

I INTRODUCCIÓN

El olivo (*Olea europea* L.) pertenece a la familia de las oleáceas y se distinguen en esta especie dos subespecies *Olea europea* ssp. *olaster* y *Olea europea* ssp. *sativa*, perteneciendo a ésta última todas las variedades de olivo cultivadas (LÓPEZ, 1996).

Este frutal es nativo de la región situada alrededor del Mediterráneo donde es cultivado en forma extensiva, obteniéndose más del 70% de la producción mundial. Sin embargo, también es posible encontrarlo en nuestro país, en donde la presencia del olivo data desde la llegada de los españoles y se estima que la superficie establecida supera las 4.500 has., de las cuales el 84% estaría en producción y el 16 % restante en formación (menores de 4 años) (RAZETO, 1999; ELLENA, 2000).

Tradicionalmente este frutal se a cultivado entre la I y VIII Región siendo los centros productores el Valle de Azapa en la I Región, el Valle de Huasco en la III Región, el Valle del Limarí en la IV Región y la localidad de Til -Til en la Región Metropolitana, presentando la mayor extensión la III Región con aproximadamente 39% (1780 has.), seguida en orden de importancia por la I Región con un 27% (1.228 has.), la V Región con 8.6 %, la Región metropolitana con 7.9%, la IV Región con 6% y la VII Región con un 5.7% aproximadamente (RAZETO, 1999; ELLENA, 2000).

Sin embargo, en la IX Región en particular en la provincia de Malleco en las comunas de Angol, Renaico, Los Sauces y Lumaco, en la actualidad se realizan evaluaciones del comportamiento agronómico de este frutal, en donde el cultivo

del olivo apunta hacia la producción de aceite. Según antecedentes recaudados en la zona, la Araucanía cuenta con aproximadamente 24 has. de huerto de olivos en fase de formación (ELLENA, 2000).

Las variedades cultivadas en el país en orden decreciente de acuerdo a importancia y superficie plantada son: Sevillana, Empeltre, Liguria, Manzanilla y Ascolana, caracterizándose la segunda por poseer vigorosidad, tendencia a la verticalidad, dar aceite de mucha calidad y producir de 7 Kg. de aceitunas 1 litro de aceite. Sin embargo en los últimos años se han implantado nuevas variedades tales como: Leccino, Frantoio, Moraiolo, Barneza, Picual, Picholine, entre otras (LÓPEZ, 1996; ELLENA, 2000).

El olivo se ha cultivado desde tiempos bíblicos destacándose en él una gran riqueza simbólica, es así, que representa la inmortalidad y religiosidad (resurrección y esperanza), ocupando el aceite de oliva un lugar destacando en la perfumería, cosmetología y aspectos culinarios (MARCH y RÍOS, 1989; SOTOMAYOR, 1994b).

La propagación se realiza principalmente por estacas, con lo cual se persigue la obtención de una planta con características deseables en cuanto a calidad genética productiva y varietal (MARIN, 1981).

La utilización de esta técnica permite el acortamiento del período improductivo de la planta, lo cual beneficia tanto a viveristas como agricultores (especialmente los de la IX Región debido a las limitantes que estos poseen) dedicados a la producción de este frutal. Así también al ser una técnica sencilla, poco complicada y que no incurre en grandes costos, se muestra como una alternativa de introducir un nuevo cultivo a la región y así mitigar en cierta medida las bajas expectativas presentadas por la agricultura tradicional.

De acuerdo a lo anterior, los objetivos de la presente investigación son:

1-. Evaluar la aptitud de enraizamiento de estacas semileñosas pertenecientes a la variedad Empeltre, generadas de dos épocas de recolección en combinación con tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB) pertenecientes a distintas posiciones (apicales y basales), determinando en cada evaluación número y longitud de raíces; porcentaje de enraizamiento, pudrición y diámetro de estacas.

2-. Evaluar en estacas enraizadas y transplantadas desde la cama de propagación a bolsas el porcentaje de sobrevivencia.

II REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Formación de raíces adventicias

La frecuencia y distribución de la formación de raíces laterales o adventicias controla en parte la forma global del sistema radicular y por tanto las zonas del suelo que se exploran (ROSS y SALISBURY, 1994).

Dos tipos de factores están implicados en la formación de raíces. Unos llamados factores fijos; intervienen en la aptitud a la rizogénesis de una parte o de toda la planta; la parte subterminal de las ramas y la influencia de la variedad. Los otros, factores móviles son de naturaleza química, por ejemplo los hidratos de carbono, proteínas, vitaminas, entre otros (BROUSSE y LOUSSERT, 1980).

Las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces producidas a partir de lesiones. Las primeras, se desarrollan naturalmente en los tallos o ramas cuando todavía están adheridas a la planta madre, pero no emergen sino hasta después de que se corta la porción de tallo. Las raíces de lesiones se desarrollan sólo después de que se ha hecho la estaca, en respuesta al efecto de la lesión al preparar la misma (HARTMANN y KESTER, 1998).

Las raíces adventicias que se forman en los tallos, se producen en tres etapas: formación de iniciales de raíz a partir de célula ya diferenciada y con otras funciones, división de dichas células y formación de primordios radicales, y desarrollo de tales primordios y establecimientos de conexiones entre los tejidos vasculares de las nuevas raíces (PAMPA, 2004).

Los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. Desdiferenciación de células maduras específicas. Solo las capas generatrices, y en menor grado los tejidos vecinos son el asiento de numerosas divisiones, las que terminan en un tejido cicatricial.
2. Formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por desdiferenciación.
3. Desarrollo subsecuente de estas iniciales de raíces en primordios de raíces organizadas.
4. Desarrollo y emergencia de estos primordios radicales hacia fuera a través del tejido de tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca (BOUTHERIN y BRON, 1994; HARTMANN y KESTER, 1998).

Subsecuentemente ocurre el proceso de cicatrización y regeneración, el cual según HARTMANN y KESTER, (1998) ocurre en tres etapas:

- Primero, al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación.
- Segundo, las células que están detrás de esa placa, después de unos cuantos días empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo).

- Tercero, en ciertas células próximas al cámbium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

En las estacas de tallo de plantas leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, usualmente las raíces adventicias se originan de células de parénquima vivientes primordialmente en el xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como el cámbium, los radios vasculares, el floema, lenticelas o la médula (HARTMANN y KESTER, 1998).

Por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca de y justamente fuera del núcleo central del tejido vascular, es así, que estas se originan dentro del tallo (endógenamente), cerca del cilindro vascular, justo fuera del cámbium (HARTMANN y KESTER, 1998).

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento generalmente se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal, evolucionando ciertas células a células meristemáticas de tipo primario originando luego un meristema de tipo radical. Entendiendo que los meristemas corresponden a zonas que aseguran una proliferación celular no especializada en el origen, es posible señalar que los meristemas primarios se encuentran en sitios tales como: ápices de las raíces, yemas apicales, yemas axilares y son responsables del crecimiento en longitud. En cuanto a los secundarios se ubican generalmente en las partes de más edad de la planta y aseguran el crecimiento en espesor (HARTMANN y KESTER, 1998; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

El callo que se forma puede considerarse la desdiferenciación de un tejido organizado y corresponde a un proceso de cicatrización de una herida y no tiene relación con el enraizamiento, salvo indirectamente por mantener la integridad de los tejidos; cuando estos procesos ocurren simultáneamente se debe a su

independencia de condiciones internas y ambientales similares. En algunas especies no frutales, sin embargo, las raíces adventicias se originan en el tallo mismo (JONES y LINDSEY, 1992; GIL, 1997).

Enraizamientos pobres en estacas de tallo de ciertas especies leñosas han sido correlacionadas con una extensiva esclerificación (DAVIES y HARTMANN, 1988, citados por RUIZ, 1998).

El desarrollo de un anillo de esclerénquima continuo entre el floema y la corteza, al exterior del punto de origen de las raíces adventicias y el cual está asociado con la maduración, posiblemente constituye una barrera anatómica. Este anillo se asocia a tipos de estacas de difícil enraizamiento, mientras que aquellas de enraizamiento fácil se caracterizan por la discontinuidad del anillo de esclerénquima (HARTMANN y KESTER, 1998).

En algunos casos una envoltura de tejido lignificado en los tallos actúa como una barrera mecánica para la emergencia de las raíces, sin embargo debido a la existencia de varias excepciones, ésta no puede ser considerada una causa primaria de la dificultad de enraizamiento. Más aún, tratamientos bajo niebla y auxinas provocan una expansión y proliferación considerable de las células de la corteza, el floema y el cámbium resultando en la rotura de los anillos continuos de esclerénquima, pero aún así no se registra formación de iniciales de raíz en cultivares de difícil enraizamiento de varias especies frutales (HARTMANN y KESTER, 1998).

SACHS, LORETI y DEBIE, (1964) citados por RUIZ, (1998) agregan que, si bien es cierto, una barrera mecánica puede poner alguna resistencia a la emergencia de raíces, ella no parece ser tan importante, puesto que cuando los primordios ya se han diferenciado y comienzan a crecer, se han producido separaciones en el esclerénquima de modo que las raíces puedan atravesarlo.

En el olivo la emisión de raíces puede estar relacionada con la amplitud de las áreas esclerenquimáticas pericíclicas presentes en forma de anillo más o menos continuo entre el floema y el parénquima cortical, es decir, cuando las fibras esclerenquimáticas y los escleroides forman una vaina casi continua; la capacidad rizógena es muy baja, viceversa, cuando dichos elementos están organizados en una especie de islas separadas e intercaladas por amplias bandas de tejido parenquimático (hijuelos etiolados y plántulas procedentes de semilla) las estacas enraízan con mayor facilidad (BALDINI, 1992).

Más importante parece ser la capacidad fisiológica intrínseca para iniciar raíces, que la presencia o ausencia de una barrera mecánica formada por tejidos que dificulten el crecimiento de la raíz (GIL, 1997).

2.2 Fisiología de las raíces adventicias

El proceso de enraizamiento resulta de la interacción de factores morfológicos, fisiológicos y de condiciones internas y externas favorables. De este modo el proceso de enraizamiento es controlado por un balance entre promotores e inhibidores en conjunción con cofactores de enraizamiento y complejos enzimáticos (CHONG; CHONG y DAIGENEULT, 1986, citados por RUIZ, 1998).

Por su parte FONTANAZZA, (1996) señala que el potencial rizogénico está fuertemente influenciado por factores genéticos variando significativamente de una variedad a otra desde un 100% hasta un enraizamiento escaso o nulo.

WESTWOOD, (1982) señala que las estacas tanto en reposo como con hojas, son susceptibles de enraizar lo que se relaciona con un compuesto producido en las hojas y traslocado basípetamente por el tallo, así se descubre

que el etileno estimula la formación de raíces adventicias y que la auxina (AIA) es importante para el enraizamiento.

Las estacas de ciertas plantas de enraizamiento difícil pueden no llegar a enraizar debido a la presencia de inhibidores de ocurrencia natural formados en las raíces y acumulados en los tallos; por otra parte aquellos cultivares cuyas estacas enraízan con facilidad poseen un contenido de inhibidores más bajos (HARTMANN y KESTER, 1998).

Lo antes señalado se complementa con el estado de madurez de la planta madre, así árboles maduros enraízan con mayor dificultad que árboles en estados más juveniles, sin embargo es posible mejorar la habilidad de enraizamiento al mantener las estacas en un ambiente caluroso y aplicar reguladores de crecimiento (WAREING, 1987).

El proceso de rizogénesis se divide en dos etapas, una de inducción y otra de diferenciación (GASPAR y THORPE, 1977, citados por RUIZ, 1994).

Se desconoce con exactitud el mecanismo fisiológico de la inducción y diferenciación de raíces adventicias, sobre todo el rol de los reguladores de crecimiento, sin embargo, GASPAR y THORPE, (1977) citados por RUIZ, (1994) consideran que ambas etapas presentan requerimientos hormonales muy diferentes, indicando que sólo la segunda etapa de la rizogénesis es influenciada por la auxina y por los cofactores sinérgicos de éstas. Más aún, indican que en la primera etapa, la cual dura aproximadamente 6 horas, la auxina tiene un efecto negativo en la estimulación de raíces adventicias (BARTOLINI *et al.*, 1986, citado por RUIZ, 1994).

Los cofactores son compuestos fenólicos, siendo uno de estos la rizocalina, la cual se produce en las hojas y se traslada basípetamente por el tallo. Se

caracterizan por ser de ocurrencia natural y al parecer actúan sinérgicamente con las auxinas y ciertas enzimas para mejorar el proceso de enraizamiento (WESTWOOD, 1982; HARTMANN y KESTER, 1983, citados por RUIZ, 1994). Varios investigadores han encontrado, en distintas especies, que las yemas serían fuentes de cofactores de enraizamiento y a comienzo de la temporada de crecimiento no sería necesaria la presencia de yemas debido a que los cofactores se trasladarían al brote (BASSUK y HOWARD, 1981, BREEN y MURAOKA, 1973, citados por RUIZ, 1994).

FAWOETT, (1962), citado por RUIZ, (1994) indica que el ácido indolacético es una auxina activa *per se* y el ácido indolbutírico se convierte directamente sin intermediarios en ácido indolacético. Así, NAHLAWI, (1972), citado por RUIZ, (1994) agrega que el ácido indolbutírico penetraría directamente en la estaca vía xilema.

Otro factor fisiológico que interviene en la formación de raíces adventicias, es un adecuado nivel de hidratos de carbono durante el proceso de rizogénesis (CABALLERO, 1979, citado por RUIZ, 1994).

HARTMANN y KESTER, (1998) señalan a su vez que un estado fisiológico adecuado del tejido puede asociarse con ciertas relaciones carbohidrato/nitrógeno, lo que influirá en el desarrollo de las raíces. Por tanto, un contenido elevado de carbohidratos y moderado de nitrógeno es mejor para lograr un enraizamiento óptimo.

2.3 Propagación vegetativa

La propagación vegetativa in vivo puede ser llevada a cabo a través de diversos métodos, siendo de uso más común la injertación y enraizamiento de

estacas, en distintas especies hortícolas, ornamentales, frutales tales como papayo, babaco, avellano y también en especies forestales como *Pinus radiata*. Esta última ha sido llamada macropropagación, la cual cumple un rol preponderante en la mejora vegetal (MUÑOZ y VALENZUELA, 1989; HARTMANN y KESTER, 1998; ARCE-JOHNSON *et al.*, 1999).

Este tipo de propagación tiene gran importancia en fruticultura, debido a que la composición genética de la mayoría de las variedades frutales es muy heterocigota y sus características se pierden al propagarlas por semilla, así la propagación vegetativa permite la fijación de caracteres genéticos, produciendo copias genéticamente idénticas al árbol progenitor y entre sí (MUÑOZ y VALENZUELA, 1989; COLETO, citado por AVENDAÑO, 1998; ARCE-JOHNSON *et al.*, 1999).

Según LÓPEZ, (1996) dentro de la propagación vegetativa en el olivo se distinguen dos clases: una directa, que consiste en obtener una porción de madera de olivo, de la que se consigue el enraizamiento, lográndose en este caso olivos de “pie franco”; y otra indirecta, la que se consigue injertando dichas yemas sobre plantas obtenidas de semillas.

Dentro de la propagación vegetativa directa se pueden distinguir: el estacado horizontal y vertical; estaquillado herbáceo, óvulos o zuecas; mientras que la propagación vegetativa indirecta consiste en el injerto sobre plantas de semillas (LÓPEZ, 1996).

2.4 Propagación por estaca

Este es un método muy usado y conveniente para la propagación de algunas especies frutales en forma directa y para la obtención de patrones de muchas otras (CALDERÓN, 1990; FONTANAZZA, 1996).

El método de propagación por estacas consiste en promover la formación de raíces adventicias a partir de un órgano o un fragmento de éste (brotes, ramas, hojas o raíces), dándoles las condiciones adecuadas, y así obtener una nueva planta (YUSTE, 1998; HEEDE, 1981, citado por RUIZ, 1994).

Lo anterior concuerda con lo señalado por CALDERÓN, (1990): " método que consiste en el corte de material vegetativo, ya sean pedazos de brotes, ramas o raíces, que después se colocan en un medio de suelo propicio donde se logra el enraizamiento y la brotación de la parte aérea, es decir, se obtiene nuevas plantas completas que serán o no injertadas después". Agrega además, que la estaca puede ser de muy diferentes características tanto por su tamaño, por su edad, por su estado fisiológico, por su parte de origen o precedencia en el árbol, por su contenido o no de hojas, entre otros.

CORNEJO, (1997) también señala que la estaca puede ser un trozo de raíz, tallo y yema, pero agrega además que esta puede estar estructurada por una porción de meristema. Es así, entonces que, para el caso de estacas de tallo, recibe el nombre de estaca aquella porción de tallo que es cortada desde la planta madre provista de yemas caulinares e inducida a formar raíces y brotes a través de manipulaciones químicas, mecánicas, y/o ambientales. La estaca una vez enraizada se llama barbado y en la mayoría de los casos la nueva planta producida es un clon, la cual es idéntica a la planta madre (BALDINI, 1992; HARTMANN y KESTER, 1998).

FELIPE, (1999) aplica el término esquejes a las estaquillas tomadas de los brotes en crecimiento activo y con escaso grado de lignificación, las que consisten en una parte del tallo en que se conservan algunas hojas, lo que ejerce una influencia estimulante sobre el enraizamiento.

La capacidad de regenerar la estructura entera de la planta la poseen esencialmente todas las células vegetales vivientes. Esta capacidad depende de dos características fundamentales: una es la totipotencia, que significa que cada célula vegetal contiene la información genética necesaria para reconstituir todas las partes de la planta y sus funciones, es decir, que una célula no embrionaria tiene el potencial de diferenciarse en una célula embrionaria y después desarrollarse en una planta nueva completa si el ambiente es favorable. Se presenta totipotencialidad parcial cuando se desarrollan raíces adventicias a partir de células del tallo (ROSS y SALISBURY, 1994; HARTMANN y KESTER, 1998).

La segunda es la desdiferenciación, que se refiere a la capacidad de células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo. Como estas dos características son más pronunciadas en algunas células y parte de la planta que en otras, el propagador debe efectuar algunas manipulaciones para proporcionar condiciones apropiadas para el enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1998).

2.4.1 Ventajas e inconvenientes del estacado

Cualquier sistema de propagación de plantas puede ofrecer ciertas ventajas sobre otro, al igual que inconvenientes, encontrándose dentro de las primeras:

1. Notable simplicidad de procedimiento.
2. Obtención de gran número de árboles a partir de una sola planta madre.
3. Cultivos más cortos debido a la rapidez de esta técnica.
4. Absoluta homogeneidad de todos los árboles obtenidos.

5. Ausencia de problemas de incompatibilidad entre dos partes vegetativas.
6. Perfecta conservación de las características clonales, necesarias para la realización de ensayos comparativos de variedades o patrones y para caracterizar variedades por diferentes parámetros de tolerancia a factores adversos de suelo.
7. Necesidad de poco espacio.
8. Muy bajo costo de operación.
9. Permite ampliar el momento del enraizamiento durante el año
10. Al contar con un solo tronco se disminuyen gastos de poda de formación (CALDERÓN, 1990; BOUTHERIN y BRON, 1994; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Los inconvenientes presentados serían:

1. Imposibilidad de una resistencia especial de la raíz a condiciones desfavorables.
2. Imposibilidad de lograr enanización y precocidad.
3. Reducidos porcentajes de prendimiento en algunas especies y variedades.
4. Producción limitada a la cantidad de esquejes producidos por los pies-madres.
5. Riesgo de aparición de un mutante de parásito parcialmente peligroso para un clon (CALDERÓN, 1990; BOUTHERIN y BRON, 1994; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

2.5 Propagación del olivo mediante estacas de tallo

La multiplicación del olivo es, ante todo vía asexual (vegetativa), y los métodos empleados difieren según los países y las regiones, estando en función de las condiciones del medio (suelo y clima). La mayor parte de ellos emplean el estaquillado, basándose en el hecho de que el olivo tiene el poder para emitir fácilmente, a partir de sus tejidos leñosos, nuevas raíces adventicias. Además, las

heridas causadas en la preparación de las estacas cicatrizan muy rápidamente (BROUSSE y LOUSSERT, 1980).

La gran capacidad de regeneración del olivo se debe a sus yemas latentes que se desarrollan ante estímulos externos de diversa naturaleza: sequía, heladas, incendios, etc. Esto junto a la facilidad con la que produce raíces adventicias en propágulos de diverso tamaño, le confiere una buena capacidad de multiplicación vegetativa. Sin embargo, en el olivo las variedades presentan distintas capacidades de enraizamiento, por lo que son divididas en variedades de fácil y difícil enraizamiento, encontrándose en estas últimas Gordal Sevillana y Empeltre (CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

En la propagación por estacas de tallo, se obtienen ramillas enteras o segmentos de ramas que contienen a lo menos una yema terminal o lateral, con la expectativa de que en condiciones apropiadas formen raíces adventicias y se obtengan plantas independientes (BOUTHERIN y BRON, 1994; HARTMANN y KESTER, 1998).

Las yemas más abundantes encontradas en el olivo son del tipo mixtas, es decir, estas dan origen a un brote que a su vez lleva inflorescencias (SOTOMAYOR, 1994a).

Las estacas de madera semidura, por lo general son, utilizadas para la propagación del olivo, las cuales son obtenidas de especies leñosas, siempreverdes de hoja ancha, aunque estacas foliosas de verano tomadas de madera parcialmente madura de plantas decíduas también pueden considerarse como de madera semidura (HARTMANN y KESTER, 1998).

Las estacas se preparan cortando trozos de ramas de una longitud que suele variar entre 40 y 60 cm hasta 1 m, con diámetros de 4 a 6 cm, luego se sumergen

en agua, lo que evita la penetración del aire en los tejidos que se han cortado y promueva la formación de callo y el subsecuente desarrollo de raíces adventicias. El enraizamiento es rápido pues demora de 10 a 15 semanas y el procedimiento más seguro es utilizar material de 1 año de edad (SÁNCHEZ, 1987; LÓPEZ, 1996).

En estaquillado semileñoso se utilizan ramas jóvenes de 1 año en curso de lignificación, cuyos tejidos son aptos para diferenciarse, es decir formar callosidad (BROUSSE y LOUSSERT, 1980).

CABALLERO y DEL RÍO, (1999) señalan que la multiplicación del olivo ha mejorado considerablemente en los últimos años, principalmente por el uso de estaquillas semileñosas bajo nebulización, lo que permite obtener un mayor número de plantas a partir de cada planta madre asegurando una mejor identificación varietal y calidad sanitaria, de especial importancia para viveristas y olivareros.

En los árboles producidos por el enraizamiento de estaquillas, sistema más común de reproducción del olivo, se forman en la zona basal de la estaquilla múltiples raíces adventicias. Todas o muchas de estas raíces son como raíces principales múltiples. La profundidad y la extensión lateral del sistema radical y el grado de ramificación dependen del tipo y profundidad de suelo, aireación y contenido de agua del mismo. Las raíces más jóvenes son de color blanco y más activas en la absorción de agua y nutrientes minerales. Con el tiempo las raíces van envejeciendo tomando color marrón y perdiendo la actividad de absorción (SÁNCHEZ, 2004)

2.6 Influencias sobre el proceso de enraizamiento

Considerándose una especie y variedad particular, con sus propias características respecto a la facilidad y logro de enraizamiento, este puede ser influenciado por numerosos factores, tanto del medio como del estado fisiológico de las partes puestas a estacar, del tratamiento que reciban y de factores genéticos de cada una (CALDERÓN, 1990; FONTANAZZA, 1996).

Los aspectos de mayor interés, de acuerdo a lo señalado por CALDERÓN, (1990) que influyen en el enraizamiento de las estacas son: tipo de estaca respecto a la edad y consistencia de la madera, tamaño de la estaca, edad del árbol madre, contenidos de hidratos de carbono de la estaca, forma de la estaca, época de corte de la estaca, uso de hormonas propiciadoras del enraizamiento, época de estacado, forma de ejecución del estacado, tipo de suelo, temperatura y humedad.

Sin embargo, en olivos para lograr un elevado porcentaje de radicación (70 a 80%) se debe considerar: época de recolección, temperatura del bancal, mantención de una elevada humedad ambiental y tratamiento con auxinas (AIB, NAA) solas o en combinación con poliaminas (putrescina) o con paclobutrazolo (PB) y urea fosfato (BIGNAMI *et al.*, 1990; LAEVE y WEISMAN, 1995).

2.6.1 Época del año

La noción de época esta en estrecha relación con la fisiología del vegetal y depende del clima. En períodos más favorables se considera el período de plena vegetación y el período de plena actividad cambial, ya que a partir del cambium nacen las raíces de neoformación (BROUSSE y LOUSSERT, 1980).

Las especies siempreverdes de hoja angosta y de hoja ancha tienen, durante el año, uno o más períodos de crecimiento y se puede obtener estacas en varias épocas, en cambio, en otras especies, la estación del año en que se toman las estacas (de raíces principalmente) es muy importante, un ejemplo de ello es el frambueso rojo (*Rubus idaeus*), donde la regeneración con estacas de raíz tomadas del otoño a la primavera tuvo casi un 100% de éxito, mientras que las tomadas en verano no sobrevivieron (HARTMANN y KESTER, 1998).

La capacidad de enraizamiento de estacas de olivo difiere con la época del año en que son cosechadas lo que se atribuye al estado fenológico de la planta madre, es decir, a factores de carácter hormonal y nutricional. Sin embargo las épocas de final de cada uno de los dos períodos de crecimiento vegetativo del olivo, parecen producir mejores resultados, correspondiendo para esquejes semileñosos el período comprendido desde fines de verano hasta principio de otoño (BOUTHERIN y BRON, 1994; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Por su parte HARTMANN y KESTER, (1998) señalan que es posible obtener un excelente enraizamiento, bajo niebla, de estacas de olivo foliosas a fines de primavera y en el verano, mientras que el enraizamiento se reduce casi a cero si se toman estacas similares a mediados de invierno.

Similares resultados fueron obtenidos por Caballero en 1979 al propagar los cultivares Sevillano y Ascolano, sin embargo Hartmann y Loreti obtuvieron un mayor porcentaje de estacas enraizadas en el mes de mayo (noviembre para el hemisferio sur) con los cultivares Ascolano y Sevillano, es decir, en plena floración (HARTMANN y LORETI, 1965, citados por RUIZ, 1994; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

2.6.2 Tipo de estaca

Hay muchas posibilidades de escoger el tipo de material a usar, abarcando (en perennes leñosas) desde las ramas muy suculentas del crecimiento en curso hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad, por lo cual se hace imposible establecer algún tipo de material que sea mejor para todas las especies, ya que lo que puede ser ideal para una planta puede resultar en una falla en otra (HARTMANN y KESTER, 1998).

En olivo, las estacas semileñosas producen raíces adventicias con mayor facilidad que las leñosas (HARTMANN y KESTER, 1983, citados por RUIZ, 1994).

DEL RÍO y RALLO (1986), citados por RUIZ (1994), demostraron que en olivo cv. Picual el tipo de madera utilizada para hacer las estacas influía marcadamente en la capacidad rizogénica, es así que estacas vegetativas enraizaron con mucho más éxito que estacas reproductivas.

En especies de enraizamiento fácil hay poca diferencia en la utilización de estacas de ramas que estén en estado vegetativo o en floración, pero en especies de difícil enraizamiento este puede ser un factor importante, ya que aparentemente existe cierto antagonismo entre la regeneración vegetativa y la floración. La base de esto, es que influye en las concentraciones de auxinas, lo que es importante debido a que se sabe que contenidos elevados en el tallo son favorables para la iniciación de raíces adventicias inhibiéndose la iniciación de flores (HARTMANN y KESTER, 1998).

En plantas difíciles de enraizar, la edad de la planta madre de la cual se obtiene el material, puede ser un factor dominante en la rizogénesis. En algunas especies como manzano, hiedra inglesa y olivo las diferencias en ciertas características morfológicas como el tamaño y la forma de las hojas, hacen que sea fácil distinguir entre las porciones adultas y las más bajas, juveniles de la

planta. Para lograr un mejor enraizamiento las estacas se deben tomar de la parte juvenil. A la vez estas plantas madres deben estar libres de enfermedades, deben ser moderadamente vigorosas y de identidad conocida (HARTMANN y KESTER, 1998).

En lo que se refiere a estacas leñosas, en general enraízan mejor las de ramo (de un año); en el olivo, sin embargo, la capacidad rizógena aumenta con la edad de los órganos destinados a la separación de las estacas, por lo que en esta especie enraízan mejor las estacas de rama que los de ramo (BALDINI, 1992).

BROUSSE y LOUSSERT, (1980) determinan que los árboles que se elegirán para la obtención de las estacas deben tener un mínimo de 4 a 6 años (principio de entrada de producción), es decir, que posean una relación carbono/ nitrógeno equilibrada.

2.6.3 Posición de la estaca

Las estaquillas que poseen los mejores resultados para la emisión de raíces, son las situadas en la base o en medio del ramo, las cuales se denominan estaquillas basales y medias respectivamente, en relación a las terminales (BROUSSE y LOUSSERT, 1980).

Desde la base a la punta de una misma estaca existen marcadas diferencias químicas. Se ha determinado en algunas plantas de tallo leñoso que el número de iniciales de raíces preformadas disminuye marcadamente de la base a la punta de la rama, así en tallos de igual característica que poseen uno o más años de edad, en donde se han acumulado carbohidratos en la base de las ramas y tal vez en donde posiblemente bajo la influencia de sustancias promotoras procedentes de las yemas y hojas, se han formado en la parte basal algunos iniciales de raíces, siendo nuevamente el mejor material para estacas el basal (HARTMANN y KESTER, 1998).

En las plantas decíduas, de las cuales se usan ramas suculentas para hacer estacas de madera suave no se encuentra acumulación de carbohidratos ni iniciales de raíz preformadas (HARTMANN y KESTER, 1998).

HARTMANN y KESTER, (1998), compararon en estacas de ciruelo el enraizamiento de estacas de madera suave tomadas en primavera. Los resultados mostraron una marcada superioridad de enraizamiento de las ramas laterales, enraizando las terminales sólo un 10 %, las laterales en crecimiento activo 19% y las laterales en que había cesado el crecimiento activo un 35%.

CONTRERAS y TORRES, (1992), al utilizar como método de propagación en avellano europeo tres tipos de estacas (apical, media y basal), obtuvieron el mayor porcentaje de enraizamiento en el cultivar Gironell con estaca basal, sin embargo los cultivares Barcelona, Daviana y Butiet no enraizaron independiente del tipo de estaca que se tratara.

2.6.4 Tratamiento con reguladores del crecimiento

La emisión de las raíces de neoformación a partir de células cambiales, está inducida por auxinas y se basa en el nivel trófico de las células. Es así, que para que las primeras divisiones celulares, y el crecimiento radicular pueda comenzar, es preciso que el nivel trófico de las células próximas sea incipientemente elevada (BROUSSE y LOUSSERT, 1980).

El término auxina fue utilizado por vez primera por Fritz Went en 1926, y en la actualidad se sabe que esta auxina corresponde al ácido indolacético (IAA), compuesto que junto al ácido indolbutírico forman parte estructural de la planta. Estas presentan un transporte lento, polar y requieren de energía metabólica para que se lleve a cabo (ROSS y SALISBURY, 1994).

Varias clases de reguladores de crecimiento, como las auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno influyen en la iniciación de raíces. De ellos las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces en las estacas. Además, varios inhibidores y estimuladores pueden desempeñar una función menos directa en la iniciación de raíces (WESTWOOD, 1982).

El objetivo de tratar con sustancias reguladoras del crecimiento de tipo auxina (“hormonas”) es: aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número y la calidad de las raíces producidas por estaca y aumentar la uniformidad del enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1998).

Los productos químicos enraizadores son sustancias hormonales de moléculas grandes, generalmente ácidos orgánicos o sus sales, siendo éstas más fácilmente utilizables debido a su mayor solubilidad en agua. Estos ofrecen ciertas ventajas como ampliación de los períodos de estaquillado, rebrote muy rápido y estaquillado de especies de difícil rebrote (CALDERÓN, 1990; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Las sustancias químicas, que se han encontrado con más efectividad para estimular la producción de raíces adventicias en estacas son: ácido indolbutírico (AIB), ácido naftalenacético (NAA) y ácido indolacético (AIA), ya sea en sus formas ácidas o constituyendo sales. Estas últimas son solubles en agua, mientras que las otras deben ser primero disueltas en alcohol etílico (CALDERÓN, 1990; HARTMANN y KESTER, 1998).

Sin embargo se ha evidenciado que tratamientos con ácidos fenólicos son capaces de modificar significativamente el número, longitud y porcentaje de enraizamiento de las estacas de olivo (BARTOLINI *et al.*, 1988).

Probablemente en olivo el ácido indol -3-butírico es el mejor material debido a que no es tóxico para las plantas y se usa en una amplia gama de concentraciones, siendo efectivo para estimular el enraizamiento en un gran número de especies de plantas. Sin embargo, de las auxinas naturales, el ácido indolacético (AIA) sintetizado en el ápice de las yemas o brotes y en las hojas nuevas, parece ser el factor más importante de la promoción de la iniciación de raíces en la base de estacas de tallo (GIL, 1997; HARTMANN y KESTER, 1998; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Otro aspecto importante que influye en el enraizamiento de las estacas es la concentración de auxina empleada, variando en sentido negativo el porcentaje de enraizamiento al superar el punto crítico que indica la inversión de tendencia de su actividad biológica. TREEBY, (1983), citado por RUIZ, (1998) señala que a medida que aumenta el nivel de AIB aplicado a las estacas, mejora la respuesta al enraizamiento hasta llegar a un óptimo y luego decae. En olivo una concentración de 2000 a 4000 ppm de AIB es recomendable produciéndose decaimiento al aplicar concentraciones de 700 a 10000 ppm de AIB, causando problemas de toxicidad en las estacas, las cuales manifiestan clorosis y caída de hojas (BALDINI, 1992; LORETI Y HARTMANN, 1964, citados por RUIZ, 1998; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

DUNBERG *et al.*, (1981), citados por GASPAR y HOFINGER, (1988) encontraron que el contenido de IAA en la base de las estacas tratadas con AIB es más alto que el contenido encontrado en estacas sin tratar y no encontraron diferencias en el metabolismo o transporte de IAA entre esquejes con tratamiento y sin tratamiento, concluyendo que la aplicación de AIB fue convertida en IAA por los esquejes.

Por su parte EPSTEIN Y LAVEE (1984), citados por GASPAR y HOFINGER (1988) encontraron los mismos resultados en estacas de olivo.

En un ensayo realizado con olivo con los cultivares Sevillano y Manzanillo, utilizando una concentración de 3.000 a 7.000 ppm de ácido indolbutírico. HARTMANN, (1954), citado por RUIZ, (1994) observó que los mejores resultados se obtenían con aplicaciones de 4.000 a 5.000 ppm de AIB, aún cuando los tratamientos fueron siempre mejor que el testigo (0 ppm) en ambos cultivares, en cuanto a porcentaje de enraizamiento, número y longitud de raíces. El uso de esta auxina, además, indujo a la formación de un sistema radical fuerte.

CORNEJO, (1997) al evaluar estacas semiherbáceas de olivo cv. Liguria, concluyó que el mayor porcentaje de enraizamiento (70%) se obtuvo con una concentración de 4000 ppm de AIB en comparación al testigo (5%).

Además de la concentración de auxina, otro aspecto importante es el método de aplicación de ésta. Con el método de inmersión en solución concentrada por 5 segundos, se obtuvo excelentes resultados con el cultivar Sevillano al compararlo con el testigo (sin aplicación). Por otra parte, al comparar este método con el de remojo por 24 horas en solución diluida, no se obtuvo diferencias significativas, sin embargo, el método de inmersión en solución concentrada posee ventajas prácticas por lo que comercialmente podría ser mejor (HOWARD, DEL RÍO, CABALLERO Y RALLO, 1986, citados por RUIZ, 1998).

Según LÓPEZ, (1996) la técnica consiste en sumergir durante 4 a 5 segundos la base de la estaquilla en una solución alcohólica de ácido indolbutírico (2.000 a 5.000 ppm).

Se ha podido constatar que la mezcla o uso simultánea de varios productos hormonales de este tipo determina un resultado más positivo que el que reporta cada uno de ellos en forma independiente (CALDERÓN, 1990).

2.6.5 Condiciones ambientales

Las condiciones climáticas afectan claramente el crecimiento de las plantas madres y el enraizamiento de las estacas en la cama de propagación. El ambiente en la cama de propagación puede ser controlado sólo aproximadamente, dependiendo del tiempo reinante. Por ende, el éxito del enraizamiento varía, especialmente cuando hay muy grandes diferencias entre años. Sin embargo, si la época de la toma de estacas es adaptada a las etapas de desarrollo de las plantas, los factores ambientales son de importancia secundaria. La diferencia principal vista entre temporadas es el tiempo necesario para el enraizamiento, y no cuántos de los clones forman raíces (STRAUCH, ROTH Y GRÜPPE, 1985, citados por RUIZ, 1998)

Los factores ambientales son de gran importancia para aquellos cultivares de difícil enraizamiento y la atención que se preste a ellos hace la diferencia entre el éxito y el fracaso de obtener un enraizamiento satisfactorio (HARTMANN y KESTER, 1998).

2.6.5.1 La luz. La luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis, ya que los productos de esta son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos de la luz pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de la luz (HARTMANN y KESTER, 1998).

Aún no están claras las razones para la asociación del incremento de enraizamiento de las estacas con la reducción de la irradiancia, pero HARTMANN y KESTER (1998) han propuestos algunas teorías:

Primeramente se ha mostrado que los contenidos de ciertos inhibidores naturales del crecimiento son mayores en tejidos cultivados en la luz que en tejidos ahilados.

La segunda teoría sugiere que las plantas que crecen activamente bajo luz intensa a menudo contienen más auxinas, estas permanecen en los puntos de crecimiento, dejando un contenido bajo en los tejidos basales que producen raíces.

La tercera teoría se basa en la relación existente entre el contenido de carbohidratos del tejido vegetal e iniciación de raíces.

El nivel de irradiancia, o cantidad relativa medida como energía radiante (400 a 700 nm), por área unitaria en que se hacen enraizar las estacas pueden influir en el enraizamiento (HARTMANN Y KESTER, 1995, citados por RUIZ, 1998).

MAYNARD, (1993), citado por RUIZ, (1998) indica que el rango óptimo del nivel de luz para el enraizamiento de estacas con hojas se encuentra entre 20 y 100 W/m² (-200 a 1000 FC; o entre -50% y 95% de sombra en un día soleado). Bajo 20 W/m², el enraizamiento es reducido en muchas especies de plantas, probablemente porque los fotosintatos pasan a ser limitantes.

Existen pruebas que el fotoperíodo en cual crecen las plantas madres puede influir en el enraizamiento de las estacas que se toman de ellas, esto puede estar relacionado con la acumulación de carbohidratos (HARTMANN Y KESTER, 1995, citados por RUIZ, 1998).

HARTMANN y KESTER, (1998) concluyen que al trabajar con estacas de algunas plantas que enraízan con dificultad, es posible que obtenga un aumento de éste, cultivando las plantas madres y enraizando las estacas con niveles de intensidad bajos.

2.6.5.2 Neblina. En la propagación por medio de estacas con hojas, uno de los principales problemas es evitar que éstas se marchiten antes que formen las

raíces. Esto se logra manteniendo el aire circundante a las estacas a una humedad relativa elevada (HARTMANN y KESTER, 1998).

La nebulización es una técnica derivada de la humificación que opera mediante controles automáticos, especialmente graduables, que determina por una parte el intervalo entre una aspersión y la siguiente, y por otra la duración de la aspersión. Esta se efectúa por medio del paso de agua a presión por boquillas atomizadoras de diversos tipos, siendo mejores las de menor caudal siempre que la mesa quede bien y uniformemente cubierta por la niebla. Estas dividen las partículas del líquido hasta conseguir una niebla bastante fina que cubre y humedece todas las hojas de las estacas y las mantiene constantemente así (CALDERÓN, 1990; BALDINI, 1992; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Esta nebulización ha de ser intermitente para no mojar demasiado el sustrato y no bajar mucho la temperatura de las estacas ni las del medio, lo que resultaría perjudicial, y para evitar la pérdida por lavado de hojas, de nutrientes orgánico e inorgánicos necesarios para la iniciación radical (HARTMANN y KESTER, 1998).

Al estar las hojas mojadas, cubiertas en su totalidad por una delgada película de agua y existir una humedad relativa alta, las estacas no realizan transpiración o la llevan a cabo de forma imperceptible, por lo que no existe peligro de un desventajoso balance hídrico en el interior de la planta. En ella se sigue realizando la fotosíntesis y el anabolismo de sustancias orgánicas de todo tipo, en una proporción mayor a la necesaria para la realización de la respiración, utilizando los excedentes en la iniciación y formación de raíces, lo que se debe a la presencia de hojas, por lo que puede subsistir hasta que existe formación de raíces en cuyo momento se tiene ya un nuevo individuo (CALDERÓN, 1990; FELIPE, 1999).

Se pueden mencionar dos procedimientos poco empleados pero a veces interesantes como es la utilización de productos anti-transpirantes y pulverización

de los pies-madres con sustancias de crecimiento que actúan sobre la apertura de los estomas. A la vez la pérdida de nutrientes debido a la lixiviación puede ser repuesta a través de la adición de nutrientes a la niebla, aunque con esta la iniciación misma de las raíces no aumenta, pero mejora la calidad de ellas y en ciertas plantas las estacas enraizadas tienen un mejor desarrollo. Sin embargo en otras plantas el empleo de nieblas nutrientes provoca cierta toxicidad (BOUTHERIN y BRON, 1994; HARTMANN y KESTER, 1998).

Esta técnica hace posible lograr el enraizamiento de estacas de plantas que con anterioridad se consideraba que era muy difícil o imposible. Permite el uso de estacas suaves, suculentas, de crecimiento rápido al principio de la estación, el cual, es más probable que enraíce con más facilidad que el obtenido de una madera más vieja. Además, mantiene vivas durante más tiempo a las estacas de enraizamiento difícil (HARTMANN y KESTER, 1998).

Con este método, para el enraizamiento de estacas semileñosas, se han obtenido buenos resultados en olivo, pero no han logrado resolver el problema del escaso enraizamiento, de algunos cultivares (CABALLERO, 1979, citado por RUIZ, 1994).

2.6.5.3 Temperatura ambiente. Hay una relación directa entre temperatura ambiente y temperatura del sustrato. Una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis. Como regla general, se mantiene una diferencia de 2 a 3 grados a favor del sustrato (CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Son satisfactorias temperaturas diurnas del aire de unos 21 a 27°C con temperaturas nocturnas de cerca de 15°C para el enraizamiento de estacas. Las temperaturas del aire demasiado elevadas tienden a estimular el desarrollo de yemas con anticipación al desarrollo de raíces y aumentar la pérdida de agua por las hojas (HARTMANN y KESTER, 1998)

CABALLERO y DEL RÍO, (1999) señalan que para la propagación de estaquillas de olivo, la temperatura en el invernadero no debe subir más de 30°C, ya que temperaturas elevadas aumentan los ritmos de respiración y transpiración de las estaquillas, las que pueden llegar a marchitarse por la acción conjunta del calor y el exceso de nebulización. A su vez, temperaturas inferiores a 20°C también retrasan la brotación.

2.6.5.4 Temperatura basal. La aplicación de calor basal consiste en una técnica en la cual se somete la base de las estacas a calentamiento de modo que se acelere la formación de las raíces (BALDINI, 1992).

El sustrato de enraizamiento debe mantenerse a 20-24°C a la profundidad que se colocan las bases de las estaquillas, para lo cual se hace necesario un sistema de calefacción. Dicho calor se puede suministrar por medio de agua caliente que pasa por tubos colocados bajo el medio, cables eléctricos ubicados de igual forma o un compartimento térmicamente aislado debajo de la mesa de propagación (CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

SANTELICES, (1990) concluyó que en la propagación vegetativa a partir de estacas de Tepa (*Laurelia philippiana*) la temperatura del sustrato resultó ser una variable significativa en la producción del número de raíces, es así que con 20°C se obtuvo el máximo de 14,6 raíces por planta, seguido por temperaturas de 25°C y 15°C.

2.6.5.5 Medio de propagación. El medio de enraizamiento puede afectar al tipo de sistema radical que se origina de las estacas, así algunas especies producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas si se hacen enraizar en arena, pero al utilizar mezclas como arena y musgo turboso o perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles (HARTMANN y KESTER, 1998).

El medio de propagación se selecciona por sus cualidades físicas y sanitarias, corrigiéndose el pH si es necesario. Este debe mantener a las estacas en su lugar durante el período de enraizamiento, debe proporcionar humedad y permitir la penetración de aire a la base de la estaca, ya que la aireación es un proceso fundamental en la formación de raíces debido a la rápida división celular que ocurre disminuyendo ésta cuando escasea el oxígeno. Por tanto el material debe ser muy filtrante, como es el caso de arena y vermiculita (BOUTHERIN y BRON, 1994; LÓPEZ, 1996; HARTMANN y KESTER, 1998; FELIPE, 1999).

Según CABALLERO y DEL RÍO, (1999) el medio recomendado a utilizar normalmente es perlita agrícola, la que permite efectuar operaciones de plantación y arranque fuera del invernadero o de la mesa de enraizamiento y facilita la recuperación del sustrato. La capa debe tener un espesor de unos 10 cm y la densidad de plantación no debe ser excesiva con el fin de evitar el desarrollo de enfermedades.

En un estudio realizado en olivo del cultivar Sevillano, LORETI Y HARTMANN, (1964), citados por RUIZ, (1998) obtuvieron el más alto porcentaje de enraizamiento (7,8%), junto con el mayor número (12,2) y longitud (62,3 mm) de raíces por estaca, luego de 12 semanas de permanencia en un medio compuesto por perlita más vermiculita (1:1), al compararlos con mezclas de turba más perlita (1:1 y 2:1). De igual manera, LEE, KOHL Y PAUL, (1983), citados por RUIZ, (1998) trabajando con la variedad de olivo Swan Hill, obtuvieron un mayor porcentaje de enraizamiento al utilizar un medio compuesto por perlita más vermiculita (1:1), obteniendo un 66,7% de estacas enraizadas en la octava semana, mientras que solo un 50% de las estacas enraizaron en un medio compuesto por turba más perlita (1:1), durante el mismo período.

CASTRO *et al.*, (1996) en la especie ornamental (*Gypsophila paniculata*) obtuvieron un 49% en arena y un 51% en arena más turba de enraizamiento, sin observarse diferencias estadísticamente válidas entre ellas. Sin embargo, al

evaluar el número promedio de raíces se observó que éste fue mayor en el sustrato compuesto por arena más turba que en arena sola, lográndose respectivamente 2,6 y 2,1 raíces promedio por planta.

Las estacas de muchas especies de plantas enraízan con facilidad en una gran diversidad de medios, algunos de los cuales son orgánicos (musgo turboso, musgo esfagníneo desmenuzado) y otros inorgánicos (arena, perlita, vermiculita). En cambio otras especies presentan dificultad para enraizar en alguno de ellos adquiriendo importancia la mezcla de ellos o con otros materiales que cumplan las condiciones adecuadas (CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Una consideración importante en la producción de raíces adventicias, también puede ser el pH del medio de enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1998).

2.7 Transplante de las estacas

Según LÓPEZ, (1996) la fase más difícil es el transplante, previo al cual se deben suspender progresivamente las nebulizaciones.

El cambio de estacas enraizadas bajo niebla a un ambiente más seco debe hacerse con cuidado, de otra manera se presenta con rapidez la caída de las hojas y la deterioración de las raíces. Es así, que en algunas épocas del año y variedades se debe realizar un endurecimiento de las estaquillas en pequeños vasos alargando los intervalos entre nebulizaciones cada día y después mantenerlas durante un cierto tiempo en un lugar sombreado (BALDINI, 1992; HARTMANN y KESTER, 1998; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Los sombreaderos, proporcionan sombra en el exterior y protegen las plantas de altas temperaturas y elevada luminosidad del verano. Estos tienen múltiples usos, en particular en relación con el transplante y el mantenimiento de plantas de sombra o delicadas (HARTMANN y KESTER, 1998).

El sustrato ya no ha de ser inerte pero conviene que sea ligero, con buen drenaje. Esta fase puede durar de 1 a 3 semanas a cuyo término se ha debido producir al menos un brote de un par de hojas, señal que indica que el sistema radicular ha comenzado a cumplir su función y por lo tanto es el momento de transplantar a bolsas de plástico las estaquillas. Un medio utilizado en esta fase es la arena limosa, pero se mejora con adición de turba y también abonos de liberación lenta. (HARTMANN y KESTER, 1998; CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Una vez realizado el transplante adquiere importancia el riego aplicado a las estaquillas, siendo lo mejor mantener el suelo de la maceta a contenidos de humedad muy cercanas a capacidad de campo (CABALLERO y DEL RÍO, 1999).

Existen varias maneras de sacar las estacas enraizadas de las condiciones de niebla, una de ellas es colocar las estacas en macetas inmediatamente después de que enraícen y mantenerlas por algún tiempo en un sitio fresco, húmedo y sombreado en una estructura cerrada o invernadero (HARTMANN y KESTER, 1998).

Las plantas de especies siempre verdes, de hoja ancha o angosta, por lo general no se manejan con éxito a raíz desnuda, a menos que sean muy pequeñas. En estas la presencia de hojas hace necesario que haya un estrecho contacto de las raíces con el suelo, por lo tanto las plantas grandes se cultivan generalmente en macetas (HARTMANN y KESTER, 1998).

El trasplante a bolsas ofrece garantías de éxito y permite realizar la plantación en casi cualquier época. Como contrapartida las plantas son en este caso más caras y su manipulación y transporte más trabajosa y difícil ya que necesariamente tiene que individualizar (GIL-ALBERT, 1995).

III MATERIALES Y MÉTODO

3.1 Ubicación del ensayo

El ensayo de enraizamiento y transplante de estacas de olivo se realizó en las instalaciones del Centro Regional de Investigación Carillanca (CRI-CARILLANCA) del Instituto de Investigación Agropecuarias (INIA) ubicado en camino Cajón - Vilcún. Km 10. Temuco, Chile.

3.2 Materiales

Las estacas semileñosas utilizadas corresponden a la variedad Empeltre y provienen de árboles de 40 años ubicados en el Fundo San Juan, Comuna de los Sauces, IX Región de La Araucanía (Anexo 21).

Los materiales e instalaciones específicos utilizados en el ensayo se citan a continuación:

- Invernadero (camas de propagación) (Anexo 20)
- Tijeras podadora
- Mezcla arena, turba, tierra de hojas de bosque nativo (2:1:1)
- Tierra de hojas
- Ácido indol -3-butírico(AIB)
- Benlate 50 WP
- Bolsas (15 x 15)
- Pie de metro digital

3.3 Método

3.3.1 Preparación de las estacas

El material fue colectado de una planta madre del cultivar Empeltre, obteniendo 400 estacas semileñosas de sus ramillas de longitud y diámetro homogéneo (13 cm y 2,5mm respectivamente), a las cuales se les eliminó el crecimiento secundario y se dejó solamente las hojas de la mitad superior, cortándose de estas las hojas grandes por la mitad para evitar una excesiva transpiración. Finalmente en la base de la estaca se hizo un corte en bisel para favorecer la absorción de auxina.

3.3.2 Fecha de recolección

El ensayo comenzó con la selección y obtención de ramillas, del crecimiento del año anterior, la última semana del mes de Febrero y Marzo de 2000.

3.3.3 Tratamientos con ácido indol -3-butírico (AIB)

Para ambas épocas de recolección, a un cuarto de las estacas no se le aplicó auxina, es decir, estas corresponden al testigo. Los cuartos faltantes se trataron con 2.500 ppm, 4.000 ppm y 5.000 ppm de AIB respectivamente.

Para la preparación de la hormona se realizó el pesaje correspondiente a cada dosis y se agregó luego NaOH para la solubilización de la hormona. Posteriormente se procedió a su aplicación en la zona basal de la estaca (2 cm aprox.) durante 5 segundos en grupos de 25 estacas inmediatamente después de realizar el corte en bisel.

3.3.4 Manejo sanitario

Las estacas se sometieron a una aplicación por aspersión de fungicida, Benomil (Benlate 50 %WP) en concentración de 2 a 3 gr/ 0,5 Lt de agua, 60 días luego de iniciado el enraizamiento.

3.3.5 Establecimiento y manejo en las camas de propagación

Una vez efectuados los tratamientos auxínicos, las estacas se enraizaron en las camas de propagación donde se enterraron hasta la altura de la primera yema aproximadamente. Para ambas fechas de recolección el sustrato de enraizamiento a utilizar fue una mezcla de arena, turba y tierra de hojas de bosque nativo en relación de 2:1:1 respectivamente.

El aporte de agua se efectuó de forma manual a través de aspersiones, las cuales se aplicaron tres veces por día durante los primeros 60 días. Inmediatamente se hicieron dos aplicaciones diarias hasta los 120 días y finalmente desde esa fecha hasta los 180 días la aplicación se realizó día por medio.

3.3.6 Transplante de estacas enraizadas a bolsas

Después de terminar el ensayo en las camas de propagación, las estacas se transplantaron a bolsas permaneciendo en ellas durante 60 días. Las bolsas fueron llenadas con tierra de hojas proveniente de bosque nativo de latifoliadas (hualles, coigues). En esta etapa las estacas se mantuvieron en invernadero y los riegos se efectuaron manualmente por aspersión dos veces por semana.

3.4 Evaluaciones y variables medidas.

El ensayo se dividió en dos etapas, la primera corresponde al período cuando las estacas permanecieron en la cama de propagación y la segunda etapa corresponde al período de permanencia en bolsas.

En la primera etapa las evaluaciones se hicieron a los 90, 120, 150 y 180 días después de colocadas las estacas en la cama de propagación, evaluándose 25 estacas por tratamiento.

Los tipos de variable a analizar fueron:

- Porcentaje de enraizamiento (numérica, continúa)
- Porcentaje de pudrición (numérica, continúa)
- Diámetro de estaca (numérica, continúa)
- Número de raíces (numérica, discreta)
- Longitud de raíces (numérica, continúa)

En la segunda etapa del ensayo se realizaron dos evaluaciones, siendo la primera a los 30 días y la última a los 60 días, después de haberse realizado el trasplante de las estacas enraizadas a bolsas. En cada evaluación la variable medida fue:

- Porcentaje de sobrevivencia (numérica, continúa)

3.5 Diseño experimental

El siguiente ensayo tiene un carácter longitudinal prospectivo y es de tipo concluyente. El ensayo de enraizamiento de estacas y sobrevivencia se analizó utilizando un diseño completamente aleatorizado con arreglo factorial (2 x 2 x 4)

correspondiente a dos tipos de estacas (apical, basal), dos fechas de recolección (Febrero y Marzo) y cuatro dosis de AIB (0, 2500, 4000, 5000). La combinación de estos factores da origen a 16 tratamientos, cada uno con 25 repeticiones y por lo tanto el total de las unidades experimentales corresponde a 400 estacas.

El análisis estadístico de los datos se realizó por medio de análisis de varianza, para determinar diferencias entre los tratamientos y si estas se presentan, se estudiarán a través de la prueba de Tukey.

La descripción detallada de los tratamientos utilizados en el ensayo, se presenta en Cuadro 1.

CUADRO 1. Factores y niveles de estudio

TIPO DE ESTACA	FECHA DE RECOLECCION	DOSIS DE AIB (ppm)	TRATAMIENTO
Apical	Febrero	0	1
		2500	2
		4000	3
		5000	4
	Marzo	0	5
		2500	6
		4000	7
		5000	8
Basal	Febrero	0	9
		2500	10
		4000	11
		5000	12
	Marzo	0	13
		2500	14
		4000	15
		5000	16

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Evaluación del efecto del tipo de estaca, fecha de recolección y dosis de AIB sobre el enraizamiento de estacas

Las evaluaciones de las variables medidas en las camas de propagación, se realizaron a los 90, 120, 150 y 180 días desde el inicio del ensayo.

Los resultados obtenidos en las distintas evaluaciones permiten determinar que la interacción de los factores es significativa de forma triple (tipo de estaca- fecha de recolección y dosis de AIB) a los 150 días de evaluación, por lo cual se produce un efecto significativo sobre el enraizamiento (Anexo 10).

En esta evaluación, en la Figura 1 se observa que el mayor porcentaje de enraizamiento (68%) se obtiene con estacas apicales recolectadas en Marzo con una aplicación de 2.500 ppm, resultado seguido por el mismo tipo y fecha de recolección con aplicación de 4.000 ppm de AIB (48%). Se destaca entonces la mejor respuesta de estacas apicales por sobre las basales (Anexo 1).

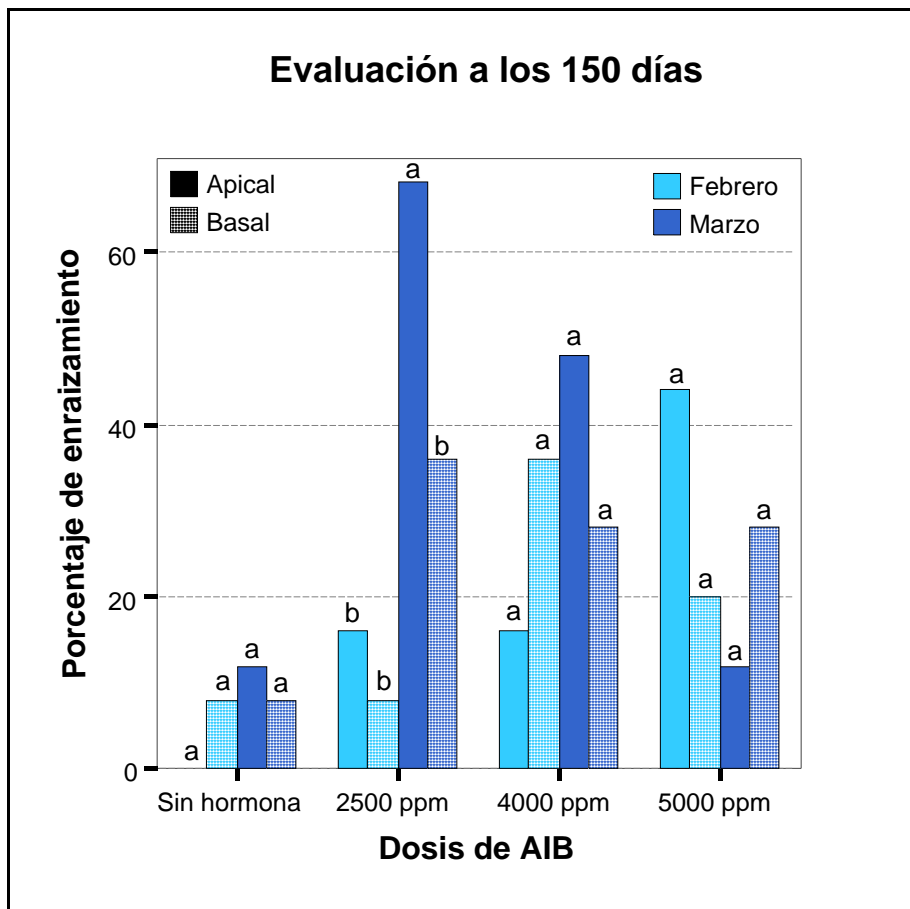


FIGURA 1. Efecto de la interacción de tipo de estaca-fecha de recolección-dosis de AIB sobre el enraizamiento a los 150 días

Estos resultados son ratificados por los valores significativos obtenidos en la interacción dada por fecha y dosis de AIB a los 150 y 180 días, al igual que por la fecha de recolección a los 180 días de iniciado el ensayo (Anexo 11).

En cuanto a los porcentajes obtenidos en comparación a otros estudios estos son inferiores, lo cual podría deberse a factores genéticos. La variedad Empeltre, se caracteriza por ser de difícil propagación vegetativa por estaca semileñosa (IGLESIAS, 2003).

El mayor enraizamiento obtenido con estacas apicales recolectadas en Marzo al compararlas con estacas basales recolectadas en Febrero podría estar influenciado por varios factores.

Uno de estos es la posibilidad de que en el ápice se encuentre una mayor concentración de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento ya que las mismas se originan en las secciones apicales (yemas apicales). También, las estacas apicales son más jóvenes y en consecuencia, hay más células capaces de volverse meristemáticas, por tanto una mayor capacidad regenerativa (HARTMANN *et al.*, 1992, citado por TAIARIOL, s/f).

Otro factor a considerar, es la época de colecta de las estacas, debido a la estacionalidad del enraizamiento, la cual esta ligada al estado fenológico de la planta madre. Es así que DEL RÍO *et al.*, (1991), citados por RUIZ (1998), concluyen que el mayor porcentaje de enraizamiento se obtiene en estacas en etapa de fruto verde amarillento, es decir, en Septiembre (Marzo para el hemisferio sur).

Por otra parte, la aplicación de sustancias reguladoras del crecimiento tiene como objetivos aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número al igual que la calidad de raíces producidas y aumentar la uniformidad del enraizamiento (BARTOLINI *et al.*, 1986, citados por RUIZ, 1994).

La interacción obtenida concuerda con lo señalado por RUIZ (1998), quien en cv. Sevillano determinó la existencia del efecto de la combinación de fecha de recolección y dosis de AIB a los 30, 60 y 90 días de iniciado el ensayo, obteniendo los mejores porcentajes con estacas recolectadas en Diciembre con 2.000 ppm y 4.000 ppm de AIB (60,87% y 81,82%), en Enero con 4.000 ppm (47,62%) y en Marzo con 2.000 y 4.000 ppm de AIB (85,71% y 76,19%).

Por su parte RUIZ (1994), en estacas de olivo cultivar Sevillano evaluadas a los 90 días encontró un efecto directo de la interacción dada por la fecha de recolección-dosis de auxina (ANA)-medio de propagación, en la capacidad de enraizamiento, es así que, estacas recolectadas el 10 de Enero y propagadas en vermiculita presentaron mejores resultados al compararlos con las recolectadas el 5 de Octubre y propagadas en aserrín más arena. En ambas fechas y medios, las estacas tratadas con 2.500 ppm de NAA dieron los mejores porcentajes 55% y 24%.

Así mismo, CHALFUN *et al.*, (2003), en estacas semileñosas cv. Ascolano 315, a los 75 días observó un efecto significativo entre las combinaciones fecha de recolección-tipo de sustrato y fecha de recolección-dosis de AIB, obteniendo para porcentaje de enraizamiento los mejores resultados en estacas recolectadas en Febrero con un sustrato compuesto por arena/tierra 1:1 (v/v) y a igual fecha de recolección con concentraciones de 3.000 ppm, (48,44% y 44,28% respectivamente).

4.2 Evaluación del efecto del tipo de estaca, fecha de recolección y dosis de AIB sobre la pudrición de estacas

Al analizar el comportamiento de los factores, se obtiene una diferencia significativa en la interacción dada por el tipo de estaca y fecha de recolección a los 180 días (Anexo 12).

En la Figura 2, se observa que el mayor porcentaje de pudrición se obtiene con estacas basales, presentando 12% las recolectadas en Febrero y un 24% las recolectadas en Marzo, mientras que en estacas apicales no se presentan diferencias significativas (8% Febrero y 4% Marzo) (Anexo 2).

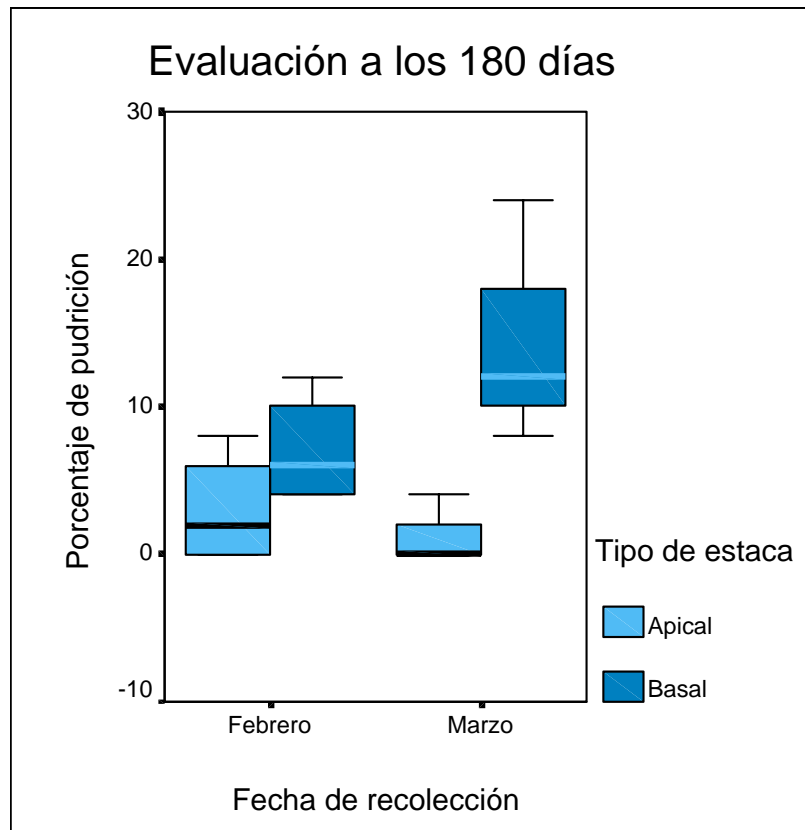


FIGURA 2. Efecto de la interacción de tipo de estaca y fecha de recolección sobre el porcentaje de pudrición a los 180 días.

Así mismo dosis de AIB presenta diferencia significativa en la misma evaluación, obteniendo con 5.000 ppm de AIB el mayor porcentaje de pudrición (8 % en promedio) (Anexo 3).

Lo anterior no concuerda con lo obtenido por RUIZ (1998), quien determinó que no existe efecto de la dosis de AIB aplicada a todos los períodos de evaluación del ensayo (30, 60 y 90 días). De igual forma no se obtuvo efecto significativo de la dosis de auxina (NAA) aplicada por RUIZ (1994).

Se destacan los bajos valores obtenidos en comparación a lo señalado en estudios anteriores, lo cual en cierta forma puede estar fuertemente ligado a la frecuencia con que se aplicó el agua y al tipo de sustrato utilizado (mezcla de

arena, turba y tierra de hojas de bosque nativo en relación de 2:1:1), pues si bien no se considera como factor en este estudio, su influencia ha sido demostrada en estudios anteriores. Todo lo anterior permitió otorgar las condiciones apropiadas para el buen drenaje del agua.

De acuerdo con RUIZ (1994), el porcentaje de pudrición, en el cultivar Sevillano a los 60 días tuvo una fluctuación de 62,71 a 54,35% y a los 90 días esta fue de 62,91 a 48,15%. En ambas evaluaciones se presentaron diferencias significativas con estacas recolectadas en Enero (10/1994) y propagadas en vermiculita, donde el rango de pudrición para estacas evaluadas a los 60 días fluctuó en promedio entre 21,24 y 13,27% y de 29,12% a 22,14% en las evaluadas a los 90 días de montado el ensayo. Mientras que con estacas recolectadas en Octubre (5/10) y propagadas en aserrín más arena (1:1) los porcentajes fueron mayores fluctuando entre 55,34% a 62,71% y 48,16% a 62,91% a los 60 y 90 días respectivamente.

Así mismo RUIZ (1998), en evaluaciones realizadas a los 30 y 90 días obtuvo significancia para la interacción entre dosis de AIB y época de recolección. Es así que, a los 90 días el porcentaje de pudrición más alto se presentó en estacas recolectadas en Noviembre con 0 y 2.000 ppm de AIB (16,67 y 33,33% promedio), en Enero con 0 y 4.000 ppm de AIB (16,67 y 37,50% promedio) y Febrero con 2.000 ppm de AIB (16,67% promedio).

4.3 Evaluación del efecto del tipo de estaca, fecha de recolección y dosis de AIB sobre el diámetro de estacas

La variable diámetro de estacas, al igual que las variables anteriores, se midió a los 90, 120, 150 y 180 días de colocadas en la cama de propagación.

Se presentan diferencias significativas, al nivel de significancia del 5%, en la interacción dada por el tipo de estacas y dosis de AIB a los 120 días de iniciado el ensayo (Anexo 13).

Tal como lo muestra la Figura 3, al distinguir el efecto dado por la interacción tipo de estaca-dosis de AIB y al realizar las comparaciones múltiples se obtiene que para estacas apicales en promedio la mejor respuesta se logra con dosis de 2.500 ppm (2,58 mm promedio), mientras que en estacas basales el testigo (3,63 mm promedio) estadísticamente es similar a las 2.500 ppm (3,39 mm promedio) y ésta a su vez similar a las 4.000 y 5.000 ppm (3,17 y 3,19 mm promedio respectivamente) (Anexo 4).

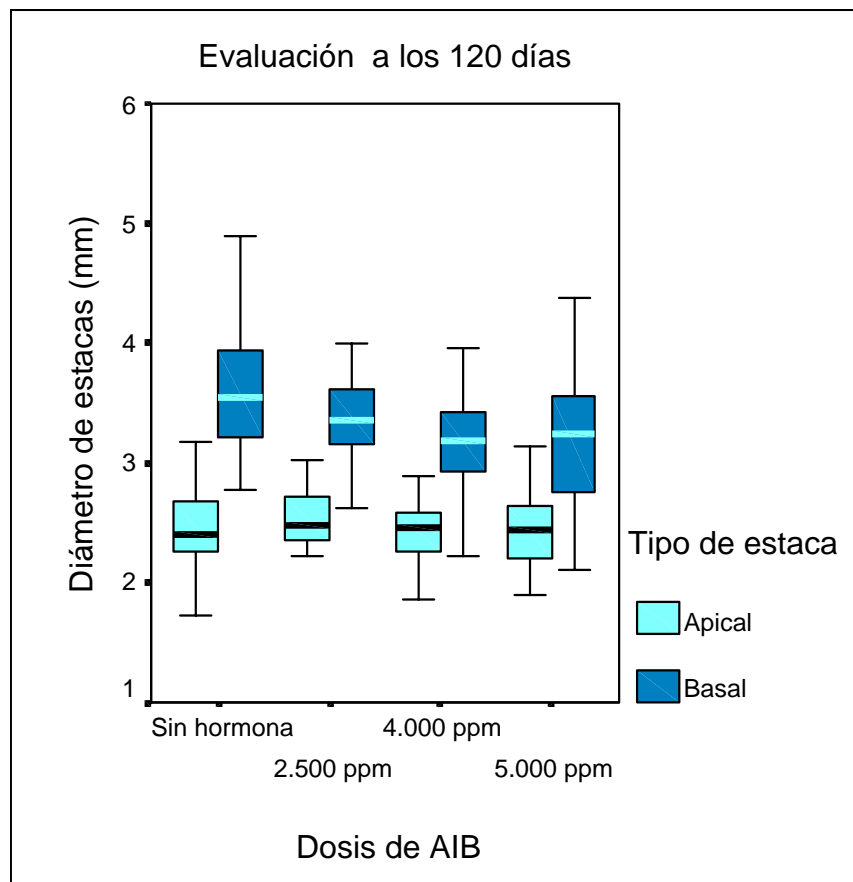


FIGURA 3. Efecto de la interacción de tipo de estaca y dosis de AIB sobre el diámetro de estaca a los 120 días.

La mayor respuesta de las estacas basales podría deberse a la marcada diferencia en la composición química, hormonal y carbohidratos de las ramas desde la base a la punta por lo cual en estacas tomadas de distintas partes de las ramas en ocasiones se observa variabilidad en la producción de raíces y por tanto en el desarrollo de la parte aérea de la estaca.

Por su parte PANNELLI *et al.*, (1983), citado por RUIZ (1994), señala que el objetivo de tratar las estacas con sustancias reguladoras de tipo auxínico es en forma indirecta promover el desarrollo aéreo de las estacas, el cual es posterior al del sistema radical.

Por otro lado RUIZ (1994), encontró significancia en la combinación fecha de recolección y medio de propagación al evaluar estacas semileñosas del cultivar Sevillano a los 60 días de iniciado el ensayo. Las recolectadas el 10 de Enero y propagadas en vermiculita mostraron un diámetro significativamente superior (1,07 a 1,10 cm). En relación con las obtenidas el 5 de Octubre propagadas en aserrín más arena (1:1), mientras que a los 90 días de iniciado el ensayo, se mantuvo la diferencia de diámetro, por lo que no se observó un aumento o disminución de él.

De igual modo RUIZ (1994), señala no haber encontrado en cultivar Sevillano, diferencias significativas a los 60 y 90 días de evaluación al emplear 0; 2.500 y 4.000 ppm de NAA.

4.4 Evaluación del efecto del tipo de estaca, fecha de recolección y dosis de AIB sobre el desarrollo radical de las estacas

Para el análisis de las variables número y longitud de raíces se consideró solamente las estacas enraizadas en cada tratamiento.

4.4.1 Número de raíces

La variable número de raíces presenta diferencias significativas al nivel de significación del 5%, en cuanto al comportamiento del tipo de estaca, fecha de recolección y dosis de AIB individualmente, lo cual no ocurre con las posibles combinaciones de los factores estudiados (Anexos 14,15 y 16).

En relación al tipo de estaca el mayor número de raíces se presenta al transcurrir 120 y 150 días desde el inicio del ensayo, tal como se muestra en la Figura 4.

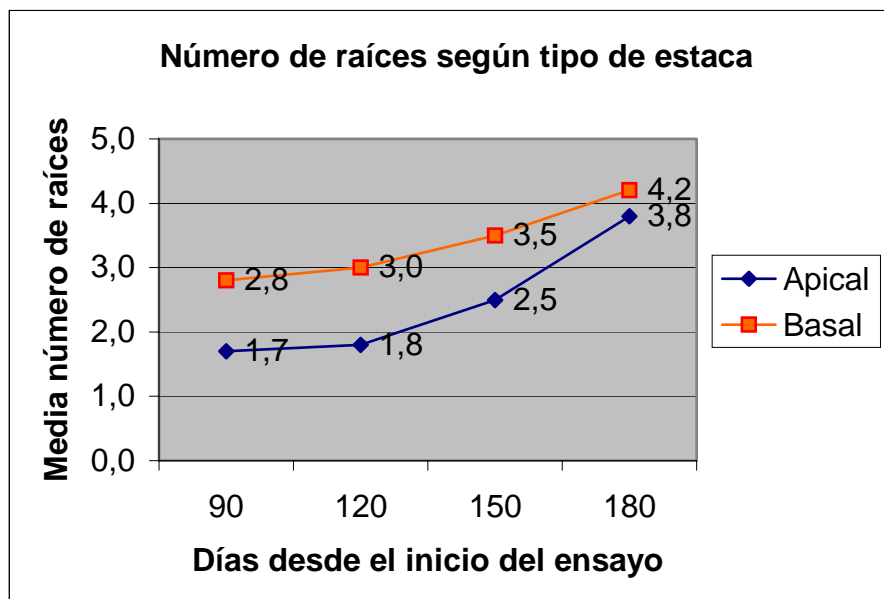


FIGURA 4. Efecto del tipo de estaca sobre número de raíces

Se observa entonces, una mayor respuesta en estacas basales, la cual si bien, a los 180 días es máxima, esta no se diferencia de la respuesta dada por las estacas apicales, por lo tanto, en promedio el mayor número de raíces es obtenida a los 150 días de evaluación (Anexo 5).

En tanto, para fecha de recolección, en la Figura 5 se observa que al transcurrir los 150 y 180 días se presenta una diferencia significativa, obteniendo en Marzo el mayor número de raíces, siendo este en promedio 3,2 raíces para la primera evaluación y 4,6 raíces para la última (Anexo 6).

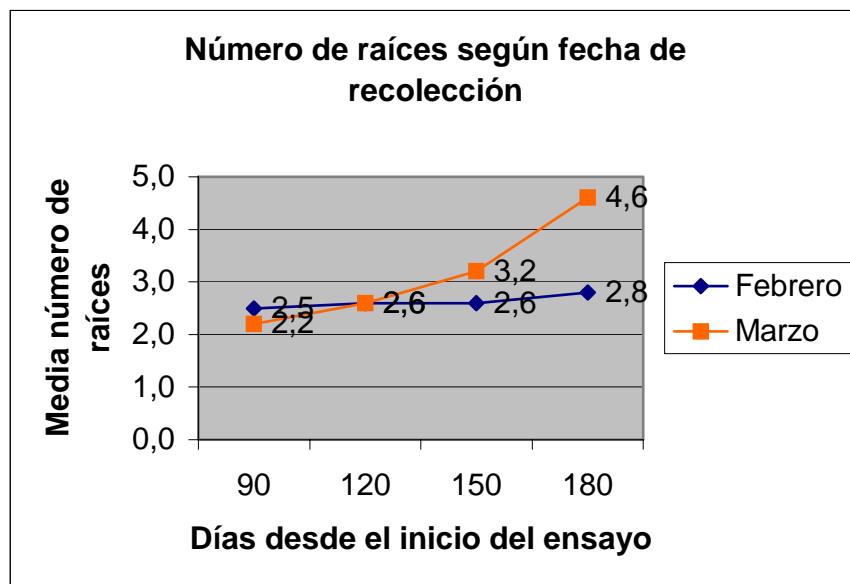


FIGURA 5. Efecto de la fecha de recolección sobre número de raíces

En cuanto a dosis de AIB aplicado, se observa en general un aumento en el número con el paso del tiempo, sin embargo solo a los 150 días se obtiene diferencia significativa, lo cual queda demostrado en la Figura 6.

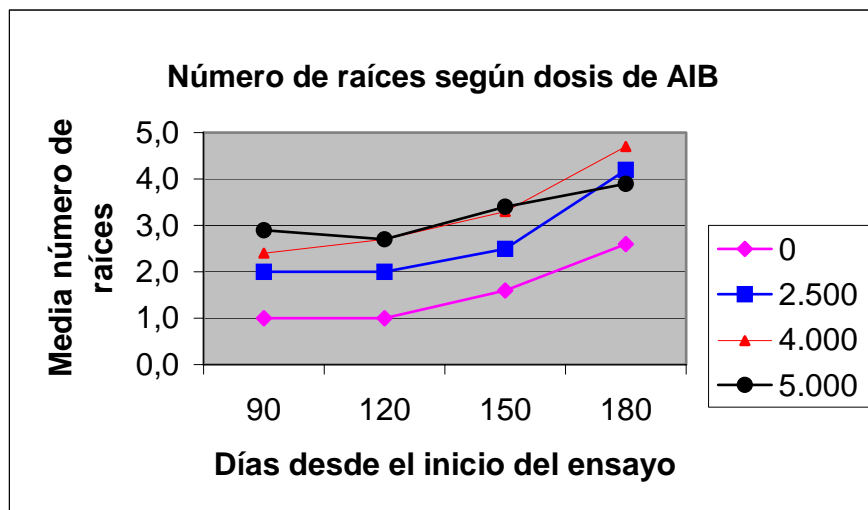


FIGURA 6. Efecto de dosis de AIB sobre el número de raíces

En la evaluación realizada a los 150 días existe una igualdad entre 4.000 (3,3) y 5.000 ppm (3,4) y a la vez una similitud entre estas dos dosis y 2.500 ppm (2,5). Similitud que se mantiene entre las 2.500 ppm y el testigo (1,6). Por tanto, el mayor número de raíces se obtiene con la dosis de 5.000 ppm en esta evaluación (Anexo 7).

Si bien, estos resultados al compararlos con otros estudios son menores, su ocurrencia podría tener las mismas causas, es decir, el estado fenológico de la planta madre. Aunque en especies que enraízan fácilmente se pueden hacer estacas de ramas en condición vegetativa o reproductiva de la planta madre, esto no ocurre en especies de difícil enraizamiento debido a esto adquiere importancia la fecha de recolección de las estacas (BIRAN y HALEVY, 1973, citados por TAIARIOL s/f).

En el presente estudio el mayor número de raíces se obtuvo con estacas recolectadas en Marzo lo que indicaría una mayor disponibilidad de asimilados como hidrato de carbono, por tanto una menor competencia entre órganos.

Los resultados encontrados concuerdan con lo señalado por RUIZ (1998), quien en el cultivar Sevillano, en evaluaciones realizadas a los 30, 60 y 90 días, obtuvo un efecto de la fecha de recolección, evaluando cinco épocas (Noviembre, Diciembre, Enero, Febrero y Marzo), en donde los mejores resultados se obtienen en la última evaluación en el mes de Marzo fluctuando estos entre 6 a 19 raíces. Sin embargo los resultados en cv. Sevillano son superiores a los obtenidos por esta investigación, aún cuando éste cultivar es de difícil enraizamiento.

Sin embargo, esto difiere de lo obtenido con estacas semileñosas de olivo pertenecientes al cv. Ascolano 315, donde los mejores resultados para número de raíces se presentan en estacas recolectadas en el mes de Febrero, respecto a las

recolectadas en Abril, presentando en promedio 6,32 y 3,18 raíces respectivamente (CHALFUN *et al.*, 2003).

Por su parte RUIZ (1994), trabajando con el cultivar Sevillano señala que a los 60 días en estacas recolectadas en dos fechas (Octubre y Enero) se presentan mejores resultados para número de raíces en la segunda fecha siendo los máximos alcanzados 0 y 4,65 raíces respectivamente. No obstante, el valor más alto (8,85) lo obtuvo a los 90 días con estacas recolectadas en Enero.

Los resultados podrían estar fuertemente ligados a la metodología de aplicación de la hormona, tal como lo señala DOMENECH (2000), al utilizar AIB en una formulación líquida al 0,4% en la que introduce la base de las estacas de olivo cv. Cornicabra durante 10 segundos y una formulación en polvo de ANA y Ziram al 15% en la que previamente humedecida la base de las estaquillas, se introducen unos 3cm en la hormona quitándole el exceso en polvo mediante sacudidas, obtiene más eficacia con la auxina en polvo en comparación a la líquida.

Por su parte RUIZ (1998), también indica que existe un efecto de la dosis de AIB utilizada (2.000 y 4.000 ppm de AIB) en cv. Sevillano, lo cual no concuerda con lo señalado por RUIZ (1994), quien en el mismo cultivar con aplicaciones de 2.500 y 4.000 ppm de auxina (NAA) no encontró efecto significativo para número de raíces.

Del mismo modo RUIZ (1998), indica que existe un efecto de la interacción dada por dosis de AIB (2.000 y 4.000 ppm) y fecha de recolección (Noviembre, Diciembre, Enero, Febrero y Marzo) en cultivar Sevillano. Es así que, al evaluar a los 30 y 60 días, se encontraron valores de número de raíces igual a cero para estacas recolectadas en Noviembre cualquiera fuera la dosis de AIB; sin embargo, el mejor resultado se obtuvo en estacas recolectadas en Marzo con 4.000 ppm de

AIB en la primera evaluación y también en marzo con 2.000 y 4.000 ppm en la segunda evaluación.

Al realizar la evaluación a los 90 días de iniciado el ensayo, RUIZ (1998) determinó que en estacas recolectadas en Marzo con dosis de 2.000 ppm y con 4.000 ppm de AIB presentaron el mayor número de raíces por estacas, siendo estadísticamente iguales a las estacas recolectadas en Enero con 4.000 ppm

Así mismo CHALFUN *et al.*, (2003), al evaluar estacas del cv. Ascolano 315 a los 75 días, encontró una influencia de la combinación de época de recolección-dosis de AIB aplicado, obteniendo los mejores resultados en estacas recolectadas en Febrero de 2000 con 5.000 ppm (11,68 raíces). Del mismo modo indica un efecto dado por la combinación fecha de recolección-tipo de sustrato obteniendo los mejores resultados en estacas recolectadas en Febrero con un sustrato compuesto por arena/tierra 1:1 (v/v) (8,83 raíces).

4.4.2 Longitud de raíces

La interacción dada por los tres factores, como se indica en la Figura 7 es significativa a los 150 días desde el inicio del ensayo (Anexo 17).

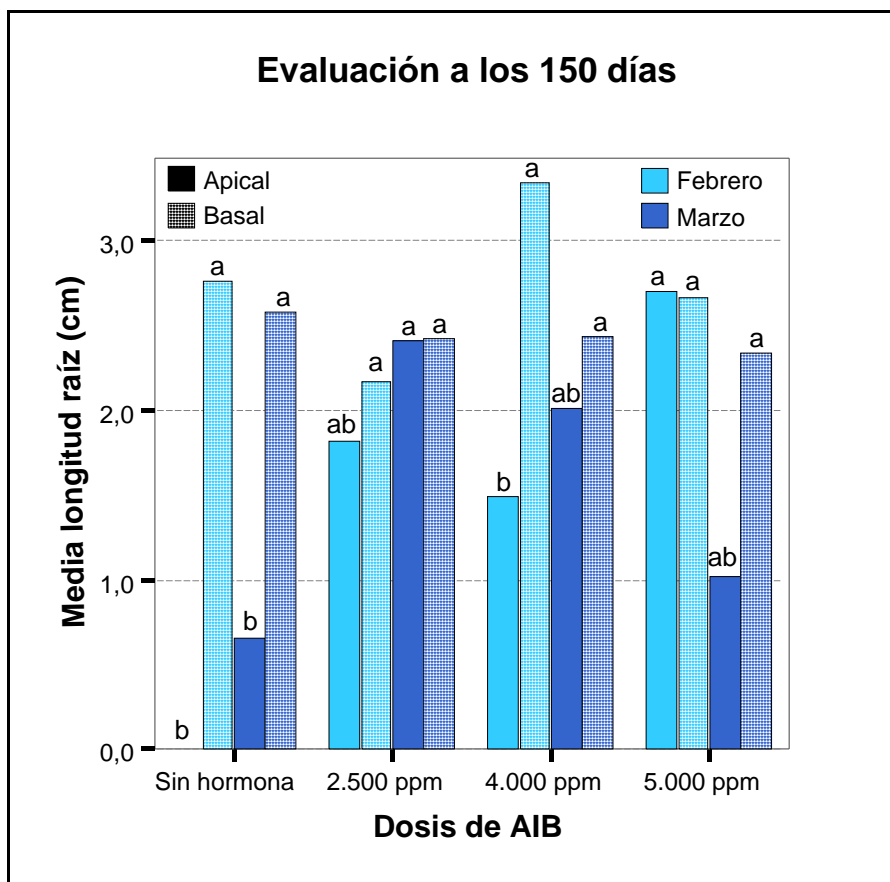


FIGURA 7. Efecto de la interacción de tipo de estaca-fecha de recolección-dosis de AIB sobre la longitud de raíz a los 150 días

Se observa que, si bien la mayor longitud se obtiene en estacas basales, no se presenta diferencia significativa entre estas para fecha de recolección y dosis de AIB, lo cual no ocurre en estacas apicales, pues en Febrero se obtiene mayor longitud con aplicación de 5.000 ppm (2,69) de AIB, mientras que en Marzo ésta se da con 2.500 ppm de AIB (2,40) (Anexo 8).

También la combinación dada por dosis de AIB y tipo de estaca, al igual que la de fecha de recolección y dosis de AIB es significativa a los 150 días de evaluación, con lo cual nuevamente se corrobora el resultado anterior.

La influencia del sustrato utilizado podría justificar los resultados obtenidos ya que esta directamente relacionado con la disponibilidad de agua y oxígeno necesario, ejerciendo así un efecto positivo en el proceso fisiológico en el desarrollo radical (CHALFUN *et al.*, 2003).

La menor respuesta obtenida en Marzo podría deberse a que desde brotación al endurecimiento de carozo, los brotes, flores y frutos ejercen una gran competencia, por lo cual en la segunda fecha de recolección podría existir una menor disponibilidad de hidratos de carbono para el crecimiento de las estacas (DEL RÍO *et al.*, 1991, citados por RUIZ, 1994).

Del mismo modo RUIZ (1994), en cv. Sevillano indica que para longitud de raíces la variación se debe en forma exclusiva a la fecha de recolección y medio de propagación, es así que el valor más alto se obtuvo a los 90 días con estacas recolectadas el 10 de enero propagadas en vermiculita (26,42 cm).

Así también CHALFUN *et al.*, (2003), en estacas semileñosas cv. Ascolano 315, a los 75 días observó un efecto significativo entre las combinaciones fecha de recolección-tipo de sustrato y fecha de recolección-dosis de AIB, obteniendo los mejores resultados en estacas recolectadas en Febrero con un sustrato compuesto por arena/tierra 1:1 (v/v) (9,69 cm) y a igual fecha de recolección con concentraciones de 3.000 y 5.000 ppm con una longitud de 9,56 y 7,69 cm respectivamente.

4.5 Evaluación de estacas transplantadas a bolsas de polietileno

Una vez realizada la última evaluación de la etapa de enraizamiento, se procedió a la extracción de las estacas vivas. Posteriormente se transplantaron a bolsas de polietileno y se mantuvieron en invernadero hasta la última evaluación.

4.5.1 Porcentaje de sobrevivencia

El porcentaje de sobrevivencia presenta diferencia significativa, solamente en cuanto al tipo de estaca a los 30 y 60 días de evaluación, lo cual se indica en el Figura 8 (Anexos 18 y 19).

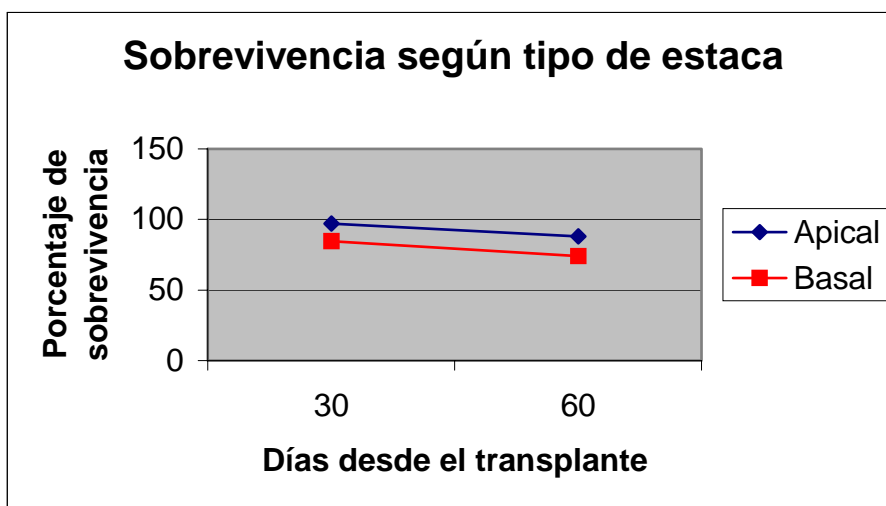


FIGURA 8. Efecto del tipo de estaca sobre el porcentaje de sobrevivencia

Se deduce entonces, que en ambas evaluaciones el mayor porcentaje se obtiene con estacas apicales (100% y 88 %), mientras que los encontrados en estacas basales corresponden a 84% y 76% respectivamente (Anexo 9).

Los resultados obtenidos podrían estar fuertemente influenciados con los bajos porcentajes de pudrición obtenidos, la rápida y cuidadosa extracción de las estacas al momento del trasplante y a la aclimatación realizada de estas mismas en invernadero.

Por su parte RUIZ (1994), para porcentaje de sobrevivencia a los 60 días de realizado el trasplante, en estacas de olivo cv. Sevillano, no encontró diferencias significativas para fecha de recolección, medio de propagación, dosis de auxina (NAA) aplicada y tampoco para las interacciones posibles de ellos.

HARTMANN *et al.*, (1992), citado por TAIARIOL (s/f), señala que en los sistemas de propagación al transplantar las estacas es necesario iniciarlas en una mezcla de suelo en diversos recipientes.

Es así que, para lograr mezclas de suelo uniformes y de mejor textura para macetas, se añade arena a la tierra y algo de materia orgánica, en forma de turba, viruta de madera o corteza desmenuzada, además de otras tales como, turba y perlita o turba y arena, pero necesitan el agregado de fertilizantes. También el humus de lombriz puede utilizarse por las buenas características que presenta (HARTMANN *et al.*, 1992, citado por TAIARIOL (s/f)).

V CONCLUSIONES

Para la propagación de estacas semileñosas de olivo variedad Empeltre en las condiciones en que fue realizado el presente trabajo, se puede concluir que:

La mejor respuesta al enraizamiento se obtiene con la interacción dada por tipo de estaca-dosis de AIB y fecha de recolección a los 150 días, presentando el mayor porcentaje las estacas apicales recolectadas en Marzo con 2.500 ppm

Para porcentaje de pudrición se obtiene una diferencia significativa en la interacción entre tipo de estaca y fecha de recolección a los 180 días, mientras que Dosis solo es significativa de forma individual en la misma evaluación. Los mayores porcentajes se obtienen con estacas basales recolectadas en Marzo y con dosis de 5.000 ppm.

El diámetro de estacas presenta diferencia significativa respecto a la combinación dada por el tipo de estacas-dosis de AIB a los 120 días y se obtiene que para estacas apicales en promedio la mejor respuesta se logra con dosis de 2.500 ppm, mientras que en estacas basales estadísticamente solo las 2.500 ppm se igualan al testigo

La variable número de raíces presenta diferencias significativas solo para tipo de estaca, fecha de recolección y dosis de AIB individualmente obteniendo una mayor respuesta en estacas basales recolectadas en Marzo con dosis de 4.000 ppm.

La interacción dada por los tres factores es significativa a los 150 días para longitud de raíces, obteniendo una mayor longitud con estacas basales recolectadas en Febrero con aplicación de 4.000 ppm de AIB.

El porcentaje de sobrevivencia presenta significancia solo para tipo de estaca de forma individual a los 30 y 60 días desde el transplante, obteniendo mayor sobrevivencia en estacas apicales.

RESUMEN

Los objetivos de la presente investigación fueron evaluar la aptitud de enraizamiento de estacas semileñosas de olivo de la variedad Empeltre y la sobrevivencia de estacas trasplantadas a bolsas bajo el efecto de la combinación de dos tipos de estacas (apical y basal), dos fechas (Febrero y Marzo de 2000) y cuatro concentraciones del ácido indol-3-butírico (AIB) (0, 2500, 4000, y 5000 ppm). La investigación se llevó a cabo en las dependencias del Centro Regional de Investigación Carillanca del Instituto de Investigación Agropecuaria (INIA). Temuco. Chile..

Las evaluaciones se hicieron a los 90, 120, 150 y 180 días en la primera etapa y a los 30 y 60 días en la segunda. El diseño experimental utilizado fue completamente aleatorizado con el arreglo factorial 2x2x4 conformado por 16 tratamientos con 25 repeticiones cada uno.

Los resultados indican que las variables fueron afectadas a: los 150 días para el porcentaje de enraizamiento (apical, Marzo, 2500), a los 180 días para porcentaje de pudrición (Marzo, 5000), a los 120 días para el diámetro (apical, 2500) y a los 150 días para la longitud de raíces (basal, Febrero, 4000 ppm). El número de raíces se afectó con estacas basales en el mes de Marzo con 4000 ppm y en las estacas trasplantadas el mejor porcentaje de sobrevivencia se obtuvo a los 30 días con estacas apicales.

SUMMARY

The objectives of the investigation was evaluate the rooting of semi-woody cutting of olive tree variety Empeltre and the survival of cuttings transplanted to bags under effect of combinations of the two types of cutting (apical and basal), two dates (February and March, 2000) and four concentrations of indol-3-butiric acid (IBA) (0, 2500, 4000, and 5000 ppm). The research were carried out in the dependences of Center Regional's Research Carillanca of the Research Institute's Agricultural (INIA). Temuco, Chile.

Evaluations were made at 90, 120, 150 and 180 days in the first stage and to the 30 and 60 days in the second. The experimental design utilized was completely randomized with arrangement factorial 2x2x4 conformed for 16 treatments with 25 repetitions each one.

The results indicate than the variables was affected to: the 150 days for percentage the rooting (apical, March, 2500), to the 180 days for the rot (March, 5000), to the 120 days for the diameter (apical, 2500) and to the 150 days for the length of roots (basal, February, 4000 ppm). The number of roots was affected with cutting basal in the month of March with 4000 ppm and in the cutting transplanted the best percentage of survival was obtained to the 30 days with cutting apical.

VII LITERATURA CITADA

- ARCE-JOHNSON, P.; PREHNL, D.; SERRANO, C. 1999. Propagación vegetativa en especies forestales (I parte). Chile Forestal 24(271): 60.
- AVENDAÑO, C. 1998. Multiplicación por estacas y cultivo in Vitro de Murtilla (*Ugni molinae* Turcz). Tesis Ing. Agr. Santiago. Universidad Santo Tomás. Escuela de Agronomía. 81p.
- BALDINI, E. 1992. Arboricultura general. Mundi-Prensa. Madrid. España. 375p.
- BARTOLINI, G.; FABBRI, A.; TATTINI, M. 1988. Phenolic acids and rhizogenesis in cuttings of Frangivento olive. Olea. 19: 73 –77p.
- BIGNAMI, C.; DE AGACIO, M.; GRECO, S.; POLITI, V.; RUGINI, E.; 1990. Effect of polyamine treatments on rooting cuttings of three olive cultivars. Acta Horticulturae. 286: 97-100p.
- BOUTHERIN, D.; BRON, D. 1994. Multiplicación de plantas hortícolas. Acribia. Zaragoza. España. 225p.
- BROUSSE, G.; LOUSSERT, R. 1980. El olivo. Mundi-Prensa. España. 533p.
- CABALLERO, J. M.; DEL RÍO., C. 1999. Métodos de multiplicación. In: BARRANCO, D.; FERNÁNDEZ, E; Rallo, L. Eds. El cultivo del olivo. Mundi-Prensa. Madrid. 93-112p.

- CALDERÓN, A. 1990. Manual del fruticultor moderno. Limusa. México. 3: 546-565p.
- CASTRO, M.; DARDEL, C.; VERDUGO, G. 1996. Propagación in Vitro de *Gypsophila paniculata* L. Agricultura técnica 56 (3): 224-228p.
- CORNEJO, P. 1997. Propagación vegetativa en olivo (*Olea europea* L.) cv. Liguria. Tesis Ing. Agr. Concepción. Universidad de Concepción. Facultad de Agronomía. 25p.
- CONTRERAS, G.; TORRES, A.. 1992. Propagación de Avellano Europeo (*Corylus avellana* L.) a través de tres tipos de estacas. Investigación y Progreso Agropecuario. Carillanca. 11(2): 13-16p.
- CHALFUN, N.; DE OLIVERA, A.; DEL RÍO, C.; MOACIR, P.; MURILLO, R. 2003. Enraizamiento de estacas semilenhosas de oliveira sob efeito de diferentes épocas, substratos e concentrações de ácido indolbutírico [en línea]: documento electrónico fuente en internet. 2003. [fecha de consulta: 29 Abril 2004]. Disponible en: <http://www.editora.ufla.br/revista/27_1/art14.pdf>.
- DOMENECH, B.; FERNÁNDEZ-APARICIO, M.; GONZÁLEZ, J.; PORRAS, A.; SOLANA, P.; SORIANO, M. 2000. Influencia de la densidad de plantación en el enraizamiento de estaquillas de olivo de la variedad Cornicabra [en línea]: documento electrónico fuente en internet. 2000. [fecha de consulta: 26 Abril 2004]. Disponible en: <www.uclm.es/profesorado/porras/soriano/propagacionolivo/influencia_densidad_plantaci%c3%93n_enraizamiento.doc>

- ELLENA, M. 2000. Cultivo del olivo en climas fríos. Tierra adentro. Julio-Agosto. 33: 11-13p.
- FELIPE, A. 1999. Propagación de portainjertos por estacas. Revista frutícola. COPEFRUT S. A. 20 (2): 72-75p.
- FONTANAZZA, G. 1996. Olivicultura intensiva mecanizzata. Edagricole. 312p.
- GASPAR, T.; HOFINGER, M. 1988. Auxina metabolism during adventitious rooting. Advances in plant Sciences. 2:117- 128p.
- GIL-ALBERT, F. 1995. Tratado de arboricultura frutal. Mundi-Prensa. Madrid. España 3: 136p.
- GIL, G. 1997. Fruticultura: El potencial productivo. Universidad Católica de Chile. Santiago. 342p.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E, 1998. Propagación de plantas, principios y prácticas. Continental. México. 760p.
- IGLESIAS, M. 2003. Del oliva virgen del bajo Aragón a los vinos del somontano. 2003. [en línea]: documento electrónico fuente en internet. s/f [fecha de consulta: 20 Mayo 2004]. Disponible en:<<http://www.google.cl/search?q=cache:Ck8M0zoW0IAJ:www.revistaalcuza.com/revista/200303/pdfs/10.pdf+%22la+variedad+Empeltre+ocupa+cerca%22&hl=es>>
- JONES, M.; LINDSEY, K. 1992. Biotecnología vegetal agrícola. Acribia S.A. Zaragoza. España. 276p.

- LAEVE, S.; WEISMAN, Z. 1995. Enhancement of AIB stimulatory effect on rooting of olive cultivar stem cuttings. *Science Horticulturae* 62:189-198p.
- LÓPEZ, C. 1996. El cultivo del olivo. *El campesino*. 127 (4): 50-59p.
- MARCH, L.; RÍOS, A. 1989. El libro del aceite y la aceituna. Alianza. Madrid. España. 457p.
- MARIN, F. 1981. Primeras Jornadas Olivícolas Nacionales. Universidad de Tarapacá. Departamento de Agricultura. 303 p.
- MUÑOZ, C.; VALENZUELA, J. 1989. Propagación del papayo. *Investigación y Progreso Agropecuario*. INIA La Platina. (52): 32-34p.
- PAMPA, A. 2004. Principios de Propagación de Plantas. Injerto en Olivo.[en línea]: documento electrónico fuente en internet. 2004. [fecha de consulta: 31 Mayo 2004]. Disponible en:
<<http://www.lamolina.edu.pe/FACULTAD/Agronomia/horticultura/propagacion/reprodasexual/apampa-resumen.htm>>
- RAZETO, B. 1999. Para entender la fruticultura. Vivarium. Santiago. Chile. 373p.
- RUIZ, L. 1998. Efecto de la aplicación de AIB y época de recolección sobre el enraizamiento de estacas semileñosas de olivo (*Olea europaea* L.) del cultivar Sevillano. Tesis Ing. Agr. Quillota. Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía.46p.

RUIZ, S. 1994. Efecto de fecha de recolección y tratamientos auxínicos sobre la propagación por estacas semileñosas de olivo (*Olea europea* L.) cultivar Sevillano. Tesis Ing. Agr. Santiago. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. 70p.

ROSS, C.; SALISBURY, F. 1994. Fisiología vegetal. Iberoamericana. México. 759p.

SÁNCHEZ, A. 1987. Manuales para la educación agropecuaria. Trillas. México. 72p.

_____. 2004. El olivo y el aceite de oliva. [en línea]: documento electrónico fuente en internet. 2004. [fecha de consulta: 31 Mayo 2004]. Disponible en:< <http://thales.cica.es/rd/Recursos/rd99/ed99-0294-01/5-olivo.html>>

SANTELICES, R. 1990. Propagación vegetativa de Tapa (*Laurelia philippiana*) a partir de estacas. Ciencia e investigación forestal. 4 (1): 62-68p.

SOTOMAYOR, C. 1994a. El olivo III. Chile agrícola. 19 (196): 144 –146p.

_____. 1994b. El olivo V. Chile agrícola. 20 (198): 226 – 229p.

TAIARIOL, D. s/f. Propagación vegetativa [en línea]: documento electrónico fuente en internet. s/f [fecha de consulta: 20 Abril 2004]. Disponible en:<<http://www.monografias.com/trabajos13/propaveg/propaveg.shtml#bases>>

WAREING, P. 1987. Phase change and vegetative propagation. Improving vegetatively propagated crops. Academic Press Ltda. London . 263-269p

WESTWOOD, M. 1982. Fruticultura de zonas templadas. Mundi-Prensa. Madrid.
España. 461p.

YUSTE, M. 1998. Los frutales. Biblioteca de la agricultura. Idea books, S. A.
España. Tomo I. 264p.

ANEXOS

ANEXO 1. Análisis descriptivo de la variable porcentaje de enraizamiento a los 150 días, según interacción dada por tipo de estaca-fecha de recolección y dosis de AIB

Tipo	Fecha	Dosis(ppm)	Media	Desv. típ.	N
Apical	Febrero	0	0,00	0,00	0
		2500	10,00	5,16	4
		4000	10,00	5,16	4
		5000	24,00	13,27	11
	Marzo	0	8,00	4,00	3
		2500	36,00	20,20	17
		4000	26,00	14,42	12
		5000	8,00	4,00	3
Basal	Febrero	0	6,00	2,83	2
		2500	6,00	2,83	2
		4000	20,00	10,95	9
		5000	12,00	6,32	5
	Marzo	0	6,00	2,83	2
		2500	20,00	10,95	9
		4000	16,00	8,64	7
		5000	16,00	8,64	7

ANEXO 2. Análisis descriptivo de la variable porcentaje de pudrición a los 180 días, según interacción dada por tipo de estaca y fecha de recolección

Tipo	Fecha	Media	Desv. típ.	N
Apical	Febrero	5,00	2,31	3,00
	Marzo	4,00	0,00	1,00
Basal	Febrero	5,50	3,15	7,00
	Marzo	9,00	6,22	14,00

ANEXO 3. Análisis descriptivo de la variable porcentaje de pudrición a los 180 días, según dosis de AIB

Dosis(ppm)	Media	Desv. típ.	N
0	5,00	2,31	3
2500	5,33	3,58	5
4000	7,00	3,35	5
5000	8,00	6,71	12

ANEXO 4. Análisis descriptivo de la variable diámetro de estaca a los 120 días, según interacción dada por tipo de estaca y dosis de AIB

Tipo	Dosis(ppm)	Media	Desv. típ.	N
Apical	0	2,46	0,34	50
	2.500	2,58	0,33	50
	4.000	2,42	0,26	50
	5.000	2,44	0,34	50
Basal	0	3,63	0,54	50
	2.500	3,39	0,40	50
	4.000	3,17	0,44	50
	5.000	3,19	0,57	50

ANEXO 5. Análisis descriptivo de la variable número de raíces a los 120 y 150 días, según tipo de estaca

Tipo	Media	Desv. típ.	N
Apical(120 días)	1,60	0,79	20
Apical(150 días)	2,21	1,31	54
Basal(120 días)	2,83	1,59	25
Basal(150 días)	3,20	2,09	43

ANEXO 6. Análisis descriptivo de la variable número de raíces a los 150 días, según fecha de recolección

Fecha	Media	Desv. típ.	N
Febrero	2,44	1,69	37
Marzo	2,99	1,78	60

ANEXO 7. Análisis descriptivo de la variable número de raíces a los 150 días, según dosis de AIB

Dosis(ppm)	Media	Desv. típ.	N
0	1,50	0,79	7
2.500	2,66	1,30	32
4.000	3,06	2,06	32
5.000	3,41	1,81	26

ANEXO 8. Análisis descriptivo de la variable longitud de raíces a los 150 días, según la interacción tipo de estaca-fecha de recolección y dosis de AIB

Tipo	Fecha	Dosis(ppm)	Media	Desv. típ.	N
Apical	Febrero	0	0,00	0,00	0
		2.500	1,82	1,13	4
		4.000	1,49	0,39	4
		5.000	2,69	1,12	11
	Marzo	0	0,66	0,24	3
		2.500	2,40	1,04	17
		4.000	2,00	0,70	12
		5.000	1,02	0,36	3
Basal	Febrero	0	2,75	1,34	2
		2.500	2,17	0,73	2
		4.000	3,34	1,36	9
		5.000	2,66	0,26	5
	Marzo	0	2,58	0,60	2
		2.500	2,41	1,07	9
		4.000	2,42	0,57	7
		5.000	2,34	0,51	7

ANEXO 9. Análisis descriptivo de la variable porcentaje de sobrevivencia a los 30 y 60 días, según tipo de estaca

Tipo	Media	Desv. típ.	N
Apical(30 días)	50,50	28,21	194
Apical(60 días)	46,00	26,15	176
Basal(30 días)	44,25	25,04	169
Basal(60 días)	39,00	22,15	148

ANEXO 10. Tabla ANOVA de porcentaje de enraizamiento a los 150 días de evaluación, variable transformada a arco seno del valor absoluto de la raíz cuadrada de X/100

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	1,272	14	9,083E-02	3,459	,000
Intercepto	7,572	1	7,572	288,333	,000
TIPO	2,157E-02	1	2,157E-02	,821	,367
FECHA	6,492E-02	1	6,492E-02	2,472	,120
DOSIS	,159	3	5,313E-02	2,023	,117
TIPO * FECHA	3,860E-03	1	3,860E-03	,147	,702
TIPO * DOSIS	4,933E-02	3	1,644E-02	,626	,600
FECHA * DOSIS	,272	3	9,060E-02	3,450	,020
TIPO * FECHA * DOSIS	,207	2	,103	3,938	,023
Error	2,153	82	2,626E-02		
Total	22,750	97			
Total corregida	3,425	96			

ANEXO 11. Tabla ANOVA de porcentaje de enraizamiento a los 180 días de evaluación, variable transformada a arco seno del valor absoluto de la raíz cuadrada de X/100

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significaci6n
Modelo corregido	2,163	15	,144	3,931	,000
Intercepto	13,702	1	13,702	373,550	,000
TIPO	4,124E-02	1	4,124E-02	1,124	,291
FECHA	,487	1	,487	13,276	,000
DOSIS	,231	3	7,693E-02	2,097	,104
TIPO * FECHA	3,952E-03	1	3,952E-03	,108	,743
TIPO * DOSIS	,169	3	5,630E-02	1,535	,209
FECHA * DOSIS	,323	3	,108	2,933	,036
TIPO * FECHA * DOSIS	,122	3	4,068E-02	1,109	,348
Error	4,548	124	3,668E-02		
Total	42,993	140			
Total corregida	6,711	139			

ANEXO 12. Tabla ANOVA de porcentaje de pudrici3n a los 180 días de evaluación, variable transformada a arco seno de la raíz cuadrada de X/100

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significaci6n
Modelo corregido	,196	15	1,303E-02	2,706	,001
Intercepto	,123	1	,123	25,608	,000
TIPO	6,871E-02	1	6,871E-02	14,265	,000
FECHA	1,188E-02	1	1,188E-02	2,467	,117
DOSIS	5,598E-02	3	1,866E-02	3,874	,009
TIPO * FECHA	2,490E-02	1	2,490E-02	5,170	,024
TIPO * DOSIS	1,752E-02	3	5,842E-03	1,213	,305
FECHA * DOSIS	4,229E-03	3	1,410E-03	,293	,831
TIPO * FECHA * DOSIS	1,228E-02	3	4,092E-03	,849	,468
Error	1,850	384	4,817E-03		
Total	2,169	400			
Total corregida	2,045	399			

ANEXO 13. Tabla ANOVA de diámetro de estaca a los 120 días de evaluación, variable transformada a la raíz cuadrada de 1/X

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	,518	15	3,453E-02	32,702	,000
Intercepto	120,067	1	120,067	113722,328	,000
TIPO	,470	1	,470	444,774	,000
FECHA	1,043E-03	1	1,043E-03	,988	,321
DOSIS	2,531E-02	3	8,437E-03	7,991	,000
TIPO * FECHA	2,033E-05	1	2,033E-05	,019	,890
TIPO * DOSIS	1,412E-02	3	4,707E-03	4,458	,004
FECHA * DOSIS	2,795E-04	3	9,316E-05	,088	,966
TIPO * FECHA * DOSIS	7,541E-03	3	2,514E-03	2,381	,069
Error	,405	384	1,056E-03		
Total	120,990	400			
Total corregida	,923	399			

ANEXO 14. Tabla ANOVA de número de raíces a los 120 días de evaluación

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	1931,289	11	175,572	1,660	,127
Intercepto	1876,259	1	1876,259	17,743	,000
TIPO	539,535	1	539,535	5,102	,031
FECHA	50,748	1	50,748	,480	,493
DOSIS	405,615	3	135,205	1,279	,298
TIPO * FECHA	92,500	1	92,500	,875	,356
TIPO * DOSIS	1,886	2	,943	,009	,991
FECHA * DOSIS	238,174	2	119,087	1,126	,336
TIPO * FECHA * DOSIS	35,743	1	35,743	,338	,565
Error	3489,689	33	105,748		
Total	10696,813	45			
Total corregida	5420,978	44			

ANEXO 15. Tabla ANOVA de número de raíces a los 150 días de evaluación, variable transformada al cuadrado de $X+0,5$

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	,669	14	4,778E-02	2,589	,004
Intercepto	22,227	1	22,227	1204,437	,000
TIPO	9,910E-02	1	9,910E-02	5,370	,023
FECHA	9,506E-02	1	9,506E-02	5,151	,026
DOSIS	,234	3	7,798E-02	4,226	,008
TIPO * FECHA	1,728E-02	1	1,728E-02	,936	,336
TIPO * DOSIS	2,565E-02	3	8,551E-03	,463	,709
FECHA * DOSIS	9,264E-02	3	3,088E-02	1,673	,179
TIPO * FECHA * DOSIS	4,843E-02	2	2,422E-02	1,312	,275
Error	1,513	82	1,845E-02		
Total	36,487	97			
Total corregida	2,182	96			

ANEXO 16. Tabla ANOVA de número de raíces a los 180 días de evaluación, variable transformada al cuadrado de $X+0,5$

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	21524,968	15	1434,998	3,900	,000
Intercepto	33195,140	1	33195,140	90,226	,000
TIPO	661,771	1	661,771	1,799	,182
FECHA	4304,032	1	4304,032	11,699	,001
DOSIS	2435,731	3	811,910	2,207	,091
TIPO * FECHA	395,161	1	395,161	1,074	,302
TIPO * DOSIS	1341,380	3	447,127	1,215	,307
FECHA * DOSIS	2155,600	3	718,533	1,953	,125
TIPO * FECHA * DOSIS	2096,263	3	698,754	1,899	,133
Error	45620,718	124	367,909		
Total	157315,750	140			
Total corregida	67145,686	139			

ANEXO 17. Tabla ANOVA de longitud de raíces a los 150 días de evaluación, variable transformada al logaritmo natural de $X+0,5$

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	5,233	14	,374	4,048	,000
Intercept	44,521	1	44,521	482,125	,000
TIPO	2,256	1	2,256	24,429	,000
FECHA	7,625E-02	1	7,625E-02	,826	,366
DOSIS	,379	3	,126	1,370	,258
TIPO * FECHA	1,382E-03	1	1,382E-03	,015	,903
TIPO * DOSIS	,798	3	,266	2,882	,041
FECHA * DOSIS	,866	3	,289	3,125	,030
TIPO * FECHA * DOSIS	,831	2	,416	4,502	,014
Error	7,572	82	9,234E-02		
Total	105,248	97			
Total corregida	12,805	96			

ANEXO 18. Tabla ANOVA de porcentaje de sobrevivencia a los 30 días desde el trasplante, variable transformada a arco seno de la raíz cuadrada de $X/100$

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	1,024	15	6,827E-02	,686	,799
Intercepto	205,760	1	205,760	2066,662	,000
TIPO	,549	1	,549	5,513	,019
FECHA	4,377E-02	1	4,377E-02	,440	,508
DOSIS	,169	3	5,629E-02	,565	,638
TIPO * FECHA	6,132E-03	1	6,132E-03	,062	,804
TIPO * DOSIS	8,741E-02	3	2,914E-02	,293	,831
FECHA * DOSIS	4,422E-02	3	1,474E-02	,148	,931
TIPO * FECHA * DOSIS	,159	3	5,301E-02	,532	,660
Error	34,548	347	9,956E-02		
Total	246,285	363			
Total corregida	35,572	362			

ANEXO 19. Tabla ANOVA de porcentaje de sobrevivencia a los 60 días desde el transplante, variable transformada a arco seno de la raíz cuadrada de X/100

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Significación
Modelo corregido	1,323	15	8,823E-02	1,113	,343
Intercepto	155,704	1	155,704	1964,369	,000
TIPO	,519	1	,519	6,544	,011
FECHA	,230	1	,230	2,895	,090
DOSIS	7,455E-02	3	2,485E-02	,313	,816
TIPO * FECHA	3,241E-02	1	3,241E-02	,409	,523
TIPO * DOSIS	9,248E-02	3	3,083E-02	,389	,761
FECHA * DOSIS	8,330E-02	3	2,777E-02	,350	,789
TIPO * FECHA * DOSIS	,224	3	7,458E-02	,941	,421
Error	24,413	308	7,926E-02		
Total	187,915	324			
Total corregida	25,737	323			



ANEXO 20. Cama de propagación de estacas



ANEXO 21. Estaca semileñosa de olivo variedad Empeltre