



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO**

**INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**INGENIERÍA EN MANEJO DE RECURSOS FORESTALES**

**FUNDACIÓN HIDALGO PRODUCE**



# **MANUAL PARA LA CLONACIÓN DE CONÍFERAS ORNAMENTALES**

**GUSTAVO ALONSO LÓPEZ ZEPEDA**

**JOSÉ JUSTO MATEO SÁNCHEZ**

**EDITORIAL UAEM**



---

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO**

**Luís Gil Borja**

*Rector*

**Marco Antonio Alfaro Morales**

*Secretario General*

**Carlos César Maycotte Morales**

*Director del Instituto de Ciencias Agropecuarias*

**Isaías López Reyes**

*Secretario Académico del Instituto de Ciencias Agropecuarias*

**Francisco Gayosso Vargas**

*Secretario Administrativo del Instituto de Ciencias Agropecuarias*

**Rodolfo Goche Télles**

*Jefe del Área Académica de Ingeniería Forestal*

Un agradecimiento especial al

**M. V. Z. Rodolfo Castelán López**

*Presidente de la Fundación Hidalgo Produce,*

Institución que financió los trabajos

y edición del presente documento.

---

Área Académica de Ingeniería Forestal

AAIF-ICAP UAEH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



---

| <b>Contenido</b>  |    |
|---|----|
| Introducción  | 1  |
| Objetivos de la propagación vegetativa  | 5  |
| Tipos de propagación vegetativa   | 6  |
| Selección de la planta madre  | 7  |
| Época del año para la colecta de estaquillas  | 11 |
| Consideraciones fisiológicas  | 12 |
| Consideraciones sanitarias  | 14 |
| Corte de las estaquillas  | 16 |
| Tratamiento de las estaquillas con reguladores de crecimiento                           | 20 |
| Instalaciones para la propagación vegetativa  | 22 |
| Substrato   | 22 |
| Desinfección del sustrato   | 23 |
| Estaquillado  | 24 |
| Condiciones de humedad  | 25 |
| Condiciones de luz – sombra   | 26 |
| Condiciones de temperatura  | 26 |
| Labores de mantenimiento  | 27 |
| Transplante   | 27 |
| Especies de coníferas recomendadas como ornamentales.                                   | 28 |
| <i>Cupressus macrocarpa</i> Hartw. Cedro limón  | 29 |
| <i>Cupressus sempervirens</i> L. Cipres italiano  | 32 |
| <i>Chamaecyparis lawsoniana</i> (A. Murray) Parl. Chimancyparis                         | 34 |
| <i>Juniperus horizontalis</i> var. <i>monosperma</i> (Engelmann) Sargent, Silva. Sabino | 36 |
| <i>Thuja orientalis</i> Endl. Thuja   | 38 |
| Bibliografía  | 40 |

---



---

## Introducción

Todos los organismos pluricelulares por lo general poseen células sexuales (gametos masculinos y femeninos) y asexuales o vegetativas. Las células vegetativas que integran los tejidos y órganos de las plantas, son totipotenciales, es decir poseen toda la información para autoreproducirse y generar una planta nueva completa. Además esas nuevas plantas resultan idénticas a las que les dieron origen. Las células vegetativas al dividirse mitóticamente, mantienen constante su información genética, a esta duplicación se le llama clonación y a las poblaciones de plantas descendientes se les llama clones (Hartmann y Kester 1995).

La clonación se logra a través de la reproducción asexual (también llamada vegetativa) empleando partes o fragmentos de una planta para formar otras idénticas a la planta madre (ó material parental). Estos fragmentos pueden ser estacas, o estaquillas (estacas de menor tamaño), bulbos, tubérculos, rizomas, pedazos de tallo, hojas o partes de estas. Estos órganos o fragmentos de plantas, suelen ser llamadas esquejes o también desquejes (Boutherin y Bron, 1994).

Gran parte de las principales variedades de plantas cultivadas del mundo han sido clonadas desde tiempos ancestrales a partir de esquejes para perpetuar sus atributos (la vid, el plátano, el olivo, la higuera, la papa, el ajo, la cebolla, la piña, y muchas plantas ornamentales de gran valor como son el bambú, variedades de rosas, orquídeas, y hasta árboles de gran porte).

La propagación vegetativa se presenta de manera natural sin intervención humana y se perpetua de manera tan eficiente como lo hacen las especies que se propagan sexualmente, en tanto las condiciones climáticas no varíen mucho. La variación climática puede ejercer cierta variación fenotípica (Mesén, 1998).



---

Las células que dan origen a las raíces y otros órganos son las que integran cierto tipo de tejido llamado meristemo. Este tejido está integrado por células inmaduras que al multiplicarse se especializan para formar diversos tejidos y órganos como la raíz.

Los meristemos se encuentran localizados en los ápices de las raíces, yemas apicales, yemas axilares y son los responsables del crecimiento longitudinal de las plantas. Los meristemos que le dan grosor a las plantas leñosas son llamados meristemos secundarios y se localizan en el tallo formando un par de anillos que pueden observarse haciendo un corte transversal del tallo y ramas; el más externo es el felodermo y es el que da origen a células que crecen hacia fuera del tallo, formando el súber o corcho y la corteza. El anillo más interno produce células que crecen hacia fuera (floema secundario), y células que crecen hacia el centro del árbol (xilema secundario): Las plantas herbáceas y las monocotiledoneas no producen este tipo de meristemos de crecimiento en grosor, por ejemplo el bambú, posee un meristemo intercalar que crece hacia arriba y hacia abajo de cada anillo del tallo.

Las raíces adventicias se pueden formar de dos maneras: a través de raíces preformadas, como en el caso de *Salix* y *Populus*, las cuales se desarrollan en forma natural en los tallos o ramas cuando todavía están adheridos a la planta madre pero que no emergen sino hasta después de que se corta la porción de tallo (Boutherin y Bron, 2005). La otra es a partir de raíces de lesiones las cuales se forman después de haber hecho la estacilla. Al cortar esta, quedan expuestas las células y consecuentemente entran a un proceso de cicatrización; las células muertas forman una placa necrótica que sella la herida con material suberoso y tapa el xilema con goma, esto evita la desecación. Las células que se encuentran en el interior se multiplican formando una capa de parénquima (callo). Las raíces adventicias derivan de las células que se encuentran contiguas al cambium vascular y al floema (Haissig, 1974).

---

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UAEH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



---

La formación de callo puede ser favorecida con la aplicación de sustancias promotoras del enraizamiento como son el ácido Indol butírico y el ácido Naftalenacético (Narda *et al.*, 1974).

En los últimos años se han tratado de desarrollar técnicas que permitan propagar un mayor número de especies por medios vegetativos, Prieto (1992). La limitante principal de la propagación vegetativa ha sido el bajo porcentaje de multiplicación, ya que solamente unas cuantas especies arbóreas se reproducen fácilmente (*Populus spp*, *Salix spp*, *Platanus spp*, *Tamarix spp.*, y *Ficus* entre otras). Por ello es de principal importancia ampliar el número de especies a propagar y mejorar la técnica, ya que las plantas reproducidas vegetativamente tienen muchas ventajas para su cultivo (Iglesias *et al.*, 1996).

Aunque en el caso de muchas Angiospermas tropicales la propagación vegetativa se da en forma natural y fácil, no es el caso para las Gimnospermas, clase a la cual pertenecen las coníferas. Existen diversas causas externas e internas que condicionan la formación de raíces adventicias.

Cuando se habla de especies difíciles de enraizar se hace referencia implícita a que ha rebasado la condición juvenil; en otros casos, el porcentaje de enraizamiento es muy bajo, el tiempo para la formación de nuevas raíces se prolonga a veces hasta un año. El sistema radical es muy pobre y la nueva planta no sobrevive, a pesar de mantenerla en condiciones óptimas. La importancia comercial de la formación de raíces adventicias es considerable. Existen algunas especies de árboles, consideradas como raras o en peligro de extinción (*Taxus globulosa* y *Pseudotsuga macrolepis*) y que sus semillas poseen una baja viabilidad, por lo que el propagarlas vegetativamente podría ser una alternativa favorable (Davis, 1993).



Por otra parte la mayoría de los programas de mejoramiento genético se ha basado en la evaluación de especies y procedencias, seguida por el establecimiento de ensayos de progenies y huertos semilleros con los mejores individuos. Actualmente la propagación vegetativa y selección de clones resulta una alternativa para lograr ganancias genéticas en el menor tiempo posible (Zobel y Talbert 1998., Libby y Rauter, 1984).

Una de las desventajas principales la constituye los altos costos de implementación y operación de los sistemas de propagación; los mayores progresos han sido logrados mediante el empleo de equipo automatizado muy costoso e inapropiado para productores de escasos recursos, por lo que es necesario adaptar y desarrollar alternativas más económicas y fáciles de aplicar, al alcance de pequeños y medianos productores en áreas rurales y para técnicos en jardines municipales.

Las coníferas ornamentales tienen una gran importancia escénicas, ya que se encuentran presentes en gran cantidad de jardines tanto públicos como privados; sin embargo, una de las limitantes para una mayor presencia ornamental de estas especies son los altos costos que alcanzan en los invernaderos o lugares de venta. Estos precios son consecuencia de los problemas de su propagación, originando la necesidad de generar mayor información sobre los factores que influyen en la capacidad de enraizado.

Al respecto, debe resaltarse el hecho de que, por ejemplo, no se encontraron en la literatura especializada, experiencias del enraizado para el género *Cupressus* a pesar de haber realizado una revisión exhaustiva de los últimos 8 años (Prieto, 1992), y sin embargo, en la práctica se observa que la propagación vegetativa de ese género es de uso común, aunque con muy bajos porcentajes de formación de raíces.

El presente documento es una guía que detalla el proceso de enraizamiento de estaquillas de diversas coníferas empleadas en viveros comerciales y en áreas urbanas.

---

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UAEH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



---

### Objetivos de la propagación vegetativa

1. Perpetuar un clon: al propagar asexualmente a un individuo, sus células se dividen mitóticamente por lo cual no está implícita una combinación de características del padre y la madre, de esta manera el descendiente es idéntico a la variedad de frutal o planta ornamental del que quiere reproducirse.
2. Algunas plantas no pueden perpetuarse por semilla: Existen especies de plantas cuya semilla no es viable como son vides, bananos, higueras y naranjos. Estos son propagados en forma vegetativa como: rizomas o estacas (Velarde, 1989).
3. Evitar periodos juveniles prolongados. Algunas especies perennes pasan por un período juvenil que puede durar muchos años, hasta que produzca flores y frutos. Si se propaga a partir de estaquillas que posean flores o frutos, dicho estado de madurez se mantendrá constante (Rodríguez, 1988).
4. También resulta favorable, acortar el tiempo que tarda en desarrollarse una planta si se logra enraizar a partir de estacas leñosas. Se pueden obtener árboles bien formados en mucho menos tiempo que produciéndolos a partir de semilla.
5. Se pueden elegir y mantener características deseables en ciertas especies como puede ser ausencia de espinas, una copa de conformación regular y densa
6. Para tener uniformidad en los clones en cuanto a tamaño de las plántulas.
7. Perpetuar a un genotipo valioso.
8. Seleccionar características estéticas, fitosanitarias, fuste limpio, sexo, etc.

La propagación por semilla es más económica que la vegetativa, pero ésta última se justifica en general si lo que queremos es mantener uniformidad y control en la producción, en cuanto a sus características fenotípicas, el tiempo de floración, cosecha ó turno, tamaño de frutos, la resistencia a cierta enfermedad, etc., (Wright, 1976).





---

### Tipos de propagación vegetativa

- El acodo que consiste en provocar el enraizamiento, enterrando o cubriendo porciones de ramas con tierra hasta que se formen las raíces y luego separarlas de la planta madre.
- El etiolado es una forma parecida a la anterior que consiste en tapar la luz a una porción de rama, con cinta plástica negra por algún tiempo, para inducir la formación de un tejido verde que una vez cortada la rama, será este tejido el sitio donde se formarán las raíces, una vez hecho el estaquillado (Bassuk, *et al.*, 1985).
- El injerto consiste en unir dos fragmentos vegetales; uno es el portainjerto ó patrón, que es la porción que posee el sistema radical, con una parte del tallo; el otro es el injerto ó epibioto que es la porción que aporta las características del vegetal a multiplicar (pie-madre), (Le Page y Retournard, 2007).
- Esqueje o desqueje que son fragmentos u órganos de plantas para finalmente formar plantas completas (en el presente texto nos abocaremos solo a los esquejes de estaquillas).
- La micropropagación ó también llamada cultivo *in vitro*, que consiste en propagar a partir de células o porciones muy pequeñas de tejidos para la formación de miles de plántulas para diversos propósitos. Este procedimiento requiere el uso de equipo, materiales y reactivos especiales para lograr un estricto control aséptico, ambiental y nutricional, (Vargas H. J., 1982).



---

### Selección de la planta madre

Uno de los criterios a elegir en el arbolado de áreas urbanas es el valor estético. A diferencia de los árboles de hojas anchas, casi todas las coníferas conservan su follaje siempre verde a pesar de las temperaturas invernales, persiste su vigor y su resistencia al frío extremo, presentan una amplia gama de tonalidades, diversidad de follaje y son muy tolerantes a las podas para la formación de setos.

Por tal motivo es muy importante la selección de árboles sobresalientes para las características bajo mejoramiento y su propagación por métodos vegetativos para obtener copias genéticamente idénticas, que puedan ser utilizadas en programas de reforestación comercial. Su uso permite la obtención de ganancias genéticas extraordinarias en periodos muy cortos. Por tal motivo la selección de árboles deberá ser muy cuidadosa. Un buen genotipo mantiene sus características con poca variación fenotípica a pesar de encontrarse en diversas condiciones ambientales (Rauter, 1982).

Una influencia notable sobre el poder rizógeno de las estacas, es ejercida por las condiciones fisiológicas de la planta madre de la que se toma el material de propagación además de su edad. En general, las estacas tomadas de plantas jóvenes enraízan más fácilmente que las procedentes de plantas adultas de la misma especie (Iglesias *et al*, 1995). Los tejidos maduros tardan más tiempo en enraizar y desarrollan menor número de raíces que los tejidos juveniles. La mayoría de las estacas provenientes de árboles viejos tienen pocas posibilidades de enraizar. Lo anterior limita los trabajos de mejoramiento genético debido a que se requiere que los árboles de interés lleguen a edades adultas para saber si tienen el fenotipo deseado (Leakey, 1986). Por ello al momento de hacer una selección de las características deseables en árboles adultos, se deberán buscar las ramas más jóvenes (Leakey, *et al.*, 1992).



---

En aquellas especies que tiene la capacidad de brotar del tocón o de raíces la corta del árbol y el uso de brotes emergidos del tocón puede constituir un método seguro de enraizamiento (Cañas, 1991).

Según Hartmann y Kester D. E. (1995), las especies leñosas perennes, tiene tres fases de desarrollo:

- a) Juvenil: si se toman estaquillas de una planta que se encuentra en su fase juvenil, estas no tendrán la posibilidad de producir flores aunque se les proporcionen las condiciones adecuadas para la floración, hasta que con el tiempo alcancen su madurez. Durante este período, las estaquillas tiene mayor probabilidad de enraizar que en la fase madura.
- b) Transición: durante esta fase pueden aparecer caracteres morfológicos específicos como la forma de las hojas, vigor o presencia de espinas que están asociadas con las distintas fases.
- c) Adulta ó madura: la posibilidad de producir plantas que produzcan flores ó conos está confinado a los meristemos apicales, es decir a las puntas de las ramas superiores de un arbusto o un árbol.

La descendencia obtenida por medios vegetativos, reproducirá las características morfológicas y fisiológicas de la fase específica que tenía la planta de donde se originó. En algunas especies de coníferas y en otros grupos de árboles, la tendencia a conservar la posición de la estaquilla del lugar de donde fue tomado. Es decir si fue tomada de una rama vertical, mantendrá esa forma, y si es horizontal la rama original, sus descendientes formaran árboles de conformación postrada (Hartmann y Kester, 1995).



No todas las especies enraízan con la misma facilidad. Para determinar las diferencias en cuanto a su capacidad para enraizar, es necesario hacer pruebas empíricas, lo cual ya se ha hecho con muchas de las plantas de importancia económica. Especies de sauces y álamos enraízan con mucha facilidad. Las especies que tienen dificultades para ello, se pueden hacer enraizar si se toma en cuenta varios factores que influyen en ello y se mantienen en condiciones óptimas, de ello dependerán el éxito o el fracaso de obtener un enraizamiento satisfactorio.

En términos generales las estaquillas tomadas de plantas juveniles en pleno crecimiento, formarán raíces con más facilidad que aquellas tomadas de árboles adultos (que se encuentran en una fase sexualmente madura), tanto en coníferas como en algunas latifoliadas. A medida de que un árbol envejece aumenta la concentración de inhibidores del enraizamiento. Pero las cualidades deseables difícilmente son apreciables en un árbol que se encuentre en un estado juvenil, por lo que al momento de querer tomar estaquillas de un árbol maduro tendremos las siguientes opciones:

- a) Las porciones más juveniles se encuentran en las ramas basales. Por ejemplo en **Quercus** y **Alnus** las ramas que conservan sus hojas durante el otoño - invierno son precisamente las que tiene mejor capacidad de enraizado. Las ramas juveniles de algunos árboles tienen diferente forma y tamaño (por ejemplo el manzano y el olivo). En coníferas particularmente, se recomienda tomar las estaquillas del tercio intermedio, siendo esta una fase no muy juvenil ni muy madura, pero que tiene un crecimiento más vigoroso.

---

Área Académica de Ingeniería Forestal

AAIF-ICAP UAIEH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: maycotte@[uaeh.reduaeh.mx](mailto:uaeh.reduaeh.mx)



- b) Las podas continuas (como la formación de setos), permiten que los árboles se mantengan en un estado de desarrollo juvenil.
- c) En algunas especies de árboles después de talarlos, surgen brotes adventicios. Estos brotes juveniles emiten tallos que pueden ser empleados como estaquillas y que fácilmente van a enraizar.
- d) La etiolación o etiolado es una técnica basada en la capacidad de una rama vegetal (que puede ser de un árbol maduro), en transformar su corteza con cloroplastos, capaz de realizar la fotosíntesis, en corteza sin cloroplastos, muy parecida a la corteza de las raíces, privándola de la luz mediante la colocación de una cinta opaca alrededor de la parte de la rama que queremos etiolar. Después de algunos meses, al retirar la cinta que cubre la corteza transformada (de color verde, y aspecto más suave) tiene mayor facilidad en emitir raíces, lo que permite la reproducción clónica de las plantas, especialmente las muy difíciles de enraizar.
- e) Si tomamos estaquillas de la copa de un árbol maduro y las injertamos en repetidas ocasiones, a través del tiempo podremos lograr que se rejuvenezcan, pero este es un proceso lento, laborioso y que requiere pericia para realizarse.
- f) Solo deberá de utilizarse material proveniente de árboles sanos y vigorosos. Las enfermedades pueden manifestarse en diversos sitios aislados, pero todo el material que se tome de ahí puede estar infectado (Agrios, 1986). Los árboles viejos o dañados físicamente son más susceptibles a enfermarse, además como se recordará es más recomendable utilizar árboles muy jóvenes.



### Época del año para la colecta de estaquillas

La época de colecta de las estaquillas influye en el enraizamiento debido a que las condiciones fisiológicas de las plantas varían durante el año: En regiones de clima templado-frío, la época del estacado que proporciona los mejores resultados es entre diciembre y febrero, etapa en que las plantas tienen poca actividad metabólica al estar en reposo (tras la aparición de brotes vegetativos). Las especies perennifolias como los géneros *Chamaecyparis*, *Thuja*, *Curessus*, *Juniperus*, *Taxus*, *Picea*, *Abies* y *Pinus* pueden propagarse en otras épocas del año, aunque el otoño hasta fines de invierno, durante la época de reposo son las épocas más recomendables.

Según Pardos (1994), en coníferas y en algunas angiospermas, el final del



invierno y el comienzo de la primavera, cuando existe crecimiento activo de las raíces en condiciones naturales, marca un máximo en la capacidad rizogénica de las estaquillas.

Durante diciembre a febrero, lo recomendable es tomar las estaquillas del tercio superior de la copa del árbol o planta madre.

Si se desea tomar las estaquillas fuera de esta época, entonces deberán de tomarse del tercio medio de la copa. Siempre para lograr mejores resultados es conveniente el uso de hormonas.



Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UA EH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



---

### **Consideraciones fisiológicas**

El grado de desarrollo y la condición fisiológica de las estaquillas son factores determinantes del enraizamiento. Lo recomendable es tomar las estaquillas en la mañana, temprano, cuando el material vegetal está turgente.

La relación carbohidrato-nitrógeno es importante. El enraizamiento de las estaquillas puede ser estimulado por la adición de compuestos nitrogenados. Se han hecho pruebas al respecto con las formas de nitrógeno orgánico como la asparagina y adenina y también con sulfatos de cobre y arginina combinados con sucrosa los cuales favorecen significativamente el enraizado. El nitrógeno es recomendable solo en cantidades moderadas. Diversas experiencias han demostrado que una baja combinación de nitrógeno y un alta concentración de azúcares es lo ideal para el enraíce. Si se siembran las estaquillas muy juntas, se estará restringiendo el crecimiento de raíces pero se permitirá la acumulación de azúcares en la estaquilla.

Los tallos más firmes, (las que se rompen antes de doblarse), tienen un mayor contenido de carbohidratos, lo que permitirá un mayor número de raíces. Los tallos suaves y flexibles tenderán a tener menos probabilidades de enraizamiento. Una prueba mas confiable es la de introducir las estaquillas en una solución de yodo al 0.2% (del que no tenga colorante). Las puntas recién cortadas se tiñen de color oscuro y presentan un mayor contenido de almidón, por lo que estas serán las más adecuadas. La época del año también influye en una mayor o menor cantidad de carbohidratos dependiendo de la especie a tratar.

Los niveles de nitrógeno muy altos o muy bajos, son indeseables. Las ramas basales tienden a tener relativamente bajos niveles de nitrógeno y altos niveles de carbohidratos. Esas son las más recomendables.



Si se va a fertilizar la planta madre, es conveniente tomar en cuenta al Zinc, ya que es un precursor del triptófano, que a su vez este último es precursor de las auxinas que provocan el enraizamiento.

Anillado de ramas. Si se hacen atados con alambre varias semanas antes a las ramas de las cuales se van a cortar las estaquillas, esto favorecerá de manera significativa a la acumulación de carbohidratos y enzimas que promuevan el enraizamiento.

Los tallos amarillentos, suelen ser ricos en carbohidratos pero pobres en nitrógeno. Dicha relación genera estaquillas con abundantes raicillas, pero tallos débiles, lo adecuado sería elegir tallos más verdes que dan como resultado menos raíces pero tallos más fuertes.

Los tallos verdes y suculentos, muy pobres en azúcares y ricos en nitrógeno, suelen pudrirse sin producir raíces.

Si tomamos estaquillas de ramas laterales y no de las puntas las cuales crecen muy rápido, estas habrán acumulado más azúcares.

Generalmente las partes apicales de las plantas muestran un crecimiento muy rápido y vigoroso por lo que sus ramillas se ven turgentes. Pero si en cambio tomamos las ramas laterales estaremos utilizando un material de crecimiento mas lento pero que ha acumulado suficientes azúcares para sobrevivir a la corta y poder enraizar. Pero hay que tener cuidado de las plantas de crecimiento plagiotrópico, ya que sus estaquillas producen tallos solo de crecimiento horizontal.

El Boro combinado con el AIB, también ha sido recomendado como un promotor de raíces ya que existen reportes de que aumenta el porcentaje de enraizamiento, el número de raíces, la rapidez enraíce y la longitud de las raíces.





Algunos de los muchos hongos perjudiciales asociados con la propagación son *Phytophthora spp.*, *Pythium spp.* y *Rhizoctonia spp.* Las medidas de control incluyen la fumigación, pasteurización y tratamientos con fungicidas asociadas con estrictas medidas sanitarias. Sin embargo debe haber un equilibrio entre la eliminación de los hongos que son patógenos y conservar a aquellos que son benéficos como son las micorrizas, ya que si son eliminadas por fumigación pueden surgir deficiencias nutricionales.



Para el control de hongos fitopatógenos es importante se les desinfecte con fungicidas, para ello se recomiendan las siguientes opciones:

- a) Sumergir las estaquillas en una solución de Captan al 5% (50 g por litro) por un tiempo aproximado de 30 minutos y después escurrirlas por 5 minutos, antes de aplicar el enraizador..
- b) El uso combinado de 50 g de Captan y 50 g de Benomyl, diluidos en un litro de agua, por 30 minutos, directamente en el área en donde harán contacto con el sustrato al momento de ser sembradas, antes de aplicar el enraizador
- c) Inmersión de las estacas en benomyl (0.5g/L) antes o después de hacer las estacas. Una presentación comercial es el Antrak.
- d) Una buena alternativa es mezclar 100g. de Ridomil Bravo (que es un fungicida sistémico) con 100 g. del enraizador Radix 10000, antes de sembrar las estaquillas.





Entre las bacterias patógenas que ocasionan serios problemas en la propagación se encuentran *Erwinia chrysantemi*, *E. cartovora* y *Pseudomonas spp.* Una bacteria comúnmente dañina es *Agrobacterium tumefaciens* que ataca muchos cultivos en vivero y provoca la enfermedad de la agalla de la corona.

Las bacterias son difíciles de controlar, pueden penetrar por los cortes que se ejecutan durante la obtención de las estaquillas, por lo que las medidas de control son principalmente preventivas, por ejemplo:

- Seleccionar plantas madres que muestren una apariencia saludable, es decir sin daños foliares o en otras partes de la planta.
- Algunas enfermedades pueden estar iniciando en árboles aparentemente sanos, por tal motivo se recomienda que entre un árbol y otro se desinfecten las herramientas con las que se estén cortando las estaquillas. Las tijeras o navaja que se utilicen deberán estar lavadas, con buen filo, libres de óxido y desinfectadas con alcohol o cloro comercial (el fuego daña el filo de la herramienta).
- Una vez cortadas las estaquillas se lavan con agua corriente y se colocan en una cubeta desinfectada previamente con cloro, con una cuarta parte de agua para evitar el estrés hídrico durante su manejo. Existen en el mercado algunas soluciones en gotas de empleo doméstico para desinfectar.
- La pasteurización por vapor de los suelos, y el uso de antibióticos son otras alternativas de manejo.

Los virus se manifiestan produciendo varios síntomas externos en las plantas. Los virus pueden ser transmitidos de planta a planta mediante vectores, principalmente áfidos, saltones de las hojas, trips, ácaros o a veces el polen o semillas infectadas. Pero la forma más común de transmisión es por el material de propagación. Los virus pueden desplazarse a través de los haces vasculares y llegar a cualquier parte de la planta, (Hartmann y Kester, 1995).

---

### Cortado de las estaquillas



En la propagación por estacas el nombre del propágalo cambia en función del tamaño y tipo de material empleado. Al material con diámetros iguales o superiores a 1cm y donde se elimina la parte apical y la mayoría del follaje, se le conoce como “estaca”; en este caso la longitud varía de 15 a 60 cm, aunque en ocasiones se emplean de mayor tamaño. El uso de estacas de estas características es común en especies latifoliadas. Cuando se emplea material obtenido de ramillas con diámetros entre 0.5 cm y 1.0 cm, que se conserva su follaje original en la parte apical y que tiene un tamaño menor a los 18cm, generalmente se les conoce como “estaquillas”. El uso de estas estaquillas es común en plantas herbáceas y coníferas. En las coníferas particularmente las yemas se localizan en porciones apicales y se observan con un color verde claro que contrasta con el color café rojizo del crecimiento anterior, en el cedro limón partir de ahí es donde se debe de ejecutar el corte. La longitud de las estacas depende de la especie; en especies leñosas caducifolias varía de 15 a 75cm y en especies ornamentales fluctúa entre 15 y 30 cm, mientras que en especies de frutales debe ser mayor a 30 cm. El diámetro de las estaquillas en especies de hoja perenne debe ser menor a 1 cm, con una longitud de 7 a 20 cm. A este tipo de estaquillas se les elimina el follaje de la parte inferior y, para reducir la pérdida de humedad por transpiración, se les recorta o elimina parte del follaje. En este grupo se encuentran los géneros *Cupressus*, *juniperus* y *Pinus*.

La preparación de las estaquillas provistas de hojas consiste en suprimir los órganos foliares en exceso, en aproximadamente su mitad inferior, con el fin de reducir la superficie de evaporación, de manera que su transpiración disminuya y se evite el riesgo de que se deshidraten. Algunas especies proporcionan mejores resultados si se les hace una incisión en el punto de aplicación de las sustancias promotoras del enraizamiento; también se han conseguido buenos resultados mediante la incisión en cruz en la base de la estaquilla, o con la eliminación de un pedazo de corteza en la base.



Estas incisiones permiten obtener un enraizamiento más numeroso con una concentración menor del enraizador. La presencia de inhibidores impide la rizogénesis por lo que deben eliminarse sumergiéndose en agua la base de las estaquillas, con lo que aumenta el porcentaje de estacas enraizadas y se logra un mayor

desarrollo de las raíces: las estacas presentan ante todo, sistemáticamente, variaciones estacionales del enraizamiento, en evidente relación con los cambios del cuadro hormonal y nutricional de las ramas destinadas a proporcionar los propágulos. Algunas especies tienen un período óptimo bastante estrecho.

El grosor de la estaquillas, la relación diámetro/ longitud, su posición dentro de la rama y su estado competitivo respecto al resto de la planta, así como el ambiente en que la planta se ha desarrollado, en especial la irradiación y la calidad de luz, influyen en el enraizamiento. Aunque las distintas especies no siguen el mismo patrón, para ciertas especies como *Prunus*, el aumento en la relación diámetro – longitud va ligada con una disminución de la capacidad de enraizamiento.

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UAEH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)

Por otro lado, en algunas especies como las de *Eucaliptus*, el aumento de la relación diámetro – longitud está asociada con un aumento del enraizamiento. Las estacas de *Gmelina arborea* (L) Roxb. , y *Cedrella odorata* L. Deben cortarse a una longitud de 6 a 8cm mientras que las especies del género *Eucaliptus* deben de tener de 12 a 24cm y dejar uno a dos pares de yemas. Comúnmente, los propágulos más lignificados son más eficientes que los tiernos.

Algunas especies de árboles tienen crecimiento plagiotrópico (por ejemplo en *Araucaria excelsa*). En estas especies las ramas horizontales, darán origen a árboles de crecimiento postrado, por lo que en estas especies hay que tomar las estaquillas que tengan crecimiento vertical.

La forma para cortar la estaquilla puede ser:



**Simple**, cortando por debajo de un brote o yema bien visible, una porción de rama lignificada, es decir rígida, y cuya corteza tiende a volverse color marrón. Nótese la diferencia entre la yema Terminal que es de color verde claro.

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UA EH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



**Con talón** es cuando se conserva en la base de la estaquilla una pequeña porción de la rama a la que estaba unida. Dicha porción le da a la estaquilla mayor superficie de enraizamiento.



**Con mazo** es cuando se conserva en la base un trozo de 2 a 3cm de longitud de la rama donde crecía. El propósito es que a mayor área enterrada, mayor superficie meristemática. Toda la lesión será en la superficie en donde se formen las raíces (Le Page y Reournard, 2007).



Al practicar heridas longitudinales en la parte basal de la estaquilla se induce a que ocurra divisiones celulares y subsecuentemente la formación de callo y raíces adventicias. Esto ocurre porque después de una lesión en los tejidos, se acumulan auxinas, etileno, azúcares y aumenta la tasa de respiración celular.

#### **Tratamiento de las estaquillas con reguladores de crecimiento**

Las principales sustancias reguladoras de crecimiento son las auxinas, las citocininas, las giberelinas, el ácido abscísico y el etileno que existen en forma natural en las plantas. De todas ellas las que han dado mejores resultados (y las que más se usan) son las auxinas. De estas destaca el ácido indol acético (AIA), el ácido indol butírico (AIB) y el ácido naftalen acético (ANA) (Weaver, R., 1989).

El más eficaz de los tres es el AIB. Las dosis más altas de esta auxina son para especies de madera dura, mientras que las dosis más bajas se aplican para especies de madera suave y herbáceas. El ANA es algo tóxico y produce necrosis de los tejidos a dosis altas. El AIA, se descompone muy rápido y además es sensible a la luz natural y es atacado por microorganismos, (Zaerr y Mapes, 1982).

En el mercado existen enraizadores comerciales en polvo, compuestos por una mezcla de auxinas y funguicidas. La presentación líquida es poco común.



Las soluciones líquidas de AIB son más efectivas que las mezclas en polvo de AIB en concentraciones similares para promover la formación de callo y raíces debido a que las primeras penetran más fácilmente a través de los cortes hechos Prasad *et al.* (1996). El Rootone es un promotor líquido pero que tiene una concentración menor de AIB que el Radix 10000.

Cuando se utilicen enraizadores en polvo, deberá sumergirse la base humedecida de las estacas en el enraizador, para que se adhiera una capa delgada. Los enraizadores comerciales en polvo más comunes son Radix y Raizone -Plus con concentraciones que varían desde 500ppm hasta 10000 ppm. Las concentraciones mayores son para especies de madera dura mientras que las de baja concentración se aplican a especies de madera suave o para herbáceas. Poco antes de aplicar el polvo, a la base de la estacilla se le practica una incisión longitudinal. La aplicación del enraizador en polvo será más rápida si se toman las estaquillas en manojos, cuidando que el polvo se adhiera a todas las estaquillas, luego se sacude el excedente. Para ello será recomendable utilizar recipientes chicos y desechar el enraizador sobrante para evitar futuras contaminaciones.







---

### **Instalaciones para la propagación vegetativa**

Las condiciones ambientales (humedad relativa, temperatura, sustrato, espacio y luz) del sitio en donde serán sembradas las estaquillas deberán estar adecuadas antes de plantar las estaquillas ya que al no tener un órgano de absorción como son las raíces, estas requieren de cuidados especiales. Desde el momento en que se corta una estaquilla, esta deberá estar siempre en contacto con agua debido a que aún sin raíces las estaquillas continúan transpirando y como consecuencia de ello se pierde agua en los haces vasculares (que son los ductos por donde pasa el agua y minerales) se pueden formar espacios en el interior que impiden la circulación y como consecuencia de ello, la muerte de estas.

### **Substrato**

Un buen medio de enraizamiento se obtiene con arena gruesa o grava fina, que debe estar limpia (aunque no necesariamente estéril) húmeda y bien aireada. Si su capacidad de retención de agua es baja se puede mejorar adicionando aserrín (no demasiado fresco), turba, vermiculita u otros materiales. Durante el enraizamiento en caso de haber inicios de pudrimiento en las estacas será necesario aplicar algún fungicida al medio de enraizamiento, en caso de haber presencia de patógenos lo recomendable es esterilizar el sustrato al vapor, o adicionar los fungicidas mezclados con el polvo enraizador. Una mezcla de sustrato adecuada debe de tener un tamaño uniforme de partículas, ausencia de impurezas y un pH entre 5.5 y 6.5.

La selección del medio de enraizamiento dependerá también del sistema radical deseado y de las condiciones en que se propaguen las estacas. Una proporción mayor de arena conduce en general a que se produzcan raíces largas y poco ramificadas, gruesas y quebradizas (Macdonald, 1986; Hartmann y Kester, 1990).

Existen en el mercado mezclas ya probadas para muchas especies, estas se encuentran en una proporción de 60% de peat moss (turba de musgo *Esfagnum* canadiense), 20% de agrolita y 20% de vermiculita.

Otra mezcla recomendable es utilizar tierra de monte y agrolita en proporción de 1:1, o tierra de monte y arena en una proporción de 2:1, los cuales han reportado porcentajes de enraizamiento superiores al 85%.

Para cualquier mezcla elegida, el sustrato se tamiza para homogenizar las partículas y distribuir las uniformemente por lo que es recomendable cernirla con una malla de 4mm. hay que regar hasta el punto de saturación.



### Desinfección del sustrato

Debe existir un equilibrio entre la micro flora benefactora y perjudicial del suelo. Esterilizar el suelo a 250°C en autoclave es eliminar todo microorganismo bueno o malo y se tendría que considerar la cantidad de suelo que podríamos procesar. Existen varias alternativas para controlar de manera parcial a los microorganismos, **sin** llegar a producir un suelo totalmente inerte poco favorable para el crecimiento de las plantas:

a) Solarización: consiste en extender una capa de suelo en una superficie plana, cubrirla con un plástico negro, y “sellar” con piedras la orilla, una cama de sustrato de 15 cm de alto por 20 días, (cubierta con plástico alcanza unos 60°C). Con ello se eliminaría la mayor parte de patógenos, (Anaya y Nápoles 1999).



b) Al vapor: En una hoya de vapor grande, durante 20 minutos se logra una esterilización parcial, (Messiaen, *et al*, 1995).

---

## Estaquillado

- a) Para este proceso las estaquillas pueden ser estaquilladas directamente en charolas de plástico con sustrato que puede ser: 60% peat moss (Turba de esfagno canadiense), 20% de agrolita y 20% de vermiculita, previamente regados al punto de saturación. En el mercado existen charolas de diversos tamaños y con capacidades variables, de 40 tubos o más. Previamente se practican los hoyos a 8 cm de profundidad



- b) Otra alternativa es la formación de camas de enraizamiento que consisten en colocar antes del sustrato una capa de tezontle de 6 a 10 cm de diámetro, otra capa superior de 3 a 6 cm de arena, y finalmente una capa de 10 de la mezcla de tierra de monte y agrolita en proporción de 1:1 (volumen); a continuación se procede a nivelar la superficie con ayuda de una regla o tabla y aplicar riego abundante con regadera de poro fino. Las estaquillas se colocan en orificios de 8cm de profundidad hechos previamente a un espaciamiento de 4 x 4 cm. Se apisona levemente para estabilizar cada estaquilla.



---

### Condiciones de humedad

La cantidad de agua que la estaquilla absorbe es debido a que en las hojas se genera un proceso de evapotranspiración con lo se produce un gradiente de tracción del agua que es conducida a través de los vasos inmersos en los tejidos de la estaquilla. Pero cuando hay demasiado follaje se pierde tanta agua que la planta se deshidrata antes de que se pueda formar raíces.

Al aumentar la humedad ambiental, se reduce la evaporación de agua en las hojas lo que evita que las estaquillas se deshidraten, e incrementen sus niveles de azúcares y puedan finalmente desarrollar un sistema radical. El uso de vaporizadores genera un 80% de humedad en el ambiente, esto reduce considerablemente la evapotranspiración. Durante la noche resulta nocivo el uso de neblina.

Una alternativa para incrementar la humedad hasta un 90%, es la fabricación de

micro túneles o cámaras forrados con polietileno.

Existen en el mercado equipo

(nebulizadores o vaporizadores)

para la creación de niebla en el

interior de dichos túneles. El

túnel debe de tener una ligera

salida que permita la ventilación

de aire. El sistema permite

formar una película de agua



uniforme en toda la superficie del follaje, pudiendo incluso enraizar en pleno sol (Bruma y Buchards, 1976).

---

Área Académica de Ingeniería Forestal

AAIF-ICAP UAEH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



---

### Condiciones de luz – sombra



Buena parte del éxito en la formación de raíces es la de acumular azúcares en los tejidos de las estaquillas, lo cual ocurre durante el proceso de fotosíntesis. No obstante, se sabe que las estaquillas crecen mejor a baja intensidad luminosa. Es probable que sus procesos hormonales funcionen mejor a baja intensidad luminosa.

El uso de una malla-sombra del 70% tiene como finalidad que se mantenga la temperatura a niveles adecuados. De no usar humidificador, la incidencia directa de los rayos solares conducen a una disminución de supervivencia en forma notable (Mergen, 1955).

### Condiciones de temperatura

Para la mayoría de las especies la temperatura adecuada para el enraizamiento de estaquillas es de 21 a 26 °C, con temperaturas nocturnas de 15°C.

Una técnica llamada de calentamiento basal se ha empleado con éxito para acelerar la formación de raíces, esta consiste en utilizar un sistema térmico de resistencias con un control automatizado para mantener la temperatura del sustrato de 20 – 22 °C (Brix, 1994; Aldothus, 1974)

Es Necesario realizar revisiones diarias de la temperatura y humedad relativa de acuerdo a las condiciones ya mencionadas y considerando las del clima que se presente en la localidad. El uso de humidificadores favorece las condiciones ambientales necesarias tanto de temperatura como de humedad, aún sin malla sombra.



---

### Labores de mantenimiento

- a) Para nutrir las estaquillas aplicar fertilizaciones con triple 20 (2g. por litro) cada 8 días.
- b) Para evitar la incidencia de hongos se recomienda aplicaciones de Captan en dosis de 30 g L<sup>-1</sup> dos veces por semana durante todo el proceso.
- c) Otra alternativa es aplicar Oxiclورو de Cobre 2 g. por litro cada 15 días, como medida preventiva contra una incidencia de hongos patógenos.
- d) Eliminar las malezas manualmente y las plagas mediante su control.
- e) Quitar hojas o estaquillas muertas.
- f) No se deberá permitir que las estacas muestren marchitamiento en ningún momento.
- g) La malla sombra de 70%, reduce las temperaturas elevadas y dañinas. Pero un exceso de sombra induce a la incidencia de hongos patógenos.

### Transplante

Después de formarse las raíces generalmente ocurre un cambio en el aspecto del follaje de las estaquillas. Esto puede ocurrir dependiendo de la especie entre los 30 a 90 días, pero algunas especies pasan por un periodo muy prolongado, hasta de un año. Cuando se trata de especies de Thuja si se esqueja entre agosto y septiembre se transplanta entre abril y mayo del siguiente año; El falso ciprés (*Chamaecyparis*) si se esqueja en septiembre, se transplanta entre abril y mayo del siguiente año *Araucaria excelsa* y *A. heterophylla* si se esquejan durante el mes de enero, su transplante será de octubre a diciembre del siguiente año (las ramas laterales solo forman plantas deformes, por lo que hay que utilizar la punta del árbol).



---

Si se esquejan especies de *Cupressus* y *Juniperus* durante diciembre y enero hay que esperar siete meses o sea hasta agosto y septiembre del siguiente año. Cuando se trata de un trasplante a un lugar definitivo se debe de considerar la talla mínima del arbolito durante la época de lluvias.

### **Especies de coníferas recomendadas como ornamentales**

En la ornamentación de jardines en Europa y Estados Unidos, las coníferas aparecen en primer plano. Se encuentran entre ellas árboles y arbustos de tamaño y portes variados, de una gran diversidad de colores y se prestan a numerosos empleos. Su follaje persistente en casi la totalidad de sus especies, es interesante por el verdor que mantienen en los jardines durante el invierno, cuando los árboles de especies latifoliadas de estas regiones frías son decídúos. Las hojas de las coníferas son relativamente pequeñas y reducidas a agujas o escamas; en las especies de la familia Cupressaceae, las hojas son pequeñas y reducidas a escamas, lo que junto con la variedad de colores y formas que presentan las hacen sobresalir como especies ornamentales (Guillen,1975).

En el arte del Bonsai las especies de coníferas son muy utilizadas y son propagadas en muchas ocasiones vegetativamente por esquejes o acodo aéreo. Por citar algunos ejemplos tenemos *Cedrus atlantica*, *Chamaecyparis obtusa*, *Ch. lawsoniana*, *Cryptomeria japonica*, *Juniperus spp.*, *Pinus spp.*, *Larix desidua*, *Metasequoia glyptostroboides*, *Picea glauca*, *Taxodium spp.*, *Taxus spp.*, (Nessmann,1989). A continuación se describen algunas de ellas:



## *Cupressus macrocarpa* Hartw.

**Familia:** Cupressaceae

**Sinónimos:** *Cupressus lambertiana* Carrière

**Nombre común:** “Cedro limón”, “ciprés de Monterrey”.

**Lugar de origen:** Es nativo de la Bahía de Monterrey en California, Estados Unidos, (Humphrey, 1991).

**Etimología:** *Cupressus*, nombre latino del ciprés. Según algunos autores deriva de *Cyprus* (Chipre), donde es nativo y crece silvestre. *Macrocarpa*, del latín *macrocarpus-a-um*, de fruto grande.

**Porte:** El cedro limón es un árbol algo parecido al ciprés común; con estructura columnar cuando es joven, de tronco único y corpulento, de unos 25-30 m de altura (Humphrey, 1991), Su copa tiene forma cónica que después de haber perdido las ramas bajas adquiere una forma más amplia, a veces aplanada. con ramificación ascendente de longitudes irregulares, formando un ángulo de unos 45 grados con el tronco.

**Corteza:** muy agrietada formando placas de color pardo grisáceo. Tronco ensanchado en la base y a veces dividido en dos a partir de cierta altura.

**Ramas:** bastante gruesas, de 1.5-2 mm de grosor, subtetrágonas. Se caracteriza por tener un follaje color verde amarillento o amarillo dorado brillante según la época del año.

**Hojas:** escamiformes, bastante gruesas, de ápice obtuso no punzante, de color verde oscuro. Suele mantener hojas aciculares de primera edad durante bastante tiempo. Al frotar las hojas desprenden olor a limón o mandarina. Las hojas son escamosas, de 1 a 2 mm de largo.





---

**Gálbulas:** subglobosas o elípticas de 25-40 mm de diámetro, de color marrón rojizo y grisáceo en la madurez, formados por 8-12 escamas. Solitarias o en grupos de dos a tres. Pueden permanecer cerrados en el árbol durante varios años. Maduración bianual. Contienen numerosas semillas de ala estrecha que tienen diminutas ampollas de resina en su superficie.

**Cultivo y usos:** En España ocupa un octavo lugar entre las especies de coníferas ornamentales, considerada como una variedad atractiva en razón de su matiz amarillo dorado brillante cuando se planta a pleno sol. Es un árbol de crecimiento rápido, se presta para crecer en forma aislada formando bellos ejemplares. Sin embargo cuando se planta en grupos resulta notablemente atractivo dentro del Jardín (Guillen, 1975). Especie poco exigente en suelos incluso crece en suelos salinos en cercanía al mar, pero puede plantarse sin problemas en altitudes mayores a los 2000 msnm. Cultivado en todo el mundo por sus valores ornamentales, de cortinas rompevientos y de sombra. Cuando se cultiva en condiciones óptimas mantiene su estado juvenil, por lo que no fructifica, limitando la producción de semillas (Humphrey, 1991). No se encontraron informes escritos sobre las dificultades para su producción por estaquilla. El alto nivel de selección de los mejores individuos tanto silvestres como cultivados en esta especie ha originado 29 cultivares registrados (Polunin, 1978). Uno de los cultivares más difundido es 'Lutea' (más conocido como *Lambertiana aurea*), de porte extendido y follaje dorado.



***Cupressus macrocarpa* Hartw.**

---

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UAEH  
Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600  
Fax. (01 771) 71 7 21 25  
E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



---

## *Cupressus sempervirens* L.

**Familia:** Cupressaceae

**Nombre común:** “Ciprés común”, “ciprés italiano”.

**Lugar de origen:** Su área de distribución original no está bien determinada, ya que fue muy cultivado desde la antigüedad. Se le supone nativo del Mediterráneo oriental (Irán, Siria, Chipre).

**Etimología:** *Cupressus*, nombre latino del ciprés. Según algunos autores deriva de *Cyprus* (Chipre), donde es nativo y crece silvestre. *Sempervirens*, del latín, significa siempreverde.

**Porte:** Árbol que puede alcanzar 30 m de talla, con porte columnar o extendido.

**Corteza:** delgada de color pardo grisáceo, con largas fisuras longitudinales que no se exfolian.

**Ramillas:** cilíndricas, subtetrágonas, de alrededor de 1 mm de grosor.

**Hojas:** escamiformes, delgadas, aplanadas, con punta obtusa, deprimidas, imbricadas, de color verde oscuro mate, sin glándulas resiníferas.

**Inflorescencias masculinas:** terminales, de color amarillo.

**Gálbulas:** terminales, solitarias o en grupos, ovoideo-esféricos, de 2-3.5 cm de diámetro, de color verde, pasando a gris marrón lustroso en la madurez. Están formados por 10-14 escamas, con 8-20 semillas de ala estrecha por escama. Maduración bianual. Se encuentra bajo dos formas naturales: *C. horizontalis* (Mill.) Voss (*Cupressus horizontalis* Mill.), con ramificación extendida y aspecto de cedro o de pino. *C. sempervirens* (*Cupressus pyramidalis* Targ.-Tozz.), con porte columnar o piramidal. Es la forma más extendida en cultivo.

**Cultivo y usos:** Se multiplica por semillas, aunque en las variedades se acude al injerto. Tolera casi toda clase de suelos, incluso pobres. Su madera es pesada, duradera. Debido a su longevidad se ha plantado como símbolo funerario en los cementerios. Se utiliza formando setos a menudo, Guillen (1975).



<http://www.arbolesornamentales.com/Cupressussempervirens.htm>



*Cupressus sempervirens* L.

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UAEH  
Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600  
Fax. (01 771) 71 7 21 25  
E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



## *Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl.

**Familia:** Cupressaceae

**Sinónimos:** *Cupressus lawsoniana* A. Murray

**Nombre común:** “Ciprés de Lawson”, “falso ciprés”.

**Lugar de origen:** Procede del oeste de Norteamérica.

**Etimología:** *Chamaecyparis*, del prefijo griego *chamae*, que indica porte pequeño o crecimiento bajo y *kuparissos* = ciprés. *Lawsoniana*, dedicado a Charles Lawson (1794-1873), autor de la obra *Pinetum Britannicum*

**Porte:** Árbol de gran talla, que puede alcanzar 60 m de altura, con copa cónica y guía terminal, siempre inclinada.

**Corteza:** pardusca reluciente, con profundas grietas longitudinales irregulares.

**Hojas:** escamiformes dispuestas en 4 filas, imbricadas, las laterales con el ápice levantado. Son de color verde claro, con la cara inferior un poco blanquecina.

**Conillos masculinos:** de color carmín

**Gálbulas:** color verde azulado, globosos, cortamente pedunculados, de 8-10 mm de diámetro, con 8-10 escamas peltadas. Son de color verde glauco, pasando a marrón con la madurez. Cada escama con 2-4(-5) semillas con alas.

**Cultivo y usos:** Se multiplica por semillas, que tienen un porcentaje de germinación muy bajo. Todas las variedades se obtienen bien por esquejes, por acodos o por injertos. Necesitan clima húmedo, no prosperando bien en zonas costeras. Su crecimiento es bastante rápido. Madera ligera, duradera y aromática. Contiene un aceite que en otras épocas se utilizaba con fines diuréticos. . Especie de gran valor ornamental del que se han obtenido más de 200 cultivares, siendo los más frecuentes: '*Allumigold*', '*Pendula*', '*Fraseri*', '*Ellwoodii*', etc., (Preston, 1980).

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UAIEH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: maycotte@uaeh.reduaeh.mx



<http://www.arbolesornamentales.com/Chamaecyparislawsoniana.htm>



***Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl.**

---

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UAEGH  
Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600  
Fax. (01 771) 71 7 21 25  
E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)



---

***Juniperus horizontalis* var. *monosperma* (Engelmann) Sargent, Silva**

**Familia Cupressaceae**

**Sinonímias:** *Juniperus occidentalis* Hooker var. *monosperma*, *J. gymnocarpa*, *Sabina monosperma* Engelm. *Juniperus monosperma* var. *gracilis*, *J. tetragona* var. *oligosperma* Engelm.

**Nombres comunes:** “Junípero de una semilla”, “sabino”, “junípero arbustivo”.

**Porte:** Arbusto o árbol desde 40 cm. hasta de 7 m de altura, de copa irregular y abierta. Es muy variable e incluye formas diversas. De tallo irregular a veces ramificándose cerca de la base, de 35-75cm. de diámetro.

**Corteza:** Delgada, de 4-5 mm, color gris ceniciento, fibrosa, dividida en tiras longitudinales, interiormente de color café rojizo.

**Ramas:** Extendidas hacia arriba y hacia los lados, de color café rojizo. Las ramillas son café grisáceas algo escamosas y delgadas.

**Hojas:** Escamosas, ternadas, imbricadas, rómbicas, con el dorso aquillado, aovadas. Ápice brevemente acuminado, obtuso o romo, a veces extendido; con una glándula pequeña y oval en la parte media de la escama, de color oscuro.

**Gálbulas:** Globosos a ovoides, de 5-8 mm, de color azul pálido carnosos y resinosos, con una sola semilla. Las semillas miden de 4 a 5 mm. Solitarias y cilíndricas (Humphrey, 1991).

---

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UA EH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)

**Hábitat y distribución;** Se trata de una especie originaria de Estados Unidos y Canadá donde se encuentra en forma natural desde el Norte en los límites con Canadá hasta el Sur del estado de California (Preston, 1980).

Es una especie tolerante a condiciones adversas de suelo como son alto grado de salinidad y alcalinidad, puede crecer en pendiente pronunciada y soporta climas extremos aunque crece mejor en el sol que en la sombra (Hartmann y Kester, 1995). No es fácil multiplicarlo por semilla, ya que estas germinan a los tres años, el enraizado por estaquillas es lento más de tres meses, pero dada su importancia ornamental es una de las especies con mayor número de cultivares registrados (48) (Humphrey, 1991).

**Usos:** Como ornamental urbano. Muy resistente a los suelos calizos, los frutos y el follaje son comidos por la fauna silvestre. A los Juníperos se les considera en general dentro de los Estados Unidos como una de las coníferas más atractivas (Guillén, 1975).



*Juniperus horizontalis* var. *Monosperma*.





---

## *Thuja orientalis* Endl.

**Familia:** Cupressaceae

**Nombre común:** “Tuya”, “árbol de la vida”.



**Lugar de origen:** Es una especie originaria del Sureste Asiático. Procede de Extremo Oriente, norte y oeste de la China

**Porte:** Arbustos o árboles hasta de 2m y de colpa redonda; Se distingue fácilmente por tener sus ramas jóvenes en un solo plano, como aplastadas y dirigidas hacia arriba.

**Corteza:** delgada, agrietada finamente, de color marrón rojizo, desprendiéndose en bandas en los ejemplares viejos.

**Hojas:** escamosas, estrechas, muy puntiagudas, con bordes divergentes, separados del ramillo de color verde claro y mate. Dispuestas en 4 hileras y cuando se frotran desprenden un olor muy típico.

**Gálbulas:** maduras tienen forma ovoidea, largas y leñosas con unas protuberancias ganchudas en las escamas de 7 a 12 mm de largo.

**Cultivo y usos:** Su madera es rígida, aromática y poco rentable para explotación. Crece preferentemente en terrenos calcáreos. Especie muy rustica que resiste muy bien la sequía, se adapta a una gran cantidad de condiciones climáticas, soportando condiciones extremas de temperatura, en altitudes de cero a 2500 msnm. Necesitan lugares no demasiado sombríos, que no estén encharcados y prefieren suelos calizos.

Además de existir problemas para la obtención de semillas de Tuya, éstas tienen problemas de germinación. Harman y Kester (1995) la catalogan como una especie de difícil enraizamiento, sin embargo esto no ha limitado el número de variedades y cultivares de esta especie.

---

Guillén (1975) le ha asignado 5 variedades y múltiples cultivares por variedad. En la actualidad es probablemente la más distribuida de las coníferas (Humphrey, 1991).

Entre las variedades de silueta piramidal, con preciosos tonos dorados: 'Elegantissima' 'Conspicua' y 'Aurea Nana'. Una variedad con un tono verde metálico y perfil esférico: 'Rosedalis'.



***Thuja orientalis* Ende.**



---

### Bibliografía

1. Agrios G. N. 1986. Fitopatología. Edit. LIMUSA. , p.756.
2. Aldohus, J.r. 1974 .Nurcery practice. London, Forestry Commision. Bulletin 43. p: 124-127.
3. Anaya RS, Romero Nápoles J. 1999. Hortalizas, plagas y enfermedades. Edit. Trillas, p. 544.
4. Bassuk, N.L., D. M. Mixe B. K. Maynard. 1985 Stock plant etiolation for improved rooting of cuttings. Proc. Int. Plant Propag. Soc. 35:543:550.
5. Boutherin D., Bron G., 1994. Multiplicación de plantas hortícolas. Editorial ACRIBIA, S.A. Zaragoza, España., p. 225.
6. -----2005. Reproducción de las plantas hortícolas. Ediciones Omega S.A. Barcelona, España., p.246.
7. Brix, H. 1974. Rooting of cutting from mature Douglas-fir, N.Z. J. For. Sci. 4(2): 133-139.
8. Brumm, F. O. y O. Buchards.1976. La multiplicación de las frondosas y de las coníferas. Barcelona, Editorial Blume. p. 51-58.
9. Cañas I. 1991 Multiplicación y evaluación clonal de árboles sobresalientes de *Eucaliptus globulus* en España. IX Reunión Nacional de S. E. F. V. 306 p. Davis F. T. 1993. Comercial Importante of adventitious rooting in horticultura. En USDA Forest Service, General Technical Report NC-154,6p.
10. Davis, F. T. 1993. Comercial Importance of adventitious rooting in horticulture. En USDA Forest Service, General Technical Report C-154, 6 p.
11. Guillen R. , A. 1975. Coníferas ornamentales Floraprint, España, 143 p.



12. Haissig, B. E. 1974. Origins of adventitious roots. N. Z. J. For Sci 4 (2): p. 299-310.
13. Hartmann H. T. y Kester D. E., 1995. Propagación de plantas, principios y prácticas. Compañía Editorial Continental, S.A. De C. V. (CECSA) México., p. 760.
14. Humphrey, J. W. 1991. The conifer manual, volumen I, Kluwer Academia Publishers. Países Bajos. 439 p.
15. Iglesias G., L., B. M. Alarcón, y J.A. Prieto R., 1996. La propagación vegetativa de plantas forestales. Rev. Cienc. For. Vol. 21 No. 3 p: 15-41.
16. Leakey, R. R. B. 1986. Cloned tropical hartwoods. Quicker Genetic Gain Span 29: p. 35-37.
17. Le Page R., Retournard D., 2007. El ABC del esqueje paso a paso. Edit. SUSAEETA, Madrid. p.223
18. Libby, W. J., Rauter, R. M. 1984. Advantages of clonal forestry. The Forestry Chronicle, p. 145 – 149.
19. Macdonald, B., 1986 Practical woody plant propagation for nursery growers Vol. 1. Timber Press, U. S., p. 219-276.
20. Mergen, F. 1955. Vegetative propagation of flash pine. U. S. Forest Serv. Sothastern For.Expp.Sta. Station Paper No., p. 54, 36
21. Mesén Francisco, 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza – CATIE./ Impresos Barsant, S.A. Turrialba, Costa Rica., p. 36.
22. Messiaen C. P., Blancard D., Roxel F., Lafon R., 1995 Enfermedades de las hortalizas. Edit. M. P. INRA. p.576.



23. Narda, K. P. Kumar y V. Kochkhar, 1974. Role of auxins, antiauxin, and fenol in the production and diferentiation of callus on stems cuttings of *Populus robusta* N Z. J. For.Sci. 4 (3: 338-346).
24. Nessmann J. D. 1989. Guía para el cuidado del Bonsai, consejos prácticos. Susaeta ediciones S. A. Madrid, España., p.155.
25. Pardos, J. A. 1994. Problemática del enraizamiento de especies difíciles. ITEA, España, No. 15., p. 201-214.
26. Prasad, S. M. R. Murthy, R. Karosshi y M. Singh, 1996. Vegetative propagation of *Eucaliptus* species via Hdropit. Indian Forester. 122(9): p. 850-853.
27. Preston, R. J. 1980. North American tress. The Iowa State University USA. 399 p.
28. Prieto R. J. A. 1992. Estudio de algunos factores que influyen en la propagación por estaquillas de *Cupressus guatemalensis* S. Wats. Tesis de maestría en Ciencias. Universidad Autónoma de Chapingo, México, 99 p.
29. Polunin, O.1982. Árboles y arbustos de Europa. Editorial Omega, Barcelona España. 226 p.
30. Rauter, R. M. 1982. Recent advances in vegetative propagation including biological and economic considerations and future potencial. Joint meeting of working parties on genetics about breeding strategies including multiclonal varietes. Ministry of Natural Resources. Ontario, 26 p.
31. ----- 1983. Current status of macropropagation. *In*: Clonal Forestry. Part 2. Its Impact on tree improvement and our future forests. Proc. 19 th. Meet. Can. Tree improv. Assoc. p: 58-74.
32. Rodríguez R., A. 1988. La multiplicación de plantas y el vivero. Ed. Mundi – Prensa. Madrid, España. 165 p.



- 
33. Rosas M., V. Teres., y A. Artetxe. 1994. Enraizamiento del *X Cupressocyparis leylandii*. ITEA, España, No. 15. pp: 246 -253.
  34. Vargas H. J. 1982. Aplicación del cultivo de tejidos en la propagación vegetativa de especies forestales. *Ciencia Forestal*. México. / (39): 45 – 53.
  35. Velarde F. G. 1989. El estaquillado, Guía práctica de multiplicación de plantas. Ed. Mundi – Prensa. Madrid, España. pp: 39 – 69.
  36. Weaver, R. 1989. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.
  37. Wright, J. W. 1976. Mejoramiento genético de los árboles forestales FAO. Roma, p: 382 – 405.
  38. Zaerr, J. B. y M. O. Mapes 1982. Action of growth regulators. *In: Tissue Culture in Forestry*. Eds. J. M. Bonga y D. J. Durzan. Martinus Nijhoff, pp:231 -255.
  39. Zobel, B. y J. Talbert. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Editorial LIMUSA. México 505 p.
  40. [www.conifers.co.nz/thuja/thuja\\_orientalis\\_z.htm](http://www.conifers.co.nz/thuja/thuja_orientalis_z.htm) *Thuja orientalis* Endl.

---

Área Académica de Ingeniería Forestal  
AAIF-ICAP UA EH

Tel: (01775) 75 3 34 95, (01 771) 71 7 20 00 Ext. 46600

Fax. (01 771) 71 7 21 25

E-mail: [maycotte@uaeh.reduaeh.mx](mailto:maycotte@uaeh.reduaeh.mx)

