundables durante cortos períodos de tiempo, en contacto con la vegetación zonal. A veces se lo encuentra en fondos de valles con capa freática elevada o en bosques frescos y umbrosos. Forma rodales puros o se mezcla con otras especies arbóreas. En algunos puntos de su distribución oriental también crece en llanos húmedos de agua dulce. Es una especie con cierta indiferencia al sustrato, aunque prefiere suelos descarboxilados con textura arenosa.

Rasgos de diagnóstico

Fraxinus angustifolia es un árbol de unos 15 a 20 m de altura. Las hojas, caducas, están formadas por (3)5 a 13(15) folíolos lanceolados, dentados. Tiene las yemas pardas, característica que lo diferencia de *Fraxinus excelsior* (fresno común), especie con yemas terminales negras. Otro rasgo diferenciador es el tipo de inflorescencia: en racimo en *F. angustifolia* y en panícula en *F. excelsior*. *F. angustifolia* presenta normalmente un número menor de folíolos por hoja y de menor tamaño. Además, en *F. angustifolia* los dientes de los folíolos, en número igual o menor al de nervios laterales, están arqueados hacia fuera; en *F. excelsior* los dientes, en número mayor al de los nervios laterales, apuntan hacia el ápice del folíolo.

Otro rasgo distintivo puede ser el que *F. angustifolia* suele presentar un número menor de flores (o frutos) por inflorescencia (15 a 20 vs. 50 a 150). *F. angustifolia* soporta mejor los suelos con tendencia al encharcamiento que *F. excelsior* y es más termófilo que éste.

F. angustifolia se distingue fácilmente de *Fraxinus ornus*, porque las flores de esta especie tienen los pétalos blancos y se agrupan en vistosas inflorescencias terminales. *F. ornus* normalmente no forma parte de la vegetación riparia, sino que crece en laderas soleadas en bosques de conífera, de frondosas o en formaciones mixtas.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ andromonoecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores inconspicuas, agrupadas en racimos ■ de febrero a mayo, antes del desarrollo de las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ sámara con ala distal ■ 20-40 mm de longitud 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de septiembre a octubre ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

Se reconocen tres subespecies en base a la forma de las sámaras y el número de foliolos, cada una de ellas con una distribución geográfica bastante definida: spp. *angustifolia* en el oeste del Mediterráneo, spp. *oxycarpa* (Bieb. ex Willd.) Franco & Rocha Alfonso en el este de Europa central y sur de Europa desde el noreste de España hacia el este y spp. *syriaca* (Boiss.) Yalt. en Turquía y hacia el este hasta Irán. Esta diferenciación, siguiendo una estructuración geográfica, estaría respaldada también por estudios filogeográficos realizados empleando técnicas moleculares (Heuertz *et al.*, 2006). No obstante, hay que tener en cuenta que existen for-

mas intermedias entre estos táxones (Fraxigen, 2005), así como también híbridos de *F. angustifolia* con *F. excelsior* en zonas de contacto de ambas especies (Fernández-Manjares *et al.*, 2006; Gerard *et al.*, 2006).

Estudios genéticos realizados en esta especie (Fraxigen, 2005) estiman altos niveles de flujo génico vía polen entre rodales y una alta variación dentro de ellos, consecuencia del modo de polinización de la especie. Estos resultados sugieren la posibilidad de que la unidad de recogida de un lote puede ser un área más o menos extensa que incluye varios rodales.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> ■ desde octubre ■ recolección manual desde el suelo, con herramientas con pértiga o vareado de ramas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ secuencia de frutos que se siembran directamente ■ pureza: 90-99 % 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 40-100 g (sámaras) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ T: 4 °C ■ CH: 4-8 % ■ envase hermético

Existe una importante variación interanual en la producción de frutos, habiendo años en los que prácticamente no hay producción. Asimismo, la proporción de frutos con semillas vacías es muy alto, debido a la predación y al aborto de las semillas.

La sámaras se recolectan en otoño, cuando están marrones. Se debe evitar las altas temperaturas desde la

recolección hasta el procesado de los frutos, ya que pueden fermentar (Piotto y Piccini, 2000). Las sámaras tratadas, listas para germinar, pueden ser conservadas a -3 °C durante un año. El método consiste en una estratificación en caliente durante 15 días, una estratificación en frío durante otros 15 días y un secado hasta un contenido de humedad del 9,5 % (Piotto, 1997).

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación – Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ estratificación en frío (6-16 semanas)■ estratificación en caliente (4 semanas)+ estratificación en frío (4-8 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 25 / 4 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 50-80 %

Las semillas de *Fraxinus angustifolia* presentan dormición fisiológica y necesitan fluctuación de temperatura para germinar. En el caso de someter las

sámaras a temperatura constante o con poca fluctuación, se puede inducir una dormición secundaria (Piotto, 1994).

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ otoño, sin tratamiento, o inicios de primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ raíz desnuda: 200-250 g/m²; perímetro hasta 6-8 cm o altura total hasta 100-150 cm■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ en la primera primavera, 2-3 semanas después de la siembra de primavera

Propagación vegetativa

Fraxinus angustifolia no forma raíces a partir de estaquillas, por lo que este tipo de propagación vegetativa no resulta viable. Sin embargo, se puede propagar *in*

vitro (Pérez-Parrón *et al.*, 1994; Tonon *et al.*, 2001a; Tonon *et al.*, 2001b).

Bibliografía

Bibliografía general

Amaral Franco J do, Rocha Alfonso ML da (1972) *Fraxinus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 3. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

García-Fayos P (coord) (2001) Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal en la Comunidad Valenciana. Banc de Llavors Forestals, Generalitat Valenciana, Valencia

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Bibliografía específica

Fernández-Manjarres JF, Gerard PR, Dufour J, Raquin C, Frascaria-Lacoste N (2006) Differential patterns of morphological and molecular hybridization between *Fraxinus excelsior* L. and *Fraxinus angustifolia* Vahl (Oleaceae) in eastern and western France. *Molecular Ecology* 15:3245-3257

Fraxigen (2005) Ash species in Europe. Biological characteristics and practical guidelines for sustainable use. Oxford Forestry Institute, University of Oxford, UK

Gerard PR, Fernández-Manjarrés JF, Frascaria-Lacoste N (2006) Temporal cline in a hybrid zone population between *Fraxinus excelsior* L. and *Fraxinus angustifolia* Vahl. *Molecular Ecology* 15:3655-3667

Heuertz M, Carnevale S, Fineschi S, Sebastiani F, Hausman JF, Paule L, Vendramin GG (2006) Chloroplast DNA phylogeography of European ashes, *Fraxinus* sp. (Oleaceae): roles of hybridization and life history traits. *Molecular Ecology* 15:2131-2140

Pérez-Parrón MA, González-Benito ME, Pérez C (1994) Micropropagation of *Fraxinus angustifolia* from mature and juvenile plant material. *Plant Cell Tissue and Organ Culture* 37:297-302

Piotto B (1994) Effects of temperature on germination of stratified seeds of three ash species. *Seed Science and Technology*, 22:519-529

Piotto B (1997) Storage of non-dormant seeds of *Fraxinus angustifolia* Vahl. *New Forest* 14:157-166

Piotto B, Piccini C (2000) Dormenza, germinazione e conservazione dei semi dei frassini spontanei in Italia. *Sherwood* 52:19-23

Tonon G, Capuana M, Di Marco A (2001a) Plant regeneration of *Fraxinus angustifolia* by in vitro shoot organogenesis. *Scientia Horticulturae* 87:291-301

Tonon G, Kevers C, Thomas G (2001b) Changes in polyamines, auxins and peroxidase activity during in vitro rooting of *Fraxinus angustifolia* shoots: an auxin-independent rooting model. *Tree Physiology* 21:655-663



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Egipto, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

La hiedra es indiferente a la naturaleza del sustrato y puede crecer tanto en terrenos encharcados como en los muy secos, prefiriendo sin embargo los suelos húmedos y fértiles. Se la encuentra en bosques, matorrales húmedos, en paredes rocosas y barrancos umbríos, siendo muy común en los bosques de ribera mediterráneos.

Rasgos de diagnóstico

Esta especie es una planta trepadora perenne que puede alcanzar hasta 30 m de altura. Las hojas son alternas y polimorfas: generalmente cordiformes o palmeadas con 3 a 5 lóbulos las de las ramas estériles y generalmente enteras o subenteras, elípticas, ovadas o romboidales las de las ramas fértiles. En general, bajo la denominación de hiedra se incluye no solo a *Hedera helix* L., sino también a *H. hibernica* (G. Kirchn.) Bean, *H. maderensis* K. Koch ex A. Rutherf, y otras especies

con áreas de distribución más o menos definidas. No resulta fácil diferenciar estos táxones y se encuentran individuos con rasgos intermedios. Los rasgos de diagnóstico están basados principalmente en características de los tricomas de las hojas.

Hedera helix es una especie diploide y *H. hibernica* es tetraploide (Vargas *et al.*, 1999).

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores verde-amari-llento, agrupadas en umbelas de julio a diciembre 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila autoincompatible 	<ul style="list-style-type: none"> baya subglobosa, negra 7-9 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de noviembre a junio dispersión por vertebrados frugívoros

Aunque la dispersión se puede producir desde noviembre hasta junio, la mayor intensidad de consumo de frutos tiene lugar entre abril y mayo, adelantándose a

enero y febrero en años con inviernos particularmente fríos (Metcalf, 2005).

Variación e Hibridación

La complejidad taxonómica observada a nivel inter-específico tiene también lugar a nivel intraespecífico. Así, se reconocen varias subespecies propias de diferentes áreas geográficas, en número diverso según autores. Estudios genéticos efectuados mediante marcadores moleculares identifican el Mediterráneo occidental como la zona de mayor diversidad genética para la especie, observándose un patrón de

variación geográfica de los diferentes tipos encontrados (Grivet y Petit, 2002). Por ello, se recomienda mantener una cierta prudencia en el movimiento de los materiales de reproducción, por lo menos a escala regional. Esta medida resulta beneficiosa para potenciar el uso del taxon nativo en cada territorio, puesto que su identificación resulta problemática para los no especialistas.

Propagación por semillas

No se dispone de mucha información sobre la propagación sexual de la hiedra debido a la facilidad para hacerlo de manera vegetativa.

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA (probablemente)

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> desde el otoño hasta la primavera recolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga 	<ul style="list-style-type: none"> secuencia de frutos carnosos peso de semillas / kg fruto: (datos no encontrados) pureza: 80-90 % 	<ul style="list-style-type: none"> 19-35 g 	<ul style="list-style-type: none"> T: 0-1 °C CH: 55-60 % para frutos envase hermético

La hiedra es una especie de media sombra o sombra, sin embargo los ejemplares que se encuentran en zona soleada suelen ser los que florecen y fructifican. Es aconsejable la remoción de la pulpa ya que contiene inhibidores de la germinación, aunque es

práctica habitual en los viveros la siembra directa del fruto. Se debe evitar que los frutos pierdan humedad durante su almacenamiento. Los lotes de frutos pueden conservarse de 3 a 4 meses en un lugar húmedo.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación – Viabilidad
■ estratificación en frío (4 semanas)	■ 29 / 6 °C	■ 65-70 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	■ alvéolo forestal 300 cm ³ : 1/0 ó 2/0	■ en la primera primavera, 1-4 semanas después de la siembra de primavera

Se recomienda cultivar en media sombra con temperaturas alrededor de 20 °C, ya que las altas temperatu-

ras y la fuerte radiación reducen el crecimiento (Mortenses y Larsen, 1989).

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	basal o media	1 - 2	verano	sin ó < 0,5 %

La propagación vegetativa es el método comúnmente empleado para producir plantas de hiedra. Su multiplicación es relativamente sencilla, aunque se debe trabajar con material joven, ya que los tejidos adultos no forma raíces y no reaccionan al tratamiento con auxinas (Geneve, 1991; Geneve *et al.*, 1988). Debido a que las estaquillas con entrenudos más largos forman más y mejores raíces, es conveniente recolectar el material de plantas madre situadas en zona sombreada, que tienden a formar brotes con entrenudos más largos y menos lignificados que las que reciben el sol directo (Mortenses y Larsen, 1989). Las mejores estaquillas se

obtienen de los entrenudos situados en los tercios medio e inferior de las ramas (Poulsen y Andersen, 1980). También es posible la propagación vegetativa empleando pecíolos, de los cuales se elimina la lámina foliar (Geneve *et al.*, 1988).

Las hiedras se pueden propagar *in vitro* utilizando como explanto segmentos de tallos no lignificados. Se puede obtener más microestaquillas por explanto si a los tallos se les elimina la yema apical (Aljuboory *et al.*, 1991; Auderset *et al.*, 1996; Awad y Banks, 1981; Banks 1979).

Bibliografía

Bibliografía general

Flynn S, Turner RM, Stuppy WH (2006) Seed Information Database (release 7.0, Oct. 2006) (online URL <http://www.kew.org/data/sid>)

Valcárcel V, McAllister HA, Rutherford A, Mill RR (2003) *Hedera L.* En: Nieto Feliner G *et al.*, (eds). Flora Ibérica. Vol 10. CSIC, Madrid

Webb DA (1968). *Hedera L.* En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Aljuboory KH, Williams DJ, Skirvin RM (1991) Growth-regulators influence root and shoot development of micropropagated algerian ivy. *HortScience* 26:1079-1080

Auderset G, Moncousin C, Rourke J, Morre DJ (1996) Stimulation of root formation by thiol compounds. *HortScience* 31:240-243

Awad AEE, Banks MS (1981) Callus initiation and development of *Hedera helix L.* as affected by auxin and cytokinin in the media. *Gartenbauwissenschaft* 46:116-119

Banks MS (1979) Plant regeneration from callus from two growth phases of English ivy, *Hedera helix* L. Zeitschrift für Pflanzenphysiologie 92:349-353

Geneve RL (1991) Patterns of adventitious root formation in English ivy. Journal of Plant Growth Regulation 10:215-220

Geneve RL, Hackett WP, Swanson BT (1988) Adventitious root initiation in de-bladed petioles from the juvenile and mature phase of English ivy. Journal of the American Society for Horticultural Science 113:630-635

Grivet D, Petit RJ (2002) Phylogeography of the common ivy (*Hedera* sp.) in Europe: genetic differentiation through space and time. Molecular Ecology 11:1351-1362

Metcalfe D (2005) *Hedera helix* L. Journal of Ecology 93:632-648

Mortensen LM, Larsen G (1989) Effects of temperature on growth of six foliage plants. Scientia Horticulturae 39:149-159

Poulsen A, Andersen AS (1980) Propagation of *Hedera helix*: Influence of irradiance to stock plants, length of internode and topophysis of cutting. Physiologia Plantarum 49:359-365

Vargas P, McAllister HA, Morton C, Jury SL, Wilkinson MJ (1999) Polyploid speciation in *Hedera* (Araliaceae): phylogenetic and biogeographic insights based on chromosome counts and ITS sequences. Plant Systematics and Evolution 219:165-179



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste, Centro y Este de Asia, Siberia, China, Este y Oeste de Canadá, Nordeste, Centro-Norte, Noroeste, Sudeste, Centro-Sur y Sudoeste de Estados Unidos, México

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bos-

nia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía

El lúpulo se encuentra en zonas templadas y frías, en ambientes húmedos y frescos y en bosques de ribera en clima mediterráneo. Se desarrolla en sustratos húmedos, en ocasiones inundados, de reacción básica a ligeramente ácida.

Rasgos de diagnóstico

Humulus lupulus es la única especie europea de lúpulo y es una planta rizomatosa con tallo aéreo anual lianoide provisto de tricomas que utiliza como sujeción,

que puede alcanzar los 5-10 m de altura. Presenta hojas generalmente opuestas, ampliamente ovado-cordadas con 3 a 5 lóbulos profundamente dentados.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ dioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores verde-amarillentas, inflorescencias masculinas en panículas, inflorescencias femeninas con forma de piñitas, solitarias o en cimas ■ de mayo a agosto 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ aquenio globoso, recubierto de glándulas de color amarillo ■ unos 3 x 2,5 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de septiembre a octubre ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

Según Small (1978) se distinguen distintas variedades de lúpulo teniendo en cuenta caracteres morfológicos cuantitativos y cualitativos de las hojas, así como también considerando su distribución geográfica. Las poblaciones europeas se incluirían prácticamente en su mayoría dentro de *H. lupulus* var. *lupulus*. Estudios filogenéticos posteriores, empleando marcadores molecu-

lares, sugieren la existencia de dos grandes tipos, el europeo y el asiático-norteamericano, siendo posiblemente China el centro de origen del género (Murakami *et al.*, 2006). Asimismo, el tipo europeo parece mostrar una baja variación genética comparado con el tipo norteamericano, fruto probablemente de una expansión rápida y reciente.

Propagación por semillas

El lúpulo no se suele propagar sexualmente debido a la dificultad de recolectar cierta cantidad de semillas y a su baja viabilidad.

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de septiembre a octubre■ recolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ peso de semillas / kg fruto: (datos no encontrados)■ pureza: 95 %	<ul style="list-style-type: none">■ 2,8- 3,5 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ estratificación en frío (5-10 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 25 / 15 °C (8 / 16 h)	<ul style="list-style-type: none">■ 95 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ó 2/0	<ul style="list-style-type: none">■ en primavera, 3 a 4 semanas después de la siembra

Las semillas deben cubrirse ligeramente en el momento de la siembra. Las plántulas son muy delicadas y susceptibles de sufrir daños por heladas o golpes de calor. Se puede sembrar en contenedor pequeño

(volumen menor a 70-75 cm³). Una vez que las plántulas se han establecido en estos pequeños envases pueden ser extraídas y trasplantadas a los envases de crecimiento.

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ herbácea	indiferente	2	primavera - verano	sin ó < 0,5 %
■ de rizomas		10 cm	invierno	sin

El lúpulo se propaga normalmente empleando rizomas y también estaquillas herbáceas (Buzi, 2000). Esta especie produce rizomas muy largos de los que se puede obtener abundante material para su propagación. El material se obtiene al final del periodo vegetativo, los rizomas se cortan en trozos y se entierran horizontalmente en arena. Una vez que las estaquillas han brotado, se transfieren a contenedor. La capacidad regenerativa a partir de esquejes aéreos también es sencilla, aunque fuertemente dependiente del clon. Un tratamiento con hormonas acelera y ayuda a homogeneizar el enraizamiento (Howard, 1967). El estaquillado de verano se debe realizar bajo niebla, utilizando material de la parte media de la vareta. Howard (1965) re-

comienda utilizar esquejes con dos entrenudos y dejar las hojas del entrenudo superior para mantener la actividad fotosintética de la estaquilla y promover el aporte de carbohidratos a la zona basal. Los días largos (16 h de luz) y una buena iluminación ayudan a producir más y mejores raíces (Howard y Sykes, 1966).

La propagación *in vitro* es posible, aunque también existen marcadas diferencias entre individuos en la aptitud para el empleo de este método. Al ser una planta de gran interés agrícola existen diversos protocolos de multiplicación masiva mediante micropropagación (Fortes y País, 2000; Gurriarán *et al.*, 1999; Roy *et al.*, 2001; Smykalova *et al.*, 2001).

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán P (1993) *Humulus* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 3. CSIC, Madrid

Ellis RH, Hong TD, Roberts EH (1985) Handbook of Seed Technology for Genebanks - Volume II. Compendium of Specific Germination Information and Test Recommendations Handbooks for Genebanks: No. 3. IPGRI, Rome

Flynn S, Turner RM, Stuppy WH (2006) Seed Information Database (release 7.0, Oct. 2006) (online URL <http://www.kew.org/data/sid>)

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Tutin TG, Edmonson JR (1993) *Humulus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Buzi A (2000) Il luppolo come pianta ornamentale. *Culture Protette* 29:63-70

Fortes AM, País MS (2000) Organogenesis from internode-derived nodules of *Humulus lupulus* var. Nugget (*Cannabinaeae*). *American Journal of Botany* 87:971-979

Gurriarán MJ, Revilla MA, Tames RS (1999) Adventitious shoot regeneration in cultures of *Humulus lupulus* L. (hop) cvs. Brewers Gold and Nugget. *Plant Cell Reports* 18:1007-1011

Howard BH (1965) Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. I. The cutting and its rooting environment. *Journal of Horticultural Science* 40:181-191

Howard BH (1967) Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. III. Trating with root-promoting substances. *Journal of Horticultural Science* 42:105

Howard BH, Sykes JT (1966) Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. II. Modification of carbohydrate resources within cutting. *Journal of Horticultural Science* 41:155

Murakami A, Darby P, Javornik B, País MSS, Seigner E, Lutz A, Svoboda P (2006) Molecular phylogeny of wild Hops, *Humulus lupulus* L. *Heredity* 97:66-74

Roy AT, Leggett G, Koutoulis A (2001) Development of a shoot multiplication system for hop (*Humulus lupulus* L.). *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant* 37:79-83

Small E (1978) A numerical and nomenclatural analysis of morphogeographic taxa of *Humulus*. *Systematic Botany* 3:37-76

Smykalova I, Ortova M, Lipavska H, Patzak J (2001) Efficient *in vitro* micropropagation and regeneration of *Humulus lupulus* on low sugar, starch-Gelrite media. *Biologia Plantarum* 44:7-12

Laurus nobilis (L.)

EN: bay tree
EL: δάφνη
ES: laurel
FR: laurier sauce
IT: alloro
PT: loureiro

Lauraceae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

Resulta difícil determinar la autoctonía de muchas po-

blaciones debido a que el laurel ha sido una especie ampliamente cultivada en el Mediterráneo.

El laurel es una especie sensible al frío que se desarrolla en ambientes de clima suave y con cierta humedad, por lo que suele encontrarse en zonas costeras. Crece disperso en bosques húmedos, barrancos umbríos y fondos de valles, en formaciones riparias y más raramente formando rodales puros o dominando en ambientes costeros particularmente húmedos.

Rasgos de diagnóstico

Laurus nobilis es un árbol o arbolillo de hoja perenne, hasta de 5-10 m de altura. Los ramillos jóvenes son glabros y sus hojas oblongo-lanceoladas, glabras, coriáceas y aromáticas. Se distingue de *L. azorica* (Seub.)

Franco, especie con distribución macaronésica y norteafricana, porque esta última tiene las hojas inicialmente algo pelosas por el envés y los ramillos jóvenes son densamente pelosos.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ dioecia	■ flores verde-amarillento o blanquecinas, agrupadas en umbelas, en número de 4 a 6 ■ de febrero a mayo	■ entomófila	■ baya ovoideo-globosa, negra ■ 10-15 mm	■ de septiembre a octubre ■ dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en este taxon.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: RECALCITRANTE

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">de septiembre a octubrerecolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga	<ul style="list-style-type: none">secuencia de frutos carnosospeso de semillas / kg fruto: (datos no encontrados)pureza: 98 %	<ul style="list-style-type: none">830-1000 g	<ul style="list-style-type: none">T: 0-1 °CCH: 55-60 %envase abierto

Las semillas de laurel pueden ser conservadas durante 4-8 meses a 0 °C, y deben ser tratadas como recalcitranes (Konstantinidou *et al.*, 2007), por lo que hay que evitar su desecación durante las fases de limpieza y conservación. Es recomendable eliminar la pulpa de los frutos, ya que contiene inhibidores de la germinación

(Takos, 2001; Tilki, 2004; Sari *et al.*, 2006). Sin embargo, es posible sembrar los frutos directamente; esta práctica es habitual en viveros ya que permite reducir la manipulación y conservar los lotes de 2 a 4 meses, siempre que se evite la pérdida de humedad de los frutos durante dicho período.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">estratificación en frío (4-12 semanas)	<ul style="list-style-type: none">20 °C - luzluz	<ul style="list-style-type: none">50-70 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">alvéolo forestal 300 cm³: 1/0contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">en la primera primavera y se completa en 2-3 meses

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	basal o media	2 / 5 - 10 cm	agosto a septiembre	0,5 %

El laurel es una especie cuya propagación por estacilla resulta difícil (Raviv *et al.*, 1983; Viola *et al.*, 2004). La aptitud para producir raíces adventicias es muy variable entre individuos. Los mejores resultados se obtienen recolectando el material en verano, a partir de plantas madre en fase juvenil y con follaje abundante (Piccioni *et al.*, 1996). Raviv y Putievsky (1984) recomiendan enraizar en cama caliente y bajo niebla, empleando una mezcla de turba y perlita (1:1) como sustrato. Otra opción puede ser obtener material reju-

venecido, con mayor facilidad para emitir raíces, mediante etiolación de las plantas madre.

El laurel también puede ser propagado mediante acodo aéreo, aunque es un método poco práctico cuando se desea obtener una gran cantidad de plantas.

La propagación *in vitro* del laurel ha sido ensayada con éxito a partir de yemas axilares (Souayah *et al.*, 2002).

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

García-Fayos P (coord) (2001) Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal en la Comunidad Valenciana. Banc de Llavors Forestals, Generalitat Valenciana, Valencia

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Tutin TG (1993) *Laurus* L. En: Tutin *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Villar L (1986) *Laurus* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 1. CSIC, Madrid

Bibliografía específica

Konstantinidou E, Takos I, Merou T (2007) Desiccation and storage behavior of bay laurel (*Laurus nobilis* L.) seeds. European Journal of Forest Research 127: 125-131

Piccioni E, Longari F, Standardi A, Ciribuco S (1996) Propagazione per talea e allevamento in vaso di alcune specie arbustive. Informatore Agrario 52:87-91

Raviv M, Putievsky E (1984) Rooting of stem cuttings of bay laurel: rooting media and fungicidal treatments. Hassadeh 64:2247-2249

Raviv M, Putievsky E, Ravid U, Senderovitch D, Snir N, Roni R (1983) Native bay laurel (*Laurus nobilis* L.) as an ornamental plant. Acta Horticulturae 132:35-42

Sari AO, Oguz B, Bilgic A (2006) Breaking seed dormancy of laurel (*Laurus nobilis* L.). New Forests 31:403-408

Souayah N, Khouja ML, Khaldi A, Rejeb MN, Bouzid S (2002) Breeding improvement of *Laurus nobilis* L. by conventional and in vitro propagation techniques. Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants 9:101-105

Takos I (2001) Seed dormancy in bay laurel (*Laurus nobilis* L.). New Forests 21:105-114

Tilki F (2004) Influence of pretreatment and desiccation on the germination of *Laurus nobilis* L. seeds. Journal of Environmental Biology 25:157-161

Viola F, Forleo LR, Coccozza-Talia MA (2004) Propagazione agamica di alcune specie della macchia mediterranea. Italus Hortus 11:186-190



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia, Italia, Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Marruecos

El aligustre soporta climas fríos y continentales pero con veranos cálidos. Se lo encuentra como pies dispersos en matorrales espinosos, barrancos, claros de bosques y orillas de ríos. Prefiere suelos calizos, de textura arcillosa o limosa, con cierta humedad.

Rasgos de diagnóstico

Ligustrum vulgare es un arbusto de 1 a 5 m de altura, normalmente de hoja caduca, aunque bajo clima suave puede mantener las hojas. Las hojas son opuestas, elíptico-lanceoladas a oblanceoladas. En Europa están muy extendidos como ornamentales otros táxones no au-

tótonos cuyo uso deberá evitarse en las restauraciones, como el arbolillo *Ligustrum lucidum* Aiton y el matorral *Ligustrum ovalifolium* Hassk., aligustres perennes del este de Asia.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas, agrupadas en tirso de mayo a julio 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila 	<ul style="list-style-type: none"> baya globosa, negra 6-8 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de septiembre a octubre, persistentes en el árbol en invierno dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

En esta especie se han observado diferencias entre individuos en el número de frutos producidos, el tamaño de los frutos y el número de semillas por fruto (Obeso y Grubb, 1993). Estas diferencias pueden afectar la va-

riación genética de los lotes de semillas, por lo que se deberá recoger un número similar de frutos y semillas por individuo.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> de septiembre a diciembre recolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga 	<ul style="list-style-type: none"> secuencia de frutos carnosos peso de semillas / kg fruto: 66-290 g pureza: 90-100 % 	<ul style="list-style-type: none"> 8-25 g 	<ul style="list-style-type: none"> T: 4 °C CH: 4-8 % envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> estratificación en frío (8-12 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> 20 / 10 °C 	<ul style="list-style-type: none"> 74-96 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> otoño, sin tratamiento, o inicios de primavera, con tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> raíz desnuda: 50 g/m²; perímetro hasta 4-6 cm o altura total hasta 80-100 cm alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 contenedor 3,5 l: 1/1 	<ul style="list-style-type: none"> en la primera primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none"> leñosa semileñosa 	<ul style="list-style-type: none"> indiferente basal 	<ul style="list-style-type: none"> 20 cm 10 cm 	<ul style="list-style-type: none"> invierno julio a septiembre 	<ul style="list-style-type: none"> sin ó < 0,5 % sin ó < 0,5 %

El aligustre se reproduce fácilmente de forma vegetativa. Es conveniente efectuar el estaquillado directamente en contenedor al final del invierno para prevenir el daño por heladas. Hansen y Kristiansen (2000) recomiendan recolectar el material semileñoso al final del verano, ya que

la capacidad de enraizamiento del material recolectado a partir de octubre disminuye rápidamente. Posiblemente, el aligustre pueda ser propagado empleando estacas de su sistema radical, ya que es una especie que es capaz de producir naturalmente rebrotes de raíz.

Bibliografía

Bibliografía general

Amaral Franco J do (1972) *Ligustrum*. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 3. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Hansen J, Kristiansen K (2000) Root formation, bud growth and survival of ornamental shrubs propagated by cuttings on different planting dates. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 75:568-574

Obeso JR, Grubb PJ (1993) Fruit maturation in the shrub *Ligustrum vulgare* (*Oleaceae*): lack of defoliation effects. *Oikos* 68:309-316

Liquidambar orientalis Mill.

EN: oriental sweet gum

Altiginaceae

EL: υγραδάμπαρη

ES: liquidámbar oriental

FR: liquidambar oriental, copalme d'Orient

IT: liquidambar orientale

PT: liquidâmbar-oriental



Distribución y Ecología

Distribución general: Oeste de Asia

Región mediterránea: Grecia (Rodas), Turquía

El liquidámbar oriental crece en laderas secas y zonas húmedas, como ambientes de ribera, zonas pantanosas y fondos de valles. Los mejores desarrollos se dan en sustratos profundos, húmedos y ricos en nutrientes.

Rasgos de diagnóstico

Liquidambar orientalis es un árbol de hoja caduca que puede alcanzar 30–35 m de altura. Las hojas son palmatífidas con 5 lóbulos, margen finamente sinuado-dentado o serrado, glabras o raramente con mechones de pelos en la base de los nervios principales del envés

de las hojas. Generalmente, los lóbulos presentan a su vez otros lóbulos secundarios, rasgo que facilita diferenciar esta especie de *L. styraciflua*, especie americana ampliamente difundida como ornamental.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ monoecia	■ flores pequeñas, agrupadas en inflorescencias globosas, inflorescencias masculinas en racimos terminales, inflorescencias femeninas solitarias ■ de marzo a mayo	■ entomófila	■ cápsulas agrupadas helicoidalmente en infrutescencia lignificada, en número de 25 a 30 ■ infrutescencia 2,5–3 cm	■ de noviembre a diciembre ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

Se distinguen dos variedades: *L. orientalis* var. *orientalis* y *L. orientalis* var. *integriloba*; en esta última, los lóbulos de las hojas no están divididos mientras que en la primera sí lo están. Asimismo, se distinguen dos tipos morfológicos relacionados con la capacidad de producir bálsamo: los árboles que producen aceite son más pequeños, con ramas más largas y con las escamas de la corteza más grandes que los no productores (Alan y Kaya, 2003). Parece que existen ciertas diferencias de adaptación al frío entre poblaciones localizadas a

menos de 400 m de altitud (liquidámba de llanura) o altitudes superiores (liquidámba de montaña) (Alan y Kaya, 2003).

Esta especie muestra mayor proximidad morfológica y genética con *L. styraciflua* L. que con los liquidámba del este de Asia (Hoey y Parks, 1991; Ickert-Bond *et al.*, 2005; Ickert-Bond y Wen, 2006), pudiendo hibridarse con el taxon americano, dando lugar a individuos con un mayor número de semillas por fruto (Santamour, 1972).

Propagación por semillas

Liquidambar orientalis se produce normalmente por semilla; sin embargo, no se han encontrado datos referentes a su producción, debido posiblemente a su distribución restringida y a su uso más o menos local. Como orientación se ofrecen valores relativos a *Liquidambar styraciflua*. No obstante, aunque el número de

semillas por fruto es muy similar en ambas especies, la longitud de las semillas es mayor en la especie oriental (Ickert-Bond *et al.*, 2005), por lo que el rendimiento por kilo de frutos y el peso de 1000 semillas serían superiores a los valores ofrecidos.

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">de noviembre a diciembrerecolección mediante escalada o con herramientas con pértiga	<ul style="list-style-type: none">secuencia de frutos dehiscentespeso de semillas / kg fruto: 30-90 g (<i>L. styraciflua</i>)pureza: 90-95 %	<ul style="list-style-type: none">4-7 g (<i>L. styraciflua</i>)	<ul style="list-style-type: none">T: 4 °CCH: 10-15 %envase hermético (<i>L. styraciflua</i>)

El liquidámba oriental produce frutos anualmente, aunque las cosechas son abundantes cada tres años (Alan y Kaya, 2003).

Las infrutescencias se recogen cuando su color verde pierde intensidad y comienzan a tornarse amarillentas.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">raíz desnuda: 100 g/m²	<ul style="list-style-type: none">en la primera primavera

Las semillas son muy sensibles a la deshidratación en el momento de la germinación, por lo que el sustrato debe mantenerse húmedo.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
■ estratificación en frío (4-6 semanas)	■ 30 / 20 °C	■ 50-70 % (<i>L. styraciflua</i>)

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	basal o media	2 - 3	verano	1 %

No se han encontrado datos referentes a la propagación vegetativa de *Liquidambar orientalis*, pero sí de *L. styraciflua* y *L. formosana*, especies de gran interés comercial. Ambas especies se propagan vegetativamente mediante estaquillas semileñosas aunque con dificultad, obteniéndose porcentajes de supervivencia siempre inferiores al 60 %, incluso en condiciones óptimas (He *et al.*, 2004; Sutter y Barker, 1985).

La propagación *in vitro* se muestra como una alternativa más eficaz. Erdag y Emek (2005) logran regenerar pies adultos de liquidámbar oriental a partir de yemas axilares. Hay varias referencias sobre la micropropagación de las especies americana y asiática de liquidámbar (Brand, 1990; Brand y Lineberger, 1991; Durkovich *et al.*, 2005).

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Peşmen H (1972) *Liquidambar* L. En: Davis PH (ed). Flora of Turkey and East Aegean Islands. Vol 4. University Press, Edinburgh

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Alan M, Kaya Z (2003) EUFORGEN Technical Guidelines for genetic conservation and use for oriental sweet gum (*Liquidambar orientalis*). International Plant Genetic Resources Institute, Rome

Brand MH (1990) Sweetgum tissue culture. Combined Proceedings of the International Plant Propagators Society 40:586-590

Brand MH, Lineberger RD (1991) The effect of leaf source and developmental stage on shoot organogenic potential of sweetgum (*Liquidambar styraciflua* L.) leaf explants. Plant Cell Tissue and Organ Culture 24:1-7

Durkovic J, Pichler V, Lux A (2005) Micropropagation with a novel pattern of adventitious rooting in Formosan sweetgum. Canadian Journal of Forest Research 35:2775-2780

Erdag B, Emek Y (2005) In vitro adventitious shoot regeneration of *Liquidambar orientalis* Miller. Journal of Biological Sciences 5:805-808

He GP, Chen YT, Luo WJ, Zhang JZ, Feng JM, Xu YQ (2004) Study on the technical of cutting propagation of tender branch for broad-leaf tree species. Forest Research, Beijing 17:810-814

Hoey MT, Parks CR (1991) Isozyme divergence between Eastern Asian, North American, and Turkish species of *Liquidambar* (*Hamamelidaceae*). American Journal of Botany 78:938-947

Ickert-Bond SM, Pigg KB, Wen J (2005) Comparative infructescence morphology in *Liquidambar* (*Altingiaceae*) and its evolutionary significance. American Journal of Botany 92:1234-1255

Ickert-Bond SM, Wen J (2006) Phylogeny and biogeography of *Altingiaceae*: Evidence from combined analysis of five non-coding chloroplast regions. Molecular Phylogenetics and Evolution 39: 512-528

Santamour FS (1972) Interspecific hybridization in *Liquidambar*. Forest Science 18:23-26

Sutter EG, Barker PB (1985) In vitro propagation of mature *Liquidambar styraciflua*. Plant Cell Tissue and Organ Culture 5:13-21

Lonicera etrusca G. Santi *Lonicera implexa* Aiton



Lonicera etrusca



Lonicera implexa



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África

Lonicera etrusca

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Túnez, Argelia, Marruecos

Lonicera implexa

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares),

Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Túnez, Argelia, Marruecos

Lonicera etrusca y *L. implexa* son madreselvas termófilas con amplia distribución en la región mediterránea europea. Otras madreselvas que requieren ambientes más frescos, como *L. periclymenum*, también pueden formar parte del estrato lianoide de la vegetación de ribera en ambientes mediterráneos. Todas ellas crecen también en setos, matorrales y bosques abiertos, con cierto grado de humedad.

Rasgos de diagnóstico

Las dos especies son trepadoras leñosas, con hojas decusadas, el par de hojas insertado debajo de la inflorescencia connato, y flores que se agrupan en glomérulos apicales. *L. implexa* es perenne, de hoja muy coriácea e inflorescencia sésil, mientras que *L. etrusca* es caducifolia, con inflorescencia pedunculada, a veces acompañada por otros dos glomérulos laterales.

Ambas especies se distinguen fácilmente de *L. periclymenum* porque las hojas superiores de ésta última presentan un corto pecíolo. *L. implexa*, con 2 a 9 flores por inflorescencia, no debe ser confundida con *L. splendida*

Boiss., endemismo hispánico de hoja perenne, cuyas flores presentan estilo y estambres más largos. Otra trepadora similar, aunque propia de climas más frescos, es *L. caprifolium* L., que presenta inflorescencias sésiles y hojas inferiores a las mismas connatas; puede ser distinguida fácilmente en invierno porque es de hoja caduca.

No se recomienda emplear en restauraciones *L. japonica*, especie asiática ampliamente utilizada en jardinería y considerada invasora, que presenta las flores en parejas sobre pedúnculos axilares, inicialmente blancas y amarillas a la madurez, y frutos azules.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none">hermafroditismo	<ul style="list-style-type: none">flores tubulares, blanco-amarillento, con frecuencia teñidas de púrpurade mayo a agosto	<ul style="list-style-type: none">entomófila	<ul style="list-style-type: none">baya rojiza4-8 mm	<ul style="list-style-type: none">de septiembre a octubre, a veces más tardedispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en estos táxones.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">de septiembre a octubrerecolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">secuencia de frutos carnosospeso de semillas / kg fruto: 30-76 g (<i>L. etrusca</i>); 118-157 g (<i>L. implexa</i>)purity: 95-99 %	<ul style="list-style-type: none">7-11 g (<i>L. etrusca</i>); 11-14 g (<i>L. implexa</i>)	<ul style="list-style-type: none">T: 0 °C a 4 °CCH: 4-8 %envase hermético

La madreSelva puede sufrir grandes pérdidas de cosecha por ataque de pulgones, variable según años (Jordano, 1990). La recolección de los frutos de madreSelva

debe efectuarse en el momento de su maduración, para evitar pérdidas por los pájaros.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> ■ escarificado mecánico ■ escarificado con ácido sulfúrico concentrado (10-20 minutos) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 20 / 10 °C; 20 °C 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 70-97 %

Aunque en las especies de *Lonicera* se recomienda aplicar una estratificación en frío (4-12 semanas) debido a que muestran embriones con cierta dormición, estas

dos especies mediterráneas parecen tener una dormición asociada a la cubierta, por lo que es suficiente una escarificación para que las semillas germinen.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> ■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ó 2/02 	<ul style="list-style-type: none"> ■ en la primera primavera, 5-8 semanas después de la siembra de primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none"> ■ herbácea 	basal o media	1-2	verano	sin ó < 0,5 %
<ul style="list-style-type: none"> ■ leñosa 	basal o media	10 cm	invierno	sin ó < 0,5 %
<ul style="list-style-type: none"> ■ de raíz 		10 cm	invierno	sin ó < 0,5 %

Existe abundante información sobre la propagación vegetativa de las madresevas, ya que el género *Lonicera* presenta diversas especies e híbridos seleccionados por su interés ornamental y que se producen casi exclusivamente por este método. Sin embargo, no se encuentra mucha información específica sobre *L. implexa* y *L. etrusca*. La propagación de las madresevas se efectúa normalmente empleando esquejes verdes recolectados en verano. Según Cabot *et al.* (2002) la mejor época de recolección es a partir de junio, ya que no se obtienen buenos resultados con material obtenido en primavera. Se recomienda la propagación mediante ciclos de estaquillado para re-

juvenecimiento del material. Es conveniente estaquillar bajo niebla y con material procedente de la parte media y basal de las ramas o varetas (Podkopaev, 1987). También es posible efectuar el estaquillado con material leñoso (Albrecht y Schulze, 1980) y de raíz (Götsche, 1978), aunque son métodos menos empleados.

Existen diversos ensayos de propagación *in vitro* de otras especies del género *Lonicera* (Kahru, 2003; Boonnour *et al.*, 1988; Georges *et al.*, 1993) que podrían ser una primera aproximación para la micropropagación de las especies tratadas en esta guía.

Bibliografía

Bibliografía general

Bolós O de, Vigo J (1995) Flora dels Països Catalans. Vol III. Editorial Barcino, Barcelona

Browicz K (1976) *Lonicera* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 4. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Gálvez A, Navarro RM (2001) Manual para la identificación y reproducción de semillas de especies vegetales autóctonas de Andalucía. Vol II. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, Sevilla

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Ruiz Téllez T, Devesa JA (2007) *Lonicera* L. En: Castroviejo S (coord). Flora Ibérica. Vol 15. CSIC, Madrid

Bibliografía específica

Albrecht HJ, Schulze G (1980) Vermehrung von Ziergeholzen durch Steckholz in Plastfolienzelten. Gartenbau 27:122-124

Boonnour K, Wainwright H, Hicks RGT (1988) The micropropagation of *Lonicera periclymenum* L. (honeysuckle). Acta Horticulturae 226:183-189

Cabot P, Llauradó M, Busquets M (2002) Estudio del enraizamiento de estaquillas de *Teucrium polium* spp. *capitatum* (L.) Arc. y *Lonicera implexa* Ait. en diferentes concentraciones hor-

monales. En: Cermeño P (ed). I Jornadas Ibéricas de Plantas Ornamentales. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca, Sevilla

Georges D, Chenieux JC, Ochatt SJ (1993) Plant regeneration from aged-callus of the woody ornamental species *Lonicera japonica* cv. "Hall's Prolific". Plant Cell Reports 13:91-94

Göttsche D (1978) Vermehrung einheimischer Straucharten durch Wurzelschnittlinge. Forstarchiv 49:33-36

Jordano P (1990) Biología de la reproducción de tres especies del género *Lonicera* (*Caprifoliaceae*) en la Sierra de Cazorla. Anales del Jardín Botánico de Madrid 48:31-52

Karhu ST (2003) Performance of *Lonicera* microcuttings as affected by mineral nutrients and genotype. Acta Horticulturae 616:181-184

Podkopaev AA (1987) Propagation of ornamental species of *Lonicera* by green cuttings. Lesnoe Khozyaistvo 1:65-66



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

El mirto es una especie termófila, típica de la maquia mediterránea con influencia litoral. Prefiere los suelos no compactos con cierto aporte hídrico, por lo que puede encontrarse con frecuencia en orillas de ríos, fondos de valles y umbrías. Aparece con más frecuencia en suelos de reacción ácida. Rebrotta vigorosamente de cepa tras la tala o el fuego.

Rasgos de diagnóstico

Myrtus communis es un arbusto de hoja perenne, muy aromático, con hojas opuestas, decusadas, ovado-lanceoladas, agudas, atenuadas en la base.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas, agrupadas en panículas de mayo a agosto, a veces también en otoño 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila autocompatible 	<ul style="list-style-type: none"> baya elipsoidal a subglobosa, negro-azulado, rara vez blanco-cremoso 6-10 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de octubre a enero dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

Estudios genéticos efectuados con isoenzimas muestran una alta variación dentro de poblaciones, así como también entre poblaciones distantes (Messaoud *et al.*, 2006).

Algunos autores reconocen la subsp. *tarentina*, que presenta hojas de menor tamaño. Es posible que esta subespecie se trate de una variedad asilvestrada, ampliamente cultivada en el pasado por las múltiples aplicaciones de la especie.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ finales de otoño■ recolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ peso de semillas / kg fruto: 30-125 g■ pureza: 98-100 %	<ul style="list-style-type: none">■ 2-7 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Existe una gran variación individual en la producción de frutos, así como también importantes fluctuaciones

interanuales (Cani, 1996; Traveset *et al.*, 2001; Mulas y Fadda, 2004).

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ estratificación en frío (3-8 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 20 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 80-98 %

Las semillas de mirto no necesitan tratamientos; sin embargo, se puede proceder a su estratificación en frío para homogeneizar y acelerar la germinación. No pa-

rece existir diferencias significativas en la capacidad germinativa de las semillas entre individuos con fruto azulado o con fruto blanco (Traveset *et al.*, 2001).

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con o sin tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ en la primera primavera y se completa en 3 meses

Las plántulas de mirto son muy sensibles al frío.

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	basal o media	2-3	verano	0,5 %
■ leñosa	basal o media	15 cm	invierno	0,5 %

Existe abundante información sobre la propagación del mirto debido al creciente interés por sus aceites esenciales. Se han obtenido muy buenos resultados empleando estaquillas semileñosas recolectadas en julio o agosto de plantas madres rejuvenecidas, llegando a alcanzar un 90 % de enraizamiento (Pignati y Crobbedu, 2005). El estaquillado de verano requiere aplicar niebla (Cervelli, 2005; Scortichini, 1986). Klein *et al.* (2000) recomiendan recolectar el material en noviembre o diciembre, estaquillar en ambiente a 20 °C y aplicar calor basal, ya que en estas condiciones obtienen los mejores resultados (70%). En esta especie se ha usado como sustrato una mezcla de paja, turba y fibra de coco (Crobbedu y Pignati, 2005) o turba y perlita (1:1) (De Vita y

Lauro, 2004). El mirto muestra una muy alta variación individual en la capacidad de enraizamiento (Cervelli, 2001; Mulas y Cani, 1996). La fase de aclimatación del material enraizado es sumamente delicada en esta especie; en esta fase es donde se producen las mayores pérdidas (Frau *et al.*, 2001; Milia *et al.*, 1996).

El mirto se ha regenerado satisfactoriamente a partir de yemas axilares (Khosh-Khui *et al.*, 1984; Nobre, 1994; Ruffoni *et al.*, 2003) y meristemos (Frau *et al.*, 2001; Morini *et al.*, 2002). Asimismo, se ha logrado reducir la proporción de pérdidas en la fase de aclimatación a un 3 % en plantas obtenidas mediante cultivo *in vitro* (Hatzilazarou *et al.*, 2003).

Bibliografía

Bibliografía general

Campbell MS (1968) *Myrtus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

García-Fayos P (coord) (2001) Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal en la Comunidad Valenciana. Banc de Llavors Forestals, Generalitat Valenciana, Valencia

Paiva J (1997) *Myrtus* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 8. CSIC, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Bibliografía específica

Cani MR (1996) Osservazioni sulla biologia e valutazione della biodiversità naturale per la domesticazione del *Myrtus communis*. Tesis de licenciatura. Facultad de Agraria. Università degli Studi di Sassari, Sassari

Cervelli C (2001) Una collezione di mirto per pensare al mercato. *Culture Protette* 30:59-62

Cervelli C (2005) La specie arbustive della macchia mediterranea. Un patrimonio da valorizzare. Collana Sicilia Foreste 26:39-154

Crobbedu S, Pignati G (2005) Propagazione per talea di specie mediterranee. Prove di substrato. *Sherwood Foreste ed Alberi Oggi* 114:27-31

De Vita M, Lauro P (2004) Influenza dei substrati sull'accrescimento di genotipi di mirto coltivato in vaso. *Atti VII Giornate Scientifiche SOI*, 4-6 maggio 2004, Napoli

Frau A, Cadinu M, Repetto A, Zedda A (2001) Micropropagazione di cinque cloni di mirto sardo. *Informatore Agrario* 57:65-67

Hatzilazarou S, Grammatikos H, Economou AS, Rifaki N, Ralli P (2003) Rooting *in vitro* and acclimatization of *Myrtus communis* microcuttings. *Acta Horticulturae* 616:259-264

Khosh-Khui M, Shekafandeh A, Azarakhsh H (1984) Micropropagation of myrtle. *Scientia Horticulturae* 22:139-146

Klein JD, Cohen S, Hebbe Y (2000) Seasonal variation in rooting ability of myrtle (*Myrtus communis* L.) cuttings. *Scientia Horticulturae* 83:71-76

Messaoud C, Khoudja ML, Boussaid M (2006) Genetic diversity and structure of wild Tunisian *Myrtus communis* L. (*Myrtaceae*) populations. *Genetic Resources and Crop Evolution* 53:407-417

Milia M, Pinna ME, Satta M, Scarpa GM (1996) Propagazione del mirto (*Myrtus communis* L.) mediante l'uso di tecniche diverse. Rivista Italiana EPPOS 19:117-123

Morini S, Frediani F, Onofrio CD (2002) Indagini sulla micropropagazione del mirto. Italus Hortus 9:41-48

Mulas M, Cani MR (1996) Variability of rooting ability of softwood cuttings in myrtle germplasm. Beitrage zur Zuchtungs-forschung Bundesanstalt fur Zuchtungs-forschung an Kulturpflanzen 2:191-194

Mulas M, Fadda A (2004) First observations on biology and organ morphology of myrtle (*Myrtus communis* L.) flower. Agricoltura Mediterranea 134:223-235

Nobre J (1994) In vitro shoot proliferation of *Myrtus communis* L. from field-grown plants. Scientia Horticulturae 58:253-258

Pignatti G, Crobeddu S (2005) Effects of rejuvenation on cutting propagation of Mediterranean shrub species. Foresta 2:290-295 (online URL: <http://www.sisef.it/>)

Ruffoni B, Airo M, Fascella G, Mascarello C, Zizzo G, Cervelli C (2003) Rooting and acclimatization of ornamental myrtle genotypes. Acta Horticulturae 616:255-258

Scortichini M (1986) Il mirto. Rivista di Frutticoltura e di Ortofloricoltura 48:47-53

Traveset A, Riera N, Mas RE (2001) Ecology of the fruit-color polymorphism in *Myrtus communis* and differential effect of birds and mammals on seed germination and seedling growth. Journal of Ecology 89:749-760



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Península Arábiga, Subcontinente Indio, China, Norte, Oeste tropical y Nordeste tropical de África

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía,

Siria, Líbano, Israel, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

La adelfa es una especie heliófila que requiere clima templado, soportando bien tanto riadas como períodos prolongados de sequía. En la región mediterránea se la encuentra asociada a cursos de agua temporales y permanentes, muchas veces dominando el paisaje.

Rasgos de diagnóstico

La adelfa es un arbusto perennifolio, que puede alcanzar los 4-6 m de altura. Las hojas son lanceoladas, con

el nervio central blanquecino y muy marcado, coriáceas y glabras.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores rosadas, agrupadas en corimbos ■ de marzo a octubre 	<ul style="list-style-type: none"> ■ entomófila ■ autocompatible 	<ul style="list-style-type: none"> ■ folículo doble ■ 8-16 cm de longitud 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de diciembre a marzo ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

En ocasiones resulta difícil establecer si una población es introducida o no, ya que es una especie ampliamente cultivada y que se naturaliza con facilidad. Existen muchas variedades comerciales de adelfa con flores de diferentes tamaños, colores y formas, que se propagan por vía vegetativa para su uso como planta ornamental. Pagen (1988) sugiere que los ejemplares de flor doble y

con flores muy aromáticas son introducciones de variedades cultivadas, procedentes del rango de distribución oriental de la especie, en el siglo XVII, ya que los fenotipos mediterráneos tienen flores simples y sin aroma. El empleo de material asiático debe evitarse en las restauraciones que se efectúan en el medio mediterráneo, procurando emplear material de la procedencia local.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de enero a febrero■ recolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ peso de semillas / kg fruto: 68-121 g■ pureza: 90-99 %	<ul style="list-style-type: none">■ 2-4 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Esta especie produce un gran número de semillas por planta debido a que, a pesar de mostrar problemas de polinización, forma un gran número de flores por individuo y de semillas por fruto. Este comportamiento permite que se pueda recolectar gran cantidad de semillas por pie. Asimismo, hay que tener en cuenta que, ade-

más de las fluctuaciones interanuales, existen variaciones en la producción de semillas entre individuos (Herrera, 1991). Se recomienda, por lo tanto, intentar equilibrar la contribución materna y recolectar de un gran número de pies, para aumentar la diversidad genética del lote de semillas.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ sin tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ 20 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 88-97 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ primavera, sin tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ 7-10 días después de la siembra

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none">■ leñosa■ semileñosa	<ul style="list-style-type: none">■ basal o media■ terminal	<ul style="list-style-type: none">■ 15-20 cm■ 1-2	<ul style="list-style-type: none">■ diciembre-febrero■ julio-agosto	<ul style="list-style-type: none">■ sin ó < 0,5 %■ sin ó < 0,5 %

En los viveros de plantas ornamentales la adelfa se propaga normalmente por estacilla. Algunos autores obtienen mejores resultados con material lignificado obtenido en invierno que con material recolectado en verano (Jiménez, 1978; Kose y Kostak, 2000; Patil y Shirol 1991). En cambio, otros estudios recomiendan estacillar a partir de la primavera con material nuevo y desaconsejan hacerlo en invierno (García España, 1998; Ochoa *et al.*, 2004; Standardi y Mariani, 1994). Tanto en un método como en otro se obtienen resultados superiores al 90 %. En la adelfa los tratamientos con auxinas no mejoran la tasa de enraizamiento e incluso pueden provocar un efecto negativo (Jiménez, 1978; Pal *et al.*, 1988; Patil y Shirol, 1991; Rocha *et al.*, 2004). Las estaquillas leñosas deben tener de 1 a 2 cm de diámetro y deben ser

defoliadas. Este tipo de estaquillas requiere condiciones protegidas, siendo fundamental la aplicación de calefacción basal (Jiménez, 1978; Ochoa *et al.*, 2004). En las estaquillas semileñosas se dejan dos o tres hojas en el nudo superior; estas hojas pueden ser cortadas por la mitad para reducir la superficie de transpiración (Standardi y Mariani, 1994). El estacillado de verano se debe realizar bajo niebla y en un sustrato que permita un buen drenaje (García España, 1998; Ochoa *et al.*, 2003).

La propagación *in vitro* se ha practicado con éxito a partir de hojas (Santos *et al.*, 1994), obteniéndose tasas de aclimatización de un 90 % (Roncasaglia *et al.*, 2002). Hatzilazarou *et al.*, (2003) han llevado a cabo ensayos de enraizamiento *ex vitro* empleando micro-esquejes.

Bibliografía

Bibliografía general

Markgraf F (1972) *Nerium* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 3. Cambridge University Press, Cambridge

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Bibliografía específica

García España V (1998) Producción de Adelfa. En: Ballester Olmos JF (ed). Producción de Plantas Ornamentales. Escuela Universitaria de Ingeniería Técnica Agrícola de Valencia, Valencia

Hatzilazarou S, Ttooulos C, Economou AS, Rifaki N, Ralli P (2003) In vitro and ex vitro rooting and plantlet acclimatization in *Nerium oleander*. Acta Horticulturae 616:221-225

Herrera J (1991) The reproductive biology of a riparian Mediterranean shrub, *Nerium oleander* L. (*Apocynaceae*). Botanical Journal of the Linnean Society 106:147-172

Jiménez R (1978) Ensayo de enraizamiento de esquejes de *Nerium oleander variegatum*. Informaciones de Floricultura y Plantas Ornamentales 10:19-22

Kose H, Kostak S (2000) Panasal zakkumun (*Nerium oleander* L. cv. *Variegata*) celikle cogaltmas ve paclobutrazolon buyume ve ciceklenmeye etkileri. Anadolu 10:31-42

Ochoa J, Bañón S, Fernández JA, Franco JA, González A (2003) Influence of cutting position and rooting media on rhizoge-

nesis in oleander cuttings. Proceedings of the International Symposium On the Horizons of Using Organic Matter Substrates in Horticulture 608:101-106

Ochoa J, Bañón S, Fernández JA, Franco JA, Martínez-Sánchez JJ (2004) Rooting medium temperature and carbohydrates affected oleander rooting. Acta Horticulturae 659:239-244

Pagen FJJ (1988) *Oleandres. Nerium* L. and the oleander cultivars. Series of revision of *Apocynaceae*. Part XX. Agricultural University Wageningen Papers 87-2, The Netherland

Pal D, Gupta SK, Afroz N, Singh C (1988) Regeneration of stem cuttings of *Nerium oleander* Linn. as influenced by indole acetic acid and planting posture. Advances in Plant Sciences 1:219-222

Patil AA, Shirol AM (1991) Studies on rooting of oleander cuttings. South Indian Horticulture 39:48-53

Rocha SC, Quisen RC, Queiroz JA, Zufellato KC (2004) Propagação vegetativa de espírradeira pela técnica da estaquia. Scientia Agraria 5:73-77

Roncasaglia R, Dradi G, Baggio G (2002) Utilizzo della coltura in vitro per l'ottenimento di piante di oleandro (*Nerium oleander* L.) ad elevato accestimento. Italus Hortus 9:73-75

Santos I, Guimaraes I, Salema R (1994) Somatic embryogenesis and plant regeneration of *Nerium oleander*. Plant Cell, Tissue and Organ Culture 37:83-86

Standardi A, Mariani A (1994) Indagine sulla propagazione per talea dell'oleandro. Colture Protette 23:79-83

Pistacia lentiscus L.

EN: mastic tree
EL: σχίνοϋ
ES: lentisco
FR: lentisque
IT: lentisco
PT: aroeira

Anacardiaceae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

El lentisco se desarrolla en todo tipo de sustrato; es una especie termófila muy abundante en garrigas y bosques abiertos, en enclaves no excesivamente secos. Rebrotará de cepa.

Rasgos de diagnóstico

Pistacia lentiscus es un arbusto de hoja perenne, de 1 a 3 m de altura; a veces arbolillo hasta de 6 m. Las hojas presentan de 2 a 12 folíolos opuestos, oblongo-lanceolados o elípticos y raquis alado. El lentisco se diferencia fácilmente de otras especies del género con distribución en la región mediterránea y Oriente Medio

(*P. atlantica*, *P. palaestina*, *P. terebinthus* y *P. khinjuk*), ya que es el único de hoja perenne, formando un grupo aparte respecto de las otras cuatro especies según caracterizaciones mediante técnicas moleculares (Gola-Goldhirsh *et al.*, 2004).

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ dioecia	■ flores pequeñas rojizas o amarillentas, agrupadas en racimos ■ de marzo a mayo	■ anemófila	■ drupa globosa, negruzca ■ 4-7 mm	■ de octubre a diciembre ■ dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

El lentisco se puede distinguir por técnicas moleculares del híbrido semicaducifolio que forma con *P. therabintus* (*P. x saportae* Burnat.), que presenta los frutos de mayor tamaño y el ala del raquis de las hojas más estrecha. En ocasiones las diferencias morfológicas no son muy marcadas, lo cual dificulta la identificación (Werner *et al.*, 2001). No obstante, parece que el híbrido tiende a producir muy pocos frutos, y si lo hace,

éstos son vanos o las semillas no son viables (Werner *et al.*, 2001; Montserrat-Martí y Pérez-Rontomé, 2002).

Como medida de precaución, es recomendable el empleo de la procedencia local en restauraciones de hábitats, ya que se han observado diferencias genéticas entre distintas procedencias mediante técnicas moleculares (Werner *et al.*, 2002; Barazani *et al.*, 2003).

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> ■ de octubre a noviembre ■ recolección manual desde el suelo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ secuencia de frutos carnosos ■ peso de semillas / kg fruto: 60-325 g ■ pureza: 98-100 % 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 10-25 g 	<ul style="list-style-type: none"> ■ T: 4 °C ■ CH: 4-8 % ■ envase hermético

Esta especie produce una gran cantidad de flores y frutos, pero el número de frutos con semilla viable es muy bajo, debido a que un gran número de flores no llega a formar fruto y a que una gran proporción de éstos no contiene semilla (Martínez-Palle y Aronne, 2000). Se debe evitar la recolección de frutos de color blanco o rojizo en la época de madurez, ya que éste es un indicador seguro de aborto del embrión o partenocarpia (Jordano, 1988; 1989). Por el contrario, se deben cosechar las drupas de color negro, ya que la proporción de semillas llenas en este tipo de frutos es siempre mayor que en el primer caso (Verdú y García-

Fayos, 2002). Por otra parte, la producción de frutos con semilla es muy variable entre plantas dentro de una misma población (Martínez-Palle y Aronne, 2000; Verdú y García-Fayos, 2002). Asimismo, se ha estimado una fluctuación bianual en la producción de frutos, así como también en la proporción de frutos sin semilla o con semilla no viable, pudiendo llegar a perderse la cosecha. Se ha observado que una proporción equilibrada de pies de ambos sexos y densidades superiores al centenar de pies por hectárea favorecen la obtención de buenas cosechas (Verdú y García-Fayos, 1998).

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> ■ escarificado mecánico suave 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 20 °C 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 75-95 %

Aunque no resulta imprescindible, el escarificado mecánico reduce y homogeneiza el tiempo de emergencia.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> ■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con o sin tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1 	<ul style="list-style-type: none"> ■ en primavera, 2 a 4 semanas

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa	terminal	10 cm	10 cm	1 %
■ semileñosa	terminal	10 cm	verano	1 %

El lentisco, al igual que otras especies del género *Pistacia*, no se propaga fácilmente por estacilla (Joley y Opitz, 1971). No obstante, si se quiere emplear este método, el material debe ser obtenido de plantas madre rejuvenecidas (Isfendiyaroglu, 2000; Pignati y Crobeddu, 2005; Viola *et al.*, 2004). La época de recolección del material es un factor determinante en el éxito del estacillado, aunque el momento óptimo varía según autores. Así, Isfendiyaroglu (2000) y Viola *et al.* (2004) recomiendan recolectar en enero y febrero, respectivamente, obteniendo el segundo resultados superiores al 75 %. Sin embargo, Pignati y Crobeddu (2005)

estiman que el mes de julio es mejor que el mes de abril, ya que en verano obtienen resultados cercanos al 80 %. Se recomienda enraizar bajo niebla, con calefacción basal, empleando sustrato de turba y perlita (1:1) (Crobeddu y Pignati, 2005).

La propagación *in vitro* del lentisco y otras especies del género *Pistacia* ha sido practicada con éxito (Barghchi y Alderson, 1983; Fascella *et al.*, 2004; Gatti *et al.*, 2004; Onay, 2000). Este método es una alternativa a la difícil multiplicación por estacilla si se quiere propagar vegetativamente esta especie.

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

García-Fayos P (coord) (2001) Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal en la Comunidad Valenciana. Banc de Llavors Forestals, Generalitat Valenciana, Valencia

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Tutin TG (1968) *Pistacia* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Barazani O, Dudai N, Golan-Goldhirsh A (2003) Comparison of Mediterranean *Pistacia lentiscus* genotypes by random amplified polymorphic DNA, chemical and morphological analyses. *Journal of Chemical Ecology* 29:1939-1952

Barghchi M, Alderson PG (1983) In vitro propagation of *Pistacia* species. *Acta Horticulturae* 131:49-60

Crobeddu S, Pignatti G (2005) Propagazione per talea di specie mediterranee prove di substrato. *Sherwood Foreste ed Alberi Oggi* 114:27-31

Fascella G, Airo M, Zizzo G, Ruffoni B (2004) Prime osservazioni sulla coltivazione in vitro di lentisco (*Pistacia lentiscus* L.). *Italus Hortus* 11(4):141-143

Gatti E, Predieri S, Govoni M (2004) Coltura in vitro di piante mediterranee autoctone: cisto, elicriso, lentisco e rosmarino. *Italus Hortus* 11:135-137

Golan-Goldhirsh A, Barazani O, Wang ZS, Khadka DK, Saunders JA, Kostjukovsky V, Rowland LJ (2004) Genetic relationships among Mediterranean *Pistacia* species evaluated by RAPD and AFLP markers. *Plant Systematics and Evolution* 246:9-18

Isfendiyaroglu M (2000) Cutting propagation of mastic tree (*Pistacia lentiscus* var. Chia Duham.). *NUCIS Newsletter* 9:42-44

Joley LE, Opitz KW (1971) Further experiences with propagation of *Pistacia*. *Combined Proceedings of the International Plant Propagators Society* 21:67-76

Jordano P (1988) Polinización y variabilidad de la producción de semillas en *Pistacia lentiscus* (L.) (*Anacardiaceae*). *Anales del Jardín Botánico de Madrid* 45:213-231

Jordano P (1989) Pre-dispersal biology of *Pistacia lentiscus* L. (*Anacardiaceae*): cumulative effects on seed removal by birds. *Oikos* 55:375-386

Martínez-Palle E, Aronne G (2000) Reproductive cycle of *Pistacia lentiscus* (*Anacardiaceae*) in Southern Italy. *Plant Biosystems* 134:365-371

Montserrat-Martí G, Pérez-Rontomé C (2002) Fruit growth dynamics and their effects on the phenological pattern of native *Pistacia* populations in NE Spain. *Flora* 197:161174

Onay A (2000) Micropropagation of pistachio from mature trees. *Plant Cell Tissue and Organ Culture* 60:159-162

Pignatti G, Crobeddu S (2005) Effects of rejuvenation on cutting propagation of Mediterranean shrub species. *Foresta* 2:290-295 (online URL: <http://www.sisef.it/>)

Verdú M, García-Fayos P (1998) Ecological causes, function and evolution of abortion and parthenocarpy in *Pistacia lentiscus* L. (*Anacardiaceae*). *Canadian Journal of Botany* 76:134-141

Verdú M, García-Fayos P (2002) Ecología reproductiva de *Pistacia lentiscus* L. (*Anacardiaceae*): un anacronismo evolutivo en el matorral mediterráneo. *Revista Chilena de Historia Natural* 75:57-65

Viola F, Forleo LR, Coccoza MA (2004) Propagazione agamica di alcune specie della macchia mediterranea. *Italus Hortus* 11:186-190

Werner O, Sánchez-Gómez P, Carrión-Vilches MA, Guerra J (2002) Evaluation of genetic diversity in *Pistacia lentiscus* L. (*Anacardiaceae*) from the southern Iberian Peninsula and North Africa using RAPD assay. Implications for reafforestation policy. *Israel Journal of Plant Science* 51:11-18

Werner O, Sánchez-Gómez P, Guerra J, Martínez JF (2001) Identification of *Pistacia x saportae* Burnat. (*Anacardiaceae*) by RAPD analysis and morphological characters. *Scientia Horticulturae* 91:179-186

Platanus orientalis L.

EN: oriental plane tree
EL: πλάτανος η ανατολική
ES: plátano oriental
FR: platane d'Orient
IT: platano orientale
PT: plátano-oriental

Platanaceae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudeste de Europa, Oeste de Asia

El plátano oriental crece en bosques húmedos, fondos de valles y riberas de ríos.

Región mediterránea: Italia (incl. Sicilia), Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel

Rasgos de diagnóstico

Platanus orientalis es un árbol caducifolio que puede alcanzar los 30 m de altura, con ritidoma que se desprende en placas. Las hojas presentan 3 - 5 lóbulos, más largos que anchos, dentados. Los capítulos feme-

nicos se agrupan normalmente en número de 3 a 6 en un largo pedúnculo. Los frutos tienen el ápice más o menos piramidal o en forma de cuña ancha.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ monoecia	■ flores pequeñas, agrupadas en capítulos ■ de marzo a mayo	■ anemófila	■ aquenios claviformes en infrutescencia globosa	■ de octubre a noviembre, persistiendo en el árbol hasta la primavera siguiente ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

En Europa occidental es muy común *Platanus acerifolia* (Aiton) Willd. como especie ornamental, denominado comúnmente plátano, que presenta hojas con caracteres intermedios entre *P. orientalis* L. y *P. occidentalis* L., con lóbulos menos profundos y más anchos

que la especie oriental e infrutescencias en grupos de dos. Los resultados de análisis efectuados mediante técnicas moleculares confirman su origen híbrido, posiblemente actuando *P. orientalis* como progenitor femenino (Besnard *et al.*, 2002).

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ desde finales de verano al invierno■ recolección manual desde el suelo, con herramientas con pértiga o material caído naturalmente al suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ peso de semillas / kg fruto: 500-600 g (<i>P. occidentalis</i>)■ pureza: 85 %	<ul style="list-style-type: none">■ 2-4 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: -7 °C a 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ estratificación en frío (6-12 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 20 °C a 25 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 30-40 %

Las semillas del plátano oriental no necesitan tratamiento para germinar, sin embargo la estratifi-

cación en frío puede acelerar y homogeneizar la emergencia.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ invierno, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ raíz desnuda; perímetro hasta 8-10 cm	<ul style="list-style-type: none">■ en primavera y se completa en un mes

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa	basal	25 cm	diciembre-enero	sin
■ semileñosa	basal	10 cm	agosto	sin

Se debe usar estaquillas de la zona basal cuando el ortet es un ejemplar adulto (Nahal y Rahme, 1990; Vlachov, 1988), mientras que si éste es joven, la parte de la rama de la que se obtiene la estacilla no influye tanto en la capacidad de enraizamiento. Las podas de rejuvenecimiento mejoran considerablemente los resultados (Vlachov, 1988). Para propagar individuos adultos Arene *et al.*, (2001) recomiendan utilizar material de dos años o estaquillas leñosas de mazo, a las cuales se les hace el corte superior justo por encima de la primera yema. Según Vlachov (1998) se obtienen mejores resultados con estaquillas leñosas en invierno (80-100 %) que con material semileñoso en verano

(30-60 %). El estaquillado en invierno requiere condiciones protegidas (Grolli *et al.*, 2005; Nahal y Rahme, 1990; Vlachov, 1988). El tratamiento con auxinas puede tener efectos negativos, sobre todo si se combina con calefacción basal (Grolli *et al.*, 2005; Panetsos *et al.*, 1994; Vlachov, 1988).

La micropropagación de *P. orientalis* parece posible ya que *P. acerifolia* ha sido multiplicado *in vitro* (Grolli *et al.*, 2004; Liu y Bao, 2003). Asimismo, *P. orientalis* se ha regenerado satisfactoriamente a partir de yemas latentes (Arene *et al.*, 2001) o de callos formados en explantos de hojas (Qiang *et al.*, 2003).

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Piotto B, Di Noi A (eds.) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Tutin TG (1993) *Platanus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Yaltirik F (1982) *Platanus* L. En: Davis PH (ed). Flora of Turkey and East Aegean Islands. Vol 7. University Press, Edinburgh

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Arene L, Cadic A, Djulbic M, Gros A, Renoux A (2001) Multiplication du platane par bouturage hivernal sur couche et microbouturage *in vitro*. PHM Revue Horticole 423:23-26

Besnard G, Tagmount A, Baradat P, Vigouroux A, Bervillé A (2002) Molecular approach of genetic affinities between wild and ornamental *Platanus*. Euphytica 126:401-412

Grolli PR, Morini S, Loreti F (2004) The micropropagation of *Platanus acerifolia* Willd. Advances in Horticultural Science 18:121-126

Grolli PR, Morini S, Loreti F (2005) Propagation of *Platanus acerifolia* Willd. by cutting. Journal of Horticultural Science and Biotechnology 80:705-710

Liu G, Bao M (2003) Adventitious shoot regeneration from *in vitro* cultured leaves of London plane tree (*Platanus acerifolia* Willd.). Plant Cell Reports 21:640-644

Nahal I, Rahme A (1990) Le platane d'Orient (*Platanus orientalis* L.) dans la region du Proche Orient. Forêt Méditerranéenne 12:115-124

Panetsos KP, Scaltsoyiannes AV, Alizoti PG (1994) Vegetative propagation of *Platanus orientalis* x *P. occidentalis* F1 hybrids by stem cuttings. Forest Genetics: International Journal of Forest Genetics 1:125-130

Qiang FG, Ping JJ, Qing JY, Feng L (2003) *In vitro* efficient plant regeneration with *Platanus orientalis* L. leaves as explants. Acta Horticulturae Sinica 30:236-238

Vlachov DD (1988) Vegetative propagation of sp. *Platanus* L. through rooting of cuttings. Acta Horticulturae 226:375-378



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Siberia, China, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Turquía, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

El álamo blanco es una especie heliófila que se desarrolla en sustratos neutros o básicos, pudiendo tolerar los suelos pesados y cierta salinidad. Forma rodales densos o se distribuye como pies más o menos dispersos, en zonas bajas de márgenes de riberas, en ocasiones inundadas. En ambientes frescos esta especie puede formar choperas mixtas junto con *Populus nigra*, mientras que en climas costeros o más cálidos se hace dominante por ser más termófila.

Rasgos de diagnóstico

Los rasgos que permiten diferenciar *P. alba* de *P. trémula* y su híbrido espontáneo (*P. x canescens* Sm.) se incluyen en los anexos en forma de tabla.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ dioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores inconspicuas, agrupadas en amentos péndulos ■ de febrero a abril, antes del desarrollo de las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ cápsula oblongo-cónica ■ unos 4 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de marzo a junio ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

El chopo blanco es una especie muy empleada como ornamental, tanto por su plasticidad como por su atractiva corteza blanca. *P. alba* cv. 'Roumi', conocido comúnmente como "bolleana", está muy difundido por su ramificación uniforme desde la base y el porte piramidal. Los materiales de estos cultivares deberían restringirse a su uso en jardinería en áreas urbanas y no emplearse en vegetaciones de riberas.

Estudios preliminares en poblaciones españolas de *Populus alba*, empleando técnicas moleculares, muestran una clara estructuración geográfica de la variación genética por cuencas hidrográficas (S. González-Martínez, com. pers.). Por ello se recomienda restringir el uso de los materiales de reproducción a su cuenca de origen, evitando

en lo posible la transferencia de materiales entre cuencas.

La enorme facilidad para rebrotar de raíz del álamo blanco podría hacer que sus poblaciones tiendan a mostrar una baja variación genética, como se ha comprobado mediante marcadores en algunas poblaciones sardas, que muestran un reducido número de genotipos con una tendencia a la agrupación espacial (Zappelli et al., 2005); también se ha observado esta agregación clonal en poblaciones españolas (S. González-Martínez, com. pers.). Por ello, cuando se recoge material vegetativo de esta especie, es recomendable dejar una distancia de varios metros entre ortets o entre grupos de rebrotes de raíz y recolectar relativamente poco material de cada ejemplar o grupo de ejemplares.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de marzo a junio■ con herramientas con pértiga o material caído naturalmente al suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ pureza: 40-50 %	<ul style="list-style-type: none">■ 0,1-0,6 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: -18 °C■ CH: 6-8 %■ envase hermético

La recolección debe realizarse cuando las cápsulas comienzan a abrirse, para lo cual es necesario efectuar un control frecuente en campo, ya que las semillas son dispersadas por el viento en un breve período de tiempo.

El mantenimiento de los amentos fructíferos a temperatura ambiente durante 3-5 días permite la apertura total de las cápsulas y la dehiscencia de las semillas. No es necesario eliminar los penachos de pelos que recubren las semillas, aunque su limpieza facilita la manipulación. La separación puede efectuarse por cribado en malla fina, aplicando aire comprimido. Los procesos

de limpieza y acondicionamiento deben efectuarse en menos de una semana ya que las semillas pierden rápidamente su viabilidad si se las mantiene en condiciones normales de temperatura y humedad. Es posible mantener las semillas con un contenido de humedad del 5-8 % durante un par de años en envase hermético a 4-5 °C; para un período mayor se recomienda mantenerlas a temperaturas por debajo de 0 °C. Las semillas que han sido conservadas durante un tiempo deben rehidratarse lentamente (por ejemplo, con aire húmedo), ya que pueden sufrir daños por una imbibición muy rápida.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ sin tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ 20 °C a 25 °C	<ul style="list-style-type: none">■ 85-95 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">primavera, sin tratamiento, inmediatamente después de la recolección	<ul style="list-style-type: none">raíz desnuda: aproximadamente 3.000 semillas/m²; perímetro hasta 6-8 cm o altura total hasta 100-150 cmalvéolo forestal 300 cm³: 1/0contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">12-24 h después de la siembra

No se debe cubrir las semillas, ni presionarlas sobre el sustrato en el momento de la siembra. Las plántulas son muy delicadas y susceptibles a la sequía durante el primer mes. Cuando las plantas se producen en envase,

se puede sembrar en contenedor pequeño (volumen menor a 70-75 cm³). Una vez que las plántulas se han establecido en estos pequeños envases pueden ser extraídas y trasplantadas a los envases de crecimiento.

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none">leñosade raíz	basal	10 - 15 cm 5 - 10 cm	febrero-marzo primavera temprana	sin ó 0,5 % sin

El éxito que se puede obtener en la propagación del álamo blanco mediante estaquillas depende en gran medida del ortet. Si se trabaja con un número elevado de clones se debe esperar un porcentaje relativamente elevado de bajas (Sekawin, 1975). En el caso de trabajar con material de individuos de difícil enraizamiento, los resultados se pueden mejorar empleando alguna de las siguientes vías: cortar las estaquillas justo por debajo de un nudo; sumergir la parte basal de las estaquillas en agua, manteniendo una temperatura de 16°C y oscuridad total hasta que comiencen a emerger las raíces (Phipps *et al.*, 1983); estaquillar con calefacción basal a 20°C; o recolectar el material de cepas madre establecidas para tal fin. En cualquier caso, se debe utilizar material vigoroso de la parte baja de la copa o de

rebrotos. Las estaquillas deben tener entre 8 y 20 mm de diámetro (Phipps y Netzer, 1981; Sabatti *et al.*, 2001).

Otro método de propagación posible se deriva de la facilidad natural de esta especie a rebrotar de raíz. Pueden emplearse segmentos de raíz para su enraizamiento y producción directa de planta o para aprovechar los brotes tiernos que emitan, que serán a su vez estaquillados.

La propagación *in vitro* es posible y se ha realizado con éxito a partir de amentos (Bueno *et al.*, 1992, 2001), segmentos de tallo (Sellmer *et al.*, 1989) o yemas axilares (Bagnaresi y Minotta, 1982).

Bibliografía

Bibliografía general

Amaral Franco J do (1993) *Populus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Soriano C (1993) *Populus* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 3. CSIC, Madrid

Bibliografía específica

Bagnaresi U, Minotta G (1982) Ricerche sulla micropropagazione di pioppi della Sez. *Leuce*. Annali, Accademia Italiana di Scienze Forestali 31:239-254

Bueno MA, Astorga R, Manzanera JA (1992) Micropropagación de *Populus alba* 'Siberia Extremeña' a partir de amentos. Investigación Agraria, Sistemas y Recursos Forestales 1:163-171

Bueno MA, Manzanera JA, Grau JM, Sánchez N, Gómez A (2001) Propagación in vitro de *Populus tremula* L. y *Populus alba* L. En: Actas del I Simposio del Chopo, 9-11 mayo 2001, Zamora

Phipps HM, Hansen EA, Fege AS (1983) Preplant soaking of dormant *Populus* hardwood cuttings. Research Paper NC-241. USDA Forest Service, North Central Forest Experiment Station, St Paul

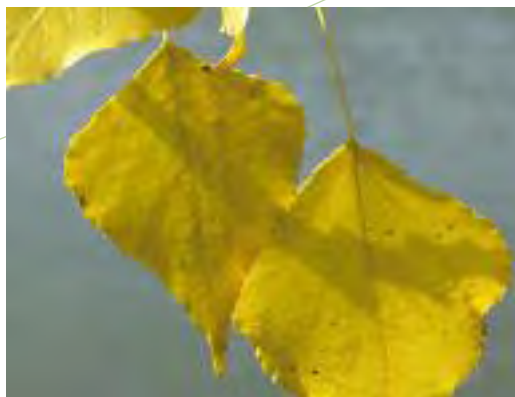
Phipps HM, Netzer DA (1981) The influence of collection time and storage temperature on *Populus* hardwood cutting development. Tree Planters' Notes 32:33-36

Sabatti M, Nardin F, Olivero M, Alasia F, Scarascia-Mugnozza G (2001) Propagazione vegetativa del pioppo bianco (*Populus alba*) mediante talee legnose: variabilità genetica e modalità di trattamento del materiale. Alberi e Foreste per il Nuovo Millennio. En: Atti del III Congresso Nazionale S.I.S.E.F., 15-18 Ottobre 2001, Viterbo

Sekawin M (1975) La Génétique du *Populus alba* L. Annales Forestales 6:157-189

Sellmer JC, McCown BH, Haissi BE (1989) Shoot culture dynamics of six *Populus* clones. Tree Physiology 5:219-227

Zapelli I, Fossati T, Patrignani G, Brundu G, Camarda I, Sala F, Castiglione S (2005) AFLPs to assess the controversial status of *Populus alba* L. of Sardinia. International workshop: The role of biotechnology for the characterisation and conservation of crop, forestry, animal and fishery genetic resources, 5-7 March, Turin, Italy (online URL <http://www.fao.org/biotech/torino05.htm>)



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Siberia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Túnez, Argelia, Marruecos

El chopo es una especie heliófila, pionera de bosques de ribera, que prefiere los sustratos de reacción básica a neutra y que no soporta el encharcamiento durante períodos muy prolongados. Se distribuye como pies sueltos o formando pequeños rodales a lo largo de las márgenes de los ríos.

Rasgos de diagnóstico

P. nigra puede confundirse fácilmente con genotipos originados por su hibridación con *P. deltoides*, y que son extensamente cultivados. En los anexos se ofrece una

tabla con los rasgos que permiten diferenciar ambas especies y su híbrido (*P. x canadensis*).

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ dioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores inconspicuas, agrupadas en amentos péndulos ■ de febrero a abril, antes del desarrollo de las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ cápsula elipsoidal ■ 7-9 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de marzo a junio ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

Se reconocen tres subespecies: *P. nigra* subsp. *nigra*, con distribución en el centro y este de Europa, que se caracteriza por presentar los ramillos y las hojas glabros; *P. nigra* subsp. *betulifolia* (Pursh), del oeste europeo, con los ramillos y las hojas jóvenes pubescentes y las hojas de los braquiblastos no caudadas y *P. nigra* subsp. *caudina*, propia de la región mediterránea, con los ramillos y las hojas jóvenes hispidos y las hojas de los braquiblastos caudadas.

Se distinguen variedades de chopo, algunas de ellas posiblemente procedentes de clones de cultivo; es el caso del chopo lombardo (*P. nigra* var. *italica* Münchh), variedad de porte fastigiado que puede proceder de uno o varios genotipos masculinos, muy extendida en Europa desde el siglo XVIII. Se debe evitar el uso de este material de origen incierto en favor de subespecies y genotipos autóctonos.

Aunque en algunas poblaciones el riesgo de retrocruzamiento de *Populus nigra* con clones comerciales de *P. x canadensis* parece bastante baja, por diferencias en la fenología (Gebhardt *et al.*, 2001; Fossati *et al.*, 2003), en otras poblaciones sí se ha observado solapamiento en la fenología floral (Vander Broeck *et al.*, 2003). La posibilidad de introgresión de híbridos euroamericanos con la especie autóctona se ha comprobado en diferentes poblaciones mediante técnicas moleculares (Vander Broeck *et al.*, 2004; Pospíšková y Šálková, 2006), siendo particularmente vulnerables las pequeñas poblaciones aisladas de *P. nigra* rodeadas de plantaciones comerciales más o menos extensas (Vander Broeck *et al.*, 2005). También es posible la introgresión de genes de *P. trichocarpa* (Lefèvre *et al.*, 2002). La recolección de semillas en este tipo de situaciones debería evitarse y emplearse la multiplicación vegetativa; de esta manera, se asegura la identidad taxonómica del material propagado y se favorece el uso y la conservación de la especie autóctona.

El estudio de la variación espacial de la diversidad genética parece reflejar que no hay grandes diferencias entre regiones, pero sí entre poblaciones dentro de una misma región (Legionnet y Lefèvre 1996); estas diferencias entre poblaciones próximas parecerían indicar un flujo genético limitado (Legionnet y Lefèvre, 1996; Imbert y Lefèvre, 2003; Pospíšková y Šálková, 2006), a pesar de que el polen y las semillas de esta especie son dispersados por el viento. Sin embargo, los mayores niveles de diversidad parecen mostrarse a nivel de población, incluso en poblaciones no muy extensas, ya que predomina la propagación por semillas más que la vía vegetativa (Arens *et al.*, 1998; Pospíšková y Šálková, 2006). Teniendo en cuenta los resultados de los estudios genéticos, una unidad de recolección de semillas podría abarcar poblaciones e individuos dispersos, entre los que no existan importantes barreras topográficas que reduzcan el flujo polínico.

Hay que tener en cuenta que esta especie también se reproduce naturalmente por vía vegetativa, por lo que puede haber ramets del mismo clon con mayor o menor agregación espacial dentro de un rodal o incluso alejados entre sí varios kilómetros. El grado de incidencia de esta reproducción vegetativa natural parece ser muy variable (Legionnet *et al.* 1997; Arens *et al.*, 1998; Barsoum *et al.*, 2004), dependiendo de la historia de las perturbaciones a escala espacial pequeña, de los recursos disponibles en términos de cantidad de árboles y de su edad, por lo que resulta difícil establecer recomendaciones sencillas que aseguren la recolección de clones diferentes. En este caso se debería acudir a una caracterización mediante marcadores moleculares que permita diferenciar genotipos y asegurar una cierta variación genética mediante el empleo de una mezcla de clones en proporciones equilibradas.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de marzo a junio■ con herramientas con pértiga o material caído naturalmente al suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ pureza: 40-50 %	<ul style="list-style-type: none">■ 0,9-1 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: -18 °C■ CH: 6-8 %■ envase hermético

La recolección debe realizarse cuando las cápsulas comienzan a abrirse, para lo cual es necesario efectuar un control frecuente en campo, ya que las semillas son dispersadas por el viento en un breve período de tiempo. El mantenimiento de los amentos fructíferos a temperatura ambiente durante 3-5 días permite la apertura total de las cápsulas y la dehiscencia de las semillas. No es necesario eliminar los penachos de pelos que recubren las semillas, aunque su limpieza facilita la manipulación. La separación puede efectuarse por cribado en malla fina, aplicando aire comprimido. Los procesos de limpieza y acondicionamiento deben efect-

tuarse en menos de una semana, ya que las semillas pierden rápidamente su viabilidad si se las mantiene en condiciones normales de temperatura y humedad. Es posible mantener las semillas con un contenido de humedad del 5-8 % durante un par de años en envase hermético a 4-5 °C; para un período mayor se recomienda mantenerlas a temperaturas por debajo de 0 °C. Las semillas que han sido conservadas durante un tiempo deben rehidratarse lentamente (por ejemplo, con aire húmedo), ya que pueden sufrir daños por una imbibición muy rápida.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
■ sin tratamiento	■ 20 °C a 25 °C	■ 85-95 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
■ primavera, sin tratamiento, inmediatamente después de la recolección	<ul style="list-style-type: none"> ■ raiz desnuda: perímetro hasta 6-8 cm o altura total hasta 100-150 cm ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1 	■ 12-24 h después de la siembra

No se debe cubrir las semillas, ni presionarlas sobre el sustrato en el momento de la siembra. Las plántulas son muy delicadas y sensibles a la sequía durante el primer mes. Cuando las plantas se producen en envase,

se puede sembrar en contenedor pequeño (volumen menor a 70-75 cm³). Una vez que las plántulas se han establecido en estos pequeños envases pueden ser extraídas y trasplantadas a los envases de crecimiento.

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa	indiferente	20 - 30 cm	febrero	sin

Populus nigra se propaga muy fácilmente por estacilla (Dagenbach, 1997). La formación de raíces es posible en material recolectado durante prácticamente todo el año, sin embargo las estaquillas leñosas resultan ser el material óptimo (Blake y Atkinson, 1986; Gunes, 2000). Es recomendable utilizar material recolectado de varetas o ramas de un año y de 12 a 20 mm de diámetro (Holzberg, 1999).

La regeneración *in vitro* de esta especie es también posible y se ha realizado con éxito a partir de yemas axilares y apicales o de segmentos de tallos (Kapusta y Skibinska, 1985; Naujoks y Wuhlich, 2004; Noël *et al.*, 2002).

Bibliografía

Bibliografía general

Amaral Franco J do (1993) *Populus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Soriano C (1993) *Populus* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 3. CSIC, Madrid

Bibliografía específica

Arens P, Coops H, Vosman B (1998) Molecular genetic analysis of black poplar (*Populus nigra* L.) along Ditch rivers. Molecular Ecology 7:11-18

Barsoum N, Muller E, Skot L (2004) Variations in levels of clonality among *Populus nigra* L. stands of different ages. Evolutionary Ecology 18:601-624

Blake TJ, Atkinson SM (1986) The physiological role of abscisic acid in the rooting of poplar and aspen stump sprouts. Physiologia Plantarum 67:638-643

Dagenbach H (1997) Praktische Vorschläge zur Nachzucht der einheimischen Schwarzpappel (*Populus nigra* L.). Holzzucht 51:23-26

Fossati T, Grassi F, Sala F, Castiglione S (2003) Molecular analysis of natural populations of *Populus nigra* L. intermingled with cultivated hybrids. Molecular Ecology 12:20-33

Gebhardt K, Pohl A, Vornam B (2001) Genetic inventory of black poplar populations in the Upper Rhine floodplains: conclusions for conservation of an endangered plant species. En: van Dam BC and Bordács S (eds). Proceedings of the International Symposium: Genetic diversity in river populations of European Black Poplar. Szekesárd, Hungary, 16-20 May 2001. Verlag C. Nyomda, Budapest

Gunes T (2000) Peroxidase and IAA-oxidase activities during rooting in cuttings of three poplar species. Turkish Journal of Botany 24:97-101

Holzberg H (1999) Propagation strategies of *Populus nigra* under natural environmental conditions and artificial propagation in the nursery. Holzzucht 52:14-16

Imbert E, Lefèvre F (2003) Dispersal and gene flow of *Populus nigra* (Salicaceae) along a dynamic river system. Journal of Ecology 91:447-456

Kapusta J, Skibinska A (1985) Induction of morphogenesis and regeneration in the callus of *Populus alba* L. and *P. nigra* L. Journal of Tree Sciences 4:34-38

Lefèvre F, Bordács S, Cottrell J, Gebhardt K, Smudlers MJM, Vanden Broeck A, Vornam B, Van Dam BC (2002) Recommendations for riparian ecosystem management based on the general frame defined in EUFORGEN and results from EUROPOP (2002). En: van Dam B, Bordács S (eds). Genetic diversity in river populations of European Black Poplar. Csiszár Nyomda, Budapest

Legionnet A, Faivre-Rampant P, Villar M, Lefèvre F (1997) Sexual and asexual reproduction in natural stands of *Populus nigra*. Botanical Acta 110:257-263

Legionnet A, Lefèvre F (1996) Genetic variation of the riparian pioneer tree species *Pinus nigra* L. I. Study of population structure based on isozymes. Heredity 77:629-637

Naujoks G, Wühlisch G von (2004) Micropropagation of *Populus nigra* L.: a potential contribution to gene conservation and tree improvement. En: Koskela J, de Vries SMG, Kajba D and von Wühlisch G (comp). *Populus nigra* Network, Report of seventh (25-27 October 2001, Osijek, Croatia) and eighth meetings (22-24 May 2003, Treppeln, Germany). International Plant Genetic Resources Institute, Rome

Noël N, Leplé JC, Pilate G (2002) Optimization of in vitro micropropagation and regeneration for *Populus x interamericana* and *Populus x euramericana* hybrids (*P. deltoides*, *P. trichocarpa*, and *P. nigra*). Plant Cell Reports 20:1150-1155

Pospišková M, Šálková I (2006) Population structure and parentage analysis of black poplar along the Moravia River. Canadian Journal of Forest Research 36:1067-1076

Vanden Broeck A, Cox K, Quataert P, Van Bockstaele E, Van Slycken J (2003) Flowering phenology of *Populus nigra* L., *P. nigra* cv. *italica* and *P. x canadensis* Moench. and the potential for natural hybridisation in Belgium. Silvae Genetica 52:280-283

Vanden Broeck A, Storme V, Cottrell JE, Bockstaele E, Quataert P, Van Slycken J (2004) Gene flow between cultivated poplars and native black poplar (*Populus nigra* L.): a case study along the river Meuse on the Dutch-Belgian border. Forest Ecology and Management 197:307-310

Vanden Broeck A, Villa M, Van Bockstaele E, Van Slycken J (2005) Natural hybridization between cultivated poplars and their wild relatives: evidence and consequences for native poplar populations. Annals of Forest Science 62:601-613



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Siberia, Mongolia, China, Norte de África

Región mediterránea: España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Siria, Líbano, Argelia

El chopo temblón es una especie pionera que se desarrolla bajo un amplio rango de situaciones climáticas y en suelos fértiles, preferentemente neutros, aunque tolera sustratos de reacción básica. Por su sistema

radical superficial, puede desarrollarse en suelos poco profundos aunque con humedad. *P. tremula* no suele formar poblaciones muy extensas. Se la puede encontrar como pionera en zonas abiertas y desarboladas, o en bosques de coníferas, de frondosas o en formaciones mixtas. En la región mediterránea está asociada a suelos con aporte hídrico de agua freática, en laderas, fondos de valles y márgenes de cursos de agua en donde se puede mezclar con elementos ripícolas. Se considera interesante tener en cuenta este taxón para restauraciones hidrológicas en la montaña mediterránea húmeda.

Rasgos de diagnóstico

Los rasgos de diagnóstico que permiten diferenciar esta especie de *Populus alba* y de su híbrido *P. x ca-*

nescens pueden ser consultados en la tabla incluida en los anexos.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ dioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores inconspicuas, agrupadas en amentos péndulos ■ de febrero a abril, antes del desarrollo de las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ cápsula ovoidea, granulosa ■ 3-4 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de abril a junio ■ dispersión por el viento

Variación e Hibridación

P. tremula es una especie con una gran capacidad rebrotadora de raíz, por lo que, dentro de un rodal, algunos individuos pueden compartir un mismo genotipo, hecho que ha sido confirmado por diferentes estudios genéticos. Asimismo, parece que existe una tendencia a la agregación en la distribución espacial de los clones (Suvanto y Latva-Karjanma, 2005; Latva-Karjanma, 2006). Sin embargo, se ha observado una gran variación genética entre poblaciones relativamente próximas (Sierra de Grado *et al.*, 2003). Para aumentar la variación genética de los lotes de material de reproducción, es recomendable que se recolecte de varias poblaciones más o menos próximas, y dentro de ellas, de pies alejados entre sí o que muestren diferentes formas de hojas, ya que este rasgo parece ser una buena herramienta de discriminación entre genotipos (López de Heredia *et al.*, 2004). En el caso de recolectar material para propagación vegetativa, se debe tener en cuenta el sexo del

ortet y producir material tanto femenino como masculino, gestionando la nueva plantación de manera que se propicie la regeneración por semillas.

P. tremula se hibrida de manera natural con *P. alba*, dando lugar a *P. x canescens* (Aiton) Sm., siendo la introgresión unidireccional, funcionando el chopo temblón como progenitor masculino (Lexer *et al.*, 2005). *P. x canescens* crece en riberas de ríos y barrancos, compartiendo hábitat con *P. alba* o en ambientes algo más frescos, a altitudes superiores. La morfología es muy variable en función del grado de retrocruzamiento, existiendo una gradación de individuos que muestran rasgos más próximos a *P. alba* o a *P. tremula*. La dificultad de asignación taxonómica puede ser solventada mediante el empleo de marcadores moleculares (Fossati *et al.*, 2004). *P. x canescens* es una especie dioica y sus semillas presentan una viabilidad muy baja.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de abril a junio■ con pértigas o material caído naturalmente al suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos dehiscentes■ pureza: 40-50%	<ul style="list-style-type: none">■ 0,06-0,16 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: -18 °C■ CH: 6-8 %■ envase hermético

El patrón más común en *P. tremula* es el de desequilibrio en la proporción de sexos dentro de rodales (Worrell, 1995; Worrell *et al.*, 1999); esta situación puede hacer que la producción de semillas sea escasa.

La recolección debe realizarse cuando las cápsulas comienzan a abrirse, para lo cual es necesario efectuar un control frecuente en campo, ya que las semillas son dispersadas por el viento en un breve período de tiempo. El mantenimiento de los amentos fructíferos a temperatura ambiente durante 3-5 días permite la apertura total de las cápsulas y la dehiscencia de las semillas. No es necesario eliminar los penachos de pelos que recubren las semillas, aunque su limpieza facilita la

manipulación. La separación puede efectuarse por cribado en malla fina, aplicando aire comprimido. Los procesos de limpieza y acondicionamiento deben efectuarse en menos de una semana, ya que las semillas pierden rápidamente su viabilidad si se las mantiene en condiciones normales de temperatura y humedad. Es posible mantener las semillas con un contenido de humedad del 5-8 % durante un par de años en envase hermético a 4-5 °C; para un período mayor se recomienda mantenerlas a -20 °C (Simak, 1982). Las semillas que han sido conservadas durante un tiempo deben rehidratarse lentamente (por ejemplo, con aire húmedo), ya que pueden sufrir daños por una imbibición muy rápida.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación – Viabilidad
■ sin tratamiento	■ 20 °C a 25 °C	■ 90-95 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
■ primavera, sin tratamiento, inmediatamente después de la recolección	<ul style="list-style-type: none"> ■ raíz desnuda: perímetro hasta 6-8 cm o altura total hasta 100-150 cm ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1 	■ 12-24 h después de la siembra

No se debe cubrir las semillas, ni presionarlas sobre el sustrato en el momento de la siembra. Las plántulas son muy delicadas y susceptibles a la sequía durante el primer mes. Cuando las plantas se producen en envase,

se puede sembrar en contenedor pequeño (volumen menor a 70-75 cm³). Una vez que las plántulas se han establecido en estos pequeños envases pueden ser extraídas y trasplantadas a los envases de crecimiento.

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ de raíz		40 cm	invierno	sin
■ herbácea		2	primavera o verano	0,5 %

El álamo temblón y sus híbridos son de difícil propagación por estacilla obtenida de ramas, ya que los órganos aéreos no inducen primordios radicales (Blake y Atkinson, 1986; Wyckoff y Zasada, 2003).

El método más empleado para propagar vegetativamente al álamo temblón es el estacillado de raíz. Durante el invierno, las estaquillas de raíz se entierran horizontalmente en cajas con arena húmeda. Una vez que los brotes tienen unos 5 cm de longitud, se cortan, se tratan con ácido indolbutírico en polvo, se clavan en sustrato de turba y vermiculita (1:1), y se mantienen en túnel en un ambiente con niebla. Una vez formadas las raíces, las plantas se aclimatan gradualmente. Posteriormente, se repican a eras de cultivo o, preferente-

mente, a contenedor (Luna, 2003; Trees for life, 2004). Haapala *et al.* (2004) proponen la propagación mediante estaquillas herbáceas de aproximadamente 2-3 mm de diámetro, obtenidas de plantas madre rejuvenecidas mediante cultivo *in vitro* y enraizadas en contenedor forestal bajo condiciones de alta humedad ambiental.

Ahuja (1983) desarrolla un método para una rápida micropropagación de *Populus tremula*. El cultivo se inicia con yemas apicales o axilares en un medio con citoquininas. Posteriormente, los microtallos son enraizados en un medio con auxinas o directamente en sustrato bajo clima controlado; esta segunda opción permite reducir notablemente los costes.

Bibliografía

Bibliografía general

Amaral Franco J do (1993) *Populus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas-descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Soriano C (1993) *Populus* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 3. CSIC, Madrid

Bibliografía específica

Ahuja MR (1983) Somatic cell differentiation and rapid clonal propagation of aspen. *Silvae Genetica* 32:131-135

Blake TJ, Atkinson SM (1986) The physiological role of abscisic acid in the rooting of poplar and aspen stump sprouts. *Physiologia Plantarum* 67:638-643

Fossati T, Patrignani G, Zapelli I, Sabatti M, Sala F, Castiglione S (2004) Development of molecular markers to assess the level of introgression of *Populus tremula* into *P. alba* natural populations. *Plant Breeding* 123:382-385

Haapala T, Pakkanen A, Pulkkinen P (2004) Variation in survival and growth of cuttings in two clonal propagation methods for hybrid aspen (*Populus tremula* x *P. tremuloides*). *Forest Ecology and Management* 193:345-354

Latva-Karjanmaa T (2006) Reproduction and population structure in European aspen. Ph.D Thesis. University of Helsinki, Finland

Lexer C, Fay MF, Joseph JA, Nica M-S, Heinze B (2005) Barrier to gene flow between two ecologically divergent *Populus* species, *P. alba* (white poplar) and *P. tremula* (European aspen): the role of ecology and life history in gene introgression. *Molecular Ecology* 14:1045-1057

López de Heredia U, Sierra de Grado R, Cristóbal MD, Martínez Zurimendi P, Pando V, Martín MT (2004) A comparison of isozyme and morphological markers to assess the within population variation in small populations of European aspen (*Populus tremula* L.) in Spain. *Silvae Genetica* 53:227-233

Luna T (2003) Propagation protocol for aspen using root cuttings. *Native Plants Journal* 4:129-131

Sierra de Grado R, Martínez Zurimendi P, López de Heredia Larrrea U (2003) Reproducción sexual y diversidad genética de *Populus tremula*. En: Sierra de Grado R (coord). El álamo temblón (*Populus tremula* L.). Bases para su cultivo, gestión y conservación. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid

Simak M (1982) Germination and storage of *Salix caprea* L. and *Populus tremula* L. seeds. En: Wang BSP, Pitel JA (eds). Proceedings of the international symposium on forest tree seed storage. IUFRO - Canadian Forestry Service, Chalk River: 142-160

Suvanto LI, Latva-Karjanmaa TB (2005) Clone identification and clonal structure of the European aspen (*Populus tremula*). *Molecular Ecology* 14:2851-2860

Trees for life (2004) The propagation of aspen from root cuttings. (online URL http://www.treesforlife.org.uk/tfl.aspen_propagation.html)

Worrell R (1995) European aspen (*Populus tremula* L.): a review with particular reference to Scotland I. Distribution, ecology and genetic variation. *Forestry* 68:93-105

Worrell R, Gordon AG, Lee RS, McInroy A (1999) Flowering and seed production of aspen in Scotland during a heavy seed year. *Forestry* 72:27-34

Wyckoff GW, Zasada JC (2003) *Populus* L. En: Bonner FT (ed). Woody Plant Seed Manual. USDA Forest Service. Reforestation, Nurseries and Genetics Resources, Connecticut. (online URL <http://www.nsl.fs.fed.us/wpsm/Populus.pdf>)

EN: mahaleb cherry, Saint Lucie cherry
 EL: αγριοκέρασο, αχαλέμπιο; κέρασι μικρόκαρπο
 ES: cerezo de Santa Lucía, cercino
 FR: bois de Sainte-Lucie, cerisier de Sainte-Lucie
 IT: ciliegio di Santa Lucia, ciliegio canino
 PT: cerejeira-de-Santa Lúcia, cerejeira-mahaleb

Prunus mahaleb L.



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia, (incl. Córcega), Italia (incl. Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Líbano, Marruecos

El cerezo de Santa Lucía prefiere sustratos calizos, de reacción básica a neutra y ambientes frescos y húmedos. Se lo encuentra con distribución en pies dispersos o formando pequeños grupos en matorrales espinosos, claros de bosques húmedos, en bordes de arroyos y barrancos, en cantiles y laderas pedregosas umbrasas.

Rasgos de diagnóstico

Prunus mahaleb es un arbusto caducifolio, hasta de 2,5 m, aunque en ocasiones puede alcanzar mayores alturas. Las hojas son anchamente ovadas o subcordiformes, a veces suborbiculares, hasta de 7 cm de largo,

con haz glabro y envés glabro o ligeramente pubescente. Las flores, con ovario glabro, están agrupadas en cimas racemiformes cortas, corimbiformes, en grupos de 3 a 11.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ ginodioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores blancas, agrupadas en cimas racemiformes, cortas, corimbiformes ■ de mayo a junio 	<ul style="list-style-type: none"> ■ entomófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ drupa negra, lustrosa ■ 6-10 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de junio a septiembre ■ dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

Los individuos funcionalmente femeninos parecen tener más ventajas que los hermafroditas en rasgos relacionados con la fecundidad, tendiendo a producir más cantidad de frutos y semillas de mayor peso, posiblemente debido a mayores niveles de fecundación cruzada, particularmente en años favorables para la producción de frutos (Jordano, 1993). Además, su progenie es más variable genéticamente por la ausencia de autofertilización y por la contribución de un mayor número de padres en la polinización, especialmente en individuos más o menos aislados y en poblaciones de baja densidad (García *et al.*, 2005). El número de frutos producidos es variable en función del genotipo y del tamaño de la planta.

Los estudios genéticos muestran que existe una eficiente dispersión de semillas por frugívoros, que contribuye a mantener altos niveles de diversidad genética dentro de las poblaciones (Jordano y Godoy, 2000). Por otra parte, parecería que el comportamiento no aleatorio de polinizadores y dispersores conferiría cierto pa-

trón de distribución espacial al flujo génico, lo que daría lugar a una estructuración genética a nivel de población o entre poblaciones próximas geográficamente (García *et al.*, 2007). En particular, la distancia de migración de las semillas se muestra variable en función de la especie frugívora que actúe como dispersora (Jordano *et al.*, 2007), pero su movimiento a corta distancia del pie madre parece ser el patrón más frecuente (Godoy y Jordano, 2001).

Todos estos factores hacen recomendable que la recolección de frutos no se concentre solamente en los individuos de mayor tamaño, sino que se coseche de un gran número de pies, procurando mantener cierta distancia entre individuos recolectados, incidiendo particularmente en los pies funcionalmente femeninos. Asimismo, es recomendable efectuar recolecciones incluyendo material de diferentes poblaciones más o menos próximas, dentro de una región de procedencia; todo ello como garantía de obtener un lote con cierta variación genética.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ de julio a agosto■ recolección manual desde el suelo o vareado de ramas	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ peso de semillas / kg fruto: 130-265 g■ pureza: 100 %	<ul style="list-style-type: none">■ 48-93 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: -5 °C to 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Los frutos deben estar bien maduros en el momento de la recolección, pero ésta no debe retrasarse para evitar pérdidas por los pájaros.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación – Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> estratificación en frío (8-16 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> 21 °C / 16 °C luz 	<ul style="list-style-type: none"> 40-89 %

Las semillas del cerezo de Santa Lucía, como las de otros *Prunus*, presentan embriones con dormición, por lo que requieren estratificación en frío prolongada. Pueden entrar en una nueva dormición (dormición secundaria) si esta fase fría es interrumpida por un secado a temperatura ambiente (Baskin y Baskin, 1998) o por temperaturas más altas. Sin embargo, la inducción de dormición secundaria por aumento de la temperatura es empleada en *Prunus avium* para lograr mejores porcentajes de germinación. Suszka *et al.* (1994) aconsejan aplicar

un sistema de estratificación por sucesión de fases frías y calientes, tal y como sucede en la naturaleza. Los tratamientos óptimos son largos, ya que duran entre 24 y 28 semanas, por lo que sugieren tratamientos más cortos (2 semanas a 25 °C + 2 semanas a 3 °C + 2 semanas a 25 °C + 12 a 16 semanas a 3 °C), aunque pueden no ser adecuados para todos los lotes de semillas. Seeley and Damavandy (1985) estiman que la estratificación en frío a 4 °C durante 100 días es el tratamiento óptimo para romper la dormición.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> finales de invierno o principios de primavera, con tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 contenedor 3,5 l: 1/1 	<ul style="list-style-type: none"> finales de primavera y se puede completar en la segunda primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none"> semileñosa 	terminal o subterminal	1 - 2	julio-agosto	0,5 - 1 %

Aunque resulta difícil propagar el cerezo de Santa Lucía por estacilla, algunos genotipos seleccionados se multiplican de manera habitual para su uso como pies portainjerto de variedades de *Prunus avium*. Se recomienda enterrar las estacillas 10 cm en sustrato de perlita o mezcla de turba y perlita bajo un sistema de niebla (Bush, 1978; Vlastic, 1972) y aplicar hormonas, indispensables para la formación de raíces (Lipecki y Selwa, 1978). Ford *et al.* (2002) recomiendan tratar las plan-

tas madre con giberelinas para obtener material rejuvenecido.

La propagación *in vitro* es el método utilizado a nivel comercial para la producción de pies de *Prunus mahaleb* para ser usados como portainjerto. Para iniciar el cultivo se utilizan tallos obtenidos al inicio de la brotación como explantos (Dradi *et al.*, 1996; Saponari *et al.*, 1999).

Bibliografía

Bibliografía general

Blanca G, Díaz de la Guardia C (1998) *Prunus* L. En: Muñoz Garmendia F, Navarro C (eds). Flora Ibérica. Vol 6. CSIC, Madrid

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Baskin CC, Baskin JM (1998) Seeds. Ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination. Academic Press, San Diego

Bush R (1978) Summer rooting of stone fruit understock cuttings. Combined Proceedings of the International Plant Propagators Society 28:63-64

Dradi G, Vito G, Standardi A (1996) In vitro mass propagation of eleven *Prunus mahaleb* ecotypes. Acta Horticulturae 410:477-483

Ford YY, Taylor JM, Blake PS, Marks TR (2002) Gibberellin A3 stimulates adventitious rooting of cuttings from cherry (*Prunus avium*). Plant Growth Regulation 37:127-133

García C, Arroyo JM, Godoy JA, Jordano P (2005) Mating patterns, pollen dispersal, and the ecological maternal neighbourhood in a *Prunus mahaleb* L. population. Molecular Ecology 14:1821-1830

García C, Jordano P, Godoy JA (2007) Contemporary pollen and seed dispersal in a *Prunus mahaleb* population: patterns in distance and direction. Molecular Ecology 16:1947-1955

Godoy JA, Jordano P (2001) Seed dispersal by animals: exact identification of source trees with endocarp DNA microsatellites. Molecular Ecology 10:2275-2283

Jordano P (1993) Pollination biology of *Prunus mahaleb* L.: deferred consequences of gender variation for fecundity and seed size. Biological Journal of the Linnean Society 50:65-84

Jordano P, García C, Godoy JA, García-Castaño, JL (2007) Differential contribution of frugivores to complex seed dispersal patterns. Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA 104:3278-3282

Jordano P, Godoy JA (2000) RAPD variation and population genetic structure in *Prunus mahaleb* (Rosaceae), an animal-dispersed tree. Molecular Ecology 9:1293-1305

Lipecki J, Selwa J (1978) The effect of coumarin and some related compounds on the rooting of softwood cuttings of *Prunus mahaleb*. Acta Horticulturae 80:79-81

Saponari M, Bottalico G, Savino V (1999) In vitro propagation of *Prunus mahaleb* and its sanitation from prune dwarf virus. Advances in Horticultural Science 13:56-60

Seeley SD, Damavandy H (1985) Response of seed of seven deciduous fruits to stratification temperatures and implications for modelling. Journal of The American Society for Horticultural Science 110:726-729

Suszka B, Muller C, Bonnet-Masimbert M (1994) Graines des feuillus forestiers, de la récolte au semis. INRA, Paris

Vlasic A (1972) Mahaleb propagation by cuttings. Jugoslovensko Vocarstvo 6:693-698

EN: blackthorn, sloe
 EL: τσαπουρνιά, προύμνη η ακανθώδης
 ES: endrino, espino negro
 FR: prunellier, épine noire
 IT: prugnolo, pruno selvatico
 PT: abrunheiro-bravo, ameixeira

Prunus spinosa L.



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Túnez, Argelia, Marruecos

El endrino crece en matorrales espinosos, orlas y claros de bosques, riberas y bordes de caminos, en suelos de materiales variados. Prefiere los sustratos de reacción básica a ligeramente ácida.

Rasgos de diagnóstico

P. spinosa es un arbusto de 1 a 3 metros que, en ocasiones, puede llegar a los 6 m, caducifolio, espinoso, ramoso e intrincado, con corteza negruzca. Las hojas son obovadas, oblanceoladas o casi elípticas, hasta de 4 cm de largo, glabrescentes o pubescentes en el haz

y más o menos pubescentes en el envés. Las flores son solitarias, a veces en fascículos de 2 a 3, con pétalos de color blanco, a veces con venitas rojas. Los pedicelos son glabros o pubérulos, más cortos que los frutos maduros.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas, solitarias o en fascículos de dos o tres de (enero) febrero a mayo, antes o al mismo tiempo que las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila autoincompatible 	<ul style="list-style-type: none"> drupa subglobosa u ovoide, azul oscuro o negro-violáceo, pruinosa 7-20 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de septiembre a diciembre dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

Prunus spinosa es una especie alotetraploide, derivada posiblemente del cruzamiento de *Prunus cerasifera* con otra especie desconocida (Reynders-Aloisi y Grellet 1994), muy variable morfológica y genéticamente (Mohanty *et al.*, 2000). Esta variación puede ser debida a que en *P. spinosa* parece no producirse apomixis y que su sistema reproductivo estaría exclusivamente asociado a polinizadores (Guitian *et al.*, 1993), además de que esta especie parece ser autoincompatible, por lo que requiere de polinización cruzada para la producción de frutos (Yeboah Gyan y Woodell, 1987). Se cruza con *P. insititia* dando lugar a híbridos (*P* x *fruticans* Weihe) difíciles de reconocer.

Estudios efectuados empleando técnicas moleculares muestran que la variación entre poblaciones de endrino es relativamente baja si se la compara con otras especies leñosas, y sin ninguna estructuración espacial, debido posiblemente a una rápida y fácil dispersión de la especie por animales. No obstante, parece que las poblaciones meridionales – posibles refugios durante las glaciaciones – tienden a mostrar mayores niveles de diversidad, presentando variantes genéticas particulares (Mohanty *et al.*, 2002). Este hecho hace que sea conveniente mantener una cierta precaución en el movimiento de materiales de reproducción entre zonas, por lo que se recomienda el empleo de material de la procedencia local.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> ■ desde finales de verano hasta el otoño ■ recolección manual desde el suelo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ secuencia de frutos carnosos ■ peso de semillas / kg fruto: 84-160 g ■ pureza: 100 % 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 89-250 g 	<ul style="list-style-type: none"> ■ T: -5 °C a 4 °C ■ CH: 4-8 % ■ envase hermético

En el endrino parece frecuente el aborto de frutos en sus primeras etapas de desarrollo, en proporción variable según individuos (Guitián *et al.*, 1992). Se debe evi-

tar concentrar la recolección del material sólo en los pies más productivos.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> ■ estratificación en frío (12-24 semanas) ■ estratificación en caliente (2-4 semanas) + estratificación en frío (4-18 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 18 °C a 22 °C 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 70-90 %

Las semillas del endrino, como las de otros *Prunus*, presentan embriones con dormición, por lo que requieren estratificación en frío prolongada. Pueden entrar en una nueva dormición (dormición secundaria) si esta fase fría es interrumpida por un secado a temperatura ambiente (Baskin y Baskin, 1998) o por temperaturas más altas. Sin embargo, la inducción de dormición secundaria por aumento de la temperatura es empleada en *Prunus avium* para lograr mejores porcentajes de germinación. Suszka *et al.* (1994) aconsejan aplicar un

sistema de estratificación por sucesión de fases frías y calientes, tal y como sucede en la naturaleza. Los tratamientos óptimos son largos, ya que duran entre 24 y 28 semanas, por lo que sugieren tratamientos más cortos (2 semanas a 25 °C + 2 semanas a 3 °C + 2 semanas a 25 °C + 12 a 16 semanas a 3 °C), aunque pueden no ser adecuados para todos los lotes de semillas. Seley and Damavandy (1985) estiman que la estratificación en frío a 4 °C durante 100 días es el tratamiento óptimo para romper la dormición.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
■ finales de invierno o principios de primavera, con tratamiento	■ alvéolo forestal 300 cm ³ : 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1	■ finales de primavera y se puede completar en la segunda primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa	basal o media	10 - 15 cm	invierno	0,5 - 1 %

El endrino se propaga normalmente de semilla; no obstante, en ocasiones se multiplica empleando estaquillas leñosas obtenidas de plantas madre cultivadas especialmente para este fin. La utilización de material de ejemplares silvestres muestra una gran variación en los resultados obtenidos (Ruiz, 1989).

Existen experiencias de propagación *in vitro* de híbridos de esta especie con otros *Prunus*, utilizados como pies portainjerto de ciruelo y melocotonero (Battistini y Paoli, 2002; Krizan *et al.*, 2007).

Bibliografía

Bibliografía general

Blanca G, Díaz de la Guardia C (1998) *Prunus* L. En: Muñoz Garmendia F, Navarro C (eds). Flora Ibérica. Vol 6. CSIC, Madrid

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Webb DA (1968) *Prunus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Baskin CC, Baskin JM (1998) Seeds. Ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination. Academic Press, San Diego

Battistini A, Paoli G (2002) Large scale micropropagation of several peach rootstocks. Acta Horticulturae 592:29-33

Gutián J, Gutián P, Sánchez JM (1993) Reproductive biology of two *Prunus* species (*Rosaceae*) in the Northwest Iberian Peninsula. Plant Systematics and Evolution 185:153-165

Gutián J, Sánchez JM, Gutián P (1992) Niveles de fructificación en *Crataegus monogyna* Jacq., *Prunus mahaleb* L. y *Prunus spinosa* L. (*Rosaceae*). Anales del Jardín Botánico de Madrid 50:239-245

Krizan B, Ondrusikova E, Trckova K, Benedikova D (2007) Effects of paclobutrazol and indole-3-butyric acid on *in vitro* rooting and growth of some rootstocks of the genus *Prunus* L. European Journal of Horticultural Science 72:198-201

Mohanty A, Martín JP, Aguinagalde I (2000) Chloroplast DNA diversity within and among populations of the allotetraploid *Prunus spinosa* L. Theoretical and Applied Genetics 100:1304-1310

Mohanty A, Martín JP, Aguinagalde I (2002) Population genetic analysis of European *Prunus spinosa* (*Rosaceae*) using chloroplast DNA markers. American Journal of Botany 89:1223-1228

Reynders-Aloisi S, Grellet F (1994) Characterisation of the ribosomal DNA units in two related *Prunus* species (*P. cerasifera* and *P. spinosa*). Plant Cell Reports 13:641-646

Ruiz J (1989) Cultivo del endrino (*Prunus spinosa* L.) en Navarra. Navarra Agraria 44:5-8 (online URL <http://www.grn.es/fl/public/a10.htm>)

Seeley SD, Damavandy H (1985) Response of seed of seven deciduous fruits to stratification temperatures and implications for modelling. Journal of The American Society for Horticultural Science 110:726-729

Suszka B, Muller C, Bonnet-Masimbert M (1994) Graines des feuillus forestiers, de la recolte au semis. INRA, Paris

Yeboah Gyan K, Woodell SRJ (1987) Flowering phenology, flower colour and mode of reproduction of *Prunus spinosa* L. (Blackthorn), *Crataegus monogyna* Jacq. (Hawthorn), *Rosa canina* L. (Dog Rose) and *Rubus fruticosus* L. (Bramble) in Oxfordshire, England. Functional Ecology 1:261-268

Rubus ulmifolius Schott

EN: elm-leaf blackberry
EL: βάτος
ES: zarzamora
FR: ronce (commune)
IT: rovo
PT: silva

Rosaceae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Oeste de Asia, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia, (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania,

Grecia (incl. Creta), Turquía, Túnez, Argelia, Marruecos

La zarza crece en claros y orlas de bosques, en matorrales húmedos, en setos en bordes de caminos y lindes de cultivos, en barrancos y márgenes de ríos. Es indiferente al sustrato y prefiere un clima templado cálido.

Rasgos de diagnóstico

Rubus ulmifolius es un arbusto espinoso, semicaducifolio. Es una de las pocas especies europeas del género que se reproduce sexualmente y es diploide. Algunos de los caracteres diagnóstico son: turiones de color violeta oscuro, pruinosos; hojas alternas, compuestas por 5 folíolos, blanco tomentosas en el envés (con pelos estrellados); estípulas lineares y cara superior de los pe-

ciolos sulcada solo en su mitad basal; pétalos lisos, de color rosado, a veces blanco. Produce abundantes drupas de color negro brillante. No obstante, es una especie muy polimórfica, particularmente en rasgos tales como la forma de las hojas, la ramificación de la inflorescencia o el color de los pétalos.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ hermafroditismo	■ flores rosadas, a veces blancas, agrupadas en cimas ■ de mayo a agosto	■ entomófila	■ polidrupa negra, brillante ■ unos 10 mm	■ de agosto a noviembre ■ dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

En ocasiones resulta difícil identificar las especies del género *Rubus*. Dentro de *Rubus ulmifolius* se han incluido numerosos táxones debido a su gran polimor-

fismo, tanto por su plasticidad fenotípica como por su facilidad para dar lugar a híbridos poco estables.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ desde finales de verano hasta el otoño■ recolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ peso de semillas / kg fruto: 255 g■ pureza: 60-98 %	<ul style="list-style-type: none">■ 2-3 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 4-8 %■ envase hermético

Existen grandes diferencias entre y dentro de individuos en las características de los frutos, desde frutos

grandes con pocas semillas a pequeños frutos con muchas semillas (Jordano, 1982).

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">■ estratificación en frío (12-16 semanas)■ estratificación en caliente (8-12 semanas) + estratificación en frío (8-12 semanas)	<ul style="list-style-type: none">■ 30 °C / 15 °C; 25 °C / 10 °C■ luz (12 h/día)	<ul style="list-style-type: none">■ 65 %

Las semillas de la zarzamora germinan con dificultad debido a su dura cubierta. En otras especies de *Rubus* se han obtenido buenos resultados aplicando un tratamiento de escarificación previo a la estratificación en frío. Moore *et al.* (1994) y Peacock y Hummer (1996)

emplean ácido sulfúrico concentrado. Sin embargo, Campbell *et al.* (1988) logran los mejores resultados efectuando la escarificación manualmente o tratando las semillas con una solución de hipoclorito sódico al 15 % durante 18 horas.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ó 2/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ 1 a 3 meses

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ de raíz		40 cm	primavera	sin
■ semileñosa	basal o media	1 - 2	junio-agosto	0,5 ‰

La forma más común de propagar la mayoría de las especies del género *Rubus* es mediante estaquillas de raíz. Las estaquillas semileñosas se pueden obtener de plantas madre o de brotes de estaquillas de raíz. En el caso de emplear plantas madre, las estaquillas deben proceder de tallos cortos, ya que son más vigorosas y forman mejores raíces que las obtenidas de tallos muy largos (Busby y Himelrick, 1999). Se debe estaquillar

bajo niebla y en sustrato aireado. También es posible, pero no muy común, emplear estaquillas leñosas (Zimmerman *et al.*, 1980).

Existen diversos ensayos de propagación *in vitro* del género *Rubus*. La regeneración se hace a partir de meristemos (Bromme y Zimmerman, 1978; Ferradini *et al.*, 1997) o explantos de hoja (Graham *et al.*, 1997; Jun *et al.*, 2006).

Bibliografía

Bibliografía general

Heslop-Harrison Y (1968) *Rubus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Monasterio-Huelin E (1998) *Rubus* L. En: Muñoz Garmendia F, Navarro C (eds). Flora Ibérica. Vol 6. CSIC, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Broome OC, Zimmerman RH (1978) In vitro propagation of blackberry. HortScience 13:151-153

Busby AL, Himelrick DG (1999) Propagation of blackberries (*Rubus* spp.) by stem cuttings using various IBA formulations. Proceedings of the Seventh International *Rubus Ribes* Symposium 505:327-332

Campbell PT, Erasmus DJ, van Staden J (1988) Enhancing seed germination of sand blackberry. HortScience 23:560-561

Ferradini N, Effati M, Standardi A (1997) Propagazione in vitro di alcuni genotipi di *Rubus*. Italus Hortus 4:3-8

Graham J, Iasi L, Millam S (1997) Genotype-specific regeneration from a number of *Rubus* cultivars. Plant Cell Tissue and Organ Culture 48:167-173

Jordano P (1982) Migrant birds are the main seed dispersers of blackberries in southern Spain. Oikos 38:183-193

Jun WY, Ming X, Hua JG, Bo SC, Qin ZH, Le HP (2006) In vitro organogenesis and plant regeneration from leaves of blackberry (*Rubus occidentalis*). Journal of Fruit Science 23:468-470

Moore JN, Brown GJ, Lundergan C (1974) Effect of duration of acid scarification on endocarp thickness and seedling emergence of blackberries. HortScience 9:204-205

Peacock DN, Hummer KE (1996) Pregermination studies with liquid nitrogen and sulphuric acid on several *Rubus* species. HortScience 31:238-239

Zimmerman RH, Galletta GJ, Broome OC (1980) Propagation of thornless blackberries by one-node cuttings. Journal of the American Society for Horticultural Science 105:405-4077



Salix alba L.



Distribución y Ecología

Los sauces más comunes en la región mediterránea europea son especies que se encuentran en riberas de ríos y zonas húmedas, en suelos muy variados. Soportan bien las fluctuaciones de nivel de agua por lo que suelen mantenerse de manera permanente en las orillas de los cauces, y se comportan como pioneras por su facilidad de propagación vegetativa y su capacidad de enraizamiento después de haber sido descalzadas por crecidas e inundaciones periódicas. Entre las especies incluidas, *S. fragilis* y *S. triandra* están presentes en la región mediterránea, pero son más frecuentes en otras zonas más frescas de su área de distribución. Asimismo, *S. atrocinerea*, y *S. eleagnos* son especies con tendencia a desarrollarse en con-

diciones más frescas que *S. purpurea*, *S. salviifolia* y *S. pedicellata*, siendo estas dos últimas las más termófilas, con distribución estrictamente mediterránea. Los sauces crecen en suelos de reacción básica a neutra; no obstante, algunas especies muestran claras preferencias, como la calcícola *S. eleagnos*, *S. salviifolia*, por sustratos ácidos o por suelos de reacción neutra en el caso de *S. fragilis* y *S. purpurea*. *S. atrocinerea* evita los suelos salinos, mientras que *S. alba* tolera cierta salinidad.

La distribución de los sauces de ribera presentes en la región mediterránea europea se puede consultar en los anexos.

Rasgos de diagnóstico

Los sauces son árboles o arbustos con hojas alternas, raramente opuestas, caducas y con pecíolo corto. Las yemas invernantes están recubiertas por una sola escama. Existen grandes variaciones morfológicas a nivel intraespecífico, particularmente en lo que se refiere a las

estructuras vegetativas, por lo que la determinación puede resultar compleja en individuos jóvenes o fuera de la época de floración. Los rasgos que permiten diferenciar a las especies riparias con distribución en la región mediterránea se pueden consultar en los anexos.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ dioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores agrupadas en amentos ■ de enero a marzo, de febrero a abril, de marzo a mayo (de más a menos termófilas) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ entomófila y anemófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ cápsula ■ 2-4 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de marzo a junio, uno a dos meses después de la floración ■ dispersión por el viento

Aunque las flores de los sauces producen néctar, se ha demostrado que también pueden ser polinizadas por el viento. La efectividad de la polinización anemófila pa-

rece ser muy variable entre especies, asociada posiblemente a características morfológicas de los amentos y de las flores femeninas (Karrenberg *et al*, 2002).

Variación e Hibridación

Dentro del género *Salix*, la dioecia, la variación morfológica a nivel de especie y la relativa frecuencia de hibridación natural, incluso dando lugar a descendencia fértil, hacen que, en muchas ocasiones, sea complejo establecer límites taxonómicos y asignar un individuo a una especie u otra. Así, *S. amplexicaulis* es una especie muy próxima a *S. purpurea*, y solo se diferencia de ésta por rasgos morfológicos relativos a las hojas. *Salix atrocinerea* es una especie muy variable morfológicamente que puede hibridarse con los sauces de clima más fresco, como *S. aurita* o *S. caprea*, o con su variante *S. cinerea* L. en las zonas de contacto y de la que se distingue por la coloración rojiza de los pelos de sus hojas. *S. purpurea* se hibrida frecuentemente con *S. viminalis* y *S. salviifolia* podría hacerlo con *S. pedicellata* en algún punto de su distribución.

Otra situación compleja es el caso de *S. x rubens*, especie que comprende los híbridos entre *Salix alba* y *Salix fragilis*. Los individuos de este híbrido se discriminan genéticamente en dos grupos, cada uno de ellos similar a una de las dos especies parentales, correspondiéndose o no con asignaciones efectuadas teniendo en cuenta rasgos morfológicos (Triest *et al.*, 2000; De Cock *et al.*, 2003). No obstante esta posibilidad de hibridación, la similitud genética a una u otra especie sería la consecuencia de una baja afinidad genómica entre las especies parentales, lo que llevaría a un bajo potencial de recombinación, previniendo su introgresión (Barcaccia *et al.*, 2003).

Otro ejemplo de variación en los sauces es el reconocimiento de subespecies en *Salix alba*, *S. triandra* y *S. purpurea*.

Algunas especies han sido muy difundidas por el hombre en el pasado debido a su empleo en cestería y es posible que se hayan naturalizado en muchas zonas de Europa; éste podría ser el caso de algunas poblaciones de *Salix fragilis* y *S. triandra*. Existen numerosas variedades ornamentales e, incluso, híbridos producto de cruces artificiales entre especies (Newsholme, 1992). Además, en la región mediterránea se han introducido otros táxones, ya sea como ornamentales (la más común, *S. babylonica*), ya por su uso en cestería (*S. viminalis* L., *S. eriocephala* Michx.). No se recomienda el empleo de este tipo de materiales en revegetaciones y restauraciones.

A pesar de que los sauces se reproducen fácilmente por vía vegetativa, son especies que se dispersan por el viento y, secundariamente por agua, aprovechando las avenidas primaverales, por lo que es esperable cierta variación intrapoblacional y flujo génico entre poblaciones. Por ello, a la hora de recolectar frutos o estaquillas de poblaciones próximas no sería necesario identificarlos como lotes diferentes. No obstante, ha de tenerse en cuenta que las poblaciones pueden ser menos variables en cuencas con alteración del régimen natural de los caudales, que promueve la regeneración vegetativa de las poblaciones en los momentos de inundación fuera de época (Basroum, 2002), o que aumenta su aislamiento genético por una reducción del flujo génico entre las mismas (Lascoux *et al.*, 1996).

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> de marzo a junio, variable según la especie y el sitio recolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga 	<ul style="list-style-type: none"> secuencia de frutos dehiscentes pureza: 60-70 % 	<ul style="list-style-type: none"> 0,06-0,08 g (<i>S. alba</i>), 0,14 g (<i>S. fragilis</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> T: -18 °C CH: 6-8 % envase hermético

La recolección debe realizarse cuando las cápsulas maduran y toman un color pardo amarillento y los penachos de pelos de las semillas empiezan a asomar, para lo cual es necesario un control frecuente en campo, ya que las semillas son dispersadas por el viento en un breve período de tiempo. Una vez recolectados los frutos, se dejan secar a temperatura ambiente durante 1 ó 2 días para su apertura. No es necesario eliminar los penachos de pelos que recubren las semillas, aunque pueden separarse por cribado en malla fina, aplicando aire

comprimido. Los procesos de limpieza y acondicionamiento deben efectuarse en menos de una semana, ya que las semillas pierden rápidamente su viabilidad si se las mantiene en condiciones normales de temperatura y humedad. En el caso de que no se utilicen inmediatamente, las semillas pueden conservarse en recipientes herméticos a 4 °C durante un mes; para conservarlas durante más tiempo (3-5 años), se debe controlar su contenido de humedad y mantener en recipientes herméticos por debajo de 0 °C (Maroder *et al.*, 2000).

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> sin tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> 20 °C a 25 °C 	<ul style="list-style-type: none"> 90-95 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> primavera, sin tratamiento, inmediatamente después de la recolección 	<ul style="list-style-type: none"> raíz desnuda: perímetro hasta 6-8 cm o altura total hasta 100-150 cm alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 contenedor 3,5 l: 1/1 	<ul style="list-style-type: none"> 12-24 h después de la siembra

No se debe cubrir las semillas, ni presionarlas sobre el sustrato en el momento de la siembra. Las plántulas son muy delicadas y sensibles a la sequía durante el primer mes. Cuando las plantas se producen en envase,

se puede sembrar en contenedor pequeño (volumen menor a 70-75 cm³). Una vez que las plántulas se han establecido en estos pequeños envases pueden ser extraídas y trasplantadas a los envases de crecimiento.

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ leñosa	indiferente	30 - 50 cm	diciembre a marzo	sin

Los sauces de ambientes de ribera son, generalmente, de fácil propagación vegetativa. Chmelar (1974) establece dos grupos de sauces de acuerdo con la forma de enraizamiento: en el tipo más común las raíces se forman de manera difusa a lo largo de prácticamente todo el tallo, como ocurre en *S. alba*, *S. purpurea* o *S. eleagnos*; otras especies sólo forman raíces en la base, como *S. atrocinerea* (Vieitez y Peña, 1968). En los sauces es posible utilizar material de más de un año y calibres superiores a los 20 mm. El material puede almacenarse durante dos meses a -4 °C sin problemas (Chmelar, 1974; Volk *et al.*,

2004). En las especies que arraigan con facilidad es posible utilizar mini-estacillas (8-13 mm de grosor y 8 cm de largo) y enraizar directamente en alvéolo forestal (Dumroese *et al.*, 2003; Mathers, 2003). También es viable estacillar material semileñoso en verano en condiciones de alta humedad relativa (Newsholme, 1992).

Existen múltiples experiencias de micropropagación del género *Salix*. La regeneración es posible a partir de meristemos (Chung y Carrasco, 2001) o yemas axilares (Bergmann *et al.*, 1985)

Bibliografía

Bibliografía general

Blanco P (1993) *Salix* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora ibérica. Vol. 3. CSIC, Madrid

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Christensen K.E (1997) *Salix* L. En: Strid A, Tan K (eds). Flora Hellenica. Vol 1. Koeltz Scientific Books, Königstein

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Rechinger KH, Akeroyd JR (1964) *Salix* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Barcaccia G, Meneghetti S, Albertini E, Triest L, Lucchin M (2003) Linkage mapping in tetraploid willows: segregation of molecular markers and estimation of linkage phases support

an allotetraploid structure for *Salix alba* x *Salix fragilis* interspecific hybrids. Heredity 90:169-180.

Basroum N (2002) Relative contribution of sexual and asexual regeneration strategies in *Populus nigra* and *Salix alba* during the first years of establishment on a braided gravel bed river. Evolutionary Ecology 15:255-279

Bergman L, Von Arnold S, Eriksson T (1985) Effects of N6-benzyladenine on shoots of five willow clones (*Salix* spp.) cultured in vitro. Plant Cell Tissue and Organ Culture 4:135-144

Chmelar J (1974) Propagation of willows by cuttings. New Zealand Journal of Forestry Science 4:185-190

Chung P, Carrasco B (2001) Micropropagation of *Salix* spp. for foliate meristems. Report of the 21st session of the International Poplar Commission and 40th session of its Executive Committee, 24-28 September 2000, Portland

De Cock K, Lybeer B, Vander Mijnsbrugge K, Zwaenepoel A, Van Peteghem P, Quataert P, Breyne P, Goetghebeur P, Van Slycken J (2003) Diversity of the willow complex *Salix alba* - *S. x rubens* - *S. fragilis*. Silvae Genetica 52:148-153

Dumroese RK, Wenny DL, Morrison SJ (2003) Propagation protocol for container willows and poplars using mini-cuttings. Native Plants Journal 4:137-139

Karrenberg S, Kollmann J, Edwards PJ (2002) Pollen vectors and inflorescence morphology in four species of *Salix*. Plant Systematics and Evolution 235:181-188

Lascoux M, Thorsén J, Gullberg U (1996) Population structure of a riparian willow species, *Salix viminalis* L. Genetical Research, Cambridge 68:45-54

Maroder HL, Prego IA, Facciuto GR, Maldonado SB (2000) Storage behaviour of *Salix alba* and *Salix matsudana* seeds. *Annals of Botany* 86:1017-1021

Mathers T (2003) Propagation protocol for bareroot willows in Ontario using hardwood cuttings. *Native Plants Journal* 5:134-136

Newsholme C (1992) *Willows. The genus Salix*. Timber Press, Portland

Triest L, De Greef B, De Bondt R, Van Slycken J (2000) RAPD of controlled crosses and clones from the field suggests that hy-

brids are rare in the *Salix alba*-*Salix fragilis* complex. *Heredity* 84:555-563

Vieitez E, Peña J (1968) Seasonal Rhythm of Rooting of *Salix atrocinerea* cuttings. *Physiologia Plantarum* 21:544-555

Volk TA, Ballard B, Robison DJ, Abrahamson LP (2004) Effect of cutting storage conditions during planting operations on the survival and biomass production of four willow (*Salix* L.) clones. *New Forests: International Journal on the biology, biotechnology and management of afforestation and reforestation* 28:63-78

Sambucus nigra L.

EN: common elder

Caprifoliaceae

EL: κουφοξυλιά

ES: saúco

FR: sureau noir

IT: sambuco

PT: sabugueiro



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España, Francia, (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Túnez, Argelia, Marruecos

El rango de distribución natural de la especie es difícil de precisar debido a que el saúco ha sido ampliamente cultivado por sus frutos.

Sambucus nigra se encuentra como pies dispersos en bordes de bosques húmedos, asociados a matorrales espinosos de hoja caduca y, en ambientes mediterráneos, en valles y vaguadas fuera del área ribereña o asociado a cursos de agua permanente. Es indiferente a la naturaleza mineral del sustrato, requiriendo suelos sueltos y húmedos, creciendo bien en suelos eutróficos y perturbados. Puede rebrotar de cepa.

Rasgos de diagnóstico

El saúco es un arbusto o arbolillo de hoja caduca que puede alcanzar los 10 m de altura. La médula de tallos y ramas es ancha, blanca y esponjosa. Las hojas son opuestas, compuestas por 3 a 9 folíolos elípticos, ovados u ovado-lanceolados, generalmente asimétricos en

la base, y con margen serrado. Se diferencia fácilmente de *Sambucus racemosa* porque en éste el fruto es de color rojo y sus inflorescencias son de tipo racimoso, con flores más pequeñas de color verdoso, además de que este último requiere climas más frescos y húmedos.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ hermafroditismo	■ flores pequeñas, blancas o cremosas, agrupadas en corimbos ■ de abril a julio	■ entomófila	■ drupa globosa, negra ■ 6-8 mm	■ de agosto a septiembre ■ dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en este taxon.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">de agosto a octubrerecolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga	<ul style="list-style-type: none">secuencia de frutos carnosospeso de semillas / kg fruto: 35-110 gpureza: 98-99 %	<ul style="list-style-type: none">2-3 g	<ul style="list-style-type: none">T: 4 °CCH: 4-8 %envase hermético

El saúco suele fructificar de manera abundante todos los años; no obstante, en años con condiciones climáticas adversas o en individuos que crecen a la sombra la producción puede ser baja. La proporción de

frutos con semilla viable es variable entre individuos, ya que se puede producir tanto partenocarpia como aborto del embrión (Bolli, 1994; Atkinson y Atkinson, 2002).

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">estratificación en caliente (6-12 semanas) + estratificación en frío (12 semanas)estratificación en frío (12 semanas) + congelación (1 día)	<ul style="list-style-type: none">30 / 15 °C; 20 / 10 °Cluz (14 h/día)	<ul style="list-style-type: none">45-85 %

Las semillas de saúco muestran dormición morfofisiológica; en el momento de maduración de los frutos, el embrión no está totalmente desarrollado y necesita un período de estratificación en caliente para elongar y un período de estratificación en frío para que la semilla

germine. La fase de estratificación en caliente puede ser sustituida por la aplicación de una solución de ácido giberélico a una concentración de 1.000 mg/l (Hidayati *et al.*, 2000).

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">inicios de otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">alvéolo forestal 300 cm³: 1/0contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">en la primera primavera y se puede completar en la segunda primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	indiferente	10 cm	abril-septiembre	sin
■ leñosa, con talón	basal	15 cm	invierno	sin

El saúco se propaga muy fácilmente por estacilla, incluso a partir de individuos adultos (Good y Bellis, 1978; Legind y Kaak, 2002). Las estaquillas semileñosas se pueden obtener prácticamente de toda la planta, pero deben recolectarse antes de estar muy lignificadas y que comience a formarse la médula esponjosa (Sandrap, 2000). Es conveniente dejar las hojas en el entrenudo superior ya que mejora la calidad de la planta obtenida (Ventrella *et al.*, 1998). Se recomienda esta-

quillar bajo niebla (Gupta, 1994). En el caso de emplear material leñoso, las estaquillas deben cortarse con talón para que la médula esponjosa no quede al descubierto en la base (Legind y Kaak, 2002).

La regeneración *in vitro* del saúco es posible y se lleva a cabo a partir de segmentos internodales (Brassard *et al.*, 2004).

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Ferguson IK (1976) *Sambucus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 4. Cambridge University Press, Cambridge

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Ruiz Téllez T, Devesa JA (2007) *Sambucus* L. En: Castroviejo S (coord). Flora Ibérica. Vol 15. CSIC, Madrid

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografía específica

Atkinson MD, Atkinson E (2002) *Sambucus nigra* L. Journal of Ecology 90:895-923

Bolli R (1994) Revision of the genus *Sambucus*. Dissertationes Botanicae 223:1-227

Brassard N, Richer C, Charlebois D (2004) Micropropagation of elderberry (*Sambucus nigra* ssp. *canadensis*). Agriculture and Agri-Food Canada/ Horticulture Research and Development

Centre. (online URL <http://www.cshs.ca/brassard/200407Micropropagationelderberryv3files/slide0001.htm>)

Good JE, Bellis JA, Munro RC (1978) Clonal variation in rooting of softwood cuttings of woody perennials occurring naturally on derelict land. International Plant Propagators Society Combined proceedings 28:192-201

Gupta VN (1994) Effect of growth regulators on rooting in *Sambucus nigra* L. semi-hardwood cuttings under intermittent mist. Horticultural Journal 7:145-149

Hidayati SN, Baskin JM, Baskin CC (2000) Morphophysiological dormancy in seeds of two North American and one Eurasian species of *Sambucus* (*Caprifoliaceae*) with underdeveloped spatulate embryos. American Journal of Botany 87: 1669-1678

Legind E, Kaack K (2002) Propagation of elder. Gron Viden, Havebrug 143

Sandrap A (2000) La culture des sureaux (Elder). Fruit Belge 68:130-132

Ventrella MC, Alves LOLR, Garcia VB, Amaral JP, Buim ARG (1998) Efeito das folhas e do tipo de estaca no desenvolvimento do sistema radicular em estacas de sabugueiro (*Sambucus nigra* L.). UNIMAR Ciências 7:81-85



Tamarix gallica L.



Distribución y Ecología

Los tarayes son especies propias de climas áridos y semiáridos, pero que requieren humedad edáfica temporal procedente de agua superficial o de la capa freática. Se encuentran en riberas de ríos con diferentes regímenes hídricos, desde cursos de agua permanente hasta ramblas, en depresiones húmedas y arenas litorales, distribuyéndose en pies dispersos o dando lugar a formaciones continuas en función de la disponibilidad de agua. *Tamarix boveana*, *T. canariensis* y *T. dalmatica* toleran muy bien la salinidad, y pueden encontrarse en bordes de ma-

rismas y saladares húmedos interiores y costeros. *T. canariensis*, *T. africana*, *T. tetrandia* y *T. smyrnensis* soportan relativamente bien el frío, por lo que su distribución se adentra en ambientes más continentales.

En los anexos se incluye la distribución de las especies de *Tamarix* que se pueden encontrar en la región mediterránea europea. Los mapas de los tarajes del este del Mediterráneo deben ser tomados como una aproximación debido a la falta de información precisa sobre su distribución.

Rasgos de diagnóstico

Los tarayes son arbustos muy ramosos, con hojas pequeñas con apariencia de escamas y con glándulas secretoras de sal. La taxonomía de este género es bastante compleja debido a que sus miembros muestran muy pocos caracteres externos distintivos de fácil visualización. Normalmente, los rasgos que se usan como diagnóstico están relacionados con la morfología de sus pequeñas flores, particularmente el androceo y las brácteas que subtenden las flores (ver las tablas de caracteres de diagnóstico en los anexos), por lo que resulta difícil adscribir individuos a determinadas especies si no se encuentran en época de floración.

Las inflorescencias de *Tamarix* pueden formarse en el crecimiento del año (inflorescencia estival) o en crecimientos de años anteriores (inflorescencia invernal); sin embargo, este rasgo no puede ser usado como carácter de diagnóstico, ya que existe una gran influencia de las condiciones climáticas tanto del sitio como del año. Las flores pueden ser tetrámeras o pentámeras; no obstante, en algunas especies el número de piezas

florales no sirve como rasgo discriminador único, ya que puede ser inconstante.

La dificultad de asignar individuos a determinadas especies teniendo en cuenta rasgos morfológicos, como ocurre entre *Tamarix gallica* y *T. canariensis*, es corroborada mediante técnicas moleculares. Así, Gaskin y Schaal (2003) no logran distinguir entre ambas especies empleando dichas técnicas, posiblemente debido a que resultan ser el mismo taxon o porque ambas especies se estén entrecruzando. También resulta difícil distinguir morfológicamente estas dos especies de las formas estivales de *T. africana* (Baum, 1978).

Se cultivan como ornamentales algunas especies del género de origen asiático, como *T. ramosissima* que puede ser confundida con *T. smyrnensis* (Baum, 1978), que no deben ser empleadas en restauraciones, ya que pueden hibridarse con las autóctonas; de hecho, existen indicios de hibridación entre la especie mencionada y *T. canariensis* o *T. gallica* (Gaskin y Schaal, 2003).

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas o rosadas, agrupadas en racimo de marzo a junio, algunas especies a veces también en otoño 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila 	<ul style="list-style-type: none"> cápsula de 2 a 8 mm 	<ul style="list-style-type: none"> de mayo a agosto, algunas especies también en otoño dispersión por el viento

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en poblaciones naturales de las especies de *Tamarix* incluidas.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> de mayo a agosto, a veces en otoño recolección manual desde el suelo 	<ul style="list-style-type: none"> secuencia de frutos dehiscentes 	<ul style="list-style-type: none"> 0,03-1 g (<i>T. gallica</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> T: -18 °C envase hermético

La propagación sexual de los tarajes no es habitual en la producción de plantas ya que se reproducen fácilmente de manera vegetativa. La recolección debe realizarse cuando las cápsulas maduran. Los amentos se disponen en bandejas para permitir que los frutos se abran completamente. Sus pequeñas semillas son de

difícil manejo, por lo que no es necesario separarlas de las cápsulas abiertas. Las semillas pierden rápidamente viabilidad a temperatura ambiente, pero pueden ser conservadas durante 1 ó 2 años si se mantienen a baja temperatura por debajo de 0 °C.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> sin tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> 20 °C a 25 °C luz 	<ul style="list-style-type: none"> 80-90 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">■ primavera, sin tratamiento, inmediatamente después de la recolección	<ul style="list-style-type: none">■ raíz desnuda: perímetro hasta 4-6 cm o altura total hasta 100-150 cm■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0■ contenedor 3,5 l: 1/1	<ul style="list-style-type: none">■ 24 h después de la siembra

El crecimiento inicial de las plántulas es muy lento. El sustrato debe mantenerse siempre húmedo durante el desarrollo de la plántula; una vez establecidas, pueden soportar sequías severas. Cuando las plantas se producen en envase, se puede sembrar en contenedor pe-

queño (volumen menor a 70-75 cm³). Una vez que las plántulas se han establecido en estos pequeños envases pueden ser extraídas y trasplantadas a los envases de crecimiento.

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none">■ leñosa	indiferente	20 - 30 cm	invierno	sin

Es posible usar mini-estacillas (8-13 mm de diámetro y 8 cm de longitud) directamente en alvéolo forestal.

Bibliografía

Bibliografía general

Baum BR (1968) *Tamarix* L. En: Tutin, TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Cirujano S (1993) *Tamarix* L. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 3. CSIC, Madrid

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Bibliografía específica

Baum BR (1978) The genus *Tamarix*. The Israel Academy of Sciences and Humanities. Central Press, Jerusalem

Gaskin JF, Schaal BA (2003) Molecular phylogenetic investigation of U.S. Invasive *Tamarix*. Systematic Botany 28:86-95

Ulmus minor Mill.

EN: common elm, field elm
EL: φτελιά, καραγάτσι
ES: olmo común, álamo negro
FR: orme champêtre, ormeau
IT: olmo campestre, olmo comune
PT: negrilho, ulmeiro

Ulmaceae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Turquía, Chipre, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

El olmo es un elemento típico del bosque de ribera mediterráneo, donde forma rodales o se distribuye como pies más o menos dispersos en la zona con nivel freático más profundo o con menor aporte hídrico durante el verano, en contacto con la vegetación zonal. Prefiere suelos frescos, profundos y ricos en bases. Es común verlo cultivado, en bordes de caminos, acequias o asociados a construcciones rurales.

Rasgos de diagnóstico

Árbol caducifolio que puede alcanzar una gran talla (25-30 m). Las hojas son oval-lanceoladas a suborbiculares, con ápice muy agudo y asimétricas en la base, con el lóbulo basal más corto que el peciolo y el margen irregularmente dentado. La semilla se sitúa en el

tercio superior de la sámara. No debe confundirse con el asiático *Ulmus pumila*, muy difundido en jardinería por su resistencia a la grafiosis. Las hojas de esta última especie son muy poco asimétricas y su margen está provisto de dientes simples.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
■ androdioecia	■ flores inconspicuas, agrupadas en glomérulos ■ de febrero a abril, antes del desarrollo de las hojas	■ anemófila ■ autoincompatible	■ sámara ■ hasta 20 x 17 mm	■ de marzo a abril ■ dispersión por el viento

Ulmus minor se reproduce naturalmente por semilla y por rebrote de raíz. Los genotipos con flores femeninas estériles tienden a formar una gran cantidad de frutos

vanos, tanto por falta de polinización como por aborto de las semillas (López-Almansa y Gil, 2003).

Variación e Hibridación

Esta especie ha sido muy difundida en el pasado, por lo que en muchas ocasiones resulta difícil determinar si se trata de poblaciones autóctonas o naturalizadas. Algunos autores dudan de su carácter nativo en algunas áreas septentrionales de su distribución actual (Richens y Jeffers, 1985). Por otra parte, estudios efectuados mediante técnicas moleculares parecen confirmar la propagación masiva en España y Gran Bretaña de un clon estéril de la variedad *vulgaris*, de crecimiento muy rápido, pero particularmente sensible a la grafiosis. Esta expansión podría haberse debido a los romanos que utilizaron ejemplares de este clon como soporte para el cultivo de la vid (Gil *et al.*, 2004). También hay evidencias de que tanto *Ulmus plotii* Druce (= *U. minor* Mill. var. *lockii* (Druce) Richens) como *Ulmus angustifolia* (Weston) Weston (= *U. minor* Mill. subsp. *angustifolia* (Weston) Stace) resultan ser variedades difundidas en Gran Bretaña por su singularidad en determinados rasgos morfológicos y fácil propagación vegetativa (Coleman *et al.*, 2000; Hollingsworth y Armstrong, datos no publicados - citados en Coleman *et al.*, 2000).

A pesar de haber sido empleado de manera intensiva, el olmo común muestra un patrón geográfico de variación genética, de acuerdo con resultados obtenidos empleando técnicas moleculares. Este patrón es reflejo, posiblemente, de eventos históricos naturales relacionados con diferentes refugios durante las glaciaciones, vías de migración y aislamiento genético (Collin *et al.*, 2002). La diferenciación geográfica también se ve reflejada en el comportamiento diferencial entre clones procedentes de diferentes latitudes y altitudes para caracteres de importancia adaptativa, como puede ser la fenología (Ghelardini *et al.*, 2006). Los análisis efectuados mediante técnicas moleculares en poblaciones españolas aparentemente naturales, no formadas por ejemplares del mencionado clon no autóctono de la variedad *vulgaris*, muestran cierta variación genética, y por lo tanto, la existencia de mecanismos de propagación sexual en la dinámica de dichas poblaciones (Fuentes-Utrilla, com.pers).

La grafiosis, enfermedad transmitida por varios escolítidos, ha arrasado numerosas poblaciones e individuos en toda el área de distribución de la especie, dando lugar a la desaparición de la mayoría de los olmos adultos, y permaneciendo las poblaciones en forma de brotes jóvenes, que mueren una vez alcanzado cierto tamaño. A esto se suma la secular destrucción de sus poblaciones, por ocupar un hábitat de ribera particularmente fértil para el cultivo. Por ello, la conservación

de esta especie es considerada como prioritaria en varios países europeos

Existen en el mercado algunos híbridos de *Ulmus minor* con especies asiáticas y americanas resistentes a la grafiosis, así como también algún que otro genotipo de la especie que ha mostrado resistencia en diferentes planes de selección. Se ha ensayado con éxito la transformación genética de genotipos de la variedad *vulgaris*, cuya resistencia a la grafiosis se está valorando (Gartland *et al.*, 2005).

El uso de esta especie en restauraciones y forestaciones puede ser controvertida, por lo que hay que tomar una serie de precauciones. La primera de ellas es que el material que se maneje debe estar libre de la enfermedad; en segundo lugar, las nuevas plantaciones que se efectúen no deben comprometer la supervivencia y características de las posibles poblaciones naturales que pudieran estar en las inmediaciones de la zona de actuación. Por ello, y de acuerdo con los conocimientos actuales y con el objetivo de promover la conservación de la especie, se aconseja tener en cuenta las siguientes recomendaciones:

- emplear en lo posible materiales procedentes de poblaciones o ejemplares con signos de autoctonía, localizados en bosques de ribera, y que no muestren síntomas de grafiosis. No obstante, el uso de materiales no testados en ningún caso es garantía de resistencia;
- evitar el uso del clon de la variedad *vulgaris* susceptible a la grafiosis, masivamente propagado desde antiguo en algunos países y zonas vitivinícolas; fomentando el empleo de otras variedades. Si no es posible la identificación genética, la producción de semillas puede ser un rasgo diferenciador, ya que el mencionado clon susceptible es estéril;
- elegir la vía vegetativa en vez de la propagación por semilla cuando existen ejemplares de *U. pumila* o híbridos con esta especie en las proximidades de la zona de recolección, ya que *U. minor* puede ser introgrida por la especie asiática;
- cundo no existe otra opción que recolectar en poblaciones con individuos con síntomas de grafiosis, procurar recoger semillas, ya que el material vegetativo podría estar afectado
- fomentar la variación genética de los lotes, dando preferencia a las recolecciones de pocos pies por población en muchas poblaciones, particularmente cuando se sospecha que los individuos, por su homogeneidad fenotípica, pueden ser un mismo genotipo;

debido a la existencia de variedades con distribución localizada en ciertas áreas y la estimación de cierto patrón geográfico en la variación genética de esta especie, es recomendable no efectuar transferencias de materiales a grandes distancias; el empleo de materiales modificados genéticamente deberá considerarse en función de su esterilidad o de su comportamiento invasor;

por último, si existen poblaciones con buen estado sanitario en las inmediaciones de la zona que se ha de restaurar, valorar si el establecimiento de otras nuevas podría tener un impacto negativo, ya que podrían actuar como "puente" entre poblaciones enfermas y sanas.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> de abril a mayo con herramientas con pértiga o vareando las ramas 	<ul style="list-style-type: none"> secuencia de frutos que se siembran directamente pureza: 85-98 % 	<ul style="list-style-type: none"> 6-8 g (sámara) 	<ul style="list-style-type: none"> T: -13 °C a 0 °C CH: 2-7 % envase hermético

Las semillas de olmo pierden rápidamente viabilidad en condiciones normales de temperatura y humedad. En

lotes pequeños se puede separar manualmente las semillas llenas de las vanas, por inspección visual.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> sin tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> 20 °C 	<ul style="list-style-type: none"> 10-50 %

Para la germinación de semillas en condiciones controladas se puede eliminar manualmente el ala de las sámaras.

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> primavera, sin tratamiento, inmediatamente después de la recolección 	<ul style="list-style-type: none"> raíz desnuda: 40 g/m²; perímetro hasta 6-8 cm o altura total hasta 100-150 cm alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 contenedor 3,5 l: 1/1 	<ul style="list-style-type: none"> 1 a 2 semanas después de la siembra

Cuando las plantas se producen en envase, se puede sembrar en contenedor pequeño (volumen menor a 70-75 cm³). Una vez que las plántulas se han establecido

en estos pequeños envases pueden ser extraídas y trasplantadas a los envases de crecimiento.

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ de raíz		5 - 8 cm	primavera temprana	sin
■ semileñosa	basal o media	10 - 15 cm	junio-julio	0,5 %

El olmo común se propaga muy fácilmente mediante segmentos de raíz y, con cierta facilidad, cuando se emplean estaquillas semileñosas (Kobert, 1979). Las estaquillas de raíz no deben superar los 15 mm de diámetro. Las estaquillas semileñosas deben enraizarse en ambiente con alta humedad relativa, ya que las hojas del olmo son especialmente sensibles a la desecación (Mitterpergher *et al.*, 1992). El material leñoso recolectado en invierno y estaquillado con calefacción basal llega a formar raíces, pero presenta tasas de supervivencia muy bajas en la fase de aclimatación (Bartolini *et al.*, 1997; Griffin y Schroeder, 2004).

Debido a los daños en las poblaciones naturales causados por la grafiosis, la propagación *in vitro* es un método prometedor para la regeneración y conservación de ejemplares autóctonos. En los últimos años, se han llevado a cabo diversos ensayos de regeneración a partir de cotiledones (Corredoira *et al.*, 2002), hojas (Conde *et al.*, 2004; Dorion *et al.*, 2004) o segmentos de entrenudos (Diez y Gil, 2004; Dorion *et al.*, 1993).

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Christensen KI (1997) *Ulmus* L. En: Strid A, Tan K (eds). Flora Hellenica. Vol 1. Koeltz Scientific Books, Königstein

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Navarro C, Castroviejo S (1993) *Ulmus*. En: Castroviejo S *et al.* (eds). Flora Ibérica. Vol 3. CSIC, Madrid

Nicolás JL, Iglesias S, Alía R (2001) Fichas descriptivas de especies. En: García del Barrio JM *et al.* (coord). Regiones de identificación y utilización de material forestal de reproducción. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Tutin TG (1993) *Ulmus* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 1. 2nd edn. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Bartolini G, Fagnani A, Mitterpergher L, Panicucci M (1997) Propagazione del l'olmo (*Ulmus* spp.) per talea legnosa. Monti e Boschi 48:48-51

Coleman M, Hollingsworth ML, Hollingsworth PM (2000) Application of RAPDs to the critical taxonomy of the English endemic *Ulmus plotii* Druce. Botanical Journal of the Linnean Society 133:241-262

Collin E, Santini A, Hollingsworth P (compilers) (2002) Final report RES GEN CT96-78 (online URL <http://www.cemagref.fr/Informations/Actualites/elm/final-rap.htm>)

Conde P, Loureiro J, Santos C (2004) Somatic embryogenesis and plant regeneration from leaves of *Ulmus minor* Mill. Plant Cell Reports 22:632-639

Corredoira E, Vieitez AM, Ballester A (2002) Somatic embryogenesis in elm. Annals of Botany 89:637-644

Diez J, Gil L (2004) Micropropagation of *Ulmus minor* and *U. minor* x *U. pumila* from 4-year-old ramets. Investigación Agraria, Sistemas y Recursos Forestales 13:249-254

Dorion N, Ben-Jouira H, Jouanin L (2004) Optimization of elm regeneration *in vitro* using leaf explants and evaluation of the process in the transformation experiments. Investigación Agraria, Sistemas y Recursos Forestales 13:237-247

Dorion N, Godin B, Bigot C (1993) Physiological state and clonal variability effects on low temperature storage of *in vitro* shoot cultures of elms (*Ulmus* spp.). Scientia Horticulturae 56:51-59

Gartland KMA, McHugh AT, Crow RM, Garg A, Gartland JS (2005) Biotechnological Progress in dealing with Dutch Elm

Disease. In Vitro Cellular Development Biology - Plant 41:364-367

Ghelardini L, Falusi M, Santini A (2006) Variation in timing of bud-burst of *Ulmus minor* clones from different geographical origins. Canadian Journal of Forest Research 36:1982-1991

Gil L, Fuentes-Utrilla P, Soto A, Cervera MT, Collada C (2004) English elm is a 2,000-year-old Roman clone. Nature 431:1053

Griffin JJ, Schroeder KR (2004) Propagation of *Ulmus parvifolia* 'Emerald Prairie' by Stem Cuttings. Journal of Environmental Horticulture 22:55-57

Kobert H (1979) Vegetative Vermehrung von Waldbaumen durch Triebstecklinge. Berichte der Eidgenössische Anstalt für das Forstliche Versuchswesen 201:8

López-Almansa JC, Gil L (2003) Empty samara and parthenocarpy in *Ulmus minor* s.l. in Spain. Silvae Genetica 52:241-243

Melville R (1975) *Ulmus*. En: Stace CA (ed). Hybridisation and the flora of the British Isles. Academic Press, London

Mittempergher L, Bartolini G, Ferrini F, Panicucci M (1992) Aspects of elm propagation by soft and hardwood cuttings. Suelo y Planta 2:129-137

Richens RH (1983) Elms. Cambridge University Press, Cambridge

Richens RH, Jeffers JNR (1985) (publ. 1986) Numerical taxonomy and ethnobotany of the elms of northern Spain. Anales del Jardín Botánico de Madrid 42:325-341



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Albania, Grecia, Turquía, Líbano, Israel, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

El durillo es una especie termófila típica de encinares y pinares mediterráneos, pero también puede

aparecer en la maquia en terrenos frescos con cierto aporte hídrico y en bosques mediterráneos más húmedos. Es indiferente a la naturaleza litológica del sustrato, aunque prefiere suelos ricos y sueltos. El durillo no es un taxon propio de ambientes riparios, sin embargo su empleo debe ser tenido en cuenta, tanto por su interacción con la fauna como por sus requerimientos de cierta humedad, plantándolo en zonas de transición entre la vegetación ripícola y la zonal.

Rasgos de diagnóstico

Viburnum tinus es un arbusto de hoja perenne que no supera los 3-4 m de altura. Por caracteres relacionados con las hojas se lo diferencia fácilmente de otras especies con distribución europea, situadas en diferentes secciones dentro del género. Así, las hojas de *V. tinus* son enteras, de color verde brillante y persistentes, mientras que *V. lantana* y *V. opulus*, ambas caducifolias, tienen las hojas con margen dentado y muy

pelosas en el primer caso, y palmeado-lobadas en el segundo. Además, *V. opulus* presenta los frutos de color rojo vivo en la madurez. Las diferencias entre *V. tinus*, *V. lantana* y *V. opulus* también han sido establecidas mediante marcadores moleculares en estudios filogenéticos (Donoghue *et al.*, 2004; Winkworth y Donoghue, 2005). *V. tinus* es la más termófila de las tres especies.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> hermafroditismo 	<ul style="list-style-type: none"> flores blancas, agrupadas en cimas antes de noviembre a junio, flores inmaduras todo el año 	<ul style="list-style-type: none"> entomófila autocompatible 	<ul style="list-style-type: none"> drupa oval, azul oscuro o negra 5-8 mm de longitud 	<ul style="list-style-type: none"> de agosto a septiembre, pueden permanecer en la planta hasta el invierno dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

Se reconocen tres subespecies: *V. tinus* subsp. *rigidum* (Vent.) P. Silva y *Viburnum tinus* subsp. *subcordatum* (Trel.) P. Silva, con distribución en Canarias y Azores

respectivamente y *Viburnum tinus* L. subsp. *tinus* L. en el resto del área.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none"> otoño recolección manual desde el suelo 	<ul style="list-style-type: none"> secuencia de frutos carnosos peso de semilla / kg fruto: 355-650 g pureza: 95-98 % 	<ul style="list-style-type: none"> 39-80 g 	<ul style="list-style-type: none"> T: 0 °C a 4 °C CH: 4-8 % envase hermético

Esta especie presenta fluctuaciones anuales en la producción de frutos, con una cosecha más abundante cada 3 años (Herrera, 1998).

La eliminación de la pulpa es necesaria para la germinación de las semillas de *Viburnum tinus*.

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> estratificación en caliente (8-12 semanas) + estratificación en frío (8-12 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> 30 / 20 °C luz 	<ul style="list-style-type: none"> 40-60 %

Las semillas de *Viburnum tinus* son difíciles de hacer germinar. Presentan una ligera dormición morfofisiológica y gran lentitud en el proceso de germinación, y requieren la aplicación de temperaturas cíclicas, como ocurre en la naturaleza (Karlsson *et al.*, 2005). En el tratamiento convencional de doble estratificación calor-frío, la estratificación en frío puede ser sustituida por

la aplicación de temperaturas alternas en cámara de germinación, en la que la temperatura más baja sea menor a 15 °C (García-Fayos, 2001). Un régimen diario de temperaturas de 20 °C / 10 °C (luz/oscuridad) durante 50-60 semanas en semillas no tratadas previamente parece adecuado para reducir la dormición y estimular la germinación (Karlsson *et al.*, 2005).

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
■ principios de otoño, sin tratamiento o primavera, con tratamiento	■ alvéolo forestal 300 cm ³ : 1/0 ■ contenedor 3,5 l: 1/1	■ la primera primavera, lenta e irregular, y se puede completar en la segunda primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estacilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
■ semileñosa	terminal	3 - 4	mayo a septiembre	0,5 %

Es posible efectuar estaquillado de durillo durante prácticamente todo el año, pero se recomienda realizarlo cuando la planta no está en floración (Cervelli, 2005; Lamb y Kelly, 1988). La aplicación de tratamientos de rejuvenecimiento de las plantas madre acelera y homogeneiza el enraizamiento de las estaquillas (Pignatti y Crobeddu, 2005). El estaquillado funciona mejor bajo niebla y, en caso de ser necesario por las condiciones climáticas, se recomienda aplicar calefacción

basal (Giroux *et al.*, 1999). La tasas de enraizamiento suelen ser superiores al 80 %, aunque se debe contar con una alta variación individual si se trabaja con un número elevado de clones (Cervelli, 2005; Piccioni *et al.*, 1996; Pignatti y Crobeddu, 2005).

La micropropagación de *V. tinus* ha sido practicada con éxito por Nobre *et al.*, (2000) a partir de segmentos internodiales de plantas jóvenes.

Bibliografía

Bibliografía general

Catalán G (1991) Semillas de árboles y arbustos forestales. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. ICONA, Madrid

Ferguson IK (1976) *Viburnum* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 4. Cambridge University Press, Cambridge

Ruiz Téllez T, Devesa JA (2007) *Viburnum* L. En: Castroviejo S (coord). Flora Ibérica. Vol 15. CSIC, Madrid

Bibliografía específica

Cervelli C (2005) La specie arbustive della macchia mediterranea. Un patrimonio da valorizzare. Collana Sicilia Foreste 26:39-154

Donoghue MJ, Baldwin BG, Winkworth RC (2004) *Viburnum* phylogeny based on chloroplast trnK intron and nuclear ribosomal ITS DNA sequences. Systematic Botany 29:188-198

García-Fayos P (coord) (2001) Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal en la Comunidad Valenciana. Banc de Llavors Forestals, Generalitat Valenciana, Valencia

Giroux GJ, Maynard BK, Johnson WA (1999) Comparison of perlite and peat:perlite rooting media for rooting softwood stem cuttings in a subirrigation system with minimal mist. Journal of Environmental Horticulture 17:147-151

Herrera CM (1998) Long-term dynamics of Mediterranean frugivorous birds and fleshy fruit: a 12-year study. Ecological Monographs 68:511-538

Karlsson LM, Hidayatu SN, Walck JL, Milberg P (2005) Complex combination of seed dormancy and seedling development determine emergence of *Viburnum tinus* (Caprifoliaceae). Annals of Botany 95: 323-330

Lamb JG, Kelly JC (1988) Propagating viburnums. Plantsman 10:101-103

Nobre J, Santos C, Romano A (2000) Micropropagation of the Mediterranean species *Viburnum tinus*. Plant Cell Tissue and Organ Culture 60:75-78

Piccioni E, Longari F, Standardi A, Ciribuco S (1996) Propagazione per talea e allevamento in vaso di alcune specie arbustive. Informatore Agrario 52:87-91

Pignatti G, Crobeddu S (2005) Effects of rejuvenation on cutting propagation of Mediterranean shrub species. Foresta 2:290-295 (online URL <http://www.sisef.it/>)

Winkworth RC, Donoghue MJ (2005) *Viburnum* phylogeny based on combined molecular data: implications for taxonomy and biogeography. American Journal of Botany 92:653-666

Vitex *agnus-castus* L.

EN: vitex, chastetree
EL: λυγαριά, λυγιά
ES: sauzgatillo, agnocasto
FR: gattilier, poivre des moines
IT: agnocasto, lagano, aino
PT: agnocasto, árvore da castidade

Verbenaceae



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Norte de África

Región mediterránea: España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Túnez, Argelia, Marruecos

Especie termófila que crece dispersa en saucedas o adelfares a orillas de ríos y ramblas, dando lugar en ocasiones a formaciones más o menos puras muy densas. Aunque es una especie típicamente mediterránea, no se la encuentra en áreas particularmente secas, ya que requiere cierta humedad ambiental. Prefiere suelos bien drenados y no tolera concentraciones muy elevadas de sales.

Rasgos de diagnóstico

El sauzgatillo es un arbusto o pequeño arbolillo de hoja caduca, que no suele superar los 4 - 5 m. Es la única especie del género que crece de manera natural en Eu-

ropa. Las hojas son opuestas, pecioladas y palmatocompuestas con 5-7 folíolos linear lanceolados.

Biología reproductiva

Expresión sexual

- hermafroditismo

Floración

- flores azuladas, raramente blancas, agrupadas en cimas superpuestas formando una larga panícula
- de junio a septiembre

Polinización

- entomófila

Fructificación

- drupa globosa, negruzca
- 3-4 mm

Maduración

- de octubre a diciembre
- dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

No existe información sobre variación intraespecífica e hibridación en este taxon.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">otoñorecolección manual desde el suelo	<ul style="list-style-type: none">secuencia de frutos secos indehiscentespeso de semillas / kg fruto: 750 gpureza: 80 %	<ul style="list-style-type: none">7-13 g	<ul style="list-style-type: none">T: 4 °CCH: 4-8 %envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación - Viabilidad
<ul style="list-style-type: none">estratificación en frío (12 semanas)	<ul style="list-style-type: none">30 / 20 °C - luzluz	<ul style="list-style-type: none">60-70 %

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none">otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento	<ul style="list-style-type: none">alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ó 2/0	<ul style="list-style-type: none">en la primera primavera

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none">leñosasemileñosa	<ul style="list-style-type: none">indiferenteindiferente	<ul style="list-style-type: none">15 cm2 - 3	<ul style="list-style-type: none">inviernoverano	<ul style="list-style-type: none">sin ó < 0,5 %sin ó < 0,5 %

El sauzgatillo es de fácil propagación vegetativa mediante estaquillado de material recolectado tanto en invierno como en verano (Dirr y Heuser, 2006; Mac Carthaig y Spethmann, 2000).

Economou *et al.* (2000) y Varma *et al.* (1991) han regenerado ejemplares de esta especie mediante el cultivo *in vitro* de yemas axilares

Bibliografia

Bibliografia general

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Tutin TG (1972) *Vitex* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 3. Cambridge University Press, Cambridge

Young JA, Young CG (1992) Seeds of woody plants in North America. Dioscorides Press, Portland

Bibliografia específica

Dirr MA, Heuser CW (2006) The Reference Manual of Woody Plant Propagation: From Seed to Tissue Culture. A Practical

Working Guide to the Propagation of over 1100 Species, 2nd ed. Varsity Pr Inc, Athens

Economou A, Hatzilazarou S, Karahalios V, Ralli P (2000) Propagation of *Vitex agnus-castus* by tissue culture. Acta Horticulturae 541:147-151

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Varma PN, Vikramaditya, Sarka M (1991) A preliminary report on the in vitro culture of *Vitex agnus-castus*. Journal of Economic and Taxonomic Botany 15:687-694



Distribución y Ecología

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia, (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Túnez, Argelia, Marruecos

Especie típicamente mediterránea que se encuentra en suelos frescos, preferentemente trepando por árboles y arbustos en riberas de ríos y sotos. También se la encuentra en bosques de frondosas y colonizando roquedos y taludes bajo climas más húmedos.

Rasgos de diagnóstico

La vid selvática es una planta leñosa trepadora de hoja caduca que puede alcanzar los 30 m de altura. En las cepas viejas la corteza se desprende en largas tiras. La morfología de las hojas, muy variables dentro de una misma planta, es normalmente palmatilobada, más

profundamente lobada en los pies masculinos. Es un taxon comúnmente dioico, aunque se pueden dar casos de ejemplares con flores hermafroditas (Failla *et al.*, 1992); este rasgo lo diferencia de los cultivares, que presentan flores hermafroditas.

Biología reproductiva

Expresión sexual	Floración	Polinización	Fructificación	Maduración
<ul style="list-style-type: none"> ■ dioecia 	<ul style="list-style-type: none"> ■ flores verdosas, agrupadas en panículas ■ de abril a junio 	<ul style="list-style-type: none"> ■ entomófila 	<ul style="list-style-type: none"> ■ baya globosa o elipsoidal, roja o negra ■ 5-8 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ de septiembre a noviembre ■ dispersión por vertebrados frugívoros

Variación e Hibridación

La determinación precisa del rango de distribución de esta especie es compleja, ya que su domesticación tuvo lugar hacia el 2500 al 2000 a.C. Los estudios arqueobotánicos parecen demostrar que la intervención humana en la vid silvestre se produjo de manera independiente, tanto en el este como en el oeste de su supuesto rango de distribución natural (Nuñez y Walker, 1989), lo que implicaría su naturalidad en ambas regiones. Esta hipótesis se ve confirmada por el estudio comparado de material procedente de diferentes puntos del área de distribución mediante técnicas moleculares, que muestra diferencias genéticas entre las poblaciones orientales y las occidentales (Imazio *et al.*, 2003; Arroyo-García *et al.*, 2006), posiblemente por tener su origen en diferentes rutas de colonización tras las glaciaciones (Imazio *et al.*, 2003). Asimismo, el estudio mediante técnicas moleculares de cultivares locales de vid procedentes de diferentes regiones europeas estima una correlación entre distancia genética y distribución geográfica, lo que hace pensar que la domesticación de la vid se ha efectuado principalmente *in situ*, empleando fundamentalmente ejemplares silvestres autóctonos (Sefc *et al.*, 2003; Arroyo-García *et al.*, 2006); en el caso de que se hubieran introducido cultivares, éstos habrían experimentado una fuerte introgresión de la procedencia silvestre local (Sefc *et al.*, 2003). De una manera u otra, las hojas fósiles de vid encontradas en el sudeste de Francia, que datan aproximadamente del 6900 a.C. (Roiron *et al.*, 2004), permiten afirmar la espontaneidad de la especie en su rango de distribución occidental.

La existencia de diferencias genéticas entre regiones recomienda ser prudentes a la hora de la recolección y el uso de los materiales de reproducción, procurando emplear en lo posible plantas de procedencia local. Esta cautela se ve reforzada por la existencia de adaptaciones al frío y a la sequía (Sefc *et al.*, 2003), que desaconsejan la introducción de cultivares procedentes de climas diferentes.

La vid silvestre puede considerarse una especie amenazada ya desde mediados del siglo XIX, por la introducción de algunas enfermedades, entre ellas la filoxera, además de la destrucción constante de su hábitat (Arnold *et al.*, 1998; López *et al.*, 2004). En la actualidad resulta difícil encontrar poblaciones puras de *V. vinifera* subsp. *sylvestris*, ya que en muchas ocasiones se trata de mezclas de pies silvestres, cultivares, variedades portainjerto de especies americanas e híbridos entre ellos (Sefc *et al.*, 2003). Su nivel de amenaza es particularmente acusado en algunas poblaciones naturales que muestran una baja variación genética, fruto posiblemente de la destrucción de su hábitat y de la reducción del número de individuos (Imazio *et al.*, 2003). De hecho, en general, las poblaciones de esta especie no superan los diez individuos, y en algunos casos están formadas por pies de uno solo sexo (Arnold *et al.*, 1998). Por ello, su uso en las restauraciones hidrológicas podría ser interesante, ya que de esta manera se promueve una reducción del aislamiento reproductivo de las poblaciones, disminuyendo el grado de discontinuidad de las mismas.

Propagación por semillas

Obtención y conservación de semillas

Tolerancia a la desecación: ORTODOXA

Recolección	Limpieza	Peso de 1.000 semillas	Conservación
<ul style="list-style-type: none">■ otoño■ recolección manual desde el suelo o con herramientas con pértiga	<ul style="list-style-type: none">■ secuencia de frutos carnosos■ peso de semillas / kg fruto: (datos no encontrados)■ pureza: (datos no encontrados)	<ul style="list-style-type: none">■ 31 g	<ul style="list-style-type: none">■ T: 4 °C■ CH: 8 %■ envase hermético

Germinación en condiciones controladas

Tratamientos pregerminación	Condiciones	Germinación – Viabilidad
<ul style="list-style-type: none"> ■ estratificación en frío (8-12 semanas) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 30 / 20 °C; 30 / 15 °C; 25 °C ■ luz 	<ul style="list-style-type: none"> ■ (datos no encontrados)

El tiempo de estratificación en frío puede reducirse si se tratan las semillas con una solución 1.000 ppm de ácido giberélico durante 24 h (Ellis *et al.*, 1983).

Producción en vivero

Época de siembra	Forma de cultivo	Emergencia
<ul style="list-style-type: none"> ■ otoño, sin tratamiento, o primavera, con tratamiento 	<ul style="list-style-type: none"> ■ alvéolo forestal 300 cm³: 1/0 ó 2/0 	<ul style="list-style-type: none"> ■ (datos no encontrados)

Propagación vegetativa

Tipo de estaquilla	Posición en el tallo	Nº de entrenudos Tamaño	Época de recolección	Concentración de auxinas
<ul style="list-style-type: none"> ■ leñosa 	basal o media	20 - 30 cm	diciembre-enero	< 0,1 %

La forma tradicional de multiplicar la vid es mediante estaquillas leñosas. El material se recolecta normalmente entre diciembre y enero, se almacena temporalmente y se estaquilla en primavera, cuando las temperaturas empiezan a aumentar (Muñoz y Villalobos, 1976), previa rehidratación durante toda una noche (Alley y Christensen, 1974; Balo y Balo, 1968). Los efectos de las hormonas enraizantes varían mucho entre individuos y en algunos casos pueden causar, incluso, efectos negativos (Alley, 1979). También es posible propagar la vid en verano, empleando estaquillas semileñosas con uno o dos entrenudos (Muñoz y Valenzuela, 1978; Stefanini y Iacono, 1998; Thomas y Schiefelbein, 2004). Mac Cárthaig y Spethmann (2000) recomiendan emplear el estaquillado de yema. El material se recolecta a finales de noviembre y se almacena hasta su procesado y estaquillado en el mes de

febrero. Esta técnica consiste en escoger las yemas laterales mejor desarrolladas y efectuar un corte transversal en los entrenudos superior e inferior, a una distancia de 1,5 a 2 cm de la yema. Se hace un corte longitudinal en bisel a lo largo del tallo en el lado contrario a la yema. Se recomienda tratar las estaquillas con ácido indolbutírico al 1 %. Las estaquillas se entierran con cierta inclinación dejando que solo la yema sobresalga del sustrato. Se estaquilla en cajas con una mezcla de turba y arena. La vid también puede multiplicarse por medio de acodo.

La metodología de propagación *in vitro* de la vid está muy desarrollada. Se suelen utilizar como explantos segmentos de tallo con una yema lateral (Mhatre *et al.*, 2000; Singh *et al.*, 2004).

Bibliografía

Bibliografía general

Ellis RH, Hong TD, Roberts EH (1985) Handbook of Seed Technology for Genebanks - Volume II. Compendium of Specific Germination Information and Test Recommendations Handbooks for Genebanks: No. 3. IPGRI, Rome

Piotto B, Di Noi A (eds) (2001) Propagazione per seme di alberi e arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma

Webb DA (1968) *Vitis* L. En: Tutin TG *et al.* (eds). Flora Europaea. Vol 2. Cambridge University Press, Cambridge

Bibliografía específica

Alley CJ (1979) Grapevine propagation. XI. Rooting of cuttings: Effects of indolebutyric acid (IBA) and refrigeration on rooting. American Journal of Enology and Viticulture 30:28-32

Alley CJ, Christensen LP (1974) Rooting of 'Thompson Seedless' Cuttings. V. Rooting of Fresh and Stored Cuttings when Cut November to April. American Journal of Enology and Viticulture 25:168-173

Arnold C, Gillet F, Gobat JM (1998) Situation de la vigne sauvage *Vitis vinifera* ssp. *sylvestris* en Europe. Vitis 37:159-170

Arroyo-García R, Ruiz-García L, Bolling L, Ocete R, López MA, Arnold C, Ergul A, Söylemezoğlu G, Uzun HI, Cabello F, Ibáñez J, Aradhya MK, Atanassov A, Atanassov I, Balint S, Cenis JL, Costantini L, Gorislavets S, Grando MS, Klein BY, McGovern PE, Merdinoglu D, Pejic I, Pelsy F, Primikiriou N, Risovannaya V, Roubelakis-Angelakis KA, Snoussi H, Sotiri P, Tamhankar S, This P, Troshin L, Malpica JM, Lefort F, Martínez-Zapater JM (2006) Multiple origins of cultivated grapevine (*Vitis vinifera* L. ssp. *sativa*) based on chloroplast DNA polymorphisms. Molecular Ecology 15:3707-3714

Balo E, Balo S (1968) Connection between the water level during soaking and the water level of cuttings and their rooting when planted in nurseries. Szoeloe-es Gyuemoelcsterm 4:183-188

Failla O, Anzani R, Scienza A (1992) La vite selvatica in Italia: diffusione, caratteristiche e conservazione del germoplasma. Vignevini 1/2:37-46

Imazio S, Grassi F, Scienza A, Sala F, Labra M (2003) *Vitis vinifera* ssp. *sylvestris*: the state of health of wild Italian and Spanish populations estimated using nuclear and chloroplast

SSR analysis. Proceedings of the Eighth International Conference on grape genetics and breeding. Acta Horticulturae 603:49-57

López MA, Ocete R, Gallardo A, Cantos A, Troncoso A (2004) Ecological aspects and conservation of wild grapevine populations in the S.W. of the Iberian Peninsula. Acta Horticulturae 652:81-85

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) Krüssmanns Gehölzvermehrung. Parey Buchverlag, Berlin

Mhatre M, Salunkhe CK, Rao PS (2000) Micropropagation of *Vitis vinifera* L. towards an improved protocol. Scientia Horticulturae 84:357-363

Muñoz IH, Valenzuela JB (1978) Rooting capacity of softwood cuttings in three grape cultivars: Effect of the position on the cane and time of collection. Agricultura Técnica 38:14-17

Muñoz IH, Villalobos AP (1976) Enraizamiento de estacas de vid. I. Capacidad natural de dos especies de *Vitis*, efecto de ubicación en el sarmiento y de época de recolección. Agricultura Técnica 36:25-30

Núñez DR, Walker MJ (1989) A review of palaeobotanical findings of early *Vitis* in the Mediterranean and of the origin of cultivated grape-vines, with special reference to new pointers to prehistoric exploitation in the Western Mediterranean. Review of Paleobotany and Palynology 61:205-237

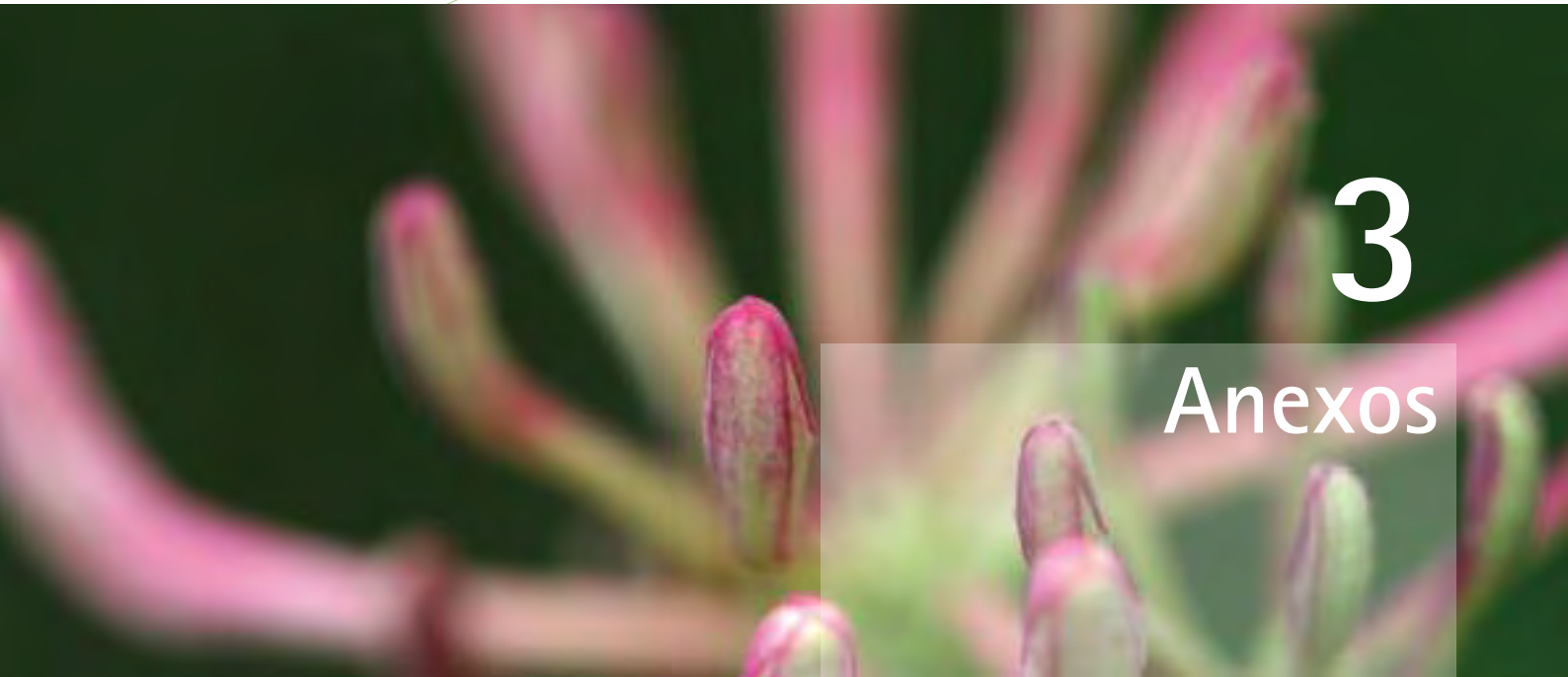
Roiro P, Ali AA, Guendon J-L, Carcaillet C, Terral J-F (2004) Preuve de l'indigénat de *Populus alba* L. dans le Bassin méditerranéen occidental. Comptes Rendus Biologies 327:125-132

Sefc KM, Steinkellner H, Lefort F, Botta R, Da Câmara Machado A, Borrego J, Maletić E, Glössl J (2003) Evaluation of the genetic contribution of local wild vines to European grapevine cultivars. American Journal of Enology and Viticulture 54:15-21

Singh SK, Khawale RN, Singh SP (2004) Technique for the rapid in vitro multiplication of *Vitis vinifera* L. cultivars. Journal of Horticultural Science and Biotechnology 79:267-272

Stefanini M, Iacono F (1998) Nuove tecnologie per la produzione di barbatelle. Informatore Agrario 54:53-56

Thomas P, Schiefelbein JW (2004) Roles of leaf in regulation of root and shoot growth from single node softwood cuttings of grape (*Vitis vinifera*). Annals of Applied Biology 144:27-37



3

Anexos

Materiales de reproducción y adaptabilidad

Los árboles poseen sistemas hereditarios semejantes a los de otros organismos vivos. La variación que observamos tanto entre las especies (interespecífica) como dentro de éstas (intraespecífica), es el resultado de dos causas fundamentales: la impuesta por el ambiente, hace mucho conocida por el hombre, y que ha constituido la base de las prácticas forestales, y la constitución genética de los individuos, que es frecuentemente ignorada. Sin embargo, esta última fuente de variación es tan importante que se puede asegurar que no existen dos árboles iguales.

Los bosques se desarrollan en ambientes muy heterogéneos, espacial y temporalmente, mostrando en general una elevada variación genética, tanto geográficamente (entre poblaciones) como localmente (dentro de poblaciones). La transmisión de esta variación a la descendencia y su variabilidad aseguran la evolución continua de las especies y las poblaciones (Morgens-tern, 1996). Dentro de los posibles niveles de variación genética entre árboles, el correspondiente al origen geográfico es uno de los más relevantes, ya que deter-

mina en gran medida su adaptabilidad (Zobel y Talbert, 1984; Müller-Starck 1991).

La calidad genética de los materiales forestales de reproducción es ignorada con frecuencia en las actuaciones de restauración de ecosistemas, incluidos los riparios, y se utilizan semillas o plantas más baratas sin considerar su área de origen. Esta práctica es especialmente incorrecta si se tiene en cuenta las alteraciones climáticas que se están produciendo en las últimas décadas en la región mediterránea, con el agravamiento de las condiciones ambientales por el incremento de las temperaturas, la reducción significativa de las precipitaciones primaverales, así como el aumento de la variación interanual de las precipitaciones de invierno. Así, la práctica ha demostrado que la utilización de plantas adaptadas a las condiciones locales es uno de los factores que influyen positivamente en el éxito de la forestación y en la evolución de las nuevas poblaciones, que crecen y se desarrollan de una manera dinámica en interacción con el ambiente.

Factores determinantes de la variación genética

La evolución de un bosque de ribera no depende sólo de su patrimonio genético y del ambiente en el que se encuentra; también está influida por la acción del hombre. La fragmentación de estos ecosistemas es una de las principales y más frecuentes alteraciones de origen antrópico, que modifica las condiciones locales y conduce al aislamiento de las poblaciones arbóreas. La consecuente reducción del área ocupada por las poblaciones locales, el aumento del aislamiento espacial de las poblaciones remanentes y la disminución del número de individuos reproductores por unidad de superficie, pueden afectar a los procesos genéticos, como el flujo de polen, de frutos y semillas, los cruzamientos y la eficiencia de la selección natural, factores que determinan el grado y patrón de distribución de la diversidad genética en las especies (Young, 1995). La viabilidad de estas poblaciones puede verse comprometida como consecuencia de la perturbación de los procesos reproductivos y de la reducción de su adaptabilidad, que se encuentra muchas veces ligada a la pérdida de variación genética.

La evolución de las poblaciones depende también del flujo de genes, a través de la migración de polen o de semillas, que atenúa el efecto de la selección y que condiciona el tamaño efectivo de las poblaciones (N_e). Cuando las poblaciones son muy pequeñas y el flujo de

genes es reducido o nulo, puede suceder que, por acción del azar, los individuos no se adapten a las condiciones ambientales (Wright, 1976; Zobel y Talbert, 1984).

En la figura 1, las subpoblaciones A' y A'' son el resultado de una fragmentación no muy severa de la población A; el flujo de genes entre ellas no se ha impedido, por lo que su diferenciación genética es menor que en las subpoblaciones B' y B'' de la figura 2, fruto de la fragmentación de una población riparia inicial B y entre las que el flujo génico se ve limitado por la distancia geográfica que las separa. En este caso, la diferenciación genética será tanto mayor cuanto más distantes estén ambas subpoblaciones. El efecto de esta distancia puede ser atenuado por el curso de agua, al proporcionar una vía de transferencia de frutos y semillas o, incluso, de partes de plantas. Por otra parte, el pequeño tamaño de la población B'' afectaría directamente al número de individuos que participan en el proceso reproductivo. Si la migración de genes no fuera suficiente, la población B'' tendería a sufrir una reducción drástica de su variación, como resultado de una pérdida aleatoria de genes (deriva genética), que podría ir acusándose en las siguientes generaciones debido a la depresión por endogamia. Estos dos factores, deriva y endogamia, podrían inducir a una menor adaptabilidad de la subpoblación B''.

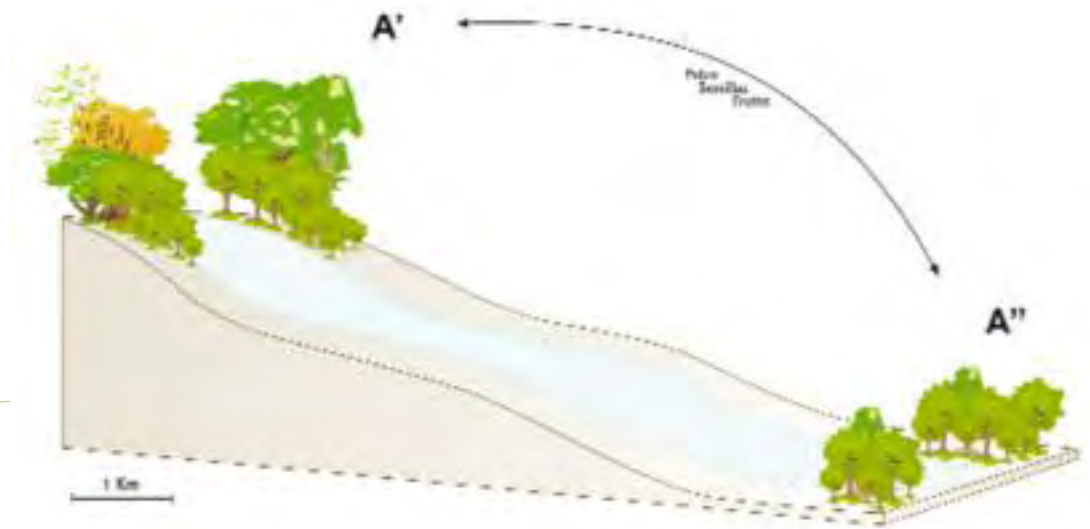
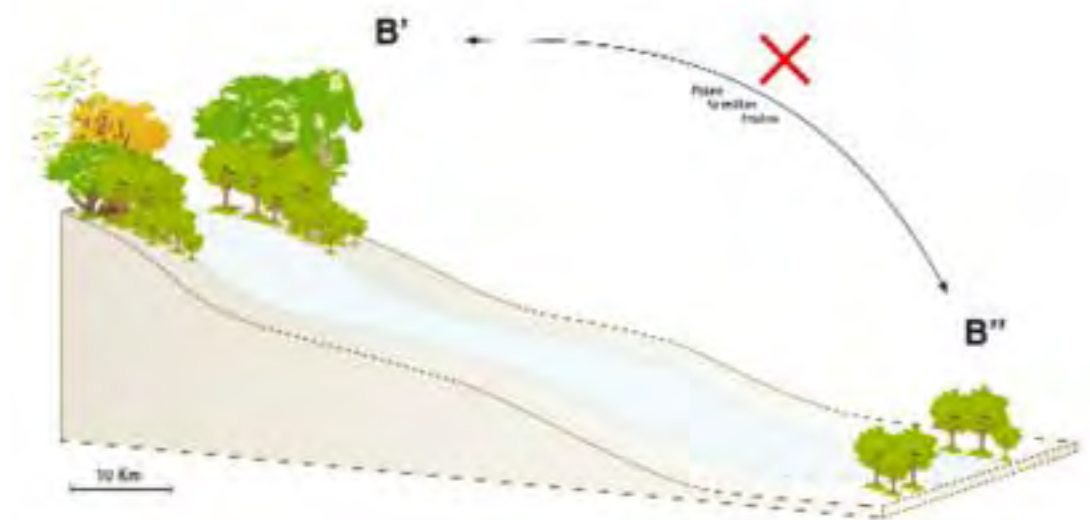


Figura 1 Fragmentación sufrida por una primigenia población A, dividida en dos subpoblaciones de dimensión similar y una distancia geográfica que permite el flujo de genes.

Figura 2 Fragmentación sufrida por una primigenia población B, dando lugar a dos poblaciones, una de ellas muy reducida, separadas por una distancia considerable.



La estructura espacial de estas poblaciones acentúa la fragilidad de los bosques de ribera, particularmente en el caso de especies dioicas o de especies que se propa-

gan vegetativamente, en los que un conjunto de árboles próximos pueden tener un mismo genotipo.

Calidad genética de los materiales de reproducción

La delimitación de regiones de procedencia es un procedimiento que permite la caracterización de los materiales de reproducción con el fin de promover su adecuación a las condiciones de la zona de plantación; este sistema ha sido adoptado para un gran número de especies forestales. Esta delimitación se basa en parámetros ambientales y genéticos que permiten la identificación de las poblaciones mejor adaptadas para cada sitio; esto presupone unos conocimientos adquiridos a través de ensayos y estudios, que ya han sido abordados desde hace muchas décadas para algunas especies. Sin embargo, para la mayoría de los árboles de ribera se desconoce su variación genética y su adaptabilidad, por lo que no se han delimitado regiones de procedencia, por lo menos específicas. Además, la limitada producción de plantas de estas especies en los viveros locales y regionales, a un precio superior al de otras zonas de producción, es uno de los factores que promueven el uso de plantas de orígenes no adecuados en las forestaciones en áreas de ribera.

Una cuestión que se plantea con frecuencia es el número mínimo de árboles de los cuales hay que recolectar material para mantener una variación genética suficiente en las nuevas poblaciones; Eriksson *et al.* (1995) señalan que cincuenta individuos no emparentados son suficientes para capturar las variantes genéticas más frecuentes en una población, y que presumiblemente presentan ventajas adaptativas frente a otras variantes menos frecuentes. La recolección de los materiales de reproducción debe efectuarse, entonces, en pies alejados entre sí una cierta distancia, que a efectos prácticos suele ser de cin-

uenta a cien metros, y minimizar así las relaciones de parentesco. La obtención de materiales de un gran número de individuos es particularmente importante para mantener una amplia base genética. En el caso de las especies que se propagan vegetativamente, la utilización de un número reducido de clones con elevadas tasas de enraizamiento puede ser una práctica interesante desde los puntos de vista funcional y económico, pero con consecuencias imprevisibles en la adaptabilidad de las nuevas poblaciones. La identificación de poblaciones con un número significativo de individuos, con buen desarrollo y estado sanitario, es un objetivo fundamental, ya que estas poblaciones constituyen potenciales áreas de recolección de materiales.

Los medios financieros disponibles para la forestación en terrenos de particulares, mediante iniciativas de las administraciones regionales, nacionales o comunitarias, y los esfuerzos efectuados por las administraciones públicas en el proceso de certificación de los materiales forestales de reproducción, son factores que contribuyen a una mayor exigencia en las calidades de las semillas y las plantas comercializadas. La directiva comunitaria 1999/105/CE pone de relieve la importancia de la calidad de los materiales forestales de reproducción en la estabilidad, adaptación, resistencia y producción de los bosques. Sin embargo, la concreción de esta normativa implica, a corto plazo, una adecuada gestión de las áreas de producción de los materiales con vistas a la satisfacción de su demanda en el mercado mediante el dominio de las técnicas de manipulación y propagación.

Bibliografía

Eriksson G, Namkoong G, Roberds J (1995) Dynamic Conservation of Forest Tree Gene Resources. *Forest Genetic Resources*, 23:2-8

Morgenstern EK (1996) *Geographic Variation in Forest Trees: Genetic Basis and Application of Knowledge in Silviculture*. UBC Press, Vancouver

Müller-Starck G (1991) Survey of genetic variation as inferred from enzyme gene markers. En: Müller-Starck G, Ziehe M (eds). *Genetic Variation in European Populations of Forest Trees*. JD Sauerländer, Frankfurt

Wright JW (1976) *Introduction to Forest Genetics*. Academic Press, New York

Young A (1995) Forest Fragmentation: Effects on Population Genetic Processes in *Caring for the Forest: Research in a Changing World*. En: Koopilahti E, Mikkilä H, Salonen T (eds). *Proceedings of IUFRO XX World Congress*, vol. 2, Tampere, Finland

Zobel B, Talbert J (1984) *Applied Forest Tree Improvement*. J. Wiley & Sons, Inc., New York

Obtención y conservación de semillas

Una de las fases que condicionan la calidad de los materiales de reproducción y, por lo tanto, el éxito en la etapa de producción de plantas, es el tratamiento que se haga de los mismos desde su recolección hasta su conservación para un posterior uso. Los frutos y las semillas deben ser manipulados con cuidado, ya que se trata de materiales vivos y, por lo tanto, perecederos; los daños que se causen pueden ser irreversibles y, en la mayoría de los casos, harán disminuir su calidad. La calidad de un lote depende de factores inherentes a los mismos materiales, difícilmente controlables por el hombre, pero también de otros controlables tales como la presencia de microorganismos, los ataques de insectos, los daños mecánicos y el deterioro fisiológico durante su manipulación y conservación.

Una vez recolectados, los materiales deben ser transportados lo más rápidamente posible a las instalaciones de procesamiento, evitando el calor directo y los daños mecánicos y manteniendo su etiquetado en todo momento para asegurar la correcta identificación de los lotes. Las semillas y los frutos se transportan en envases como bolsas de papel o tela o en sacos de yute o de malla plástica en el caso de grandes cantidades.

La obtención y la conservación de semillas implican una serie de procesos secuenciados (Figura 3), para los cuales se requiere la aplicación de diferentes métodos, así como también el control de las condiciones ambientales, variables en función del tipo de fruto y de semilla.

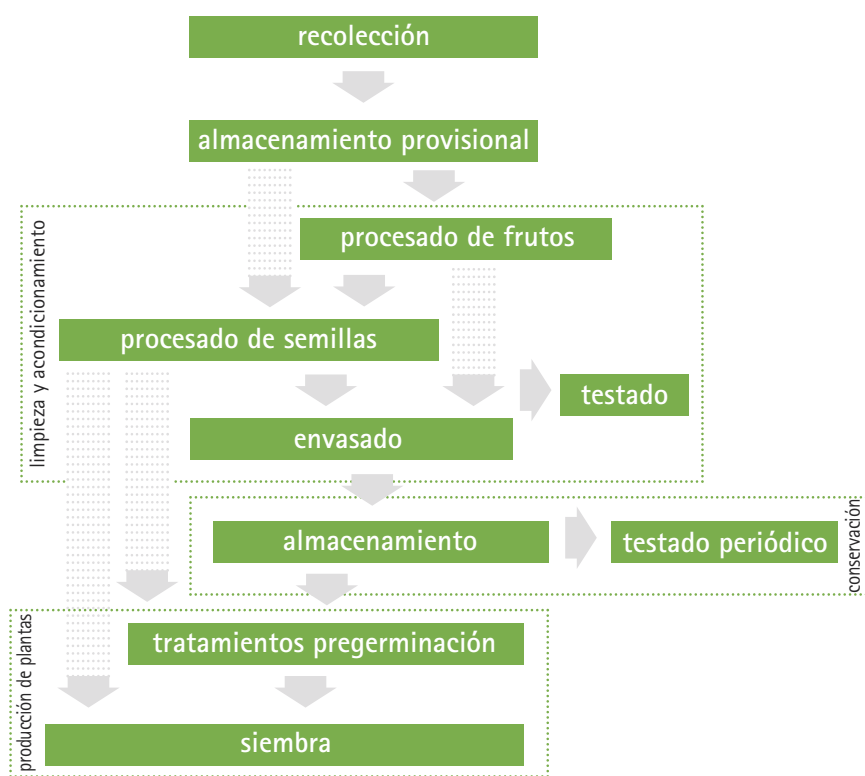


Figura 3 Secuencia de actividades desde la recolección hasta la siembra

Uno de los aspectos más importantes a tener en cuenta es el grado de tolerancia de las semillas a la desecación. Existe un grupo de especies cuyas semillas se denominan recalcitrantes porque pierden viabilidad si su contenido de humedad desciende por debajo de un umbral relativamente alto, variable según la especie (*Quercus*, *Aesculus*, *Castanea*, *Corylus* o las semillas de un gran número de táxones tropicales). En el caso opuesto se en-

contran las denominadas semillas ortodoxas, que toleran la desecación por debajo del 10% de contenido de humedad y pueden ser conservadas a baja temperatura durante muchos años. Cabe señalar que existen excepciones y comportamientos intermedios, que se clasifican en el grupo de las denominadas semillas subortodoxas, dentro de las cuales se incluyen *Juglans*, *Carya*, *Fagus* y algunos táxones de ribera como *Populus*, *Salix* y *Ulmus*.

Almacenamiento provisional

Una vez que el material recolectado ingresa en las instalaciones donde va a ser procesado, las operaciones deben iniciarse lo antes posible. Se debe proceder a su pesaje y a una inspección visual para detectar la presencia de hongos e insectos que oriente sobre las medidas previas que se han de tomar y la prioridad de manipulación del lote.

En esta fase, el material debe ser mantenido a la sombra, en lugar fresco o en cámara, particularmente cuando debe permanecer unos días antes de iniciarse la limpieza. En el caso de semillas recalcitrantes esta fase

debe durar lo menos posible y se debe poner especial cuidado en que éstas no pierdan la humedad, pero evitando la proliferación de hongos. En general, también es conveniente reducir el tiempo de almacenamiento de los frutos carnosos, procurando que no pierdan humedad y al mismo tiempo evitando su fermentación. Las especies con frutos secos y semillas ortodoxas admiten un secado gradual; en determinados casos es conveniente incluso un oreado previo para permitir la maduración de las semillas (*Fraxinus angustifolia*, *F. excelsior*), o para el secado inicial de los frutos que van a ser abiertos mediante calor.

Extracción y limpieza

El material recolectado nunca llega puro del campo, por lo que hay que proceder inicialmente a su limpieza para eliminar los restos que lo acompañan. Las tareas de extracción y limpieza de las semillas son tareas en general laboriosas, aunque más en algunas especies que en otras, particularmente cuando no se cuenta con medios mecanizados específicos para este tipo de operaciones.

Desde el punto de vista práctico, los métodos aplicables para la obtención de un lote de semillas de calidad externa adecuada dependen en gran medida de las características morfológicas y del tamaño de los frutos y semillas. Las secuencias de procesado y los métodos empleados para cada especie deben tener como premisas la eficacia de la separación, es decir, la eliminación de las impurezas sin pérdida de semillas viables, y la minimización de los trabajos de limpieza para reducir la posibilidad de daños en el material y disminuir costes.

Las semillas de las especies arbóreas y arbustivas normalmente empleadas en forestaciones en el medio mediterráneo pueden ser agrupadas en cuatro grandes tipos que permiten establecer unos protocolos comunes de extracción y limpieza (Figura 4):

semillas que no necesitan ser extraídas de los frutos (*Acer*, *Fraxinus*, *Quercus*, *Ulmus*)

semillas en cápsulas y frutos secos indehiscentes (*Cistus*, *Colutea*)

semillas en piñas y frutos dehiscentes (*Pinaceae*, *Cupressus*, *Tetraclinis*, muchas *Fabaceae*, *Alnus*, *Atriplex*, *Betula*, *Carpinus*, *Carya*, *Casuarina*, *Eucalyptus*, *Fagus*, *Liquidambar*, *Platanus*, *Populus*, *Tilia*)

semillas en frutos y estróbilos carnosos (*Caprifoliaceae*, *Rosaceae*, *Rhamnaceae*, *Oleaceae*, *Juniperus*, *Taxus*, *Cornus*, *Ribes*)

Limpieza inicial

Cuando los materiales que ingresan son frutos que deben ser procesados para la extracción de las semillas, se suele proceder a una limpieza previa mediante flotación, cribado manual o mecánico, para eliminar grandes

restos y otras impurezas y también para separar y recoger las semillas que pudieran haberse liberado en el transporte y almacenamiento provisional del lote, como puede ocurrir con las piñas y los frutos dehiscentes.

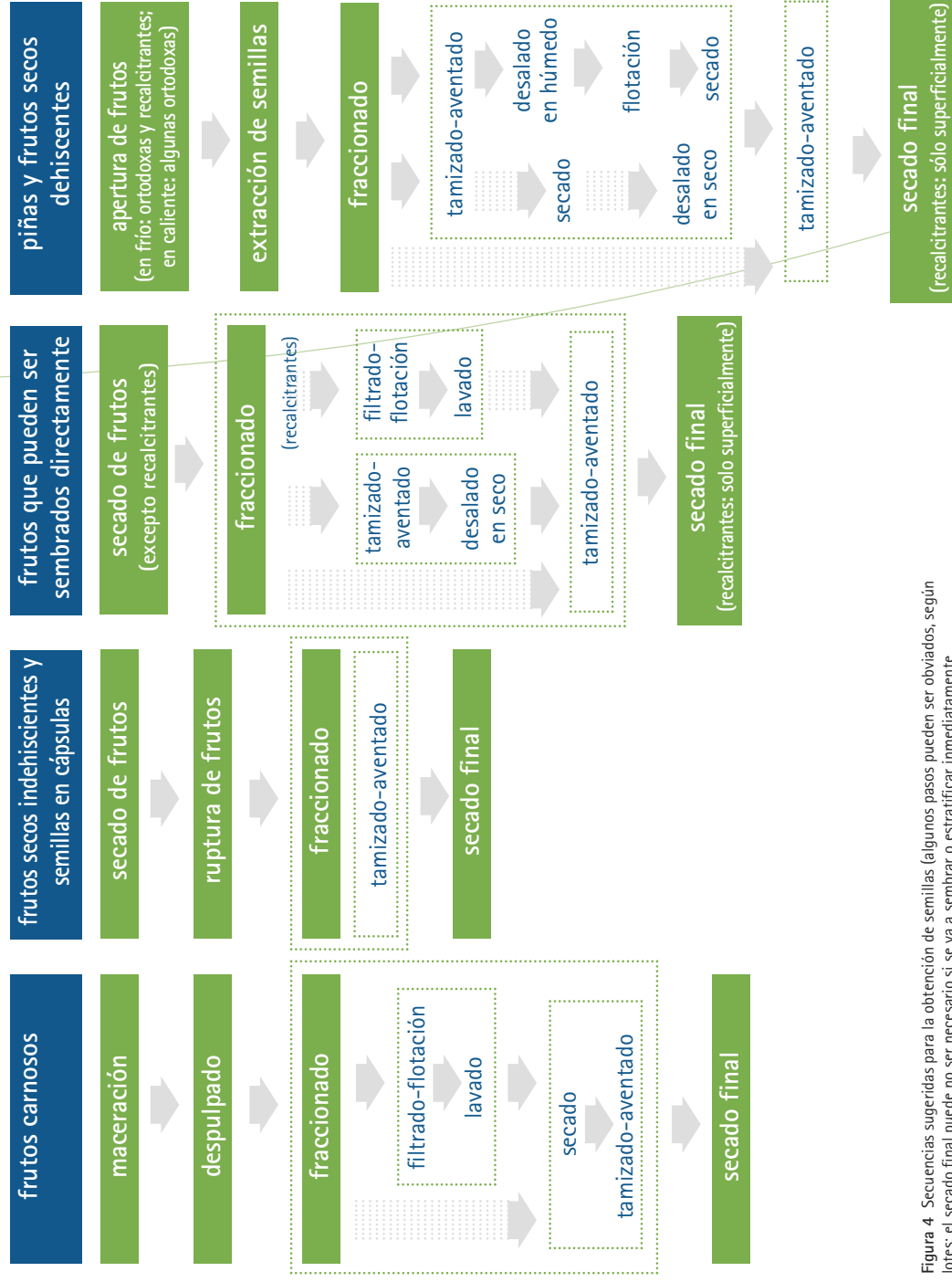


Figura 4. Secuencias sugeridas para la obtención de semillas (algunos pasos pueden ser obviados, según lotes; el secado final puede no ser necesario si se va a sembrar o estratificar inmediatamente)

Apertura de frutos

En algunos casos no es necesario extraer las semillas de los frutos, porque se pueden sembrar directamente. Sin embargo, en la mayoría de las especies la extracción es obligatoria, ya que el propio fruto puede constituir un impedimento físico para la germinación, porque pueden existir inhibidores de la germinación o para evitar pudriciones en caso de frutos carnosos.

La apertura de los frutos puede hacerse manualmente mediante la ruptura de la cubierta, ayudándose de pinzas, martillos de goma, lancetas u otros útiles si fuera necesario; este método es laborioso y suele emplearse solamente para lotes muy pequeños. La ruptura mecanizada se efectúa con trilladoras de diferentes formatos u otro tipo de instrumentos mecánicos, algunos de ellos procedentes del ámbito culinario, como picadoras, batidoras o licuadoras, que pueden ser adaptados para este tipo de procesos.

Las piñas y los frutos dehiscentes pueden abrirse bien por secado y apertura espontáneos, extendiéndolos en una capa fina bajo cubierta o al sol. Para algunas especies puede emplearse la ventilación forzada de aire caliente o estufas con temperatura y humedad contro-

ladas. Aunque las especies mediterráneas están adaptadas a soportar el calor, no debe superarse la temperatura de 30-40°C en la extracción y debe evitarse las fluctuaciones en el contenido de humedad de las semillas. Por ello, se debe proteger los materiales de las lluvias y, en el caso de extenderse al sol, las semillas deben ir recolectándose a medida que se van abriendo los frutos. El empleo de bandejas perforadas que retienen los frutos y van dejando caer las semillas puede facilitar las tareas posteriores de limpieza. Los frutos con dehiscencia explosiva, como los de algunas leguminosas, deben cubrirse con estructuras que eviten su dispersión. En algunos casos es necesaria la agitación posterior del material para permitir la extracción de las semillas que pueden haber permanecido en los frutos abiertos; este proceso puede efectuarse manualmente o mediante el uso de tambores giratorios de tamaño variable según el volumen de material que se procese.

Las cubiertas de los frutos carnosos pueden extraerse por frotado manual en un tamiz o en una bolsa, previa maceración en agua, pudiendo agregar arena para aumentar la agresividad de la fricción; también se emplea instrumentos mecanizados como hormigoneras o batidoras.

Fraccionado

En esta etapa se eliminan los restos de frutos, las semillas infestadas, las semillas dañadas y vanas, otros cuerpos extraños y, en algunas especies, también las alas. Esto permite una reducción del tamaño del lote y la obtención de lotes más homogéneos, con lo que se optimizan los muestreos y se aumenta la fiabilidad de los testados, además de facilitar la siembra.

Los métodos de limpieza se basan en las características externas y en las propiedades físicas diferenciales entre semillas e impurezas, como son el tamaño, la longitud, la forma, el color, la densidad, la textura o la velocidad de caída. Existen muchos métodos de limpieza, basados en la inspección visual, el tamizado o cribado, el aventado, la flotación, y por lo tanto diferentes equipos, manuales o mecanizados, adaptados a pequeños y grandes volúmenes y a tipos distintos de semillas, que se usan solos o, más comúnmente, combinados para ir mejorando la calidad del lote a lo largo del proceso de limpieza.

Las herramientas más simples son los tamices o cribas manuales, que se usan normalmente en serie, combinando diferentes tamaños de paso. Para determinadas especies resulta práctico efectuar la limpieza por flo-

tación o empleando agua a presión sobre el material contenido en cribas. En las instalaciones en las que se procesan muchos lotes o lotes de gran tamaño se emplea maquinaria específicamente diseñada para ello, como cribas rotatorias o vibradoras, aventadoras, aspiradores, escarificadoras, cilindros dentados o mesas densimétricas.

En las semillas de algunas especies es necesario proceder a la eliminación de las alas (*Pinus*, *Abies*). En algunas especies no es necesaria la extracción de las alas, aunque puede efectuarse si se quiere disminuir el volumen del lote; es el caso de *Fraxinus*, *Ulmus*, *Liquidambar* o *Acer*. Existen varios métodos para desalar, desde los más simples, como el frotado manual en sacos de tela, a los mecanizados, para los que se emplean escarificadoras o recipientes giratorios en el caso de grandes lotes, que permiten el desalado en seco o en húmedo.

Después de cualquier proceso que implique humidificación, como despulpado o separación por flotación, se debe someter a las semillas a un secado corto y suave antes de seguir manipulándolas. Se recomienda limpiar las cribas y las máquinas después del procesado de cada lote.

Secado

El contenido de humedad con el que se conservan las semillas es de gran importancia, ya que condiciona su longevidad. Las semillas recalcitrantes sólo deben secarse brevemente, extendidas en sitio fresco, para eliminar exceso de agua en su superficie. Las semillas ortodoxas pueden secarse al aire, en sitio fresco y sombreado, si no existen instalaciones apropiadas. En todo caso, no se recomienda el sol directo o el aire caliente o calefacción. Si se cuenta con una cámara de secado, ésta se mantiene a una temperatura de 15-20 °C y una humedad relativa entre un 15 % y un

25 %. En estas condiciones las semillas de un gran número de especies alcanzan un contenido de humedad adecuado para su almacenamiento. Cuando se trabaja con pequeños lotes de semillas se puede emplear pequeñas cámaras de secado con sílica-gel, que se va cambiando a medida que vira su color. Las semillas deben extenderse en capas delgadas en bandejas que permitan la circulación del aire. Los límites de secado convencionales en semillas ortodoxas oscilan entre un 5 y un 10 %, a veces un 15%, de contenido de humedad.

Evaluación

Es conveniente efectuar la evaluación de los lotes de semilla para saber si su contenido de humedad es el adecuado para su conservación, así como también determinar su calidad exterior estimando la capacidad germinativa o la viabilidad, pureza y tamaño de las semillas. Estos resultados son necesarios para decidir si el lote debe desecharse, debe ser mejorado con un nuevo proceso de limpieza o puede ser conservado. Los valores obtenidos orientarán, además, sobre el rendimiento

esperable en la fase de producción de planta. En caso de no contar con las instalaciones necesarias, existen laboratorios oficiales y privados que ofrecen este tipo de servicios. Para efectuar el muestreo y testado de un lote, conviene seguir protocolos normalizados que permitan comparar los resultados obtenidos con los de otros lotes; los más empleados en Europa son los fijados por las "Normas internacionales para el ensayo de semillas" de la International Seed Testing Association (ISTA).

Conservación

De la misma manera que en el secado, las condiciones de conservación dependen de la tolerancia a la desecación de las semillas. Las semillas recalcitrantes se conservan en recipientes porosos, como sacos de arpillera, yute o de malla plástica o en recipientes de plástico con agujeros que permitan su aireación. Se suelen mezclar con materiales inertes, como turba, fibra de coco, serrín o vermiculita, que mantengan un contenido de humedad similar al de las semillas. En ambientes no controlados, conviene humedecer las semillas con frecuencia, aunque en estas condiciones pierden rápidamente viabilidad. En ambientes controlados, este tipo de semillas debe mantenerse con una humedad relativa del 85-90 % y una temperatura de -3-0 °C para

las especies de clima templado; de esta manera la viabilidad de las semillas puede prolongarse a 1 - 2 años.

Las semillas ortodoxas deben conservarse en envases herméticos de metal, plástico o vidrio, cuando no se controla la humedad relativa en el lugar de almacenamiento. Si no se cuenta con instalaciones apropiadas, conviene guardar los envases en un sitio fresco y seco, protegido de la luz solar. En el caso de contar con cámaras, la temperatura convencional de conservación es de 4-5 °C, a veces hasta -4 °C en algunas especies. Para conservación a largo plazo el material de un gran número de especies se puede mantener a -18 °C.

Tratamientos pregerminativos

Las semillas de muchas especies germinan sin dificultad si se las somete a condiciones de temperatura y humedad adecuadas. La siembra en vivero en la época idónea o en cámara de germinación bajo condiciones controladas, previa inmersión en agua durante 24-48 horas si la semilla está deshidratada, es suficiente para obtener buenos rendimientos a partir de lotes con un alto porcentaje de semillas viables. Sin embargo, existe un gran número de especies cuyas semillas presentan dormición y requieren tratamientos previos para poder germinar. Los métodos comúnmente empleados para romper esta dormición se presentan a continuación:

escarificado mecánico: con este método se tratan las semillas con cubierta impermeable, para permitir la entrada de agua. Se trata de producir cortes o abrasión en la cubierta, empleando herramientas manuales como lijas, pequeños alicates, bisturíes o esscarificadoras mecánicas. En el caso de efectuar el tratamiento manualmente, el lugar más adecuado para evitar daños en el embrión es la parte de la cubierta de las semillas que se localiza justo por encima de los extremos de los cotiledones.

escarificado químico: las semillas se sumergen en ácido sulfúrico concentrado (95 %) a temperatura ambiente (18-27 °C). El período de tratamiento dependerá del grado de impermeabilidad de las semillas, variable según la especie, el lote y el tratamiento al que se hayan visto sometidas durante su manipulación. Si las semillas que se han de tratar se han conservado en cámara, es conveniente permitir previamente que se equilibren con la temperatura ambiente. Una vez que las semillas se han tratado con ácido, deben lavarse cuidadosamente con abundante agua corriente durante 5-10 minutos. Este tratamiento pretende también facilitar la entrada de agua a través de la cubierta de las semillas.

inmersión en agua: las semillas se sumergen en un baño de agua, con una temperatura inicial de 80-100 °C, que se deja enfriar gradualmente. El volumen de agua

empleado debe ser entre 2 a 10 veces el de las semillas. Este método es empleado también para aumentar la permeabilidad de las cubiertas de las semillas.

estratificación en frío y en caliente: la estratificación en frío requiere el mantenimiento de las semillas en condiciones de humedad, a una temperatura de 2-5 °C y en un ambiente que permita cierta aireación. Las semillas se hidratan durante 24-48 horas y se colocan entre capas de sustrato inerte húmedo (turba, arena, vermiculita, etc). Los recipientes deben cubrirse para evitar la pérdida de humedad pero asegurando una aireación y temperatura adecuadas durante el tiempo requerido. También se puede efectuar la estratificación sin sustrato, colocando las semillas húmedas en bolsas de plástico, placas petri u otro tipo de recipientes, que se deben abrir periódicamente para permitir su aireación. Sin embargo, la estratificación en este tipo de envases debe hacerse con mucho cuidado, evitando la desecación de las semillas pero también la proliferación de hongos, particularmente cuando el período de tratamiento es muy prolongado. Esta estratificación en frío permite en muchos casos romper la dormición debida a causas fisiológicas. Cuando las semillas presentan dormición morfológica, en especies con el embrión no desarrollado en el momento de la maduración del fruto, puede ser conveniente la aplicación de una fase de estratificación en caliente, previa a la fría, para estimular el desarrollo del embrión. La estratificación se efectúa también en ambiente húmedo, a una temperatura que no supere los 30-35°C; normalmente suele ser suficiente aplicar unos 15-20 °C.

aplicación de hormonas y otros compuestos químicos: en algunos casos es necesario emplear hormonas, como el ácido giberélico (GA₃) o el etileno, u otras sustancias que afectan positivamente o estimulan la germinación. Este tipo de sustancias se deben emplear en concentraciones adecuadas y durante períodos de tiempo que no sean nocivos para las semillas.

Régimen de cultivo en vivero

Generalmente, cada vivero desarrolla un sistema de cultivo propio que proviene de su experiencia y ello lleva a que en una misma especie se observen distintos regímenes de cultivo según el vivero donde se produzca, a veces muy distintos entre sí. Aunque este hecho es inevitable, pues cada vivero tiene unas particularidades propias, también es preciso que los distintos regímenes converjan en un producto final relativamente regular y de acuerdo con unas exigencias de calidad de planta para un uso concreto. Para ello, el viverista debe conocer la influencia que las distintas variables de cultivo tienen sobre el desarrollo y la calidad final de la especie en cuestión. En este texto se indican las principales variables del cultivo en vivero y su relación básica con el desarrollo de las plantas.

La caracterización del régimen de cultivo en vivero parte de la consideración individualizada de cada una de las variables que en su conjunto lo integran. Las variables, o mejor dicho, grupos de variables establecidos para definir el cultivo de planta en contenedor son: material forestal de reproducción (semillas, estacas,...),

condiciones ambientales, contenedores, sustratos, fertilización, riego y control de plagas y enfermedades (Brissette *et al.*, 1991; Landis *et al.*, 1989, 1990a, 1990b, 1992, 1994, 1998; Peñuelas y Ocaña, 1996).

El régimen de cultivo para una especie, grupo de especies o planta tipo en particular consiste en el establecimiento conjunto de las características o rangos que deben cumplir estos grupos de variables, dando una descripción detallada de cada una de ellas, así como de la evolución del plantón a lo largo del cultivo (Landis *et al.*, 1998). Estas características deben quedar recogidas en un calendario o planificación general del cultivo, que en su versión más simple, es un gráfico de las condiciones que han de mantenerse y de las operaciones que han de realizarse en el vivero desde la siembra hasta la expedición de la planta (Brissette *et al.*, 1991). El período de cultivo se divide según las distintas fases de desarrollo del plantón en el vivero que, normalmente se restringen a tres: fase de germinación y/o establecimiento, fase de crecimiento activo (o rápido) y fase de endurecimiento.

Condiciones ambientales

Las condiciones ambientales que se deben manejar en vivero son la temperatura, la humedad y la luz (el CO₂ también puede controlarse). La temperatura del sustrato interviene en la absorción de agua y la transpiración y en la asimilación de nutrientes esenciales. Por su parte, la temperatura ambiente (y su variación diurna o termoperíodo), afecta a procesos metabólicos como la fotosíntesis y la respiración y a procesos biofísicos como la transpiración (Landis *et al.*, 1992). Por su parte, la luz afecta al crecimiento vegetal según su intensidad (necesaria para estimular la fotosíntesis y prolongar el crecimiento activo), su duración (muy implicada en la inducción de la dormición) y su calidad (distintas longitudes de onda activan diferentes funciones en la planta).

Las condiciones climáticas de la zona donde se ubica el vivero tienen una influencia determinante sobre el tipo de producción y el calendario de cultivo. Las instalaciones más frecuentes para el control de los factores ambientales son los invernaderos y los umbráculos. El suministro de sombra produce una disminución del nivel de radiación (previene posibles quemaduras foliares), una reducción de las temperaturas del aire y de la hoja (favorece la fotosíntesis), la reducción de la temperatura del sustrato (disminuye las necesidades de riego) y un cambio en la relación parte aérea/parte radical que puede causar desequilibrios morfológicos (Svenson, 2000). Algunas especies pueden ser cultivadas sin necesidad de sombreo mientras que otras precisan cierta protección (sobre todo en las primeras fases de cultivo) para evitar posibles daños en el aparato fotosintético.

Envases

El envase o contenedor es una de las variables con efectos más evidentes sobre el cultivo. El tamaño del contenedor (volumen, altura, diámetro y forma) y su densidad (número de alvéolos por unidad de superficie) son los dos factores básicos que controlan el crecimiento de la planta en vivero, así como su posible respuesta postransplante (Landis *et al.*, 1990a). Envases de menor densidad controlan mejor el equilibrio entre la parte aérea y la radical de la planta, evitando

la tendencia al ahilamiento de algunas especies. Otro aspecto importante del contenedor es su influencia sobre las propiedades del sustrato, especialmente sobre su capacidad de retención de agua (Ansorena, 1994). También debe considerarse que el contenedor evite malformaciones radicales mediante sistemas antiespiralizantes, favorezca un buen autorrepicado aéreo y tenga suficiente profundidad para especies de enraizamiento profundo.

Sustrato

El sustrato suministra a la planta agua, aire, nutrientes y soporte físico, y condiciona la aplicación práctica de otras variables tan relevantes como el riego y la fertilización (Landis *et al.*, 1990a). No en vano se asegura que el sustrato es el principal factor del que depende el éxito de un cultivo en contenedor (Ansorena, 1994). En general, la composición de los sustratos que se emplean tanto en horticultura como en cultivos forestales es principalmente turba a la que se añade algún otro componente aireador como perlita o vermiculita (Fonteno, 1993; Burés, 1997). Además de estos componentes, en los viveros se suele emplear corteza de pino, arena, lintonita, tierra vegetal o mantillo, cuyas propiedades y

características están bien recogidas en la bibliografía (Burés, 1997).

Según las necesidades del cultivo, las propiedades de un sustrato ideal pueden resumirse en: pH ligeramente ácido (5,5-6,5); alta capacidad de intercambio catiónico; baja fertilidad inherente (lo que presupone que el vivero utiliza fertilización); equilibrio adecuado de tamaños de poros (macroporos y microporos); esterilidad (libre de plagas y enfermedades) (Landis *et al.*, 1990a). La porosidad de aireación (la debida a los macroporos), se considera la propiedad más importante de un sustrato de cultivo (Bernier y Gonzalez, 1995).

Riego

El riego, a diferencia del factor anterior de cultivo, no es una variable fija, sino que forma parte del manejo diario del vivero. El reducido volumen de los contenedores, la dificultad de rehidratación de los sustratos comúnmente empleados y la influencia sobre la nutrición de la planta y sobre las propiedades del sustrato hacen del riego una de las variables más importantes y delicadas de todo el proceso de cultivo en vivero (Landis *et al.*, 1989). Los principales aspectos que deben controlarse en esta variable son dos: la calidad del agua empleada y la cantidad aportada. Ambas están condicionadas por la fase de desarrollo del cultivo, debiendo adecuarse a las exigencias de la planta en cada momento.

La calidad del agua puede variar con su origen, pero el riego con agua de buenas propiedades cualitativas es un requisito para la producción de cultivos de alta calidad (Will y Faust, 1999). Los principales parámetros

de calidad del agua son la salinidad, el pH, la dureza y los macro y micronutrientes. Todos estos parámetros pueden afectar el crecimiento de las plantas bien directamente, creando toxicidad (como la provocada por Na⁺, Cl⁻, B y metales pesados) y deficiencias; o bien, indirectamente, alterando la disponibilidad de otros nutrientes para la planta. El principal efecto del agua de riego se debe a su alcalinidad, que afecta al pH del sustrato. Carbonatos y bicarbonatos hacen que aumente el pH de la solución del medio a lo largo del tiempo mediante su capacidad para neutralizar los iones H⁺.

La cantidad de agua de riego depende de dos aspectos bien diferenciados: la frecuencia y la dosis que se debe aportar en cada riego. Ambas variables están íntimamente relacionadas entre sí y dependen de la estación del año (evapotranspiración) y de la fase de cultivo (Landis *et al.*, 1989). Las reiteradas exposiciones del sustrato a intensos riegos seguidos de no menos intensas dese-

caciones afectan considerablemente la disponibilidad de agua y oxígeno para las raíces inmersas en el sustrato, lo cual es crucial para el crecimiento y desarrollo de la planta (Heiskanen, 1993; Miller y Timmer, 1994; Timmer y Miller, 1991). El control del riego se puede lle-

var a cabo mediante examen visual y táctil del sustrato, TDR o gravimetría. La dificultad de manejar esta variable suele llevar al viverista a regar en exceso, lo que supone una pérdida de eficiencia (Karam y Niemiera, 1994).

Fertilización

La adición de nutrientes a la planta o fertilización es una de las prácticas culturales más importantes de todo el proceso de cultivo. Esta variable permite, junto con el riego, manipular el crecimiento y su calidad, pudiendo acelerarlo o retrasarlo, y puede también alterar la composición nutritiva de los tejidos, con efectos sobre el nivel de reservas, la capacidad de arraigo, la resistencia al estrés hídrico, al frío y a las enfermedades.

El aporte de nutrientes se realiza mediante la implementación de un programa de fertilización cuyas características básicas son (Oliet, 1998): el tipo y composición del fertilizante, la forma de aplicación (riego, incorporación, etc.), la proporción relativa de nutrientes y el régimen de aplicación del fertilizante (periódico, constante o exponencial) (Landis *et al.*, 1989). La proporción relativa de nutrientes debe mantenerse, en la práctica, a través de unas concentraciones de los diferentes minerales en la solución del medio determinadas, que variarán con la fase de crecimiento de la planta (Ingestad, 1979; Landis *et al.*, 1989; van den Driessche, 1991).

Las aplicaciones de fertilizantes de liberación lenta son más eficientes que la fertirrigación, como consecuencia de una menor pérdida por lixiviados (Broschat, 1995), así como por su menor efecto sobre la salinidad. Sin embargo, en los primeros momentos del cultivo el fertilizante de liberación lenta puede producir una liberación relativamente alta que no es aprovechada por la planta, ocurriendo el fenómeno opuesto al final del cultivo (Cabrera, 1997). Sobre esta base, numerosos autores recomiendan la combinación de fertilizantes de liberación controlada y fertirrigación (Rey, 1997; Eymar *et al.*, 2000). El pH está considerado como el factor que más interviene en la disponibilidad de nutrientes para las plantas, aunque en sustratos orgánicos, con baja fertilidad, un adecuado suministro de nutrientes permite un correcto desarrollo de la planta en un amplio rango de pH (Whitcomb, 1988). La disponibilidad de fósforo puede verse mermada con un pH alcalino en presencia de calcio y magnesio al formarse fosfatos insolubles (Edwards, 1985).

Bibliografía

Ansorena J (1994) Sustratos. Propiedades y caracterización. Editorial Mundi-Prensa, Madrid

Bernier PY, González A (1995) Effects of physical properties of *Sphagnum* peat on the nursery growth of containerized *Picea marianan* and *Picea glauca* seedlings. *Scandinavian Journal of Forest Research* 10:176-183

Brissette JC, Barnett JP, Landis TD (1991) Container seedlings. En: Duryea ML, Dougherty PM (eds) *Forest Regeneration Manual*. Kluwer Academic Publishers, The Netherlands

Broschat TK (1995) Nitrate, phosphate and potassium leaching from container grown plants fertilized by several methods. *HortScience* 30:74-77

Burés S (1997). Sustratos. Ediciones agrotécnicas SL, Madrid

Cabrera RI (1997) Comparative evaluation of nitrogen release patterns from controlled release fertilizers by nitrogen leaching analysis. *HortScience* 32:669-673

Edwards IK (1985) How to maximize efficiency of fertilizers in a forest tree nursery. *Proceedings of the Intermountain Nurserymen Association Meeting*, Fort Collins

Eymar E, Cadahia C, Sánchez A, López-Vela A (2000) Combined effect of slow release fertilizer and fertigation on nutrient use of *Cupressus glabra* grown in nursery conditions. *Agrochimica*, Vol XLIV 1-2:39-48

Fonteno WC (1993) Problems and considerations in determining physical properties of horticultural substrates. *Acta Horticulturae* 342:197-204

Heiskanen J (1993) Variation in water retention characteristics of peat growth media used in tree nurseries. *Silva Fennica* 27:77-97

Ingestad T (1979) Mineral nutrient requirement of *Pinus sylvestris* and *Picea abies* seedlings. *Physiologia Plantarum* 45:373-380

Karam NS, Niemiera AX (1994) Cyclic sprinkler irrigation and preirrigation substrate water content affect water and N-leaching from containers. *Journal of Environmental Horticulture* 12:198-202

Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP (1989) The Container Tree Nursery Manual. Vol 4 Seedling nutrition and irrigation. *Agric. Handbk.* 674. U.S.D.A, Forest Service, Washington (online URL <http://www.rngr.net/Publications/ctnm>)

Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP (1990a) The Container Tree Nursery Manual. Vol 2 Containers and growing media. *Agric. Handbk.* 674. U.S.D.A, Forest Service, Washington (online URL <http://www.rngr.net/Publications/ctnm>)

Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP (1990b) The Container Tree Nursery Manual. Vol 5 Biological influences: nursery pests and mycorrhizae. *Agric. Handbk.* 674. U.S.D.A, Forest Service, Washington (online URL <http://www.rngr.net/Publications/ctnm>)

Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP (1992) The Container Tree Nursery Manual. Vol 3 Atmospheric environment. *Agric. Handbk.* 674. U.S.D.A, Forest Service, Washington (online URL <http://www.rngr.net/Publications/ctnm>)

Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP (1994) The Container Tree Nursery Manual. Vol 1 Nursery planning, development and management. *Agric. Handbk.* 674. U.S.D.A, Forest Service, Washington (online URL <http://www.rngr.net/Publications/ctnm>)

Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP (1990a) The Container Tree Nursery Manual. Vol 6 Containers and growing media. *Agric. Handbk.* 674. U.S.D.A, Forest Service, Washington (online URL <http://www.rngr.net/Publications/ctnm>)

Miller BD, Timmer VR (1994) Steady - state nutrition of *Pinus resinosa* seedlings: response to nutrient loading, irrigation and hardening regimes. *Tree Physiology* 14:1327-1338

Oliet J (1998) La fertilización en el cultivo de los brinzales forestales. En: Curso superior de viveros y producción de planta forestal autóctona para colonización de ecosistemas mediterráneos. Ministerio Medio Ambiente - Fondo Social Europeo, Valsain-El Serranillo

Peñuelas JL, Ocaña L (1996) Cultivo de plantas forestales en contenedor. Principios y fundamentos. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. Editorial Mundi-Prensa, Madrid

Rey F (1997) Current trends in nutrition of container stock. En: Forest seedling nutrition from the nursery to the field. Symposium Proceedings. Haase DL, Rose R (eds). NTC. Oregon State University, Corvallis

Svenson SE (2000) Comparing shade cloth and poly film for shading nursery crops. *Nursery Management and Production* 16:39-42, 44

Timmer VR, Miller BD (1991) Effects of contrasting fertilization and moisture regimes on biomass, nutrients and water relations of container grown red pine seedlings. *New Forests* 5:335-348

van den Driessche R (1991) Effects of nutrients on stock performance in the forest. En: van den Driessche R (ed). *Mineral nutrition in conifer seedlings*. CRC Press

Whitcomb CE (1988) Plant production in containers. Lacebark Inc, Stillwater

Will E, Faust JE (1999) Irrigation water quality for greenhouse production. PB 1617 Agricultural Extension Service. University of Tennessee, Knoxville (online URL <http://www.utextension.utk.edu/publications/pbfiles/pb1617.pdf>)

Propagación vegetativa mediante estaquillado

La propagación vegetativa, como método de producción de plantas destinadas a restauraciones del medio natural, debe ser considerada con precaución debido al riesgo de reducir sin criterio la variación genética de las nuevas poblaciones. No obstante, en ciertos táxones con semillas de manejo delicado, como en las salicáceas, en los casos en los que hay una baja producción de semillas viables, como sucede muchas veces con *Ulmus minor*, o simplemente porque para determinados táxones ésta sea la forma más barata de producir plantas, la propagación vegetativa puede resultar una alternativa interesante.

El estaquillado es un método comúnmente empleado para la producción masiva de plantas de muchas especies de ribera, ya que se aprovecha su aptitud para este tipo de propagación, fruto de su requerimiento de suelos con contenido de humedad elevado y de adaptación a las inundaciones periódicas. En todo caso, y si se

emplea esta vía, se debe prestar especial atención a las especies dioicas y producir material de ambos sexos con el fin de mantener el balance de individuos masculinos y femeninos.

El aspecto determinante en la propagación mediante estaquillado es la correcta formación de raíces adventicias. Se trata de un proceso complejo en el que entran en juego diversos factores, de cuya combinación depende el éxito del proceso de enraizamiento y la supervivencia de las nuevas plantas. La aptitud de la especie, el factor genético del individuo, las condiciones fisiológicas de la planta madre, el tipo de estaquilla y su posición en la planta, el momento de obtención del material y los tratamientos a los que se lo someta y las condiciones de enraizamiento son los principales factores que se deben tener en cuenta (Hartmann y Kester, 1987; Mac Cárthaig y Spethmann, 2000).

Tipos de estaquilla

De forma muy simplificada se puede diferenciar tres tipos de estaquillas aéreas:

estaquillas herbáceas: en plantas leñosas, estaquillas obtenidas de ramas o ápices flexibles, todavía no lignificados (normalmente entre los meses de mayo y junio o julio). En general, este tipo de estaquillas enraíza de manera rápida, pero se debe evitar en todo momento su desecación.

estaquillas semileñosas: estaquillas parcialmente lignificadas, rígidas, obtenidas del crecimiento del año de plantas leñosas en período de actividad vegetativa (en general desde mediados de julio hasta principios de otoño).

estaquillas leñosas: estaquillas lignificadas, obtenidas del crecimiento del año anterior en plantas leñosas en reposo (finales de otoño, invierno o principios de primavera). Existen tres tipos de estaquillas leñosas, las rectas convencionales, las estaquillas de mazo y las de talón. Estos dos últimos tipos se emplean para la propagación de especies que enraízan con dificultad. Las estaquillas de mazo

incluyen en su base un segmento de la rama en la que se insertan, mientras que las estaquillas de talón solo incluyen en su base una pequeña porción de dicha rama, con forma de talón como su nombre indica.

Cabe mencionar la facilidad de multiplicar algunas especies empleando segmentos de raíz. Este tipo de material puede ser empleado en especies que rebrotan de raíz de manera natural, como *Populus tremula* o *Ulmus minor*. Sin embargo, esta vía de propagación tiene la limitación de que los segmentos de raíz son más difíciles de obtener que las estaquillas aéreas, además de que no es posible extraer gran cantidad de material de un mismo individuo.

Algunas especies admiten su propagación empleando más de un tipo de estaquilla, aunque también se debe considerar la necesidad de contar con instalaciones adecuadas, ya que las estaquillas recolectadas en primavera o verano son más delicadas y requieren un ambiente con humedad y temperatura controlados.

Topófisis y ciclófisis

El material que se recolecta de plantas madre en estado juvenil suele presentar mayor facilidad para formar raíces que el procedente de ejemplares adultos. A su vez, en los individuos adultos, las estaquillas recolectadas de las ramas bajas presentan mayor facilidad para enraizar que las ramas superiores (Mac Cárthaig y Spethmann, 2000). Este comportamiento diferencial es debido al fenómeno denominado ciclófisis, que consiste en la pérdida de potencialidades juveniles, como es la capacidad de formar raíces adventicias, que sufren los tejidos a medida que sus células van experimentando un mayor número de divisiones. Así, las ramas inferiores de un árbol proceden de tejidos con una edad fisiológica más joven, a pesar de ser cronológicamente

más viejas que las ramas superiores. Por otra parte, se ha de tener en cuenta que este comportamiento variable según la posición y el grado de jerarquía de las ramas en la copa persiste durante un tiempo en el material que de ellas se recoja -fenómeno denominado topófisis-.

Por ello, para asegurar el éxito del estaquillado, las plantas madre en las que predominan tejidos con edad fisiológica adulta deben ser sometidas a tratamientos de rejuvenecimiento. La forma más común de rejuvenecimiento se logra mediante una poda severa, aunque también existen otras vías, como el estaquillado en serie o la etiolación, entre otros (Davis y Hartmann, 1988; Howard *et al.*, 1988).

Preparación de las estaquillas

Las estaquillas deben recolectarse de plantas sanas y vigorosas, evitando en lo posible que los tallos o brotes que se recolecten presenten yemas florales o flores, o en su caso eliminarlas. El material recolectado debe mantenerse en todo momento en ambiente fresco y húmedo, en particular si se trata de estaquillas herbáceas o semileñosas, ya que son muy susceptibles a la desecación. En caso de que las varetas no se procesen inmediatamente deben ser conservadas a baja temperatura (1-4 °C) envueltas en bolsas de plástico.

Para obtener las estaquillas, se debe emplear tijeras de podar o navajas afiladas para producir cortes limpios. Es conveniente esterilizar las herramientas sumergiéndolas con cierta frecuencia en alcohol o en una mezcla de lejía y agua (1:9) y así, evitar la transmisión de en-

fermedades. Se recomienda efectuar un corte en bisel en la base de la estaquilla; de esta manera se aumenta la superficie de tejido descubierta con potencialidad para emisión de raíces y se facilita la inserción de la estaquilla en el sustrato. En la parte superior del material extraído de la parte media y basal de las varetas, es decir, en aquél que no cuenta con una yema apical, es conveniente realizar un corte recto; así se asegura el mantenimiento de una correcta orientación en el momento del estaquillado.

En las estaquillas con hojas, se eliminan aquéllas situadas en la mitad o en el tercio basal para evitar un exceso de pérdida de agua por transpiración; asimismo, se corta la mitad de las hojas remanentes si éstas son muy grandes.

Tratamiento con hormonas

La aplicación de hormonas tiene como objetivo promover o acelerar la producción de raíces o mejorar su calidad. La hormona más utilizada es el ácido indolbutírico en polvo o en solución. En el caso de emplear la primera forma, se debe sacudir ligeramente las estaquillas para eliminar el exceso de hormona. Cuando se utiliza la forma líquida, el tiempo de inmersión de

las estaquillas dependerá de la concentración de la solución.

La preparación de hormonas que se emplee debe estar libre de residuos, por lo que es conveniente realizar las soluciones justo antes de su uso y en todos los casos desechar el remanente una vez tratadas las estaquillas.

Condiciones para el enraizamiento

Las condiciones más adecuadas para estimular la formación de raíces varían según el tipo de estacilla. Las estaquillas semileñosas y herbáceas se mantienen a alta humedad relativa bajo túnel con niebla, con calefacción basal a una temperatura de aproximadamente 20 °C, empleando un sustrato que permita una buena aireación de las raíces, como por ejemplo una mezcla de turba y perlita, en una proporción 1:1 (Hartmann y Kester, 1987). Las estaquillas leñosas, en la mayoría de los casos, se estaquillan directamente en contenedores con sustrato de cultivo. Sin embargo, las especies más difíciles de enraizar requieren también calefacción basal.

En todos los casos el sustrato debe ser estéril, con buena aireación y baja fertilidad. Las estaquillas se entierran hasta un tercio o la mitad de su longitud. Es conveniente efectuar riegos a intervalos regulares, manteniendo el sustrato siempre húmedo pero evitando el encharcamiento, y se debe evitar el sol directo.

El estaquillado de segmentos de raíz varía según especies; en algunas se entierran de manera horizontal en el medio y en otras se tratan como si fuesen estaquillas aéreas.

Aclimatación

Uno de los procesos más delicados de la propagación vegetativa mediante estaquillado es la fase de aclimatación. Una vez enraizado el material, su paso a condiciones de temperatura y humedad más exigentes debe

efectuarse de manera gradual. En el caso de haberse estaquillado en bandejas o cajones o en pequeños alvéolos, las plantas deben cambiarse a contenedores de tamaño adecuado para su buen desarrollo.

Bibliografía

Davis FT, Hartmann HT (1988) The physiological basis of adventitious root formation. *Acta Horticulturae* 227:113-120

Hartmann HT, Kester DE (1987) *Propagación de plantas*. Compañía Editorial Continental, SA de CV, México DF

Howard BH, Harrison-Murray RS, Vasek J, Jones OP (1988) Techniques to enhance rooting potential before cutting collection. *Acta Horticulturae* 227:176-186

Mac Cárthaigh D, Spethmann W (eds) (2000) *Krüssmanns Gehölzvermehrung*. Parey Buchverlag, Berlin

Planificación y gestión de campos de cepas madre

Los campos de cepas madre son plantaciones destinadas a la producción de las estaquillas que se utilizan para la propagación vegetativa de clones. Estas estaquillas se obtienen a partir de los brotes de las cepas, denominados varetas.

En este apartado se describen las bases para la instalación y el mantenimiento de un modelo de campo de cepas madre destinado a la producción de materiales

de reproducción de clones del género *Populus*. Existen otros modelos de producción que difieren de éste, principalmente en aspectos derivados del tipo de maquinaria y aperos empleados en las operaciones de cultivo. En cualquier caso, los principios que aquí figuran son aplicables a todos los demás. Igualmente, el modelo puede extenderse a la producción de materiales de otras especies para cuya reproducción se emplee la vía vegetativa, como es el caso del género *Tamarix*.

Planificación

Las condiciones que debe cumplir un terreno para la instalación de un campo de cepas madre son idénticas a las que se requieren para el establecimiento de un vivero de producción de plantas forestales.

El tamaño del campo depende de la producción que se espera obtener de él y ésta, a su vez, es función de la especie o el clon de que se trate y de las condiciones de cultivo que se apliquen. Además, para evitar el agotamiento del suelo y facilitar su aireación, así como la recuperación física de sus elementos, es conveniente dejar superficies en barbecho durante un año.

La producción del campo debe cubrir las necesidades de estaquillas para la obtención de plantas y para la renovación de las cepas. Para ello debe fijarse previamente el número necesario de cepas, su marco de plantación y la duración de las cepas, es decir, el número de años que se van a mantener en producción. Hay que tener en cuenta, también, que se tendrá cierto porcentaje de marras en la plantación de las estaquillas destinadas a servir de cepas; en el caso de los chopos y en condiciones adecuadas, las marras serán inferiores al 5%.

Las varetas desarrolladas el primer año se cortan a ras del suelo o dejando aproximadamente un centímetro por encima, lo que permite el adecuado rebrote en el año siguiente.

La duración aconsejable de una cepa madre es de 2 a 4 años. La renovación anual de todas las cepas es más onerosa, sin aportar ventajas adicionales. Por otra parte, cuanto mayor sea la edad de las cepas, mayores serán las dificultades y los costes del destocoado.

Efectuado el primer recepe, en la primavera siguiente brotan todas las yemas viables de la cepa, obteniéndose un número variable de varetas. Al final del ciclo se seleccionan las que cumplan con las expectativas de los parámetros fijados para la obtención de las estaquillas, que se refieren a sus dimensiones (longitud y diámetro), rectitud, adecuada lignificación, presencia de yemas bien definidas y ausencia de daños).

El marco de plantación de las cepas puede ser variable, según su manejo y la maquinaria utilizada para ello. En general, las cepas se disponen en filas, quedando próximas entre sí, separadas por calles que permiten el paso de la maquinaria y aperos.

En la tabla 1 se indica la producción estimada de varetas y estaquillas de chopo producidas, en función del número de savias de la cepa. La tabla 2 muestra una estimación de necesidades de cepas y superficies de terreno para una producción dada y varios casos de duración de las cepas.

Tabla 1 Cantidad de varetas y estaquillas de chopo producidas en función del número de savias de la cepa

Nº de savias de la cepa	1 savia	2 savias	3 savias	4 savias
Nº varetas	1	2	3	3
Nº estaquillas	3	8	12	12

Tabla 2 Cantidad de cepas y superficie necesarias para la producción de 1000 estaquillas de un clon de chopo según el turno del campo de cepas madre (marco de plantación 2 m x 0,125 m)

Turno del campo de cepas madre	Nº cepas anual para producción de estaquillas	Nº cepas anual para reposición de cepas	Nº total de estaquillas para plantar estimando un 5% de marras	Nº final de cepas en el campo de cepas madre	Superficie por savia (m ²)	Superficie total del campo de cepas madre (m ²)	Superficie total (campo de cepas madre +barbecho)(m ²)
1 año	333	111	467	444	116,75	116,75	233,50
2 años	91	8	104	198	26,00	52,00	78,00
3 años	43	2	48	135	12,00	36,00	48,00
4 años	29	1	32	120	8,00	32,00	40,00

Fases del cultivo

Preparación del suelo

La preparación del suelo se inicia efectuando un laboreo profundo, mediante uno o dos pases de subsolador, dependiendo del estado del terreno. En caso de ser necesario dar dos pases, el segundo se realiza cruzado al anterior. Esto facilita la aireación del suelo y el posterior descenso del agua de riego hasta las raíces, así como el correcto drenaje. Esta labor se realiza en los meses de septiembre u octubre, siempre que sea posible por las circunstancias meteorológicas.

La segunda labor que se debe realizar, inmediatamente posterior a la del subsolado y en la misma época, consiste en un gradeo, en un pase o dos cruzados, para triturar todos los restos vegetales que hayan quedado en la parcela.

Después se aporta un abono orgánico y se realiza una labor de alzado y enterrado del mismo, con una profundidad de 30 a 40 cm, procurando que el tiempo transcurrido entre la distribución del estiércol y la labor de alzado sea el menor posible para evitar su desecación y evaporación.

Al final del invierno, con buenas condiciones de temperatura y humedad del suelo, se realiza un gradeo con nivelación de muy poca profundidad, con la finalidad de soltar y homogeneizar el suelo dejándolo sin agregados ni apelmazamientos.

En el mes de abril y antes de efectuar el estaquillado, se incorpora un abono químico e, inmediatamente después, se realiza un nuevo gradeo, dejando el suelo nivelado y preparado para recibir las estaquillas.

Preparación de las estaquillas

Una vez obtenidas las varetas, bien mediante adquisición o bien mediante producción propia, las estaquillas se preparan seleccionando una yema que será la terminal, dando un corte por encima de ella; el extremo basal se corta a la longitud predeterminada. Las estaquillas deben tener una longitud mínima de 20 cm, con el corte superior recto y el inferior en bisel. En chopos, esta longitud asegura que cada

estaquilla dispone de 3 ó 4 yemas útiles. El corte superior se sitúa a una distancia de 5 a 10 mm de la yema terminal, de manera que, por una parte, la yema no se vea afectada por un corte demasiado cercano y, por otra, para que, una vez plantada, la yema no quede demasiado enterrada, lo que dificultaría su brotación y la formación del tallo de la futura planta. En cuanto al diámetro, es aconsejable preparar estaquillas de 10 a 20 mm, observando que el material esté convenientemente lignificado, lo que asegura unas reservas suficientes para el desarrollo de la planta.

Se desechan las estaquillas que presenten fallos debido a los cortes efectuados y las seleccionadas se atan en mazos de cantidades fijas. Las estaquillas se almacenan en cámaras frigoríficas entre 2 y 4 °C, con una correcta circulación de aire y una humedad relativa de, al menos, el 85 %, para su conservación hasta el momento idóneo de su instalación, cuando la tierra esté en las mejores condiciones para recibir las.

Las estaquillas de las distintas especies y clones se pueden identificar con colores.

Plantación de las estaquillas

Las estaquillas se sacan de las cámaras frigoríficas y se sumergen íntegramente en agua limpia, permaneciendo en ella entre 24 y 48 horas, para que se rehidraten. Posteriormente, se extraen del agua y se procede a su implantación.

En la plantación se debe poner especial cuidado en dejar al exterior al menos una yema. En plantación mecanizada es corriente que las estaquillas queden totalmente enterradas, por lo que, en general, sólo se obtiene un brote por cada estaquilla plantada. El inconveniente de dejar una sola yema viable radica en las posibles heladas que puedan dañar el brote. Cuando se hayan dejado varias yemas viables es conveniente seleccionar el brote más vigoroso y eliminar los restantes, de manera que se obtengan varetas con dimensiones uniformes y aptas para la producción de estaquillas.

Tratamientos culturales

Control de la vegetación competitiva

Se debe aplicar herbicidas de preemergencia, tanto en el momento de la plantación de las estaquillas como después del recepado. Una vez instalado el campo de cepas madre, no es necesario efectuar esta labor cultural, ya que las hojas caídas permanecen en el suelo durante un tiempo más o menos prolongado impidiendo el desarrollo de vegetación competitiva.

La necesidad de escardas en el campo de cepas también está condicionada por el clima, que puede hacer proliferar en mayor o menor medida la vegetación herbácea. En general, si se han aplicado herbicidas, durante el periodo vegetativo se practican una o dos escardas mecanizadas en las calles y una escarda manual entre plantas.

Gradeos

Durante el primer año de la plantación se realiza un gradeo en las calles para facilitar la aireación y la penetración del agua de riego o de lluvia. Posteriormente, a lo largo del ciclo vegetativo, se efectúan otros gradeos, en función de la cantidad de hierba en las calles y de la compactación del suelo causada por los riegos.

En los campos de cepas ya establecidos se debe dar un primer laboreo más profundo que rompa el suelo endurecido desde el último gradeo del año anterior. Después se aplica un gradeo definitivo, ya que a partir de ese momento resulta imposible el tránsito de maquinaria debido a que las plantas van ocupando las calles.

Construcción de caballones

Cuando se opta por el riego por inundación, se construyen

unos caballones con la propia tierra, quedando el campo dividido en eras de riego para facilitar la circulación y el control del agua. No es necesaria la formación de caballones si el riego se realiza por aspersión o por goteo.

Fertilización química

La fertilización química posterior a la aplicada durante la preparación del suelo varía en función de las características del suelo. Es importante tener en cuenta que un exceso de fertilizantes favorece la formación de varetas de un diámetro demasiado grande, inadecuado para la obtención de estaquillas y su ramificación, lo que reduce el número de yemas en reposo.

Riegos

El periodo de riegos puede durar de 5 a 7 meses en ambientes mediterráneos, estando siempre influenciado por las condiciones meteorológicas y las características del suelo.

La frecuencia de los riegos también es variable, aunque se suele establecer un riego cada 15 días. Este periodo puede aumentarse paulatinamente, en razón de la menor evapotranspiración que se produce a medida que los tallos de las cepas van cerrando el espacio entre cepas y entre calles.

Tratamientos de plagas y enfermedades

Se debe efectuar un control continuado de las cepas para evitar la aparición y proliferación de plagas y enfermedades, y realizar los tratamientos preventivos y curativos necesarios.

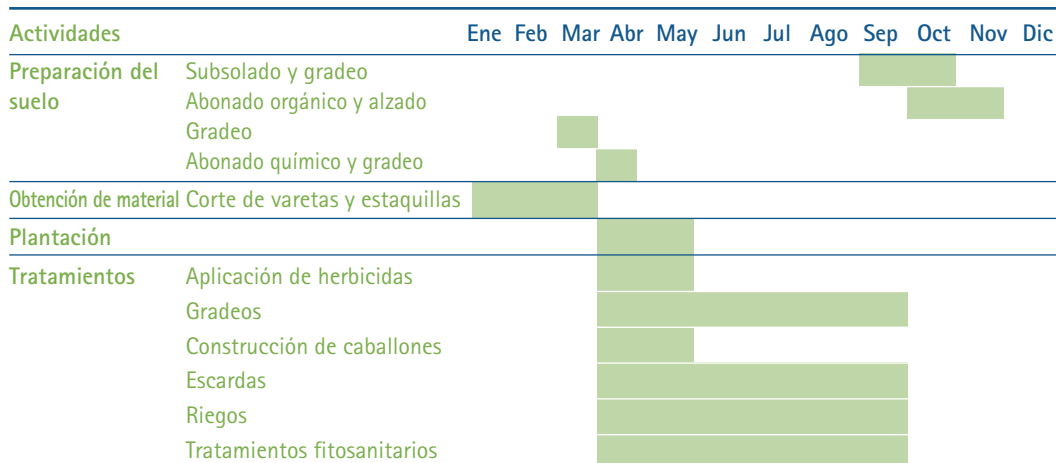


Figura 5 Secuencia y duración de las actividades en la gestión de un campo de cepas madre de chopo (los periodos de realización de las operaciones pueden adelantarse o retrasarse en función del periodo vegetativo, variable según el año o el sitio)

Aprovechamiento

Finalizado el ciclo vegetativo, después de la defoliación de las cepas, se efectúa un conteo de las varetas disponibles. Se seleccionan visualmente las varetas susceptibles de producir estaquillas de alta calidad por sus dimensiones, rectitud, lignificación adecuada y con yemas bien definidas. Realizado el conteo de las varetas, se puede estimar la cantidad de estaquillas que se va a obtener.

Cuando el material va a ser empleado en el propio vivero, se cortan las varetas y se preparan las estaquillas como ya se explicó al tratar de la instalación del campo de cepas madre. Cuando el destino es externo al propio vivero, el material se puede conservar en forma de vare-

tas o estaquillas. En el primer caso, se cortan y se atan en mazos de cantidades fijas y se aviveran a la sombra en zanjas rellenas con la propia tierra hasta el momento de su transporte. En el caso de los chopos, los materiales producidos deben ajustarse a los requisitos fijados por la normativa europea (Tablas 3 y 4).

Las varetas no seleccionadas para la producción de estaquillas se cortan de las cepas y se eliminan. Las cepas quedan así preparadas para la emisión de nuevos brotes en el siguiente periodo vegetativo. Con la limpieza en el campo de todos los restos cortados finaliza la intervención hasta el ciclo siguiente.

Tabla 3 Estándares de calidad externa requeridos por la Directiva 1999/105/CE para varetas y estaquillas de *Populus* spp.

Tipo de material	Estaquillas	Varetas
Nº máximo de períodos vegetativos	2	3
Nº mínimo de yemas bien conformadas	2	5
Sin necrosis o ataques de organismos nocivos	√	√
Sin signos de desecación, asfixia, enmohecimiento o podredumbre	√	√
Sin heridas excepto causadas por poda		√
Sin ramificaciones		√
Sin curvatura o curvatura moderada		√

Tabla 4 Dimensiones requeridas por la Directiva 1999/105/CE para varetas y estaquillas de *Populus* spp.

Tipo de material	Clase	Longitud mínima (m)	Diámetro mínimo superior (estaquillas)/ en la mitad de la longitud (varetas) (mm)
Estaquillas	CE1	0,20	8
	CE2	0,20	10
Varetas	regiones no mediterráneas	N1	1,50
		N2	3,00
	regiones mediterráneas	S1	3,00
		S2	4,00

Normativa europea sobre la comercialización de materiales forestales de reproducción

Los materiales de reproducción utilizados en las forestaciones deben adaptarse a las condiciones de la zona donde van a ser introducidos y, en el caso de que existan objetivos productivos, deben haber sido sometidos a una selección y, en algunos casos, a una mejora, para los caracteres de interés. Por ello, la Unión Europea ha fijado una serie de estándares para la comercialización de los materiales forestales de reproducción de las especies comúnmente empleadas en las repoblaciones en Europa, que son de obligado cumplimiento por parte de los países miembros. Estas reglas se plasman en la Directiva 1999/105/CE y en las decisiones que de ella se derivan.

Esta normativa pretende fomentar la transparencia en el mercado de los materiales forestales de reproducción, garantizando su calidad, en términos de calidad exterior o de nivel de selección y mejora genética al que han sido sometidos, y en algunos casos su origen geográfico. Para ello, esta normativa implementa un sistema de aprobación de los materiales de base a partir de los cuales se puede recolectar semillas o partes de plantas para la posterior producción de plantas y unos mecanismos de certificación y control que aseguran la trazabilidad a lo largo del proceso productivo y de comercialización hasta el usuario final.

El ámbito de aplicación de esta normativa comprende los materiales de reproducción destinados a la silvicultura de una serie de especies, dentro de las cuales se incluyen táxones que forman parte de la vegetación riparia, como son *Alnus glutinosa*, *Alnus incana*, *Fraxinus angustifolia*, *Populus* spp., *Tilia cordata* y *Tilia platyphyllos*, u otros que pueden ser empleados en forestaciones de este tipo de hábitat, como algunos *Quercus*, *Juglans* spp., o *Robina pseudoacacia*, entre otros. Asimismo, cada país miembro tiene potestad para ampliar el número de táxones con el fin de regular su comercio interno, como ha ocurrido en España con la inclusión de otras especies, algunas de ellas de ribera (*Ulmus glabra*, *Ulmus minor* o *Tamarix gallica*).

Cuando el objetivo del material es su uso en la restauración de una ribera y no existen intereses productivos, las semillas se recolectan de materiales de base del tipo fuente semillera o, eventualmente, de rodales; es decir, semillas de las categorías identificada o seleccionada, respectivamente (Tabla 5). En el caso de que el material se propague vegetativamente, la Directiva Comunitaria limita su producción a las categorías seleccionada (por la propagación masiva a partir de plantas obtenidas de semillas), cualificada o controlada (Tabla 6). En el caso de especies sin interés productivo y que se propagan tradicionalmente mediante partes de plantas, como es el caso de algunos chopos autóctonos, resulta imposible cumplir con los requisitos impuestos a dichas categorías, orientados a la producción de material mejorado genéticamente. Esta dificultad se podría solventar considerando el uso sostenible de este tipo de materiales no mejorados que se adaptan de manera natural a las condiciones locales o regionales, y como promoción de la conservación *in situ*, evitando la introducción de materiales no autóctonos que podrían introgreir en las poblaciones locales, en el marco del artículo 4.4 de la Directiva 1999/105/CE.

Para especies no reguladas sería conveniente también aplicar algunos criterios contemplados en la normativa, en especial el control de la procedencia y la transferencia de la información referente al material hasta su empleo en campo.

En cualquier caso, además de esta normativa que pretende fijar unos protocolos básicos, es muy recomendable considerar un conjunto de buenas prácticas de producción de los materiales, como la recolección en poblaciones de cierta extensión y de diferentes pies, más o menos alejados entre sí, o fomentar el empleo de mezclas de clones cuando se produzca mediante propagación vegetativa como medio de garantizar cierta variación genética.

Tabla 5 Categorías comerciales para los materiales de reproducción obtenidos de los distintos tipos de materiales de base

Tipo de material de base		Fuente semillera	Rodal	Huerto semillero	Progenitores de familia	Clon	Mezcla de clones
Categoría del material forestal de reproducción	■ identificada	√	√				
	■ seleccionada		√				
	■ cualificada			√	√	√	√
	■ controlada		√	√	√	√	√

Tabla 6 Categorías comerciales para los diferentes tipos de materiales de base

Tipo de material de reproducción	Categoría	Frutos y semillas	Partes de plantas	Plantas
Especies reguladas (excepto híbridos artificiales y OGM)	■ identificada	√		√
	■ seleccionada	√	√*	√
	■ cualificada	√	√	√
	■ controlada	√	√	√
Híbridos artificiales	■ seleccionada	√	√	√
	■ cualificada	√	√	√
	■ controlada	√	√	√
Organismos genéticamente modificados	■ controlada	√	√	√

* propagación masiva a partir de semillas

Normativa fitosanitaria europea

La normativa de la Unión Europea referente a los certificados y pasaportes fitosanitarios engloba un conjunto de directivas que pretenden evitar la introducción de organismos nocivos para los vegetales o productos vegetales en los estados miembros y su propagación en el interior de la Comunidad.

La normativa básica en relación con el pasaporte fitosanitario se recoge en dos directivas:

Directiva 2000/29/CE del Consejo, de 8 de mayo de 2000, relativa a las medidas de protección contra la introducción en la Comunidad de organismos nocivos para los vegetales o productos vegetales y contra su propagación en el interior de la Comunidad;

Directiva 92/90/CEE de la Comisión, de 3 de noviembre de 1992, por la que se establecen las obligaciones a que están sujetos los productores e importadores de vegetales, productos vegetales u otros objetos, así como las normas detalladas para su inscripción en un registro.

La estrategia de la normativa consiste en la elaboración de un inventario de los organismos nocivos considerados especialmente peligrosos, cuya introducción en la Comunidad debe estar prohibida, y de los organismos nocivos cuya introducción por conducto de algunos vegetales debe también prohibirse.

La detección de alguno de estos organismos no es sencilla por lo que, en ciertos casos, se prohíbe la introducción en la Unión Europea de vegetales o productos vegetales procedentes de determinados países o se exige la certificación de la aplicación de controles especiales en los países productores.

Estos controles se extienden no sólo a vegetales y productos vegetales que proceden de fuera de la Comunidad, también las producciones comunitarias deben ser sometidas a inspección. El pasaporte fitosanitario es el documento que acredita que las plantas han sido sometidas a los controles oficiales exigidos y que se encuentran libres de los organismos nocivos que se establecen en la normativa. Es decir, este documento no asegura que las plantas se encuentren libres de enfermedades y plagas, sino que, realizada una inspección fitosanitaria de los materiales vegetales, no se ha detectado ninguna de las plagas y enfermedades que se establecen en la normativa. Los pasaportes fitosanitarios son expedidos por los órganos competentes de los estados miembros, y su contenido está normalizado.

Con el fin de proteger cultivos o poblaciones naturales especialmente sensibles o cuya producción o valor ecológico deba ser protegido de manera prioritaria, la normativa europea contempla la posibilidad de declarar un área geográfica como zona protegida. Una zona protegida puede ser una región, un país o un grupo de países de la Unión Europea en los que no sean endémicos ni se encuentren establecidos uno o varios organismos nocivos que, sin embargo, sí se encuentran en otras partes de la Unión. Los controles de material vegetal destinados a zonas protegidas son específicos para ese destino, expidiéndose un pasaporte fitosanitario especial denominado pasaporte ZP. Si los controles no se refieren a las condiciones propias correspondientes a zonas protegidas, el pasaporte fitosanitario no será válido. Por ello, en este caso, deben aparecer en el pasaporte las letras ZP seguidas del país o región al que se destina la planta, lo que asegura que la inspección fitosanitaria se ha realizado teniendo en cuenta que la planta va a ser enviada a dicha zona.

La normativa referente al pasaporte fitosanitario es muy prolija y está en constante actualización, por lo que las bases de datos legislativas deben ser consultadas continuamente para saber si se han producido modificaciones. En la página WEB de EuroLex pueden encontrarse las últimas modificaciones (http://europa.eu.int/eur-lex/lex/RECH_menu.do).

Desde el punto de vista de la producción de plantas para la restauración de riberas, las especies incluidas en esta guía que se ven afectadas por esta normativa son: *Arbutus unedo*, *Humulus lupulus*, *Laurus nobilis*, *Platanus orientalis*, *Populus* spp., *Prunus mahaleb*, *Prunus spinosa*, *Rubus ulmifolius*, *Viburnum tinus* y *Vitis vinifera*. Los vegetales y otros productos vegetales de las especies mencionadas deben ir acompañados de pasaporte fitosanitario para su movimiento dentro del territorio de la Comunidad. Las plantas y partes de plantas de *Populus* spp. requieren además pasaporte ZP para su introducción o movimiento en zonas protegidas.

Además, se debe consultar la normativa para cada caso particular, para conocer las limitaciones que existen para su introducción procedente de países terceros, pudiendo llegar a ocurrir incluso que exista la prohibición a su introducción en el territorio de la Unión Europea en función de su procedencia.

Populus spp.

Rasgos diagnóstico para *Populus alba*, *P. tremula* y *P. x canescens*

Taxon	<i>P. alba</i> L.	<i>P. tremula</i> L.	<i>P. x canescens</i> (Aiton) Sm.
Ritidoma	<ul style="list-style-type: none"> blanco o grisáceo 	<ul style="list-style-type: none"> gris-verdoso claro 	<ul style="list-style-type: none"> blanquecino
Yemas invernantes	<ul style="list-style-type: none"> no viscosas inicialmente tomentoso-blanquecinas, luego rojizas glabrescentes 	<ul style="list-style-type: none"> a menudo algo viscosas inicialmente ligeramente pubescentes, luego pardas glabrescentes o glabras 	
Hojas	<ul style="list-style-type: none"> braquiblastos: suborbiculares, subelípticas o subpentagonales, enteras o sinuado-dentadas macroblastos: palmeado-lobuladas, deltoideas u ovado-oblongas; base generalmente acorazonada inicialmente blanco-tomentosas; después haz verde oscuro, glabro, envés blanco o verde grisáceo, tomentoso 	<ul style="list-style-type: none"> braquiblastos: ovado-orbitulares, obtusas, irregularmente dentado-crenadas macroblasto: mayores, ovado-triangular, ápice agudo, base truncada o acorazonada inicialmente más o menos pilosas; después verdes, algo discolor, glabras braquiblastos: nervios prominentes, glandulosos 	<ul style="list-style-type: none"> braquiblastos: ovales o suborbiculares, sinuado-dentadas macroblastos: deltoideo-ovadas a acorazonadas braquiblastos: inicialmente grisáceo-pubescentes; después más o menos concolor, glabras o glabrescentes; macroblastos: envés gris-tomentoso
Pecíolos	<ul style="list-style-type: none"> braquiblastos: 2-3 cm; macroblastos: hasta 17 cm poco comprimidos 	<ul style="list-style-type: none"> (2,5)4-6(8) cm muy comprimidos lateralmente 	<ul style="list-style-type: none"> braquiblastos: > 5 cm muy comprimidos lateralmente
Amentos	<ul style="list-style-type: none"> femeninos: longitud hasta 12 cm escamas de los amentos femeninos: festoneadas o subenteras, pelosas; escamas de los amentos masculinos: irregularmente crenado-dentadas o subenteras, pelosas 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 5-12 cm escamas pelosas, palmeado-laciniadas 	<ul style="list-style-type: none"> femeninos: longitud 4-6 cm escamas de los amentos femeninos irregularmente laciniadas
Flores masculinas	<ul style="list-style-type: none"> (3)8(10) estambres anteras inicialmente purpúreas, finalmente amarillas 	<ul style="list-style-type: none"> (4)8(12) estambres anteras purpúreas 	<ul style="list-style-type: none"> 8-15 estambres
Estigmas	<ul style="list-style-type: none"> verde-amarillentos bipartidos 	<ul style="list-style-type: none"> purpúreos bífidos 	

Rasgos diagnóstico para *Populus nigra*, *P. deltoides* y *P. x canadensis*

Taxon	<i>P. nigra</i> L	<i>P. deltoides</i> Marshall	<i>P. x canadensis</i> Moench.
Tronco	<ul style="list-style-type: none"> ■ pronto agrietado, negruzco ■ frecuentemente con engrosamientos negruzcos con brotes epicórmicos 	<ul style="list-style-type: none"> ■ sin engrosamientos 	<ul style="list-style-type: none"> ■ sin engrosamientos
Ramas del año	<ul style="list-style-type: none"> ■ cilíndricas o ligeramente acostilladas en ápice ■ inicialmente amarillentas, finalmente grisáceas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ muy acostilladas ■ inicialmente verdosas, finalmente pardo-verdoso a pardo-grisáceo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ generalmente acostilladas en ápice
Hojas	<ul style="list-style-type: none"> ■ macroblastos: 5-10 x 4-8 cm; braquiblastos: más pequeñas y anchas ■ braquiblastos: romboidales, base anchamente cuneada o más o menos redondeada; macroblastos: triangular-ovadas ■ margen no ciliado ■ braquiblastos: generalmente sin glándulas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 10-18 cm, tan largas como anchas ■ macro y braquiblastos: ovado-cordiformes o deltoideas, base generalmente truncada ■ margen densamente ciliado ■ macro y braquiblastos: glándulas en la base 	<ul style="list-style-type: none"> ■ macro y braquiblastos: deltoideas u ovadas ■ margen ciliado ■ macro y braquiblastos: generalmente con glándulas en la base
Amentos femeninos	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 7-15 cm 	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 15-20 cm 	
Flores masculinas	<ul style="list-style-type: none"> ■ 6-25 estambres 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 30-60 estambres 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 15-25 estambres
Cápsulas	<ul style="list-style-type: none"> ■ 2 valvas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 3-4 valvas 	

Salix spp.

Distribución



Salix alba L.

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia, Siberia, China, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel, Túnez, Argelia, Marruecos



Salix amplexicaulis Bory

Distribución general: Sudeste de Europa, Oeste de Asia

Región mediterránea: Italia, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía



Salix atrocinerea Brot.

Distribución general: Sudoeste, Centro y Norte de Europa, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (Cerdeña), Túnez, Argelia, Marruecos

Distribución



Salix eleagnos Scop.

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro y Este de Europa, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: España, Francia (incl. Córcega), Italia, Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Marruecos



Salix fragilis L.

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía



Salix pedicellata Desf.

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Norte de África

Región mediterránea: España, Francia (Córcega), Italia (Cerdeña y Sicilia), Túnez, Argelia, Marruecos

Distribución



Salix purpurea L.

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste de Asia, Mongolia, Norte de África

Región mediterránea: Portugal, España, Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Siria, Líbano, Túnez, Argelia, Marruecos



Salix salviifolia Brot.

Distribución general: Sudoeste de Europa

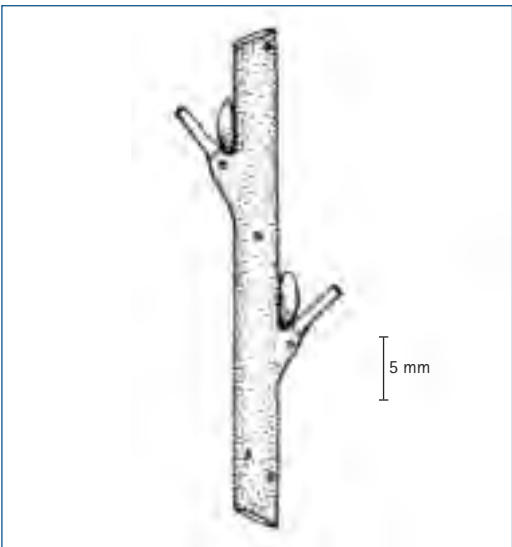
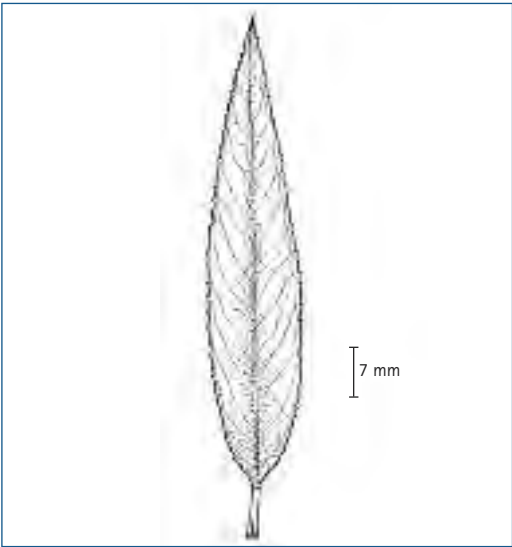
Región mediterránea: Portugal, España



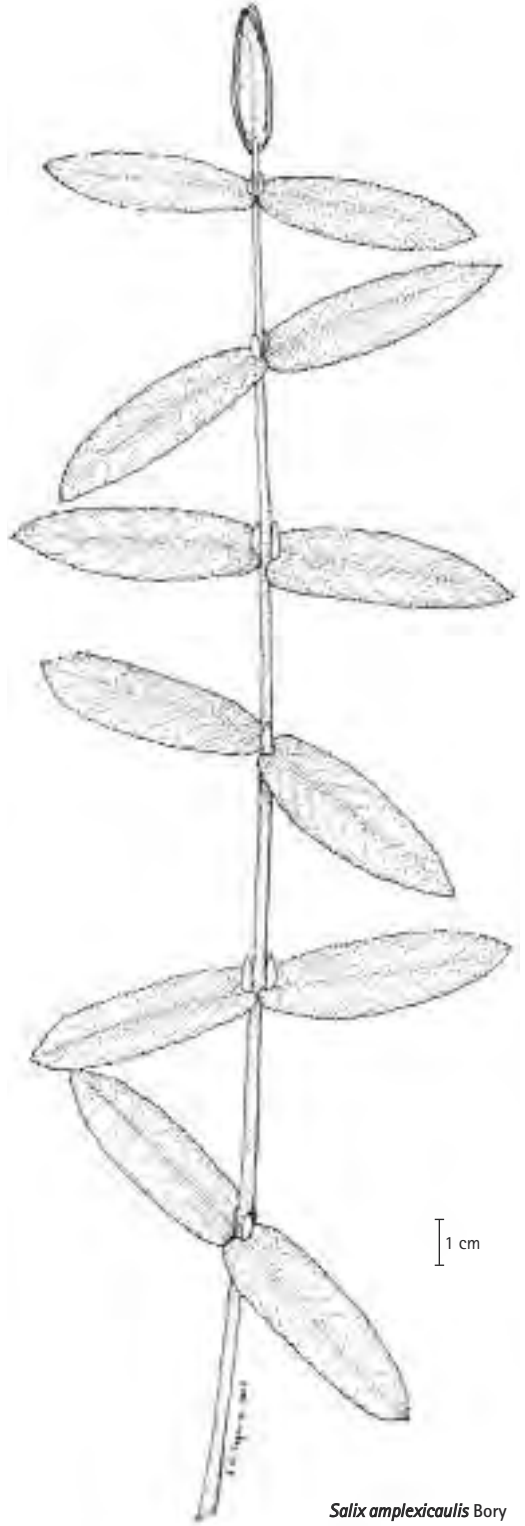
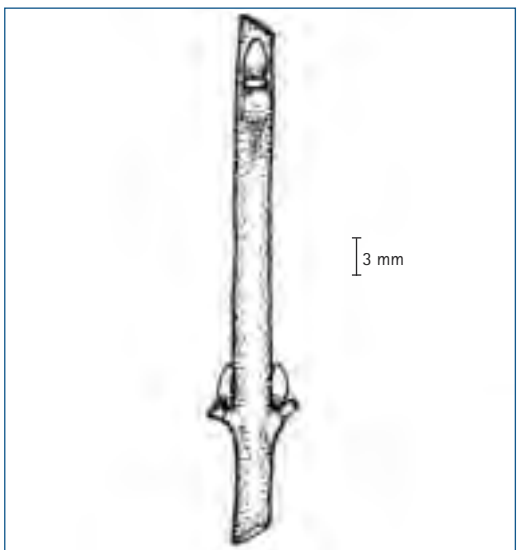
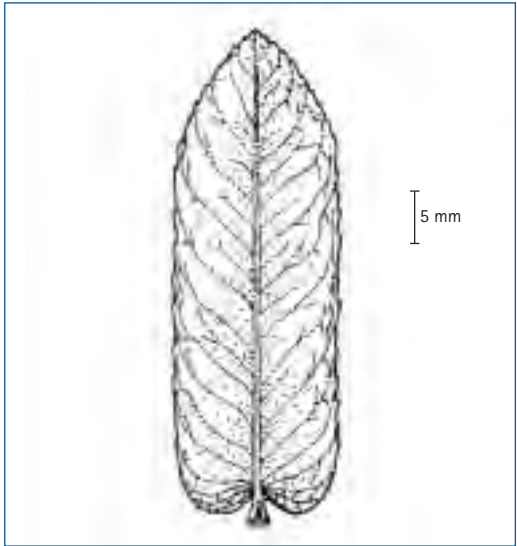
Salix triandra L.

Distribución general: Sudoeste, Sudeste, Centro, Norte y Este de Europa, Cáucaso, Oeste, Centro y Este de Asia, Siberia, Extremo Oriente ruso, Mongolia, China, Norte de África

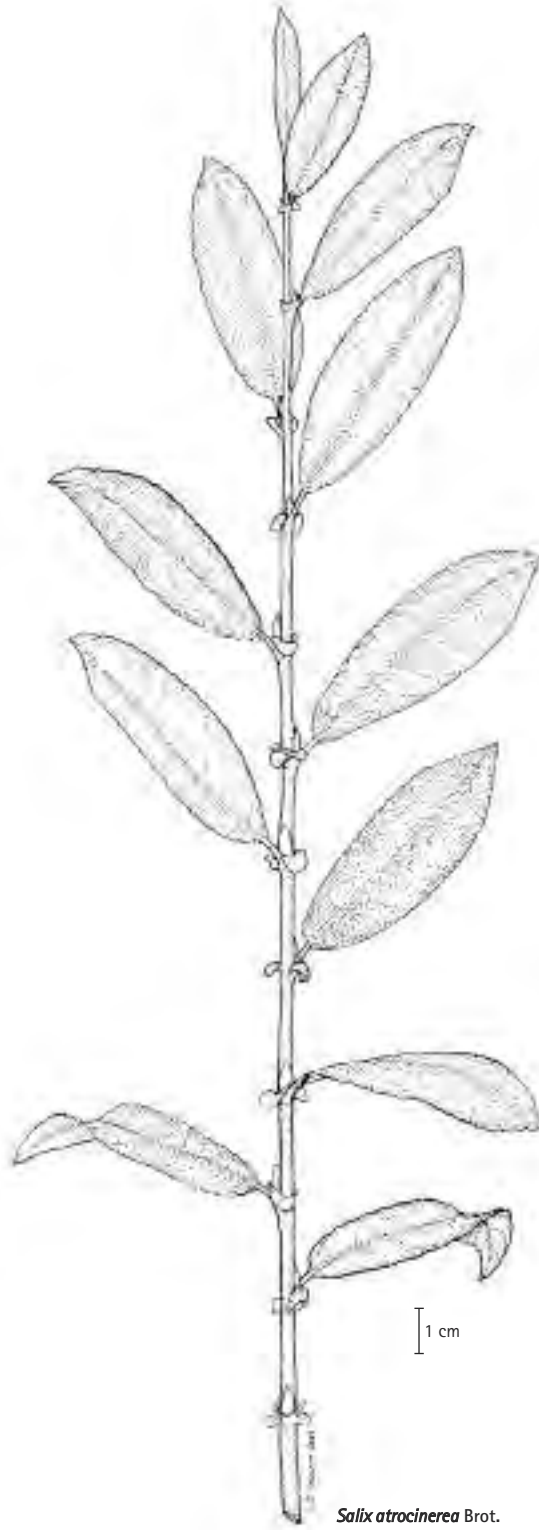
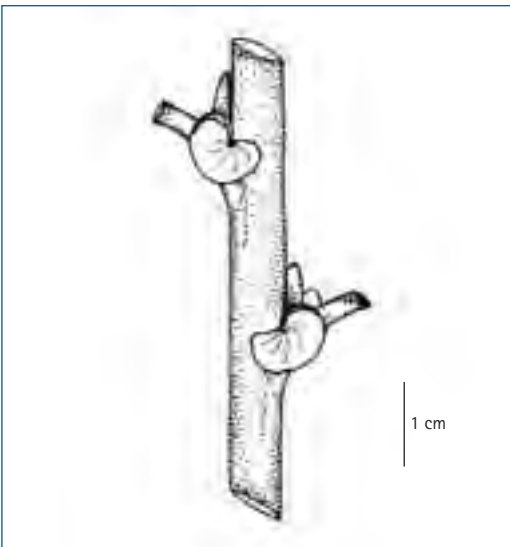
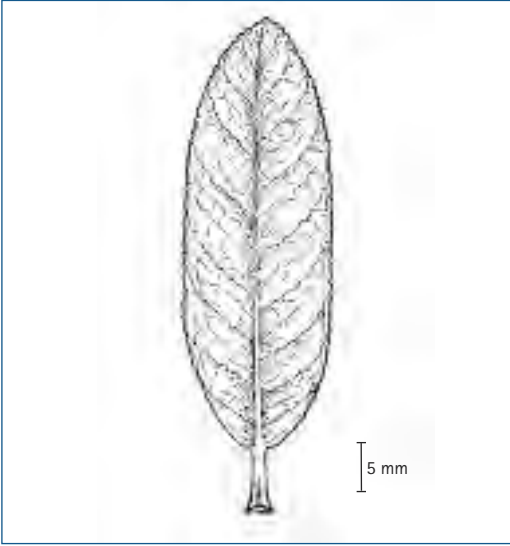
Región mediterránea: Portugal, España, Francia, Italia, Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia, Turquía, Israel, Túnez, Argelia



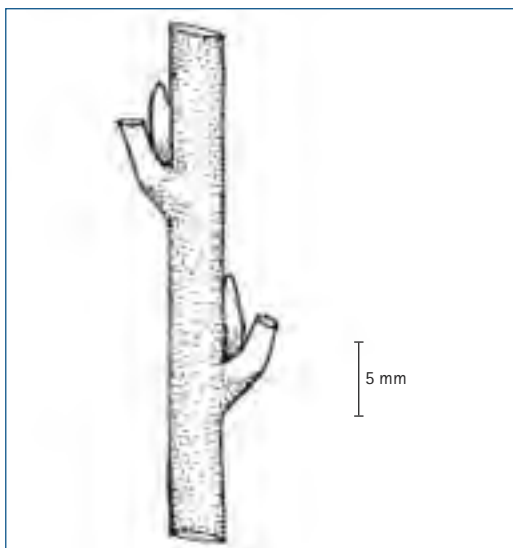
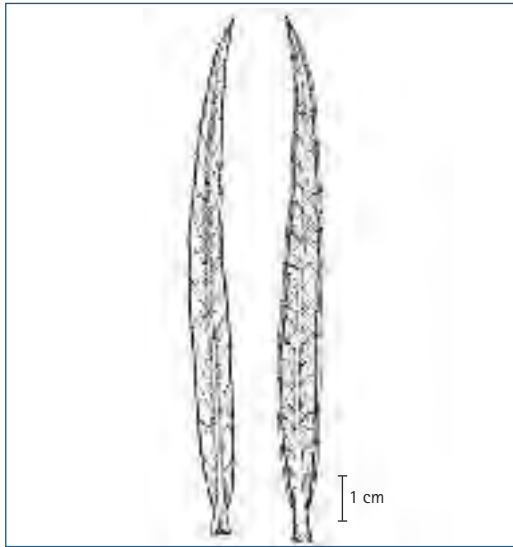
Salix alba L.



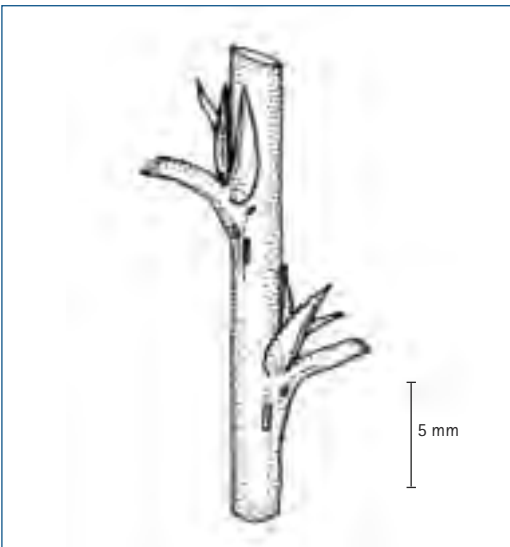
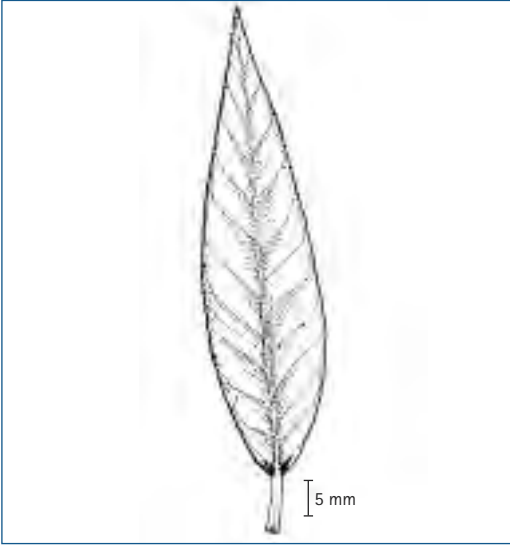
Salix amplexicaulis Bory

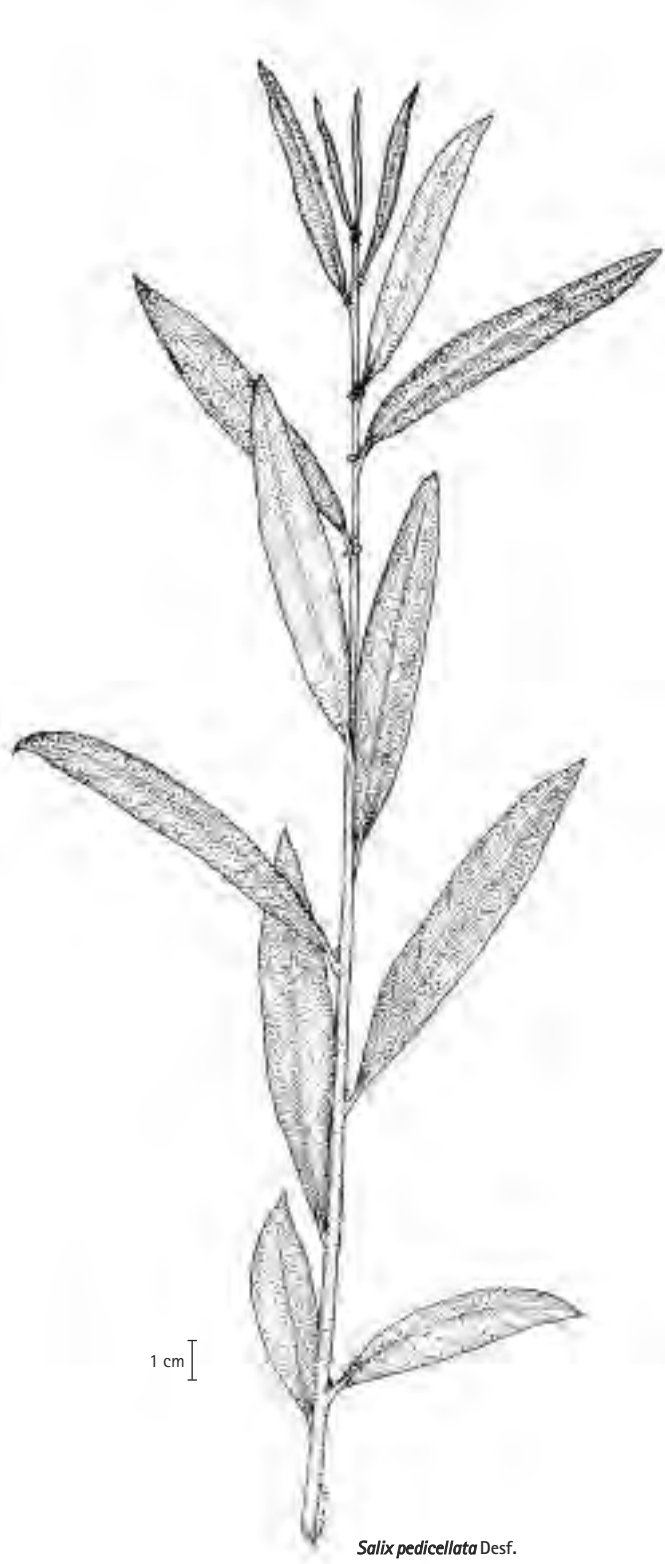
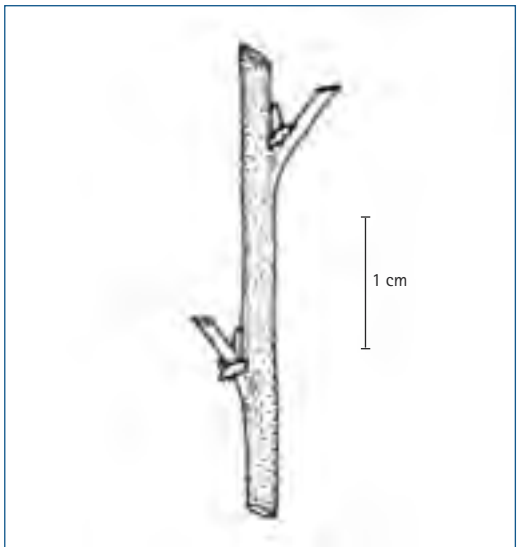
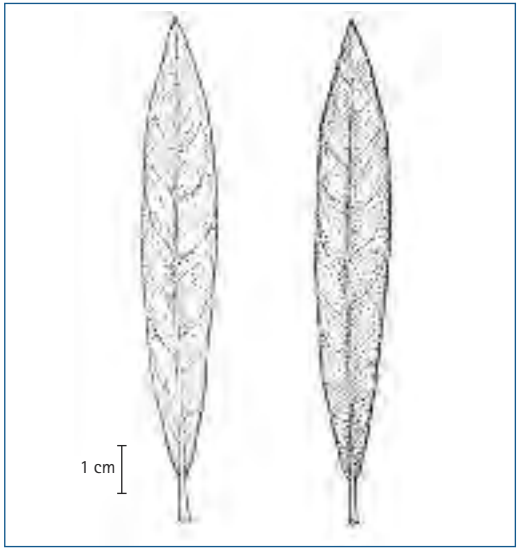


Salix atrocinerea Brot.

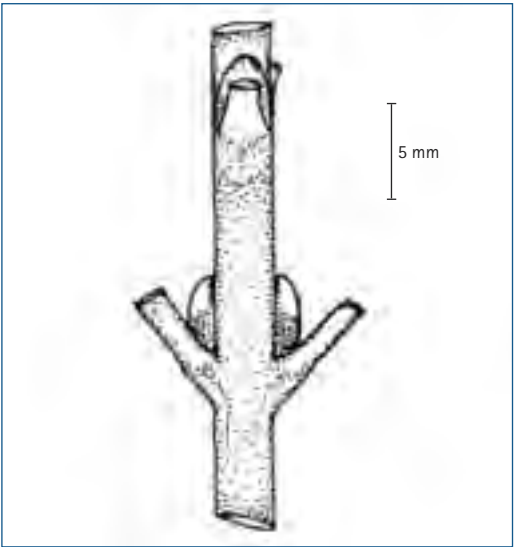
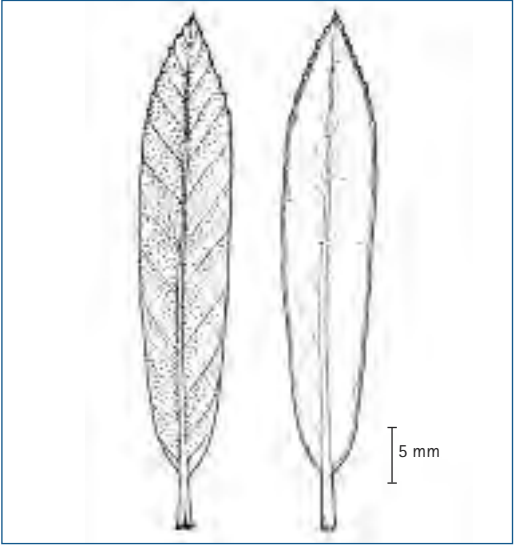


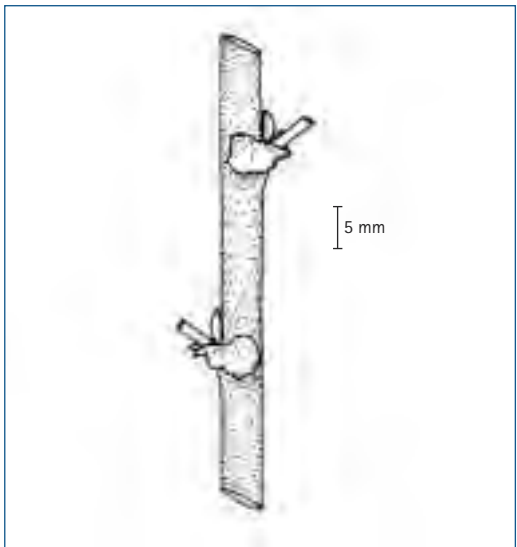
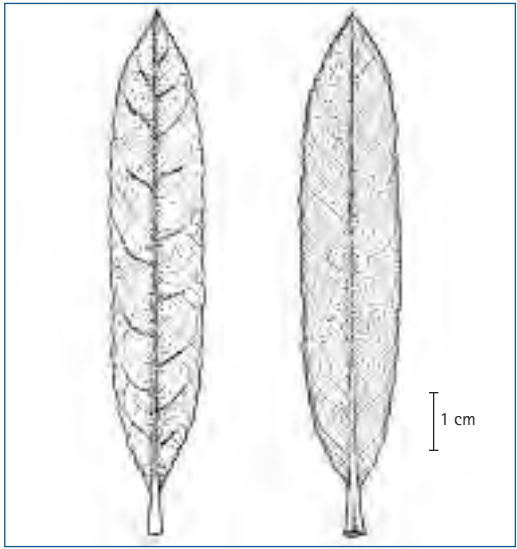
Salix eleagnos Scop.



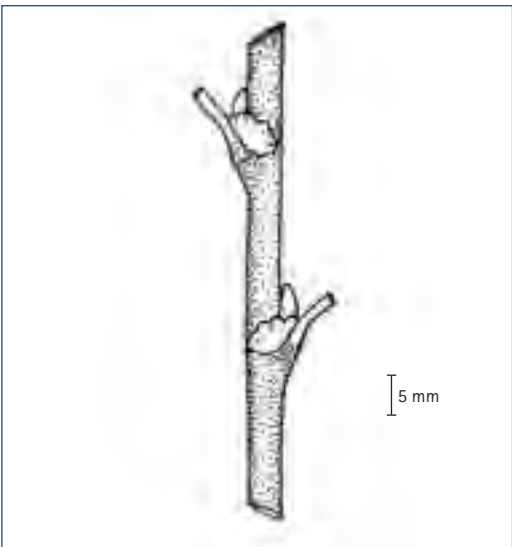
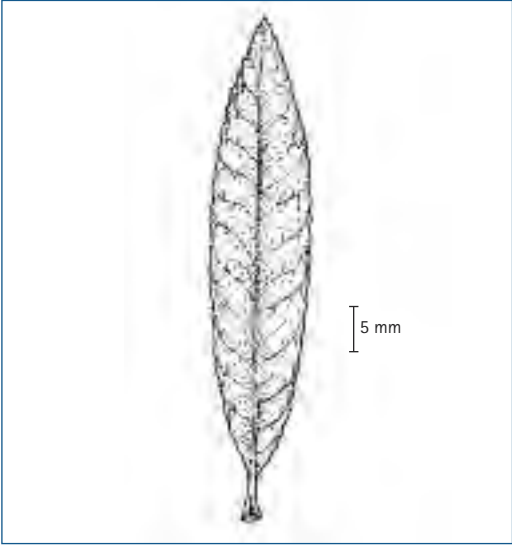


Salix pedicellata Desf.





Salix salviifolia Brot.



Salix triandra L.

Caracteres diagnóstico de especies de *Salix* L. con distribución en la región mediterránea

Hojas lineares, lanceoladas u ovado-lanceoladas

Taxon	<i>S. alba</i> L.	<i>S. eleagnos</i> Scop.	<i>S. fragilis</i> L.	<i>S. triandra</i> L.
Porte	<ul style="list-style-type: none"> árbol hasta de 25 m 	<ul style="list-style-type: none"> arbusto hasta de 6 m, raramente árbol 	<ul style="list-style-type: none"> árbol de 8-25 m 	<ul style="list-style-type: none"> arbusto de 4-6(10) m
Corteza	<ul style="list-style-type: none"> tronco: pardo-grisáceo, con profundas hendiduras longitudinales ramas: lisa, parda, pardo-rojiza o amarillo-naranja 	<ul style="list-style-type: none"> glabra, castaño-rojizo 	<ul style="list-style-type: none"> tronco: grisáceo o pardo-grisáceo, se fisura con el tiempo ramas: lisa, naranja, verdosa o pardo-rojiza 	<ul style="list-style-type: none"> lisa, castaño-rojizo, a veces casi negra, verdosa o parda, se exfolia en láminas irregulares
Tallos jóvenes	<ul style="list-style-type: none"> seríceos 	<ul style="list-style-type: none"> pubescentes o glabrescentes, amarillos o anaranjados 	<ul style="list-style-type: none"> glabrescentes o glabros, rara vez pubescentes cilíndricos, muy frágiles en las uniones 	<ul style="list-style-type: none"> glabros angulosos
Yemas	<ul style="list-style-type: none"> seríceas alternas 	<ul style="list-style-type: none"> glabrescentes, ligeramente pubescentes en base y/o ápice alternas 	<ul style="list-style-type: none"> glabrescentes al principio, después glabras, brillantes alternas 	<ul style="list-style-type: none"> glabras alternas
Hojas	<ul style="list-style-type: none"> hasta 10 x 1-2,5 cm lanceoladas base cuneada margen serrado seríceas o glabrescentes, raro glabras, glaucas 	<ul style="list-style-type: none"> 2-10 x 1-2 cm lineares o lineal-lanceoladas base cuneada margen revoluto, finamente serrado-glanduloso haz glabro; envés muy tomentoso 	<ul style="list-style-type: none"> 5-16 x 1-3 cm lanceoladas a ovado-lanceoladas. base redondeada, raro cuneada o algo atenuada margen glanduloso-serrado, a veces subserrado haz glabro, brillante; envés glaucescente o verde pálido 	<ul style="list-style-type: none"> 2-10 x 0,5-2 cm lanceoladas, oblongo-lanceoladas, obovado-lanceoladas, oblongo-obovadas, lineal-lanceoladas margen no revoluto, glanduloso-serrado haz y envés glabros, raro envés algo peloso

.../...

.../...

Taxon	<i>S. alba</i> L.	<i>S. eleagnos</i> Scop.	<i>S. fragilis</i> L.	<i>S. triandra</i> L.
Estípulas	<ul style="list-style-type: none"> linear-lanceoladas dentadas caedizas 	<ul style="list-style-type: none"> ausentes o reducidas a glándulas 	<ul style="list-style-type: none"> semiorazonadas, muy asimétricas, anchas caedizas; presentes en tallos jóvenes 	<ul style="list-style-type: none"> semirreniforme, grandes persistentes
Pecíolos	<ul style="list-style-type: none"> 2-5(7) mm pubescentes 	<ul style="list-style-type: none"> < 5 mm pelosos 	<ul style="list-style-type: none"> > 5 mm glabrescentes / glabros 	<ul style="list-style-type: none"> 5-10 mm glabros o glabrescentes, a veces glandulosos en la unión con limbo
Amentos	<ul style="list-style-type: none"> 2-7 x 1 cm pedúnculos largos laxos aparecen al mismo tiempo que las hojas margen entero o serrado 	<ul style="list-style-type: none"> hasta 3 x 1 cm sésiles o pedúnculos muy cortos aparecen poco antes o al mismo tiempo que las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> 2-7 x 0,5-1 cm pedúnculos largos densos aparecen al mismo tiempo que las hojas margen entero 	<ul style="list-style-type: none"> (2) 3,5 (7) x 1 cm aparecen al mismo tiempo que las hojas
Brácteas de los amentos	<ul style="list-style-type: none"> margen entero o serrado 	<ul style="list-style-type: none"> uniformemente amarillento 	<ul style="list-style-type: none"> uniformemente coloreadas 	
Brácteas florales	<ul style="list-style-type: none"> uniformemente amarillentas ápice agudo cara exterior glabrescente; cara interior pubescente caedizas 	<ul style="list-style-type: none"> uniformemente amarillo pálido, pardusca en la madurez, a veces ápice rojizo ápice obtuso, rara vez emarginado margen peloso persistentes 	<ul style="list-style-type: none"> uniformemente coloreadas margen peloso cara exterior pelosa; cara interior glabrescente caedizas 	<ul style="list-style-type: none"> persistentes
Flor masculina	<ul style="list-style-type: none"> filamentos libres filamentos pelosos 2 estambres 2 nectarios pistilo glabro, séstil o cortamente pedicelado estilo corto estigmas bifidos 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> filamentos soldados en tercio inferior filamentos pelosos 2 estambres 1 nectario pistilo glabro, cortamente pedicelado estilo largo estigmas bifidos 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> filamentos libres filamentos pelosos en la base 2 estambres 2 nectarios pistilo glabro, pedicelado estilo mediano estigmas bifidos 2 nectarios 	<ul style="list-style-type: none"> filamentos libres filamentos pelosos 3 estambres 2 nectarios pistilo glabro, pedicelado estilo corto estigmas bifidos 1 nectario
Flor femenina	<ul style="list-style-type: none"> pistilo glabro, séstil o cortamente pedicelado estilo corto estigmas bifidos 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> pistilo glabro, cortamente pedicelado estilo largo estigmas bifidos 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> pistilo glabro, pedicelado estilo mediano estigmas bifidos 2 nectarios 	<ul style="list-style-type: none"> pistilo glabro, pedicelado estilo corto estigmas bifidos 1 nectario

Caracteres diagnóstico de especies de *Salix* L. con distribución en la región mediterránea

Hojas anchamente lanceoladas, oblongo-elípticas, elípticas u obovadas

Hojas generalmente opuestas

Taxon	<i>S. atrocinerea</i> Brot.	<i>S. pedicellata</i> Desf.	<i>S. salviifolia</i> Brot.	<i>S. amplexicaulis</i> Bory	<i>S. purpurea</i> L.
Porte	<ul style="list-style-type: none"> arbusto, a veces árbol hasta de 12 m 	<ul style="list-style-type: none"> arbusto o arbolillo hasta de 10 m 	<ul style="list-style-type: none"> arbusto hasta de 6 m 	<ul style="list-style-type: none"> arbusto 3(5) m 	<ul style="list-style-type: none"> arbusto hasta de 6 m
Corteza	<ul style="list-style-type: none"> glabra, castaño-rojizo o pardo grisáceo madera descortezada con numerosas estrias longitudinales prominentes 	<ul style="list-style-type: none"> glabra, pardo-rojizo o pardo-grisáceo madera descortezada con numerosas estrias prominentes 	<ul style="list-style-type: none"> glabra, pardo-rojizo o pardo-grisáceo madera descortezada con numerosas estrias prominentes 	<ul style="list-style-type: none"> pardo-amarillento a castaño-rojizo o parda madera descortezada lisa, sin estrias 	<ul style="list-style-type: none"> glabra, grisáceo brillante, amarillenta, castaño-rojizo o negra
Tallos jóvenes	<ul style="list-style-type: none"> pubescentes 	<ul style="list-style-type: none"> tomentosos 	<ul style="list-style-type: none"> pubescentes o glabrescentes 	<ul style="list-style-type: none"> glabros 	<ul style="list-style-type: none"> glabros, muy brillantes
Yemas	<ul style="list-style-type: none"> pubescentes alternas 	<ul style="list-style-type: none"> alternas 	<ul style="list-style-type: none"> pubescentes alternas 	<ul style="list-style-type: none"> glabras opuestas o subopuestas, rara vez alternas 	<ul style="list-style-type: none"> glabras opuestas, a veces alternas
Hojas	<ul style="list-style-type: none"> 2-10 x 1-2 cm oblongo-obovadas, elípticas, obovado-elípticas, lanceoladas u obovado-lanceoladas base redondeada, cuneada o cortamente atenuada margen revoluto, entero, paucidentado o dentado-serrado haz glabro o tomentoso, pelos rojizos y blancos; envés tomentoso, pelos rojos y blancos, a veces glabro, glauco nervios prominentes en envés 	<ul style="list-style-type: none"> 5-10 x 1-3 cm elípticas, oblongo-elípticas, lanceoladas u obovado-lanceoladas base redondeada o cortamente atenuada, raro cuneada margen revoluto, entero, paucidentado o dentado-serrado haz glabro o tomentoso, envés finamente pubescente o glabrescente, glauco nervios prominentes en envés 	<ul style="list-style-type: none"> 2-10 x 1-2 cm oblongo-obovadas, oblongo-lanceoladas, obovado-lanceoladas, linear-lanceoladas base redondeada o cortamente atenuada margen revoluto, dentado-serrado, a veces paucidentado o entero haz tomentoso o glabrescente, a veces glabro; envés muy tomentoso 	<ul style="list-style-type: none"> hasta 30-50 x 8-16 mm oblongo-lanceoladas u oblongas base cordado-semiamplexicaule margen dentado hacia el ápice, entero hacia la base haz y envés glabros 	<ul style="list-style-type: none"> 5-7 x 1-1,5 cm lineares, linear-lanceoladas, oblongo-obovadas o espatuladas base redondeada, a veces cortamente atenuada o cuneada margen no revoluto, dentado hacia el ápice, entero hacia la base haz glabro; envés glaucescente

.../...

.../...

Taxon	<i>S. atrocinerea</i> Brot.	<i>S. pedicellata</i> Desf.	<i>S. salviifolia</i> Brot.	<i>S. amplexicaulis</i> Bory	<i>S. purpurea</i> L.
Estipulas	<ul style="list-style-type: none"> ▪ semiacorazonadas o reniformes ▪ margen poco dentado ▪ haz glabrescente; envés tomentoso ▪ caedizas; presentes en tallos jóvenes 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ semiacorazonadas o semirreniformes, anchas ▪ margen dentado ▪ caedizas 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ semiacorazonadas ▪ margen serrado ▪ tomentosas ▪ persistentes 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ pequeñas ▪ caedizas 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ caedizas
Pecíolos	<ul style="list-style-type: none"> ▪ ± 5 mm ▪ pelosos 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ ≥ 5 mm ▪ pelosos 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ < 5 mm ▪ tomentosos 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ (0,3) 0,5–3,2 mm 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ < 5 mm ▪ glabros
Amentos	<ul style="list-style-type: none"> ▪ hasta 7 x 1–2 cm ▪ sésiles o pedúnculos cortos ▪ aparecen antes que las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ hasta 7 x 1(2) cm ▪ pedúnculos cortos ▪ aparecen antes que las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ 3–7 x 1–2 cm ▪ pedúnculos cortos ▪ aparecen al mismo tiempo que las hojas 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ pedúnculos cortos 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ 3 x 1 cm ▪ sésiles o pedúnculos cortos ▪ aparecen antes que las hojas
Brácteas de los amentos			<ul style="list-style-type: none"> ▪ grisáceas, muy tomentosas 		
Brácteas florales	<ul style="list-style-type: none"> ▪ ápice más oscuro ▪ ápice obtuso ▪ más o menos densamente pelosas 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ normalmente ápice más oscuro ▪ ápice obtuso ▪ pelosas 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ ápice más oscuro 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ ápice más oscuro 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ normalmente ápice más oscuro ▪ ápice obtuso ▪ pelosas
Flor masculina	<ul style="list-style-type: none"> ▪ filamentos libres ▪ filamentos más o menos pelosos en la base ▪ 2 estambres ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ filamentos libres ▪ filamentos glabros o glabrescentes ▪ 2 estambres ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ filamentos soldados en la base / libres ▪ filamentos pelosos ▪ 2 estambres ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ filamentos soldados hacia la base ▪ 2 estambres ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ filamentos soldados ▪ filamentos pelosos ▪ 2 estambres ▪ 1 nectario
Flor femenina	<ul style="list-style-type: none"> ▪ pistilo tomentoso, pedicelado ▪ estilo corto ▪ estigmas enteros o bifidos ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ pistilo glabro, largamente pedicelado ▪ estilo mediano ▪ estigmas enteros o bifidos ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ pistilo pubescente, pedicelado ▪ estilo corto ▪ estigmas generalmente enteros ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ pistilo pubescente, sésil o cortamente pedicelado ▪ estilo corto, glabro ▪ estigmas enteros ▪ 1 nectario 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ pistilo pubescente, sésil ▪ estilo corto, glabro ▪ estigmas enteros ▪ 1 nectario

Tamarix spp.

Distribución



Tamarix africana Poiret

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia), Túnez, Argelia, Marruecos



Tamarix boveana Bunge

Distribución general: Sudoeste de Europa, Norte de África

Región mediterránea: España, Libia, Túnez, Argelia, Marruecos



Tamarix canariensis Willd.

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Norte de África, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia, Italia (Cerdeña y Sicilia), Libia, Túnez, Argelia, Marruecos

Distribución



Tamarix dalmatica Baum

Distribución general: Sudeste de Europa

Región mediterránea: Italia, Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia



Tamarix gallica L.

Distribución general: Sudoeste y Sudeste de Europa, Macaronesia

Región mediterránea: Portugal, España (incl. Baleares), Francia (incl. Córcega), Italia (incl. Cerdeña y Sicilia)



Tamarix hampeana Boiss. & Heldr.

Distribución general: Sudeste de Europa, Oeste de Asia

Región mediterránea: Grecia, Turquía, Israel

Distribución



Tamarix parviflora DC.

Distribución general: Sudeste de Europa, Oeste de Asia, Norte de África

Región mediterránea: Croacia, Bosnia-Herzegovina, Montenegro, Albania, Grecia (incl. Creta), Turquía, Israel, Argelia



Tamarix smyrnensis Bunge

Distribución general: Sudeste y Este de Europa, Cáucaso, Oeste y Centro de Asia

Región mediterránea: Grecia (incl. Creta), Chipre, Turquía, Siria, Líbano, Israel



Tamarix tetrandia Pallas ex Bieb.

Distribución general: Sudeste y Este de Europa, Oeste de Asia

Región mediterránea: Albania, Grecia, Chipre, Turquía, Líbano

Caracteres diagnóstico de especies de *Tamarix* L. con distribución en el oeste de la región mediterránea europea

Taxon	<i>T. africana</i> Poirlet	<i>T. boveana</i> Bunge	<i>T. canariensis</i> Willd.	<i>T. gallica</i> L.
Corteza	<ul style="list-style-type: none"> ■ negra a purpúreo-negruzco 	<ul style="list-style-type: none"> ■ pardo-rojizo o pardusca 	<ul style="list-style-type: none"> ■ purpúrea o pardo-rojizo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ pardo oscuro o purpúrea
Hojas	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 1,5-4 mm ■ lisas o débilmente papilosas ■ margen escarioso 	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 2-6 mm ■ papilosas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 1,3-2,5 mm ■ abundantes glándulas secretoras de sal 	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 1,3-2,5 mm ■ pocas o sin glándulas secretoras de sal
Inflorescencias	<ul style="list-style-type: none"> ■ (15)30-70(80) x (5)6-9 mm ■ generalmente en ramas del año anterior ■ raquis a veces papiloso ■ generalmente simples 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 40-150 x 7-12 mm ■ generalmente en ramas del año anterior ■ generalmente simples 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 10-50 x 3-5 mm ■ generalmente en ramas del año ■ raquis generalmente papiloso ■ densamente compuestas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 10-50 x 3-5 mm ■ generalmente en ramas del año ■ raquis generalmente glabro ■ laxamente compuestas
Brácteas	<ul style="list-style-type: none"> ■ más largas o más cortas que el cáliz ■ estrechamente oblongas y cortamente agudas a triangular y acuminadas ■ margen generalmente papiloso 	<ul style="list-style-type: none"> ■ iguales o más largas que el cáliz ■ lineares, agudas ■ margen muy papiloso 	<ul style="list-style-type: none"> ■ iguales o más largas que el cáliz ■ linear-triangules, largamente acuminadas a subuladas ■ margen papiloso 	<ul style="list-style-type: none"> ■ generalmente más cortas que el cáliz ■ estrechamente triangulares, acuminadas ■ margen no papiloso, más o menos denticulado
Flores	<ul style="list-style-type: none"> ■ pentámeras 	<ul style="list-style-type: none"> ■ tetrámeras, raramente tetrámeras y pentámeras 	<ul style="list-style-type: none"> ■ pentámeras 	<ul style="list-style-type: none"> ■ pentámeras
Sépalos	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 1-1,8 mm ■ triangular-ovados, agudos; externos ligeramente más largos, estrechos y agudos ■ margen subentero 	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud y ancho 1,7-3 x 1,5-2,4 mm ■ externos triangular-ovados; internos ovados, algo más cortos, obtusos ■ margen en externos entero; en internos denticulado en ápice 	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 0,6-1 mm ■ triangular-ovados ■ margen muy denticulado 	<ul style="list-style-type: none"> ■ longitud 0,7-1,8 mm ■ triangular-ovados a ovados, agudos; internos algo más largos y más obtusos ■ margen poco denticulado
Pétalos	<ul style="list-style-type: none"> ■ 2-3,3 x 1-2 mm ■ triangular-ovados a ovados 	<ul style="list-style-type: none"> ■ (2,7)3-4 x 1,3-2 mm ■ estrechamente obovados a unguiculados 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 1,2-1,6(1,7) x 0,5-1 mm ■ obovados 	<ul style="list-style-type: none"> ■ (1,6)1,7-2 x 0,8-1 mm ■ elípticos a ovados
Anteras	<ul style="list-style-type: none"> ■ míticas o ligeramente apiculadas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ míticas o ligeramente apiculadas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ apiculadas 	<ul style="list-style-type: none"> ■ ligeramente apiculadas
Disco nectarífero	<ul style="list-style-type: none"> ■ sinlofo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ sinlofo o para-sinlofo 	<ul style="list-style-type: none"> ■ sinlofo ■ carnoso 	<ul style="list-style-type: none"> ■ sinlofo ■ poco carnoso

Caracteres diagnóstico de especies de *Tamarix* L. con distribución en el este de la región mediterránea europea

Taxon	<i>T. dalmanica</i> Baum	<i>T. hampeana</i> Boiss. & Heldr.	<i>T. parviflora</i> DC.	<i>T. smymensis</i> Bunge	<i>T. tetrandra</i> Pallas ex Bieb.
Corteza	<ul style="list-style-type: none"> rojo-negruzco, parda a negra 	<ul style="list-style-type: none"> parda a pardo-rojizo 	<ul style="list-style-type: none"> pardo-rojizo a púrpúrea 	<ul style="list-style-type: none"> pardo-rojizo a parda 	<ul style="list-style-type: none"> negra a grisáceo-negruzco
Hojas	<ul style="list-style-type: none"> longitud 2-4 mm 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 1,75-4 mm 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 1,6-2,5mm 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 2-3,5 mm 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 3-5 mm margen escarioso
Inflorescencias	<ul style="list-style-type: none"> 20-70 x 7-12 mm generalmente en ramas del año anterior simples 	<ul style="list-style-type: none"> 20-60(130) x (8)10-12 mm generalmente en ramas del año anterior simples o laxamente compuestas 	<ul style="list-style-type: none"> 10-40 x 3-6 mm generalmente en ramas del año anterior simples 	<ul style="list-style-type: none"> hasta 40 x 4 mm en ramas del año anterior y/o en ramas del año laxamente compuestas 	<ul style="list-style-type: none"> 30-60 x 6-7 mm generalmente en ramas del año anterior simples o laxamente compuestas
Brácteas	<ul style="list-style-type: none"> iguales o más largas que el cáliz anchamente triangulares, obtusas a acuminadas margen escabroso-papiloso 	<ul style="list-style-type: none"> más cortas que el cáliz más cortas que el pedicelo, a veces iguales o mayores 	<ul style="list-style-type: none"> más cortas que el cáliz más largas que el pedicelo triangular- acuminadas, obtusas margen casi enteramente escarioso 	<ul style="list-style-type: none"> más cortas que el cáliz más largas que el pedicelo 	<ul style="list-style-type: none"> más cortas que el cáliz más largas que el pedicelo oblongas, herbáceas en la mitad proximal, obtusas
Flores	<ul style="list-style-type: none"> tetrámeras, algunas pentámeras 	<ul style="list-style-type: none"> tetra-pentámeras 	<ul style="list-style-type: none"> tetrámeras 	<ul style="list-style-type: none"> pentámeras 	<ul style="list-style-type: none"> tetrámeras, a veces pentámeras
Sépalos	<ul style="list-style-type: none"> 1,5-3,5 x 1,5-2,4 mm triangular-ovados más o menos aquilados; externos más agudos margen entero o escasamente denticulado 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 2-2,5 mm triangular-ovados, acuminados; externos más agudos margen subentero; en internos algo denticulado 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 1-1,5 mm unidos en la base; externos triangular-ovados, agudos, aquilados; internos ovados, obtusos margen irregularmente denticulado 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 1 mm triangular-ovados a ovados, obtusos margen irregularmente denticulado 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 2-2,5 mm externos triangular-ovados, agudos, aquilados; internos ovados, obtusos y más cortos margen entero
Pétalos	<ul style="list-style-type: none"> 2,3-4,5(5) x 1,4- 1,8 mm estrechamente elíptico-obovados, unguiculados subpersistentes 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 2,5-4 mm ovado-elípticos 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 1,8-2,5 mm parabólicos u oblongos 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 2-2,75mm ovados a suborbiculares, fuertemente aquilados persistentes 	<ul style="list-style-type: none"> longitud 2,2-3 mm ovados a ovado-elípticos
Anteras	<ul style="list-style-type: none"> múlticas o ligeramente apiculadas 				
Disco nectarífero	<ul style="list-style-type: none"> parálofo 	<ul style="list-style-type: none"> parálofo carroso 	<ul style="list-style-type: none"> parálofo 	<ul style="list-style-type: none"> hololófo, lóbulos enteros o ligeramente emarginados, estambres con inserción hipodiscal generalmente carroso 	<ul style="list-style-type: none"> parálofo a para-sinlofo carroso

ácido giberélico

hormona obtenida del hongo *Gibberella fujikuroi*

ácido indolbutírico

hormona sintética que promueve la elongación de tallos y raíces (AIB)

acodo

tallo que, sin estar separado de la planta, emite raíces al entrar en contacto con un sustrato. El trozo acodado, con sus raíces, se pueden separar de la planta originaria

acuminado

que se estrecha gradualmente acabando en una punta prolongada

adaptabilidad

capacidad de un individuo o población para responder a cambios en las condiciones ambientales

ADN

el ácido desoxirribonucleico consiste en dos largas cadenas de nucleótidos enlazadas formando una estructura que se asemeja a una cinta enrollada en forma de espiral

agudo

que acaba en punta

alotetraploide

organismo con cuatro *juegos de cromosomas*, obtenido por la unión de juegos de *cromosomas* genéticamente diferentes (generalmente de especies distintas)

alterno

no *opuesto* o *verticilado*; dispuesto de manera solitaria en un *nudo*

amento

inflorescencia larga, generalmente péndula, con pequeñas flores unisexuales sin pétalos

amplexicaule

que abraza al tallo

androdioecia

expresión sexual que tiene lugar cuando en una población existen pies masculinos y pies *hermafroditas*

andromonoecia

expresión sexual que tiene lugar cuando en un mismo pie coexisten flores masculinas y *hermafroditas*

anemófilo

polinizado por el viento

antera

parte terminal del *estambre*, donde se encuentran los *sacos polínicos*

antesis

momento en el que la flor está totalmente abierta y funcional

ápice

parte *distal* de una hoja

apiculado

que acaba en un *mucrón*

apomixis

Desarrollo de un embrión sin que se produzca fertilización previa. Como en este proceso no hay formación de *gametos* o *meiosis*, la progenie es genéticamente igual a su progenitor

aquenio

fruto seco *indehiscente*, de pequeño tamaño, generalmente con una sola semilla

aquillado

que presenta carena o con forma de carena o de quilla de barco

atenuado

que se estrecha progresivamente

autocompatible

capaz de *autofecundarse*

autóctono

originario de la región donde se encuentra

autofecundación

fertilización por la unión de un *gameto* masculino y un gameto femenino procedentes ambos del mismo individuo

autogamia

autofecundación

autoincompatible

incapaz de *autofecundarse*

auxina

tipo de hormona que promueve y regula el crecimiento y desarrollo de las plantas, incluyendo la elongación de las células

baya

fruto carnoso, *indehiscente*, con varias semillas, sin ninguna parte endurecida excepto las semillas

bífido

dividido en dos partes en menos de la mitad de su longitud

bipartido

dividido en dos partes por lo menos hasta más de la mitad de su longitud

bipinnado

dos veces *pinnado*; hoja pinnada cuyos segmentos son a su vez pinnados

bráctea

hoja modificada, generalmente pequeña, insertada justo debajo de una flor o de una *inflorescencia*

bracteola

pequeña hoja modificada insertada en el *pedicelo* floral por encima de la *bráctea* y por debajo del *cáliz*

braquiblasto

tallo secundario sin *entrenudos* o con entrenudos muy cortos

caducifolio

que pierde la hoja al final del periodo vegetativo

caedizo

que se desprende pronto

cáliz

conjunto de *sépalos* de una flor

cámbium

capa de células que se dividen activamente y dan lugar al engrosamiento de tallos y raíces

capacidad germinativa

porcentaje de semillas que producen plántulas normales en relación con el número total de semillas de una muestra extraída de un lote de semillas

capítulo

inflorescencia compacta de flores *sésiles* que se insertan en un *receptáculo*

cápsula

fruto seco *dehiscente* que proviene de dos o más *carpelos*

carpelo

hoja modificada que compone el *pistilo*

cación

ión o grupo de iones con carga positiva

caudado

que presenta un apéndice en forma de cola

centro de origen

lugar geográfico donde se cree que tuvo su origen un grupo de organismos

ciliado

con pelos en el margen

cima

inflorescencia cuyo eje remata en una flor, así como también los ejes secundarios que van surgiendo en sus costados

cima paniculiforme

cima semejante a una *panícula*

cima racemiforme

cima similar a un *racimo* pero cuyo eje termina en una flor

citoquinina

tipo de regulador de crecimiento de las plantas relacionado con la división celular y el crecimiento.

clon

células, grupos de células u organismos producidos asexualmente a partir de un mismo individuo y genéticamente idénticos a él

concolor

de color uniforme en el haz y en el envés

connato

unido a un órgano del mismo tipo

cordiforme

con forma de corazón

coriáceo

de textura similar al cuero

corimbiforme

inflorescencia cuya parte superior es circular y más o menos plana, asemejándose a un *corimbo*

corimbo

inflorescencia en la que los *pedicelos* de las flores más externas son más largos que los de las internas, de tal manera que forman un conjunto cuya parte superior es circular y más o menos plana; las flores externas abren antes que las internas

corola

conjunto de pétalos de una flor, con frecuencia coloreada

crenado

con dientes redondeados

cromosoma

estructura de los organismos vivos que consiste en una molécula de *ADN* unida a varias proteínas y en la que se encuentran los *genes*

cultivar

planta cultivada que ha sido seleccionada por mostrar determinadas características y que puede distinguirse de otras de la misma especie; el cultivar recibe un nombre específico

cuneado

con forma de cuña, estrechándose hacia la base

decusado

disposición *opuesta* en el tallo y formando un ángulo recto con los pares inmediatos superior e inferior

dehiscente

que se abre espontáneamente a la madurez

deltoide

con forma de delta mayúscula o de triángulo rectángulo

denso

cuyas partes están muy próximas unas a otras

dentado

con margen con proyecciones en forma de dientes

denticulado

con dientes pequeños

depresión por endogamia

reducción del vigor observada con frecuencia en la descendencia procedente del cruzamiento entre individuos emparentados

deriva genética

fluctuaciones entre generaciones en la frecuencia en la que aparece un *gen*; estos cambios son debidos al azar más que a la acción de la selección natural y sus efectos se acentúan en poblaciones muy pequeñas y aisladas

dioecia

expresión sexual que tiene lugar cuando en una población existen pies masculinos y pies femeninos

diploide

con células con dos *juegos de cromosomas*. En organismos que se reproducen sexualmente, cada progenitor aporta un juego de cromosomas

disco nectarífero

excrecencia *glandulosa* en forma de disco o anillo que forma el *receptáculo* dentro de la flor y que secreta néctar

discolor

de color o matiz diferente en el haz y en el envés

distal

zona de un órgano más alejada del punto de inserción a la planta

diversidad genética

totalidad de los diferentes *genes* de un grupo de individuos o de una especie

doble dentado

dentado en el que cada diente presenta a su vez pequeños dientes

dormición

período de parada de crecimiento o desarrollo

drupa

fruto carnoso con *endocarpo* leñoso que contiene una o unas pocas semillas, como la ciruela

elíptico

estrecho en los extremos y más ancho en o hacia el medio

emarginado

que presenta una escotadura poco profunda en el ápice

endocarpo

capa más interna de la pared de un fruto

endogamia

cruzamiento entre individuos emparentados

entero

no dividido en dientes o *lóbulos*

entomófilo

polinizado por insectos

entrenudo

porción de un tallo comprendida entre las inserciones de dos hojas o dos pares de hojas sucesivas

escabroso

áspero al tacto por presentar pequeñas proyecciones rígidas

escarioso

delgado, seco y membranáceo, no verde

espatulado

con forma de espátula

espiga

racimo con todas las flores *sésiles*

esqueje

estaquilla

estambre

órgano masculino de una flor, compuesto del *filamento* y la *antera*

estaquilla

parte de una rama, raíz u otra parte extraída de una planta donante para producir un nuevo individuo mediante la inducción de raíces

estaquilla de mazo

estaquilla leñosa que incluye una pequeña sección del crecimiento del año anterior

estaquilla herbácea

estaquilla obtenida de ramas o ápices flexibles, todavía no *lignificados*, de plantas leñosas

estaquilla leñosa

estaquilla lignificada, obtenida del crecimiento del año anterior en plantas leñosas en reposo

estaquilla semileñosa

estaquilla parcialmente *lignificada*, rígida, obtenida del crecimiento del año de plantas leñosas en período de actividad vegetativa

estaquillado en serie

método de propagación en el que las *estaquillas*, una vez enraizadas, son divididas al año siguiente para producir un mayor número de esquejes

estigma

parte superior del *pistilo*, donde se deposita el polen en el momento de la polinización

estilo

estructura filiforme del *pistilo* de la flor, que se prolonga desde el *ovario* hasta el *estigma*

estípula

apéndice en forma de hoja en la base del peciolo, generalmente en número de dos

estrellado

con forma de estrella

etiolación

fenómeno por el cual una planta o una parte de una planta se hace crecer en ausencia total de luz o en una exposición parcial a la luz; se caracteriza por una elongación de los tallos más rápida de lo normal y por una coloración amarillo pálida de los órganos

evapotranspiración

proceso por el que se transfiere humedad de la tierra a la atmósfera por evaporación del agua y por transpiración de las plantas

explanto

órgano o tejido escindido de una planta donante utilizado para iniciar un cultivo *in vitro*

fascículo

grupo de hojas cortamente pecioladas o flores cortamente pedunculadas que se insertan muy próximas entre sí

fenología

relación entre un fenómeno biológico periódico y las condiciones climáticas; período de ocurrencia de cualquier fenómeno biológico estacional

fenotipo

características observables de un individuo, producto de su *genotipo* y su interacción con el medio en el que se encuentra

fertilización cruzada

fecundación por la unión de un *gameto* masculino y un gameto femenino de diferentes individuos de la misma especie

filamento

estructura filiforme del *estambre* que sostiene la *antera*

flor doble

flor que tiene muchos más *pétalos* de los normales, generalmente en disposición densa o solapada

flor solitaria

flor no dispuesta en una *inflorescencia*

flujo génico

movimiento de *genes* entre poblaciones diferentes debido a la dispersión de *gametos* y semillas

folículo

fruto seco derivado de un solo *carpelo*, que se abre a lo largo de un solo lado

folíolo

cada una de las láminas foliares o divisiones con aspecto de hoja de una *hoja compuesta*

fuelle semillera

árboles situados dentro de un área de recolección de frutos y semillas

gameto

célula reproductora

garriga

matorral bajo basófilo

gen

unidad básica de la herencia, que ocupa una posición fija en el *cromosoma*

genoma

conjunto de *genes* presentes en un *juego de cromosomas*

genotipo

constitución genética de un organismo

ginodioecia

expresión sexual que tiene lugar cuando en una población existen pies femeninos y pies *hermafroditas*

glabrescente

casi *glabro*

glabro

liso, sin pelos

glándula

pequeño apéndice o segmento secretor

glanduloso

que tiene glándulas

glaucescente

ligeramente *glauco*

glauco

de color verde claro con un matiz ligeramente azulado

globoso

esférico

glomérulo

inflorescencia globosa, compacta, formada por numerosas flores *sésiles* o *subsésiles*

haploide

con un *juego de cromosomas*

herbáceo

no leñoso o membranáceo. Con textura de hoja

hermafroditismo

que tiene flores con estructuras reproductoras masculinas y femeninas

hibridación

cruzamiento entre individuos de diferentes especies, variedades o razas

hipodiscal

debajo del *disco nectarífero*

hispido

con pelos cortos, rígidos o punzantes

hoja compuesta

que tiene dos o más *foliolos*

hoja perenne

hoja que vive más de un período vegetativo

hoja simple

no *lobada* o *dividida*

holólofo

disco nectarífero dividido en cinco *lóbulos* cada uno de ellos situado entre dos *estambres* libres o unidos al disco; los *lóbulos* pueden ser *enteros* o con ápice *obtusos*, *truncados*, *retusos* o *emarginados*

huerto semillero

plantación de *clones* o familias seleccionados, aislada para evitar o reducir la polinización de fuentes externas y gestionada para la producción de cosechas de semillas frecuentes, abundantes y de fácil recogida

in vitro

en cultivo aséptico bajo condiciones de laboratorio

indehiscente

que no se abre a la madurez

indumento

conjunto de pelos, escamas, glándulas, etc., que recubre la superficie de diversos órganos

inflorescencia

sistema de ramificación en la que las ramas terminan en flores

inflorescencia compuesta

inflorescencia con más de una flor por rama

inflorescencia simple

inflorescencia con una sola flor por rama

infrutescencia

estructura fructífera que consiste en más de un fruto; proviene de una *inflorescencia*

inoculación

proceso por el cual se introduce un microorganismo en una planta

intercambio catiónico

proceso químico en el que hay un intercambio de *cationes* de igual carga entre un sólido y una solución

interespecífico

que sucede entre diferentes especies

intraespecífico

que sucede entre individuos o poblaciones de la misma especie

introgresión

incorporación de *genes* de una especie en la constitución genética de otra por *hibridación* y posterior *retrocruzamiento*

involucro

conjunto de *brácteas* situadas debajo o alrededor de una flor o de una *inflorescencia*

juego de cromosomas

conjunto de *cromosomas* cualitativamente diferentes heredados como una unidad de cada progenitor

laciniado

dividido profundamente en segmentos estrechos, irregulares

lanceolado

como la hoja de una lanza; ancho, que se estrecha hacia el ápice y hacia la base

lanoso

con pelos semejantes a hebras de lana

laxo

cuyas partes están ampliamente separadas entre sí

legumbre

fruto seco derivado de un solo *carpelo*, que se abre a la madurez en dos *valvas* a lo largo de ambos lados

lignificar

transformarse en madera

linear

alargado y estrecho con márgenes paralelos o casi paralelos

lóbulo

proyección redondeada

lóbulo secundario

subdivisión de un lóbulo

macroblasto

tallo principal con *entrenudos* largos

macronutriente

mineral usado por las plantas en gran cantidad

maquia

matorral mediterráneo adaptado a la sequía compuesto por arbustos y arbolillos con *hojas perennes*, gruesas, *coriáceas* o espinosas

marcador molecular

gen o fragmento específico de *ADN* que pueden ser usados para identificar un organismo, una especie o un linaje o un rasgo fenotípico asociado a él

margen

límite de un órgano laminar (como una hoja)

material de reproducción

frutos, semillas, plantas y partes de la planta -yemas, esquejes, *explantos*, embriones, *acodos*, raíces, *púas*, *varetas* o cualquier otra parte- destinados a la producción de plantas

meiosis

proceso de división celular en organismos que se reproducen sexualmente en el que se reduce el número de *chromosomas* y se produce intercambio de material genético, dando lugar a células reproductoras *haploides*, genéticamente diferentes

meristemo

tejido de las plantas cuyas células se dividen activamente para formar nuevos tejidos que dan lugar al crecimiento de la planta

micronutriente

mineral usado por las plantas en muy pequeñas cantidades

micropropagación

cultivo de tejidos de plantas

monoecia

expresión sexual que tiene lugar cuando en un mismo pie las flores femeninas y masculinas están separadas

mucrón

punta corta

mútico

sin *mucrón*

navicular

con forma de barca

nectario

glándula que secreta néctar, localizada generalmente en la base de las flores que se polinizan por insectos

nervio

cada uno de los haces vasculares que forma el entramado de tejidos conductores y de sostén de las hojas y de otras estructuras expandidas

nudo

parte del tallo donde se inserta una hoja

oblanceolado

con forma de lanza invertida, más ancho en el tercio apical y estrechándose desde la mitad hacia la base

oblongo

más largo que ancho con los márgenes más o menos paralelos en casi toda su longitud

obovado

ovado pero con la mitad distal más ancha que la mitad basal

obtuso

sin punta, no agudo

opuesto

disposición de las hojas en número de dos en cada nudo, una enfrente de la otra

orbicular

con forma circular

ortet

planta original a partir de la cual se inicia el cultivo de un *clon* mediante propagación vegetativa

ovado

con contorno en forma de huevo con la parte más ancha en la base

oval

con forma de elipse

ovario

parte inferior del pistilo que contiene el o los *gametos* femeninos y que da lugar al fruto

palmatífido

palmeado y dividido hasta la mitad de la distancia a la base como máximo

palmeado

con tres o más *folíolos* o *lóbulos* que arrancan de manera radial a partir de un punto, como los dedos de una mano

panícula

racimo de racimos, frecuentemente de forma piramidal

papila

diminuta excrecencia cónica de una célula epidérmica

papiloso

con *papilas*

parálofo

disco nectarífero dividido en cuatro o cinco *lóbulos* con ápice *truncado* y unido a un *estambre*

partenocarpia

formación de un fruto sin fecundación

patente

que forma un ángulo muy abierto con respecto al tallo

paucidentado

con pocos dientes

pedicelo

pie o cabillo de cada una de las flores en una *inflorescencia compuesta*

pedúnculo

pie o cabillo de una flor solitaria o de una *inflorescencia*

peloso

que tiene pelos

pentagonal

similar a un pentágono, con cinco lados

pentámera

con piezas florales, como *pétalos*, *sépalos* o *estambres*, en número de cinco

perianto

envoltura de la flor formada por el *cáliz* y la *corola*

persistente

que no se desprende

pH

potencial de hidrógeno; medida de la acidez o alcalinidad de una solución

pinatisecto

división *pinnada* profunda, hasta casi el *nervio* central

pinnado

con divisiones o segmentos dispuestos a cada lado de un eje común

pístilo

uno de los órganos femenino de una flor, que incluye *estigma*, *estilo* y *ovario*; puede estar formado por un solo *carpelo* o varios carpelos fusionados

plasticidad

habilidad de un *genotipo* para mostrar un espectro de *fenotipos*. La plasticidad puede tener lugar como fenotipos diferentes de distintos individuos con un mismo genotipo, diferentes fenotipos mostrados por un individuo a lo largo de su vida o diferentes fenotipos como respuesta a determinadas condiciones ambientales

población

grupo de individuos de la misma especie que ocupa un área geográfica determinada y que presenta un total o importante aislamiento reproductivo

poli-

prefijo que indica muchos

poliploide

que tiene tres o más *juegos de cromosomas*

pomo

fruto simple con varias cámaras seminales que provienen de un *ovario pluricarpelar* y que está rodeado de una parte externa carnosa procedente del desarrollo del *receptáculo*

procedencia

área geográfica específica dentro del rango de distribución de una especie

pruinoso

con revestimiento ceroso de color gris claro

púa

porción de una planta que se injerta en otra

pubérulo

sutilmente *pubescente*

pubescente

con pelos cortos y suaves

pulverulento

cubierto de un fino polvo

pureza

porcentaje en peso de semillas puras respecto del peso total de una muestra extraída de un lote de semillas; la muestra se separa en tres fracciones: semillas puras, semillas de otras especies y materia inerte

racimo

inflorescencia simple con flores *pediceladas* insertadas de manera *alterna* a lo largo de un solo eje

ramet

cada uno de los individuos de un clon

raquis

eje principal de una *inflorescencia* o de una *hoja compuesta pinnada*

rasgo cuantitativo

carácter que presenta *variación fenotípica* continua; depende generalmente de la acción acumulada de varios *genes*, cada uno de ellos de pequeño efecto, y puede ser influenciado de manera acusada por efectos ambientales

receptáculo

parte apical expandida del *pedúnculo* en el que se insertan las piezas de la flor o las flores de algunas *inflorescencias*

región de procedencia

área delimitada para una especie o grupo de especies en la que los *rodales* o las *fuentes semilleras* muestran características *fenotípicas* o genéticas similares, o zona o grupo de zonas con condiciones ecológicas uniformes o similares

reniforme

con forma de riñón

retrocruzamiento

cruzamiento de un *híbrido* con uno de sus progenitores o con una de sus especies parentales

retuso

de ápice *obtusamente* ligeramente escotado

revoluto

con los *márgenes* enrollados hacia la cara inferior

ritidoma

tejido muerto, generalmente rugoso y resquebrajado, que puede recubrir el tronco, ramas y raíces de árboles y arbustos

rizoma tallo horizontal, normalmente subterráneo, que emite raíces y tallos con frecuencia	subespecie categoría taxonómica de rango inmediatamente inferior a la especie
rizomatoso que presenta <i>rizomas</i>	subulado que se estrecha gradualmente hacia el ápice formando una punta fina
rodal población delimitada de árboles que posee suficiente uniformidad en su composición, estructura y calidad	sulcado con estrías o surcos estrechos y alargados
saco polínico estructura donde se forman los granos de polen	tamaño de población efectiva número medio de individuos que realmente aporta <i>genes</i> a la siguiente generación; este número es generalmente bastante menor que el censado, debido a que existen grandes diferencias en el éxito reproductivo entre individuos
sámara fruto seco indehisciente, con una sola semilla, que presenta una estructura en forma de ala	taxon grupo de organismos de cualquier categoría taxonómica (ej. familia, género o especie)
selección natural proceso por el cual los rasgos heredables favorables se hacen más frecuentes en generaciones sucesivas	TDR sonda para medir contenido de agua en el suelo ("time domain reflectometry")
semi- prefijo que indica la mitad o que algo se realiza a medias	terminal que se sitúa al final de una rama o una estructura similar
sépalo cada una de las piezas del <i>verticilo</i> más externo de la flor, generalmente verdosas	tetrámera con piezas florales, como <i>pétalos</i> , <i>sépalos</i> o <i>estambres</i> , en número de cuatro
seríceo cubierto de pelos cortos y finos, con cierto brillo como de seda	tetraploide que tiene cuatro <i>juegos de cromosomas</i>
serrado con dientes agudos, como los de una sierra, que apuntan hacia el ápice	tirso <i>inflorescencia densa</i> que comprende un eje central <i>racemoso</i> y varias ramas laterales que se resuelven en <i>cimas</i>
serrulado <i>serrado</i> pero con dientes muy pequeños	tomentoso totalmente cubierto de pelos
sésil <i>sin peciolo</i> o <i>pedúnculo</i> , insertado directamente en la base	transformación genética modificación del <i>genoma</i> mediante la incorporación de <i>ADN</i> procedente de una célula de <i>genotipo</i> diferente
seta pelo tieso	triangular-ovado <i>ovado</i> pero con los márgenes rectos; con forma de paleta de albañil
setoso con <i>setas</i>	tricoma excrecencia de una célula epidérmica, en forma de pelo, cerda, papila o escama
simpatria existencia de especies o <i>táxones</i> subespecíficos en una misma área o en áreas solapadas	tripinnado tres veces <i>pinnado</i> ; hoja pinnada cuyos segmentos son <i>bi-pinnados</i>
sínlofo <i>disco nectarífero</i> profundamente dividido en cuatro o cinco, a veces tres, <i>lóbulos</i> con ápice <i>atenuado</i> y unido a un <i>estambre</i> , por lo que éste aparenta estar ensanchado en la base	truncado que acaba de manera abrupta como si tuviera una punta o una parte terminal cortada
sinuado con margen ondulado	
sub- prefijo que indica algo, un poco, bastante	

turión

vástago o rebrote tierno y grueso formado a partir de una yema subterránea

umbela

inflorescencia generalmente con forma de paraguas en la que los todos *pedicelos* nacen aproximadamente del mismo punto en el ápice del *pedúnculo*; las flores externas suelen abrir antes que las internas

unguiculado

que se estrecha en forma de uña

unisexual

con *estambres* o *pistilos*, pero no ambos

valva

cada una de las partes en las que se abre una *legumbre* u otro fruto *dehiscente*

vareta

brote de un año de edad de una cepa, del que se obtienen *estaquillas*

variación genética

diferencias observadas entre individuos de una determinada población o entre poblaciones debidas a sus *genes*

variedad

subdivisión taxonómica de una especie que incluye a un grupo de individuos que difieren de otros de la misma especie por rasgos menores pero que son heredables

verticilo

disposición radial en un mismo nudo de tres o más hojas, pétalos u otros órganos

viabilidad

capacidad de una semilla para germinar en condiciones adecuadas; normalmente se expresa como el porcentaje de semillas con embrión vivo en relación con el número total de semillas de una muestra extraída de un lote de semillas

vicariante

cada una de las especies que cumplen un mismo papel ecológico en diferentes áreas geográficas más o menos alejadas y que presentan además diferencias morfológicas reducidas

yema apical

yema situada en la punta de un tallo

yema axilar

yema situada en la unión de un tallo y un pecíolo

yema lateral

yema axilar

zonal

cuya distribución geográfica está determinada principalmente por el clima

RIPIDURABLE

Intelligent Management of Tourism Waste

Lead partner/Chef de file
Alparça Municipal Council
Caseta Municipal de Alparça
E. José Belvas nº374
2080-106 Alparça
Portugal
T +351 243 558 100
F +351 243 558 105
info@ripidurable.eu
www.ripidurable.eu

Socio



Projecto cofinanciado por

União Europeia
INTERREG III C

