

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES

PROYECTO CONAF/PNUD/FAO - CHI/83/017

**ESTUDIO DE REPRODUCCION VEGETATIVA EN
JOJOBA (Simmondsia chinensis (Link) Schneider)**

I Bibliografía y Metodología

**AUTORES: CLAUDIA BOTTI
HERMAN SILVA
EUGENIO DOUSSOULIN
HUGO ESCOBAR
ANTONIO YURI**

JULIO DE 1986

**DEPARTAMENTO DE PRODUCCION AGRICOLA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES
UNIVERSIDAD DE CHILE**

INDICE

	<u>Pág.</u>
1. INTRODUCCION	1
2. REVISION BIBLIOGRAFICA	3
2.1. DESCRIPCION GENERAL DE LA ESPECIE	3
2.2. AMBIENTE DE LA REGION DE ORIGEN DE LA JOJOBA	5
2.3. PERSPECTIVAS DE DESARROLLO DE LA JOJOBA	7
2.4. PROPAGACION VEGETATIVA POR VASTAGOS	10
2.5. MICROPROPAGACION <u>IN VITRO</u>	12
3. MATERIAL Y METODO	16
3.1. PROPAGACION VEGETATIVA POR ESTACAS	16
3.1.1. Antecedentes del origen y prácticas de manejo del material parental a utilizar	16
3.2. MICROPROPAGACION <u>IN VITRO</u>	34
3.2.1. Origen del material	34
3.2.2. Elección del explante	34
3.2.3. Desinfección y preparación de los explantes	35
3.2.4. Medios nutritivos	36
3.2.5. Condiciones de incubación	39
3.2.6. Trasplante de las plantas a suelo	39
3.2.7. Evaluación de los datos	39
4. BIBLIOGRAFIA	41
ANEXO N° 1	46

I. INTRODUCCION

Chile dispone de una gran superficie de zonas áridas y semi-áridas, distribuidas desde la primera región hasta la región Metropolitana. Esta realidad representa un reto importante para el Estado y para los profesionales relacionados con el sector forestal y agrícola. Ellos son los que tienen el deber de buscar los medios apropiados para desarrollar estas regiones, a través de nuevas tecnologías que vayan en pos de la recuperación del recurso degradado, la introducción de nuevas especies que se adapten al medio de su propagación, industrialización y comercialización.

La corriente fría marina de Humboldt y el anticiclón del Pacífico, crean condiciones tales que generan una extensa región de desiertos en el norte del país. Las precipitaciones anuales varían de 1 m m en Arica a 65 m m en Vallenar. Sin embargo, desde Copiapó al sur, la influencia de estos factores cede, dando paso a climas de estepas, sabanas y matorrales, donde la precipitación anual llega hasta los 350 m m a la altura de Santiago.

Las especies que caracterizan los ecosistemas desérticos interiores, son las pertenecientes al género Prosopis. Por su abundancia y comportamiento ecológico, el Algarrobal y Tamarugal representan un elemento vegetacional importante para dichas regiones.

Aunque estas especies se están desarrollando con éxito, no se puede depender sólo de ellas para solucionar el problema de la desertificación que avanza cada día y que trae graves consecuencias para las poblaciones y agricultura que se encuentran involucradas.

Existen otras especies exóticas que podrían desarrollarse de igual o mejor forma que las especies nativas. La jojoba ofrece una alternativa para el desarrollo forestal de las zonas áridas y semiáridas, por su gran importancia económica y por poseer características botánicas y fisiológicas que le permiten adaptarse a las condiciones desérticas.

Considerando que para lograr esto es básico contar con plantaciones de individuos superiores, bien adaptados al medio y que ofrezcan una máxima y homogénea producción, es necesario realizar investigaciones para determinar las características de las plantas altamente productivas, los mecanismos de selección y desarrollar técnicas de propagación vegetativa que permitan obtener poblaciones clonales.

Dentro de los métodos de propagación vegetativa, la utilización de estacas y el cultivo de tejidos in vitro se muestran como las alternativas más factibles para ser usadas en la obtención y propagación vegetativa de plantas de jojoba ya que permiten la obtención de plantas homogéneas y de productividad adelantada.

Este trabajo de investigación está enfocado al logro de plantas completas de jojoba a partir de estacas y por micropropagación in vitro de diferentes explantes, y su posterior traspaso a condiciones de vivero, con el fin de comparar la efectividad de los dos métodos.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 DESCRIPCIÓN GENERAL DE LA ESPECIE :

La jojoba (Simmondsia chinensis (Link) Schneider) perteneciente a la familia Buxaceae, es un arbusto dioico perenne, arido activo, nativo de la región comprendida entre el desierto de Sonora al noroeste de México y los estados de Arizona y California en Estados Unidos de Norte América, 23° a 35° latitud norte.

Este arbusto, en condiciones de humedad favorable, puede alcanzar alrededor de 4,5 metros de altura, dependiendo del medio en que se desarrolla. Su período de vida puede alcanzar de 100 a 200 años o más (Gentry 1958).

Presenta un tipo de hoja de color verde claro grisáceo en el primer año, para pasar a un verde amarillento pálido en el segundo año y a medida que va envejeciendo va apareciendo en los márgenes un color rojizo. Son de textura lisa gruesa y coriácea. Estas hojas presentan mecanismos de adaptación a condiciones de altas temperaturas y aridez.

El fruto es una cápsula dehiscente que presenta una o más semillas. Las semillas de este arbusto tienen una forma parecida a la de una nuez y contienen un 44 a 58% (Brooks, 1978) de un producto semejante al aceite de esperma de ballena, pero químicamente es una cera líquida. Esta cera, que no es un aceite vegetal común, fue descubierta por los norteamericanos Green y Foster en 1933 y corresponde a una mezcla de dos ésteres monobásicos con

dos cadenas largas de alcoholes, cada una enlazada a largas cadenas de ácidos grasos (Basso, 1981; Sepúlveda y Parra, 1980). Las propiedades de esta cera la hacen resistente a las altas temperaturas (285 °C) sin descomponerse; su viscosidad no cambia al variar la temperatura y presión, no tiene olor desagradable, requiere poca o ninguna refinación, no es volátil, no se enrancia, se decolora fácilmente, penetra con facilidad en la piel sin dejarla grasosa y los enlaces de su estructura química le dan gran reactividad, pudiéndose formar una serie de otros compuestos difíciles de sintetizar (Basso, 1981; Torrealba, 1984). Todas estas características, sumadas a que la caza de ballenas ha sido restringida por considerarse una especie en peligro de extinción, hacen de la jojoba una especie muy interesante desde el punto de vista económico para la fabricación de lubricantes, cosméticos, fármacos, barnices, velas, aceite de cocinar, cera hidrogenada, etc. (Parra 1980 a y b; Basso, 1981).

Además de la cera, la jojoba ofrece diversos otros usos, como es el ramoneo de animales, estabilización de suelos, valor ornamental en zonas áridas, orujo de la semilla como alimento para ganado (contiene entre un 25% y 30% de proteínas extrayendo previamente la toxina simondsina que inhibe el apetito de los animales). El número de semillas varía entre 750 y 5.200 por kilo; existe una interacción entre el peso de la semilla y el número de semillas por fruto.

La jojoba es una planta que tiene una raíz pivotante. Es decir, que al germinar la semilla emite una raíz principal de alta penetración, la que va creciendo en función de las características del suelo. Antes de

la emergencia del tallo alcanza a más de 30 ó 40 cm de Profundidad.

En forma silvestre la jojoba no crece donde hay menos de 120 a 150 mm de precipitación anual y logra su mejor desarrollo con lluvias superiores a 300 mm anuales (Gentry, 1958). Se ha informado de un crecimiento excelente con 450 mm por año. Se ha demostrado que es posible que la jojoba se desarrolle y produzca en suelos livianos con una pluviometría anual de 200 mm anuales (Fortí, 1972). La cantidad de riego requerida depende de la cantidad y distribución de lluvias en el año, temperatura y tipo de suelo.

2.2 AMBIENTE DE LA REGION DE ORIGEN DE LA JOJOBA :

La descripción de los parámetros del medio en el cual crece en forma natural una especie es una medida importante para estimar las posibilidades de adaptación de ésta a otros lugares con características similares.

La jojoba crece en forma natural solamente entre los 23° y 35° latitud norte en el desierto de Sonora en México y los Estados de California y Arizona en Estados Unidos de Norte América. Es una planta sensible al fotoperíodo, aumentando su desarrollo vegetativo a medida que éste se acerca a 24 horas de luz (estudios de invernadero). Se le encuentra en lugares situados a las cercanías del mar (3 m.s.n.m.) y en lugares altos (900 m.s.n.m.).

Las poblaciones nativas de jojoba se encuentran en suelos de textura gruesa, media o ligera con buen drenaje y buena penetración del agua. No

soporta suelos arcillosos. El pH del suelo fluctúa entre 5 y 8 indicando que éste no es un factor crítico. La fertilidad es regular a baja. La respuesta a aplicaciones de fertilizantes no es clara bajo condiciones de terreno, no así en invernadero donde se han detectado respuestas favorables a fertilizaciones con N y P.

En la región de origen de la jojoba, la precipitación anual fluctúa de un lugar a otro entre 76 mm y 450 mm. La planta de mayor desarrollo (5 m de altura) se encontró en un área con precipitaciones anuales de 254 a 380 mm. Con precipitaciones de 75 mm las plantas alcanzan alturas máximas de 0,90 m a 1,20 m y presentan forma esférica. En las zonas costeras presenta hábito tendido.

La jojoba requiere mayor cantidad de agua durante el invierno y principio de primavera, por lo tanto, no compite por agua con los cultivos tradicionales que la necesitan principalmente a fines de primavera y verano.

Es una especie tolerante a la salinidad que se demuestra por la presencia de plantas con buen desarrollo a sólo 3 m de la línea de agua del océano (Hogan y Bemis, 1983).

Las temperaturas de la zona geográfica de origen de la jojoba fluctúan entre 6 °C y 50°C. Con temperaturas de -6°C y -5°C se producen daños en las flores y en los ápices de las ramas, reduciéndose la producción de nueces. Durante los primeros estados de desarrollo, temperaturas bajo cero pueden eliminar una plantación. A medida que las plantas crecen, disminuye la susceptibilidad a las heladas, pero éstas pueden hacer decrecer

la productividad si se producen en época de floración (Yermanos, 1978; Hogan, 1979 a). Se debe considerar también la dirección de los vientos predominantes ya que la polinización es anemófila (Beana, 1979; Torrealba, 1984).

2.3 PERSPECTIVAS DE DESARROLLO DE LA JOJOBA:

Esta especie se cultiva comercialmente desde 1978. Las primeras plantaciones se realizaron en E.E.U.U. y México. Hasta 1982 existían 5.000 há de jojoba en el mundo, con un 70% de ellas ubicadas en E.E.U.U.. En México, Australia y Costa Rica se encontraban 1.000 há plantadas en cada país. En Argentina, Chile e Israel había entre 60 y 110 há en cada uno. Actualmente, también existen plantaciones en Brasil, Kenya, Paraguay, Sudán, Sudáfrica, Colombia, India y otros. Se estima que la superficie potencial para Chile podría llegar a 40.000 há en 1990 y a 45.000 há en 1995. (Torrealba, 1984).

Las primeras plantaciones realizadas en Chile mostraron resultados negativos ya que hasta 1982, todos los cultivos de jojoba se instalaron en lugares de extrema sequía o donde el clima era inadecuado. Sin embargo, en 1982 Fundación Chile inició un estudio sobre el potencial técnico y económico de la jojoba en el país, cuyo resultado muestra que con una buena tecnología de producción, comercialización e industrialización se podrían lograr rendimientos de 2,5 ton grano/há, con un ingreso de U\$ 30 millones y generando empleo para 4.000 personas.

La jojoba se podría desarrollar en el país entre la I y IV región, en lugares donde el clima, suelo y cantidad de agua sea apropiado para el cultivo de la misma. Se estimó que la superficie total apta, alcanza las 41.341 há. A éstas se le podrían sumar zonas donde no se han realizado estudios edafológicos e hidrológicos completos, pero que presentan condiciones climáticas favorables como es el caso de la Pampa del Tamarugal, Algarrobal y los llanos de Punitaqui. De las 41.341 há potencialmente aptas, 8.034 há son lugares que presentan climas, suelos y agua suficientes y que no presentan competencia con otros cultivos. Las 33.307 há restantes se podrían plantar a expensas de otros cultivos. Además de estas zonas, Fundación Chile está apoyando plantaciones ubicadas entre Copiapó y la Región Metropolitana. En los próximos 15 años se podría plantar en Chile sólo un 20% de la superficie potencial apta para el cultivo de jojoba (Torrealba, 1984).

Es importante que las plantaciones futuras estén orientadas a obtener altos rendimientos y producciones regulares, semillas de mayor tamaño (1,5 a 2 grs.), con un alto contenido de aceite (60%), plantas con florescencia múltiple y en cada nudo, y resistentes al frío (López, 1981). Para lograr estos objetivos, las plantaciones establecidas a partir de semillas son las menos recomendables. Debido a la alta variación intraespecífica que presenta la especie, las plantaciones obtenidas de semillas presentan alta heterogeneidad en la talla, forma del arbusto, distribución, forma y tamaño de las hojas, forma, tamaño y color de las semillas y composición, color y propiedades del aceite extraído. Todo esto se debe a que existen diferentes variedades en la población natural de jojoba (Muñoz et al, 1982).

Por otra parte, la práctica usual en las plantaciones, es dejar una planta macho por cada cinco hembras en un arreglo romboidal, para asegurar la buena polinización (Hogan, 1979). Esto obliga a tener una densidad inicial muy superior a la final, para poder así extraer las plantas machos en exceso y las hembras que no cumplen con las características establecidas. Si se opta por este procedimiento, sólo al cuarto o quinto año se podría comenzar a hacer los arreglos necesarios para lograr los objetivos antes mencionados, ya que a esta edad recién comienza la floración y se puede conocer el sexo de las plantas.

Como no se ha realizado mejoramiento genético, no existe un stock de semillas seleccionadas que permita el establecimiento de plantaciones con las características deseadas. Una alternativa es la propagación vegetativa que permite, al conocer el sexo y características de la planta madre, obtener plantaciones homogéneas y de alto rendimiento. De esta forma se eliminaría el costo de remoción de plantas y el plantel entraría antes en producción.

En jojoba se han estudiado diversos sistemas de propagación vegetativa. Entre ellas, la injertación, estacas enraizadas y la micropropagación a partir de cultivo de tejidos in vitro. La injertación, a pesar de los buenos resultados, implica una mano de obra muy alta por lo que se recomienda utilizarlo sólo en baja escala (Thomson, 1982). La propagación por estacas es el método que ha tenido más auge, pero presenta el problema de que el enraizamiento es muy diferente entre las plantas. Además presenta variación según época, edad y otros factores (Reddy et al, 1982; Low y Hackett, 1981). Por otra parte, si se logra enraizamiento, el crecimiento es muy lento durante varios meses (Feldman et al, 1982).

El injerto de jojoba puede realizarse durante los meses de primavera desde agosto hasta los primeros días de octubre. Se debe tomar un patrón de madera con más de 1 a 2 años de edad que cuente con una corteza parda y con un grosor de 0.6 a 1.3 cm. Una vez hecha la injertación deben cortarse los brotes del porta injerto para permitir que el injerto tenga un crecimiento. El injerto debe ser lo más bajo posible ya que el patrón ramifica profusamente bajo el injerto.

Se puede afirmar que la propagación vegetativa de la jojoba puede tener 3 ventajas sobre la reproducción por semilla:

1. Las plantas reproducidas por propagación vegetativa no pasan por un estado de juvenilidad lo que indica que entran en producción por lo menos dos años antes que una planta proveniente de semilla.
2. El material clonal es más uniforme, e incluso su fruto es también uniforme en tamaño y contenido de cera (Low y Hackett, 1981).
3. No presentan variación en la cantidad de la semilla que producen cada año. Los rendimientos obtenidos de plantas de semilla generalmente cambian de un año para otro.

Los estudios realizados en vástagos demuestran que los altos porcentajes de enraizamiento generalmente coinciden con el período de activo crecimiento. Así, los vástagos de primavera y verano enraízan en mayor porcentaje que aquéllos obtenidos en otoño o invierno (Abramovich et al. 1978; Hogan y Maisari, 1976; Reddy, 1980).

Los porcentajes de enraizamiento pueden ser similares en ambos períodos, pero difieren en calidad. Vástagos tomados en verano enraízan en un 100%, sin embargo las raíces producidas de vástagos obtenidos en primavera fueron más largas (Low y Hackett, 1981).

Los estudios fisiológicos de la variación estacional del enraizamiento se iniciaron en 1980 con los trabajos de Reddy (1980), que investigó el nivel de carbohidratos en arbustos de jobo, encontrando que éstos fueron más altos en primavera y más bajos en verano. En las plantas individuales difiere significativamente la concentración de azúcares y almidón a nivel de tallos. En general, el nivel de carbohidratos y enraizamiento fueron más altos en primavera y más bajos en verano.

Otros factores importantes en el enraizamiento son el vigor de la planta madre, la etapa de desarrollo del vástago y la tendencia a la defoliación bajo condiciones de propagación. Las plantas adultas con tejidos lignificados son más difíciles de enraizar que plantas jóvenes (Hogan y Maisari, 1976; Abramovich et al, 1978; Reddy 1980).

Se ha observado una estrecha relación entre la defoliación y pobre enraizamiento durante propagación bajo condiciones de mist (Hogan 1979; Reddy, 1980).

Han sido enraizados con éxito vástagos con 1 nudo (Lee, 1982 citado por Feldman, 1982); 3 nudos (Low y Hackett, 1981); 4 nudos (Abramovich, 1978) y 5 a 7 nudos (Cardran 1980), con resultados positivos en vástagos de 10 a 15 cm de longitud.

En un estudio realizado por Low y Hackett (1981), se analizó la variación del enraizamiento entre plantas, la época de colecta y tratamiento de vástagos con auxinas (ácido indolbutírico). Utilizaron vástagos apicales de 15 cm con 3 nudos, eliminando las hojas basales y se sometieron por 5 segundos a una solución de AIB (ácido indolbutírico) de 4000 ppm en solución de 47.5 % de etanol. El sustrato utilizado para enraizamiento fue perlita con humedad intermitente a 70 % y cama caliente a 24 °C, realizando conteo a la 6a semana. El enraizamiento fue pobre en invierno y temprano en primavera, llegando finalmente a un 70%. Las plantas florecieron al año, en comparación con los 2 - 4 años para plantas provenientes de semillas. Concluyeron que los factores que afectan el enraizamiento son:

- a) Condición fenológica de la planta madre
- b) Edad de la planta madre
- c) El tipo de madera seleccionada
- d) Estación en que se seleccionaron las estacas y su tratamiento posterior con regulador de crecimiento.

2.5 MICROPROPAGACION IN VITRO :

El cultivo de tejidos in vitro es una técnica relativamente nueva para jojoba. Se comenzó sólo en 1973, y muestra ser una alternativa factible para obtener gran número de plantas homogéneas y en forma rápida (Madrígal y Coutiño, 1983). Esta técnica permitiría obtener cantidades ilimitadas de plantas superiores, genéticamente idénticas, libres de microorga

nismos y patógenos (Twyford, 1983) con las que se podrían establecer plantaciones nuevas de características deseadas.

La propagación in vitro se puede lograr a través de organogénesis, formando yemas adventicias a partir de pequeños trozos de tejidos que luego desarrollan brotes, debiendo ser posteriormente enraizados. Otro sistema y el más utilizado, es el cultivo de ápices de brotes, induciendo a las yemas axilares de los primordios foliares a formar nuevos brotes. Estos pueden ser continuamente inducidos a formar nuevos brotes, hasta lograr un número adecuado, para luego llevarlos a una condición ideal donde enraizarían. Un método de propagación in vitro recién iniciándose en jojoba es a través de embriogénesis, es decir formando embriones a partir de células somáticas. Estos embrioides se desarrollarían de la misma forma que uno normal producido sexualmente (Twyford, 1983). Sin embargo, este tipo de cultivo no se utiliza aún en jojoba como una forma de reproducción vegetativa, sino para realizar estudios de investigación básica. Se han realizado muchas experiencias en cultivo de tejidos en jojoba, lográndose éxito en la formación de plantas completas, pero no así en el traspaso de éstas a tierra.

Tautvydas (1979) logró la formación de callos y raíces en explantes de cotiledones cultivados en medio MA (modificación del medio propuesto por Anderson en 1975). Los callos se formaron cuando se le agregó al medio 1 mg/lt de la auxina ANA (ácido naftalén-acético) y 2 mg/lt de la citoquinina BA (bencil adenina). Las raíces, en cambio, se desarrollaron cuando el medio contenía 1 - 2 mg/lt de ANA y 0.1 - 0.2 mg/lt de BA. Además, Tautvydas informó que la producción de raíces se logra más rápidamente pero en menor porcentaje y número si los cultivos son mantenidos en la oscuridad. Estableció que las condiciones óptimas de luz se encuentran en el rango de intensidad de 50 a 100 ft-c. (500 a 1010 lux.).

Matsuyama (1980), determinó que se podrían producir 15.000 plantas de jojoba en un año a partir de un trozo de tallo que presentaba 1 nudo con 2 yemas axilares opuestas. El medio nutritivo que utilizó fue uno que contenía las sales inorgánicas del medio propuesto por Murashige y Skoog (MS) (1962), adicionado con (en mg/lt) : sacarosa, 30.000; mio - inositol, 100; tiamina HCl, 0,4; sulfato adenina, 80; $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, 170; AIA (ácido indol acético), 0,3. En la etapa de formación y proliferación de brotes utilizó BA en concentraciones de 10 a 15 mg/lt y 1,2% de agar. Las raíces se desarrollaron en un medio MS que contenía 100 mg/lt de AIB (ácido indol butírico) y 1,2 % de agar. Las raíces elongaron en un medio MS sin hormonas.

Rost y Hinche (1980), al cultivar ápices de brote en un medio MS adicionado con ANA (1,86 - 0.186 mg/lt) y AIP (15,6 - 1,56 mg/lt), lograron la formación de callos. Los cultivos se mantuvieron en un fotoperíodo de 12 hrs. luz, con intensidades de luz de 7.000 lux y temperaturas de 24 a 25 °C. A partir de ápices elongados y ramificados in vitro, desarrollaron raíces en un medio MS a media concentración que contenía 20,32 mg/lt de AIB. Emplearon un fotoperíodo de 12 hrs. luz, intensidad de luz de 2.500 lux y temperaturas de 24 a 25 °C.

Coutiño y Madrigal (1983), al propagar in vitro plantas de jojoba, determinaron que es posible desarrollar 508.781 plantas en 10 meses. Para este efecto cultivaron trozos de tallo que presentaban 1 nudo con 2 yemas axilares opuestas en un medio que contenía las sales inorgánicas de MS, suplementado con 3% de sacarosa, 0,4 mg/lt de tiamina HCl, 100 mg/lt de inositol, 0,8% de agar y pH ajustado a 5,8. En la etapa de formación y proliferación de brotes utilizaron 1 mg/lt de BA, un fotoperíodo de 16 hrs. luz, con una intensidad de 5.000 lux y temperatura de $30 \pm 2^\circ\text{C}$. Lograron un 67 % de enraiza-

miento al suplementar el medio base con 100 mg/lt de AIB. Los cultivos se mantuvieron en un fotoperíodo de 16 hrs. luz, con intensidad de 10.000 lux y temperatura de $30 \pm 2^{\circ}\text{C}$.

Lee y Thomas (1985), lograron embriogénesis al cultivar trozos de embriones en un medio base MS combinado con la citoquinina BA (1,5 mg/lt) y las auxinas ANA (0,4 mg/lt) y 2,4 D (ácido diclorofenoxi acético) (0,1 mg/lt).

El cultivo de tejidos in vitro en jojoba también se ha utilizado con otros fines, como es la producción de cera. Sin embargo, los resultados obtenidos sólo indican que la síntesis de cera probablemente ocurre en los callos, desarrollados en explantes de cotiledones (Rost et al, 1979). Lee y Thomas (1985), al lograr embriogénesis, comprobaron que los embriones formados producen cera líquida, similar a la que produce la jojoba naturalmente.

Por otra parte, Tautvydas (1979) observó la presencia de lípidos y ceras en las células callosas de tallo, hipocotilo y hojas, pero determinó que su cantidad no serviría para una producción comercial, sólo para estudios de la bioquímica de la síntesis de aceite de jojoba. Sin embargo, a pesar de que se ha realizado mucha investigación para lograr la producción de cera en cultivo in vitro, no se han obtenido resultados exitosos.

Otros autores se han preocupado de investigar el control y erradicación de thrips en cultivo de tejidos de jojoba. Klocke y Myers (1984), encontraron que al agregar Orthene en concentraciones de 10 a 100 ppm se evita la contaminación de los cultivos por este insecto.

3. MATERIAL Y METODO

3.1 PROPAGACION VEGETATIVA POR ESTACAS

3.1.1 Antecedentes del origen y prácticas de manejo del material parental a utilizar.

Los vástagos de jojoba provienen de un plantel ubicado en Arica, I Región, Valle de Lluta y de la Estación Experimental Agronómica Las Cardas, de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, de la Universidad de Chile, ubicada en la Comuna de Coquimbo, Provincia de Elqui, IV Región de Chile a 37 km al sureste de la ciudad de La Serena (30°13' a 31°19' latitud sur y 71°13'30" a 71°19' longitud oeste).

Las plantas de este plantel de la IV Región se obtuvieron sembrando en bolsas de polietileno con una mezcla de suelo constituido por dos partes de tierra de hoja, una parte de suelo del lugar y una parte de arena (22 de enero de 1979). Una vez germinadas las semillas se dejó una planta por bolsa.

Un total de 196 plantas de jojoba se trasladaron a terreno (10 de septiembre de 1979) usándose una densidad de plantación de 625 plantas por hectárea (4 x 4 m) las que fueron regadas con 5 litros de agua cada 15 días hasta enero de 1980. A partir de esta fecha y hasta noviembre de 1981 no fueron regadas. A fines de noviembre se observó pérdida de vigor de las plantas a causa de la baja precipitación y mala distribución de ésta en el año 1981 (Cuadro 1) por lo que se decidió regarlas con 5 litros de agua

cada 15 días hasta febrero de 1982. A partir de esa fecha se mantuvieron en condiciones de secano hasta 1984.

Las plantas se evaluaron el 18 de mayo de 1982 confirmando los resultados del primer estudio establecido en el año 1976. Las plantas de crecimiento lento en el vivero mantuvieron este ritmo bajo condiciones de terreno. El crecimiento promedio de las 196 plantas fue de 3,6 cm anuales con un máximo de 8,3 cm y un mínimo de 0,3 cm. El diámetro de las plantas aumentó en mayor proporción que la altura. El crecimiento anual fue de 11,7 cm con un máximo de 43,7 cm y un mínimo de 2,3 cm.

La floración se inició al tercer año en el mes de enero llegando a 31,1 % del total de plantas en el mes de mayo. De este porcentaje la relación macho-hembra fue de 58 % machos y 42 % hembras.

Se observó una gran variabilidad del hábito de crecimiento y fecha de floración de las plantas. El desarrollo de éstas fue muy lento descartándose en un principio la posibilidad de recomendar esta especie para las condiciones del secano mediterráneo árido de Chile en las isoyetas de 100 a 150 mm. Sin embargo, a principios del año 1984 se detectó un desarrollo apreciable de las plantas y abundante presencia de semillas, por lo que se decidió continuar el estudio a fin de lograr los siguientes objetivos:

- a) Contar con antecedentes sobre crecimiento, desarrollo, fenología y rendimiento en plantas regadas 48 % de la ETP mensual y no regadas, bajo condiciones de suelos de textura franco arenosa y precipitación promedio del lugar de 100 a 150 mm anuales.

- b) Conocer el mecanismo de adaptación de la jojoba a las condiciones del secano mediterráneo árido.

En estas condiciones, y a partir de 1984, se mantienen plantas regadas cada 30 días de aumento al 48 % de la evapotranspiración potencial durante la época de mayor demanda evaporativa (entre noviembre y marzo) y otro grupo de plantas no regadas.

El clima del sector, según la clasificación de Le Houreou y Emberger (Caviedes, 1983) corresponde a un clima árido mediterráneo, definido por el régimen pluvial de invierno y la sequía estival. Con los datos de la Estación Meteorológica de Las Cardas se elaboró un perfil agroclimático del sector experimental para el período 1984-1985. De él se deduce la característica del clima que es cálido-seco con ausencia de heladas (Fig. 1).

El suelo es depositacional con una microtopografía ligera, plana a ligeramente plana, buen drenaje externo a interno. La textura que presenta corresponde a franco arenosa de color pardo-rojizo oscuro libre de sales y álcalis (Cuadro 2).

Los valores de pH no presentan variaciones importantes, no así la materia orgánica que es baja y disminuye en profundidad. Los contenidos de P y K no presentan diferencias importantes de acuerdo a literatura. Sin embargo, los resultados señalan una deficiencia de nitrógeno, ya que con menos de 20 ppm la disponibilidad para la planta es baja (Araos e Infante, 1973).

En los Cuadros 3 a 12 se resumen parámetros evaluados en las plantas del presente estudio (Silva et al. 1985), previo a la iniciación de este trabajo.

Para los objetivos del presente trabajo se seleccionaron 20 plantas femeninas de más alto rendimiento dentro del plantel (300 a 1700 semillas/planta) y 20 plantas masculinas: 10 de secano y 10 de riego. De cada una de ellas se sacarán 20 estacas por mes (desde agosto a enero) para llevar a 40 tratamientos con estructura factorial incompleta que corresponden a lo siguiente: estacas obtenidas de plantas masculinas y femeninas; estacas provenientes de condición de riego y secano; tratamiento hormonal de 2 - 4 y 6 g/l de ácido indolbutírico (A I B) y un testigo de 0 mg/l y tiempo de inmersión en el regulador de crecimiento de 5, 10 y 15 segundos.

Las estacas serán de 10 a 15 cm de longitud con 4 a 5 nudos cuya base debe estar levemente lignificada y cortada entre 0,5 y 1,0 cm desde la zona nodal. Posteriormente serán sumergidas en una solución de Captan y Benlate para prevenir infecciones y se transportarán al lugar de enraizamiento en bolsas de papel, en cajón de pluma vit debidamente aislado. Posteriormente se hará una incisión longitudinal de 3 cm en el centro del tallo y se sumergirán en los diversos tratamientos hormonales de acuerdo al tiempo, y el control en agua alcohólica (47.5 % de etanol). Luego se colocarán en cama caliente en sustrato de vermiculita y arena lavada y esterilizada. Los detalles de la construcción de la cama caliente se indican en el anexo N° 1.

Las camas calientes se mantendrán a una temperatura de 25 °C en el suelo, una humedad relativa ambiental de 70 a 80 %, controlada mediante un sistema automático de mist, y una temperatura ambiental de 27 °C aproximadamente.

La evaluación del enraizamiento se iniciará a partir de la 6a. semana, considerando el número y longitud promedio de raíces.

La metodología de la etapa posterior (transplante a tierra) será descrita en los próximos Informes de Avance.

El diseño estadístico será una aleatorización completa y la unidad experimental serán 5 estacas de cada repetición con un total de 4 repeticiones por tratamiento.

El ensayo de enraizamiento se realizará en los invernaderos de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la Universidad de Chile (Santiago).

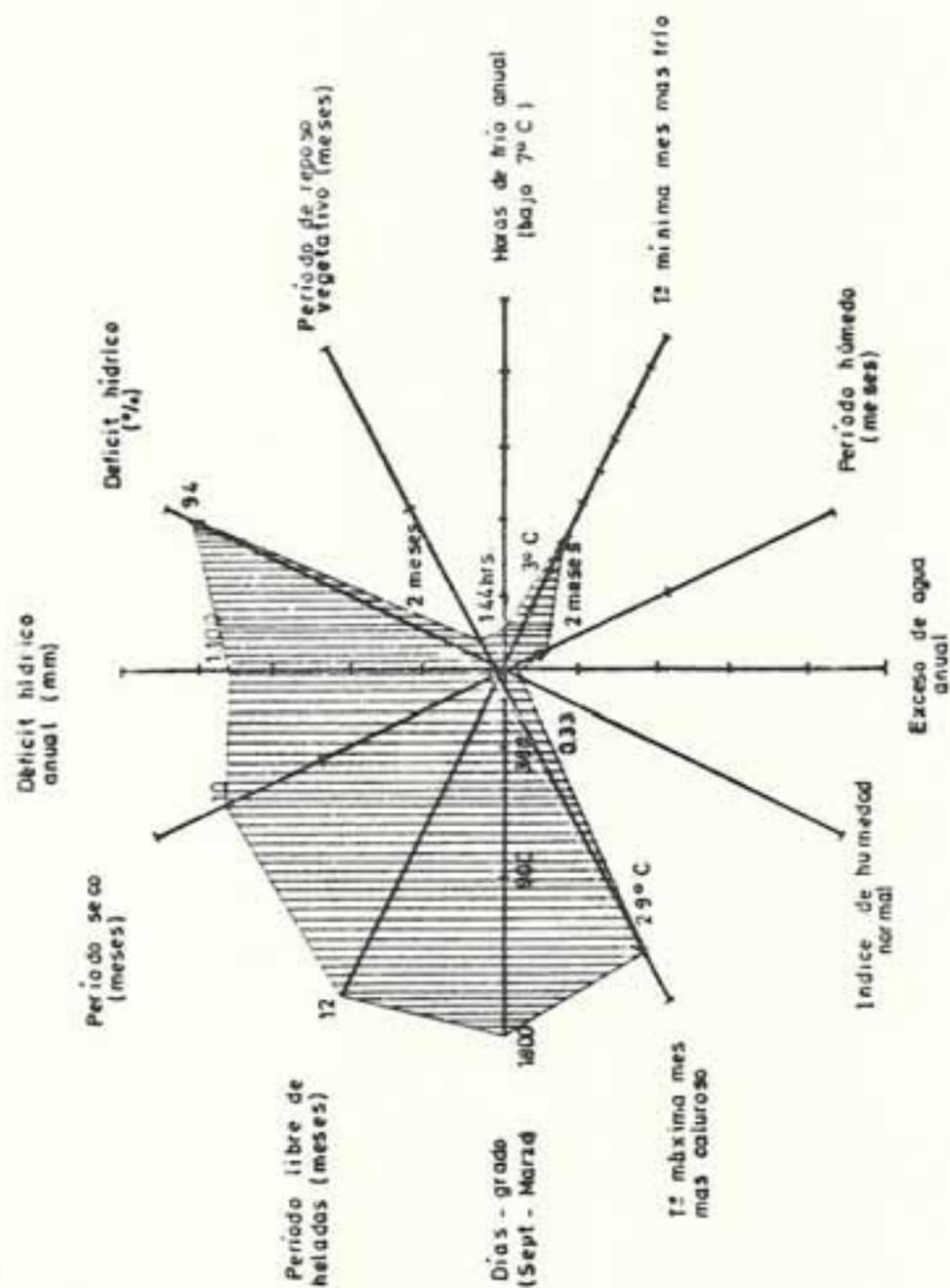


FIG. 1 PERFIL AGROCLIMÁTICO ESTACION EXPERIMENTAL AGRONÓMICA LAS CARDAS (1984 - 1985)

CUADRO N° 1. Precipitación anual en mm y su distribución mensual. Año 1976 Ovalle, Dirección General de Aguas y años 1977 a 1985. Estación Experimental Agronómica Las Cardas, Universidad de Chile.

Años	Precipitación mensual			Total
	Enero - Abril	Mayo - Agosto	Septiemb - Diciemb	
	----- mm -----			
1976	0,5	68,0	0,0	68,5
1977	0,0	103,0	21,7	124,7
1978	0,0	32,7	63,1	95,8
1979	1,8	11,3	0,0	13,1
1980	72,8	116,4	13,1	202,3
1981	0,0	93,2	0,0	93,2
1982	1,9	116,6	0,0	118,5
1983	3,8	230,0	0,0	233,8
1984	0,0	378,5	0,0	378,5
1985	0,0	63,2	4,0	67,2
Promedio mm	3,1	121,3	10,2	139,6
Porcentaje	5,8	86,9	7,3	100,0

CUADRO N° 2. Descripción del perfil del suelo, Estación Experimental Agronómica Las Cardas

Descripción	Profundidad			
	20 cm	40 cm	60 cm	80 cm
Textura	fr.aren.	fr.aren.	fr.aren.	fr.aren.
pH	6.3	6.6	6.8	6.7
Materia orgánica	1.7%	0.5%	0.14%	0.3%
N ppm	16.0	8.0	6.0	6.0
P ppm	32.0	23.0	17.0	14.0
K ppm	233.0	236.0	126.0	85.0

CUADRO N° 3 Altura de plantas de jojoba expresada en metros, plantas regadas y no regadas agrupadas en clases según frecuencia. Octubre 1985. Estación Experimental Agronómica Las Cardas, IV Región.

Altura m	Regadas	No regadas
----- N° -----		
0.10 - 0.30		1
0.31 - 0.50	2	6
0.51 - 0.70	10	15
0.71 - 0.90	31	33
0.91 - 1.10	28	21
1.11 - 1.30	12	11
1.31 - 1.50	4	3
1.51 - 1.70	1	
1.71 - 1.90		
1.91 - 2.10		1
Total plantas 179	88	91

CUADRO N° 4 Altura de plantas de jojoba en metro agrupadas en clases según frecuencia. Años 1979 - 1985. - Estación Experimental Agronómica Las Cardas. - CERA Universidad de Chile.

Altura m	Plantas años		
	1979	1982	1985
	- - - - - N° - - - - -		
0.10 - 0.30	154	90	1
0.31 - 0.50	41	76	8
0.51 - 0.70	1	14	25
0.71 - 0.90	0	3	64
0.91 - 1.10	0	0	49
1.11 - 1.30	0	0	23
1.31 - 1.50	0	0	7
1.51 - 1.70	0	0	1
1.71 - 1.90	0	0	0
1.91 - 2.10	0	0	1
Número de plantas	196	153	179

CUADRO N° 5 Diámetro expresado en centos de plantas de jojoba regadas y no regadas agrupadas en clases según frecuencia. Estación Experimental Agronómica Las Cardas, IV Región, Octubre 1985.

Diámetro mayor (m)	Plantas	
	Regadas	No regadas
	----- N° -----	
0 - 0.50	1	0
0.51 - 1.00	1	8
1.01 - 1.50	31	43
1.51 - 2.00	50	35
2.01 - 2.50	4	5
2.51 - 3.00	1	0
Total plantas 179	88	91

CUADRO N° 6 Floración en jojoba. Tratamiento no regado. Estación Experimental Agronómica Las Cardas, IV Región (n = 10)

Fecha	Plantas machos (%)	Plantas hembras (%)
Septiembre 1984	45	32
Octubre	-	-
Noviembre	3	2
Diciembre	2	1
Enero 1985	6	4
Febrero	-	-
Marzo	12	8
Abril	23	12
Mayo	28	13
Junio	38	17
Julio	50	30
Agosto	45	45
Septiembre	11	11
Octubre	8	6

CUADRO N° 7 Floración en jojoba. Tratamiento regado. Estación Experimental Agronómica Las Cardas, IV Región - (n = 10)

Fecha	Plantas machos (%)	Plantas hembras (%)
Septiembre 1984	50	23
Octubre	-	-
Noviembre	2	2
Diciembre	3	2
Enero 1985	17	14
Febrero	-	-
Marzo	17	15
Abril	18	15
Mayo	35	19
Junio	55	26
Julio	70	65
Agosto	53	52
Septiembre	12	10
Octubre	10	9

CUADRO N° 3 Fructificación en jojoba, en plantas con riego y - plantas sin riego expresada en porcentaje (%). Estación Experimental Agronómica Las Cardas, IV Región. (n = 10)

Fecha	Plantas regadas (%)	Plantas no regadas (%)
Septiembre 1984	3	1
Octubre	-	-
Noviembre	35	35
Diciembre	70	70
Enero 1985	75	75
Febrero	-	-
Marzo	0	0
Abril	0	0
Mayo	0	0
Junio	2	1
Julio	7	5
Agosto	55	45
Septiembre	67	64
Octubre	75	68

CUADRO N° 9 Rendimiento en semillas de jojoba, en plantas con riego 1985 - 1986

PLANTA	COSECHA 1985	COSECHA 1986
1.2	9.8	111.5
1.3	25.5	676.0
1.5	48.9	2321.9
1.6	37.8	840.97
1.7	5.8	105.4
1.8	51.8	686.09
1.9	10.5	266.09
3.1	-	10.0
3.3	-	44.8
3.4	5.55	359.8
3.5	12.01	562.4
3.7	-	17.9
3.9	0.7	165.06
5.3	50.47	416.8
5.5	5.8	340.95
5.9	-	5.7
7.3	268.6	548.1
7.5	-	12.5
7.6	30.39	952.0
7.7	-	93.2
7.8	77.5	588.3
9.3	4.59	563.7
9.5	3.5	537.8
9.7	64.8	566.99
9.8	47.1	491.06
9.9	6.5	149.4

CUADRO N° 10 Rendimiento en semillas de jojoba, en plantas con riego 1985 - 1986

PLANTA	COSECHA 1985	COSECHA 1986
11.1	0.8	389.99
11.2	-	132.2
11.5	5.4	354.9
11.6	4.4	231.2
11.7	34.8	253.9
13.4	40.98	721.3
13.5	1.0	235.2
13.9	31.6	247.9
15.1	-	37.98
15.5	6.38	309.5
15.6	-	68.10
17.9	162.01	948.8
19.6	157.2	940.03
19.7	-	3.97
19.8	-	65.6
19.9	15.34	422.6
21.1	-	99.08
21.2	-	126.85
21.3	-	712.7
21.8	-	32.0
21.9	-	305.3

CUADRO N° 11 Rendimiento en semillas de jojoba, en plantas sin riego 1985 - 1986

PLANTAS	COSECHA 1985	COSECHA 1986
2.1	3.86	155.6
2.2	-	230.7
2.6	8.24	219.99
2.8	0.27	10.66
2.9	17.09	102.18
4.3	5.52	371.91
6.2	18.30	126.23
6.4	21.32	297.77
6.5	31.45	574.09
6.6	125.4	104.00
6.7	46.84	866.46
6.9	0.88	37.88
8.3	3.65	86.91
8.5	0.86	221.02
8.7	21.94	443.41
10.2	8.55	566.38
10.3	2.11	119.06
10.5	-	1.71
10.6	-	40.28
10.7	-	19.40
10.8	10.02	205.95
12.2	-	15.98
12.5	-	78.33
12.6	-	56.42
12.7	30.01	164.82
12.9	6.82	576.75

CUADRO N° 12 Rendimiento en semillas de jojoba, en plantas sin riego 1985 - 1986.

PLANTAS	COSECHA 1985	COSECHA 1986
14.1	-	17.76
14.3	3.61	16.12
14.4	20.07	247.90
14.6	-	65.06
14.7	-	139.01
14.8	-	84.04
14.9	32.87	311.55
16.2	57.30	275.67
16.3	-	425.63
16.6	8.56	595.44
16.9	14.16	404.67
18.4	-	22.21
18.7	-	177.30
18.9	4.85	196.34
20.2	-	84.96
20.3	-	113.90
20.4	8.86	398.90
20.7	-	39.34
20.8	-	552.34
22.1	-	89.28
22.3	-	144.47
22.5	-	319.72
22.6	-	318.74

3.2.1 Origen del material

Las plantas que se utilizarán serán extraídas de dos localidades: Predio Las Cardas, IV Región, de la Fac. de Cs. Agrarias y Forestales de la U. de Chile y Predio Curacaví de propiedad de Lailhacar Hnos. Ltda. (Región Metropolitana).

Las características que se considerarán en la selección de las plantas madres serán sexo, vigor y producción de semillas.

3.2.2 Elección del explante

Para iniciar los cultivos se utilizarán como explantes ápices de brote y nudos con 2 yemas axilares opuestas, provenientes de brotes jóvenes de plantas femeninas y 3 plantas masculinas elegidas según características ya indicadas

Para incentivar la proliferación de los brotes desarrollados en el cultivo inicial, se realizarán subcultivos utilizando diferentes explantes:

- a. ápice de brote
- b. trozos de tallo conteniendo 1 nudo con 2 yemas axilares
- c. trozos de tallo conteniendo 2 nudos con 2 yemas axilares.

Se observará qué tipo de explante es el que ofrece la mejor respuesta, es decir, cuál presenta una mayor formación y desarrollo de brotes, en forma más rápida y vigorosa.

La etapa de enraizamiento se llevará a cabo en los brotes que provengan de los mejores tratamientos y cuando presenten un crecimiento de aproximadamente 2 cms. de largo.

3.2.3 Desinfección y preparación de los explantes.

Dado que las plantas provienen de plantaciones abiertas, el material debe ser cuidadosamente desinfectado para eliminar bacterias, hongos y otros microorganismos que puedan favorecer la infectación de los cultivos.

El material vegetal traído del campo será lavado con agua corriente durante 30 - 60 min., eliminando previamente las hojas. Posteriormente, se lavarán nuevamente con agua corriente con detergente durante 10 min.. Se esterilizarán con una solución de cloro comercial (Clorex) al 20 %, durante 20 min. Luego se lavarán 3 ó 4 veces con agua destilada estéril.

Los explantes se obtendrán disectando, con agujas estériles, el ápice de brote y cortando, con bisturí estéril, trozos de tallo joven por sobre y bajo el nudo, de una longitud aproximada de 5 - 6 mm. El ápice de brote será liberado de las hojas que lo cubren, para cultivarlo de un tamaño de 1-2 mm. aproximadamente.

Los explantes desinfectados se distribuirán en los medios nutritivos con diferentes concentraciones de hormonas. Todo este proceso de corte, esterilización y estabilización de los explantes en los medios se llevará a cabo en cámaras donde el aire que fluye es filtrado. Con esto se evita una contaminación con las partículas del aire.

3.2.4 Medios nutritivos.

Se empleará como medio base el propuesto por Murashige y Skoog (1962), que está compuesto por:

Elementos mayores:

NH_4NO_3	1650 mg/lt
KNO_3	1900 "
$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	440 "
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	370 "
KH_2PO_4	170 "
$\text{Na}_2\text{EDTA} \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	37,3 "
$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	27,8 "

Elementos menores inorgánicos:

H_3BO_3	6,2 mg/lt
$\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	23,3 "
$\text{ZnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	8,6 "
KI	0,83 "
$\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	0,25 "
$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0,025 "
$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	0,025 "

Compuestos orgánicos :

Pridoxina HCl	0,5	mg/lt
Tiamina HCl	0,4	"
Mio-inositol	100	"
Glicina	2,0	"
Acido nicotínico	0,5	"
Sacarosa	30	gr/lt
Agar	8	"

Se realizarán diferentes tratamientos para determinar cuáles son los reguladores de crecimiento y en qué concentraciones estimulan de mejor forma la producción de brotes y raíces.

Experimento I :

Tratamientos para estimular la formación de brotes :

A :	MS + 1 mg/lt	BA
B :	MS + 2 "	BA
C :	MS + 10 "	BA
D :	MS + 1 "	BA + 0.3 mg/lt IAA
E :	MS + 2 "	BA + 0.3 " IAA
F :	MS + 10 "	BA + 0.3 " IAA
G :	MS	

Experimento II :

Tratamiento para estimular el enraizamiento :*

A	:	MS	+	1	mg/lt	NAA	+	0,1	mg/lt	BA
B	:	MS	+	1	"	NAA	+	0,2	"	BA
C	:	MS	+	2	"	NAA	+	0,1	"	BA
D	:	MS	+	2	"	NAA	+	0,2	"	BA
E	:	MS	+	30	"	NAA				
F	:	MS	+	100	"	IBA				
G	:	MS	+	100	"	IBA	+	0,3	"	IAA
H	:	MS	+	2	"	IBA	+	0,2	"	IAA + 0,2 mg/lt BA
I	:	MS	+	2	"	IBA	+	0,2	"	BA
J	:	MS	+	2	"	NAA	+	0,2	"	IAA + 0,2 mg/lt BA
K	:	MS								

Todos los medios serán ajustados a pH 5,7 - 5,8. Se les agregará 8 grs/lt de agar y se esterilizarán en autoclave durante 20 minutos, a presión de 10-15 libras/pulg² y temperatura de 110-115 °C.

Para promover el desarrollo de los brotes y raíces formados en los diferentes tratamientos, evitar el gasto de nutrientes del medio y la deshidratación de los tejidos, éstos se transferirán consecutivamente al medio base MS, sin hormonas.

3.2.5 Condiciones de incubación:

En la etapa de formación y división de brotes las condiciones de incubación serán de 16 horas de luz a 5.000 lux, temperatura de 27 ± 3 °C y 8 horas de oscuridad.

En la etapa de formación de raíces las condiciones de incubación serán de luz continua a 1.000 lux y temperatura de 27 ± 3 °C.

3.2.6 Transplante de las plantas a suelo:

La metodología a utilizar para esta etapa del proceso será descrita en los próximos informes de avance.

3.2.7 Evaluación de los datos:

En cada experimento se realizarán 10 repeticiones por tratamiento. Las evaluaciones se realizarán cada 4 semanas y se considerarán las siguientes variables:

Experimento Ia ; Ib ; Ic : *

- Tratamiento
- Número de explantes cultivados
- Número de explantes que formaron brotes
- Porcentaje de brotación
- Número de brotes por explante (= promedio)

* Ia : Proliferación de brotes a partir de ápice de brote

Ib : Proliferación de brotes a partir de tallo con 1 nudo y 2 yemas

Ic : Proliferación de brotes a partir de tallo con 2 nudos 2 yemas

Experimento II :

- Tratamiento
- Número de brotes cultivados
- Número de brotes que formaron raíces
- Porcentaje de enraizamiento
- Número de raíces por brotes (promedio)
- Longitud promedio de las raíces
- Longitud máxima de raíces.

4. BIBLIOGRAFIA

- ABRAMOVICH, R.; M. TAL y M. FORTI. 1979. Vegetative propagation of Simmondsia chinensis (jojoba) by conventional methods. Hormone effects and seasonal variation. p.p. 84-89. In: W. Guzmán (ed) La Jojoba. Proc. II Inter. Conf. on Jojoba.
- ABRAMOVICH, R.; M. TAL, y M. FORTI. 1982. Sources of plant material for massproduction of jojoba cuttings In: M. Puebla ed. Memorias IV Reunión Internacional de la jojoba. Consejo Internacional de la jojoba pp. 137-143.
- ARAOS, F.J. y M.S. INFANTE. 1973. Métodos de análisis de suelo para evaluar las necesidades de fertilización. Chile, INIA. Doc. Tec. 18. 11 p.
- BASSO, J. 1981. Jojoba: Cultivo de regiones desérticas con perspectivas para Chile. Chile Agrícola 6 (64): 328-330.
- BEANE, H. 1979. The ideal site to plant Jojoba. Avocado Grower 3 (1): 46-47.
- BROOKS, W. H. 1978. Jojoba. A North American desert shrub; its ecology possible commercialization, and potential as an introduction into other arid regions. Journal of Arid Environments 1: 227-236.
- CARDRAN, P. 1980. Clonal variations in rooting of Simmondsia chinensis (Link) Schneider. M.S. Thesis, Univ. of Arizona.

- CAVIEDES, E. y P. DAGET. 1984. Les climats mediterranees du Chili: contribution pour une nouvelle synthese. Bull. Soc. Bot. Fr., Actual. Bot. 2/3/4, 205-212.
- CCUEN (C) A. D. y R. MAERICAL. 1983. Cultivo in vitro de jojoba (Simmondsia chinensis, (Link), Schneider). Revista Chapingo 42 (8): 39-41.
- FELDMAN, W. R. 1982. Nutrition and Growth of Jojoba, Simmondsia chinensis (Link) Schneider, during vegetative propagation. Thesis Ph.D. University of Arizona. p. 210.
- FORTI, M. 1972. Simmondsia studies in Israel. In: Jojoba and its uses. E. F. Haase and W. G. Mc Ginnies eds. University of Arizona, Tucson pp. 13.25.
- GENTRY, H. S. 1958. The natural history of jojoba (Simmondsia chinensis) and its cultural aspects. Economic Botany 12(3): 261-295.
- HOGAN, L. 1979. Jojoba: A new crop for arid regions. In: G.A. Ritchie ed. New Agricultural crops: AAS Selected Symposium. West view Press. Boulder (259 p.), pp. 177-205.
- HOGAN, L. 1979. Site selection for jojoba. Jojoba Happenings (29): 1-5.
- HOGAN, L. and A. A. MAISARI. 1976. Propagation of jojoba by stem cuttings. p. 1-4. In: D.M. Yermanos (ed). Proc. III Inter. Conf. on Jojoba, U. C. Riverside.
- HOGAN, L. and W. P. BEMIS. 1983. Buffalo gourd and jojoba: Potential new crops for arid lands. Advances in Agronomy. 36: 317-349.

- KLOCKE, A. y P. MYERS. 1984. Chemical control on cultured Simmondsia chinensis (jojoba) shoots. Hortscience 19 (3): 400.
- LEE, C. W. y J.C. THOMAS. 1985. Jojoba embryo culture and oil production. Hortscience 20 (4) : 762-764.
- LOPEZ, C. E. 1981. La Jojoba: Un cultivo de alternativa para regiones semiáridas. El Campesino 112 (1) : 37-47.
- LOW, C. B. and W.P. HACKETT. 1981. Vegetative propagation of jojoba. California Agriculture 35 (3/4) : 12-13.
- LOW, C. B. and W. B. HACKETT. 1981. Vegetative propagation of jojoba. California Agriculture, Mar - Apr. p. 12-13.
- MATSUYAMA, J. 1980. Clonal propagation of jojoba via tissue culture. KM Nursery. Inc. Carpintería, CA. National Science Foundation. Washington D.C. 12 May 1980. 20 p.
- MUÑOZ, I.; A. COTA y F. CORDOVA. 1982. La variabilidad sexual y morfológica de la jojoba (Simmondsia chinensis, (Link), Schneider). p:355-366. In: M. Puebla (ed). Memorias: IV Reunión Internacional de la Jojoba. Consejo Internacional de la Jojoba. 493 p.
- PARRA, H. 1980 a. Descripción y usos de la Jojoba. p:7-12. En: Una contribución al conocimiento de la Jojoba (Simmondsia chinensis, (Link). Schneider). Publicación especial # 20. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. México. 550 p.

- PARRA, H. 1980 b. Una monografía sobre la Jojoba. p:199-228. En : Una contribución al conocimiento de la Jojoba (Simmondsia chinensis, (Link), Schneider). Publicación especial # 20. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. México. 550 p.
- REDDY, S. J. 1980. Carbohydrate analysis of Simmondsia chinensis (Link), Schneider, and its relation to rooting. M. S. Thesis, Univ. of Arizona.
- REDDY, S. J.; P. CARDRAN, D.A. PALZKILL y L. HOGAN. 1982. Recent advances in vegetative propagation of jojoba by cuttings. In: M. Puebla ed. .. Memories : IV Reunión Internacional de la Jojoba. Consejo Int. de la Jojoba. pp. 103-112.
- ROST, T. L.; C. LAMBERT; M. HINCHEE and M. SHIPRINE. 1979. The Production of Jojoba wax in tissue culture. p: 207-221. In: D. M. Yermanos (ed.). Proceedings: 3rd. International Conference on Jojoba. International Committee on Jojoba and Department of Botany and Plant Science, University of California, Riverside 419 p.
- ROST, T. L. and A. W. HINCHEE. 1980. Preliminary report of the production of callus, organogenesis and regeneration of Jojoba (Simmondsia chinensis, (Link), Schneider) in tissue culture. Journal of Horticultural Science 55 (3) : 299-305.
- SEPULVEDA, B. y J. PARRA. 1986. La Jojoba, una alternativa para el desarrollo económico de las zonas áridas y semiáridas de México. Revista Ciencia Forestal 1 (14) : 40-49.
- SILVA, H.; AZOCAR, P. y A. SANTELICES. 1985. Crecimiento y productividad de Simmondsia chinensis, (Link), Schneider en el secano mediterráneo árido de la IV Región. II Reunión Internacional sobre el cultivo de la Jojoba (A. LASO). Iquique. 25 p.

- TAUTVYDAS, K. J. 1979. Organogenesis in tissue culture of Jojoba (Simmondsia chinensis (Link). Schneider). p. 25-38. In: D. M. Yermanos (ed). Proceedings: 3rd. International Conference on Jojoba. International Committee on Jojoba and Department of Botany and Plant Science. University of California, Riverside. 419 p.
- THOMSON, 1982. Jojoba Horticulture. In: Jojoba Handbook. P. H. Thomson ed. 162 p.
- TORREALBA, J. 1984. El potencial de la Jojoba en Chile. Próxima Década 2 (21) : 16-20.
- TWYFORD PLANT LABORATORIES LTD. 1983. Advanced tissue culture used by Twyford's to build up Jojoba clones. World Crops 35 (1) : 35-36.
- YERMANOS, D. M. 1978. Dept. Plant Sciences University of California. Riverside. Mimeografiado.

1. CONSTRUCCION DE MESA PARA ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS.

1.1. Estructura.

Para el enraizamiento de las estacas de jojoba, sometidas a diferentes tratamientos previos con AIB, se programó su ubicación en una mesa de 6 m^2 , acondicionada como "cama caliente".

Los detalle de su construcción son los siguientes:

Su estructura principal se construyó con fierros tipo escuadra de 2" y 5 mm de espesor, con los cuales se formó un marco de 4 m. de largo por 1,5 m. de ancho. La estructura se reforzó con láminas de fierro plano, tipo platina, de 3 cm de ancho, separados a 50 cm y soldados en forma transversal sobre los fierros tipo escuadra que forman el largo del marco principal. Asimismo la estructura se reforzó en sentido longitudinal con dos platinas de 4 m.

El marco indicado que constituye la base de la mesa, se soldó a 6 soportes en fierro tipo escuadra de 2" y 5 mm de espesor. Dichos soportes, de 1 metro de largo se soldaron en las cuatro esquinas y en el centro del marco, a 80 cm. de altura, reforzada por tirantes de fierro cilíndrico de 3/4", soldados en ángulo uniendo el marco y el soporte respectivo.

El extremo inferior de dichos soportes, sobresaliente en 20 cm se utilizó como apoyo para las paredes de la "cama caliente".

Las paredes fueron construídas con INTERNIT, empleando dos rectángulos de 0,24 m de ancho y 1,49 m de largo y dos rectángulos de 0,24 m de ancho y 3,99 m de largo.

Para la base se empleó similar material, cortando un rectángulo de 1,49 m de ancho por 3,99 m de largo, el cual se perforó para permitir el normal drenaje e intercambio gaseoso a nivel del sustrato.

1.2. Control de riego

El sistema de riego está constituido por una válvula solenoide, un medidor de humedad y por 6 pulverizadores tipo "MICROJET" conectados cada 60 cm a una manguera central de polietileno negro de 1/2" ubicada a 25 cm sobre el sustrato. El riego funcionará en forma automática, para mantener niveles de humedad saturante en la mesa de enraizamiento. El medidor de humedad posee un sistema de rejilla de alambre el que funciona por gravedad, según el peso del agua depositada sobre ésta, lo que permite accionar un switch eléctrico con contacto de mercurio que abre o cierra la válvula solenoide que controla el paso del agua.

1.3. Control de temperatura del sustrato.

Este sistema está integrado básicamente por un termostato EMP1 de rango $0 + 100^{\circ} \text{C}$ con tubo capilar de cobre y una precisión de $\pm 2,5 \%$ PSD y una capacidad de 16A - 220 v/50 HZ.

La temperatura del sustrato la entrega una resistencia de Ω y de 33 metros de largo, la que se ubica en la base de la cama, bajo el sustrato, en forma de serpentín con vueltas separadas cada 20 cm. Sobre la resistencia se ubica una malla de alambre, tipo galinero, para protegerla de las labores a realizar con el sustrato. El sustrato constituido por vermiculita tiene una profundidad de 15 cm.

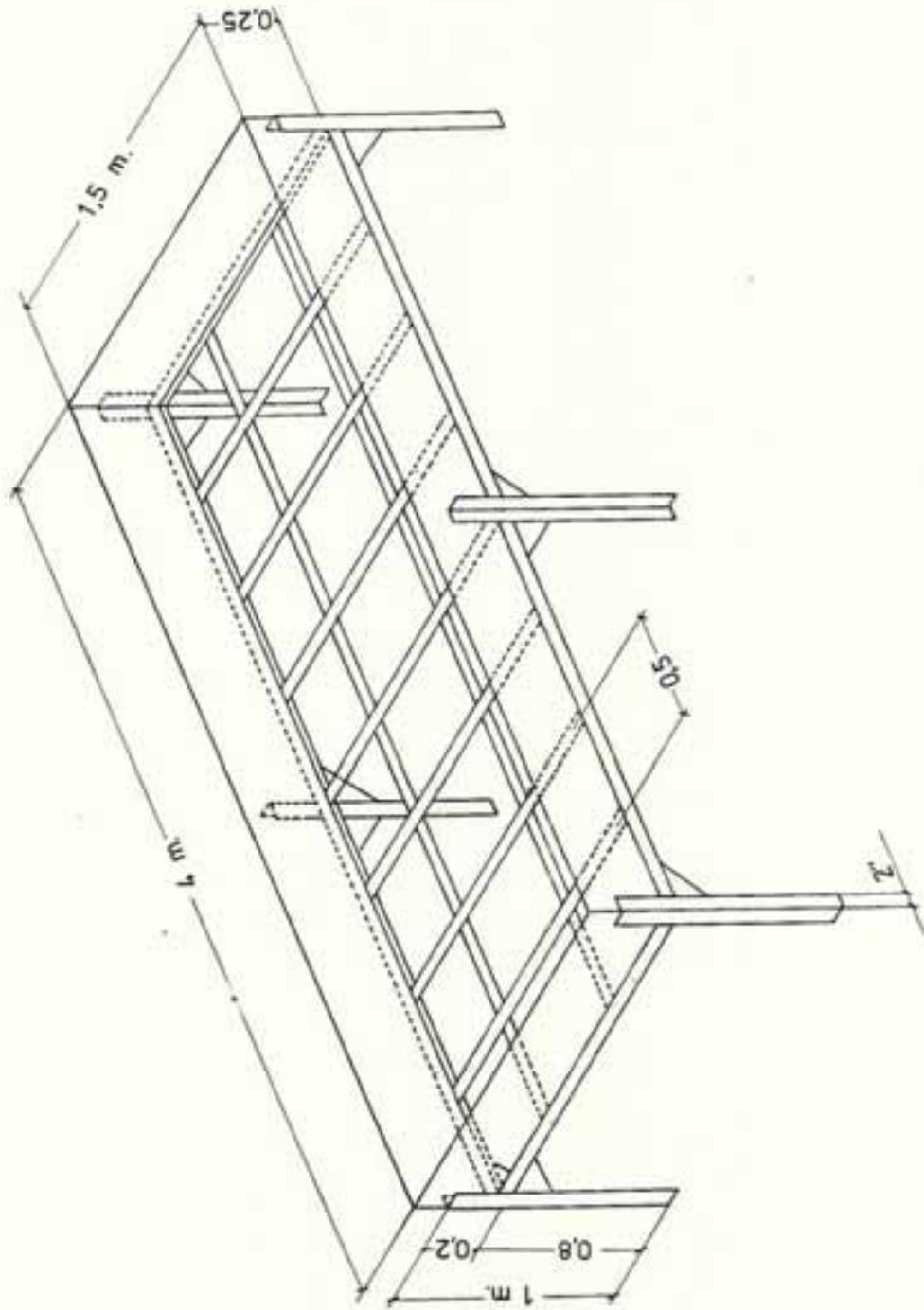


Figura N°1. Mesa de enraizamiento, Detalle de estructura general.

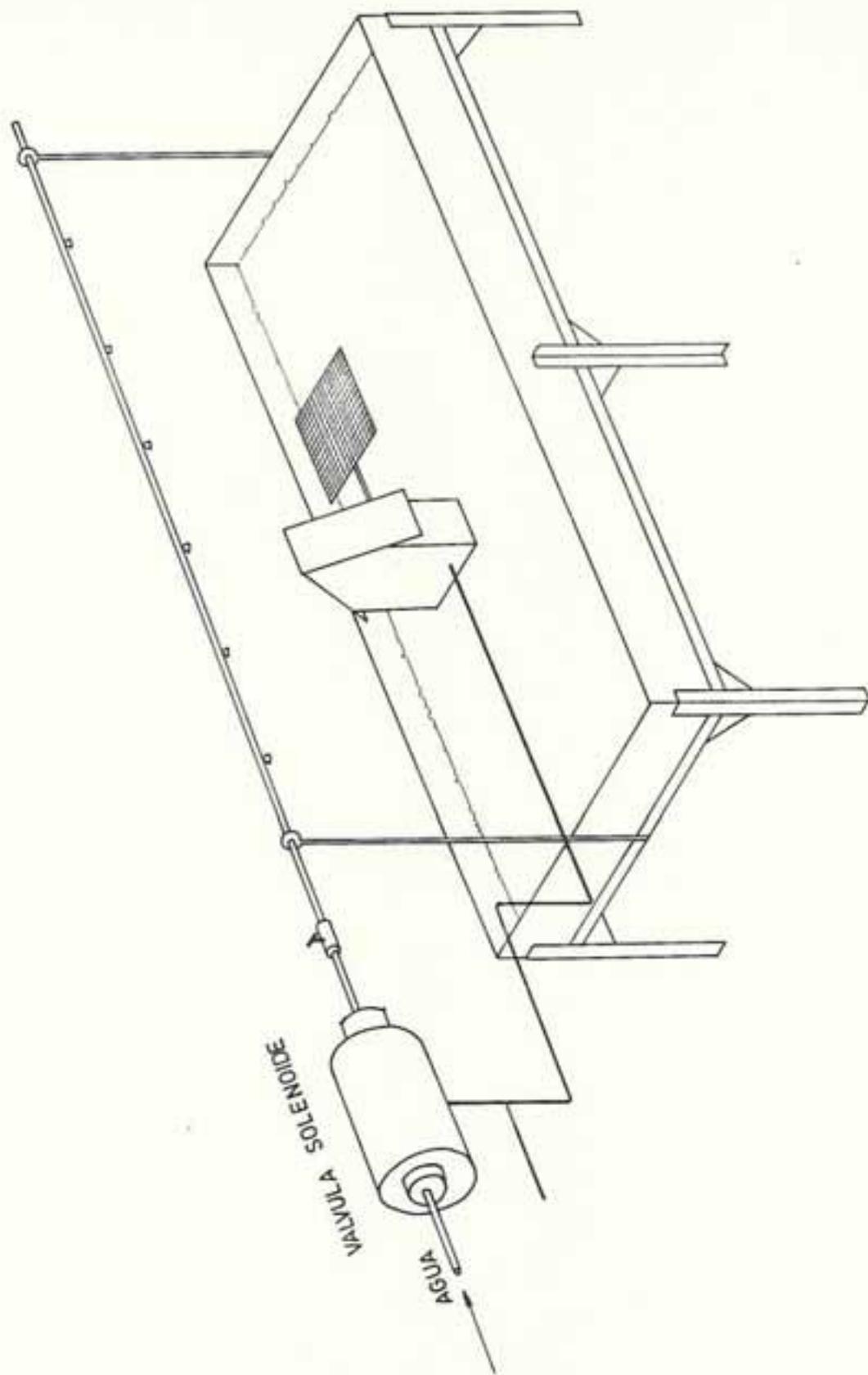


Figura N°2. Mesa de enraizamiento. Detalle del sistema de riego automático y su control.

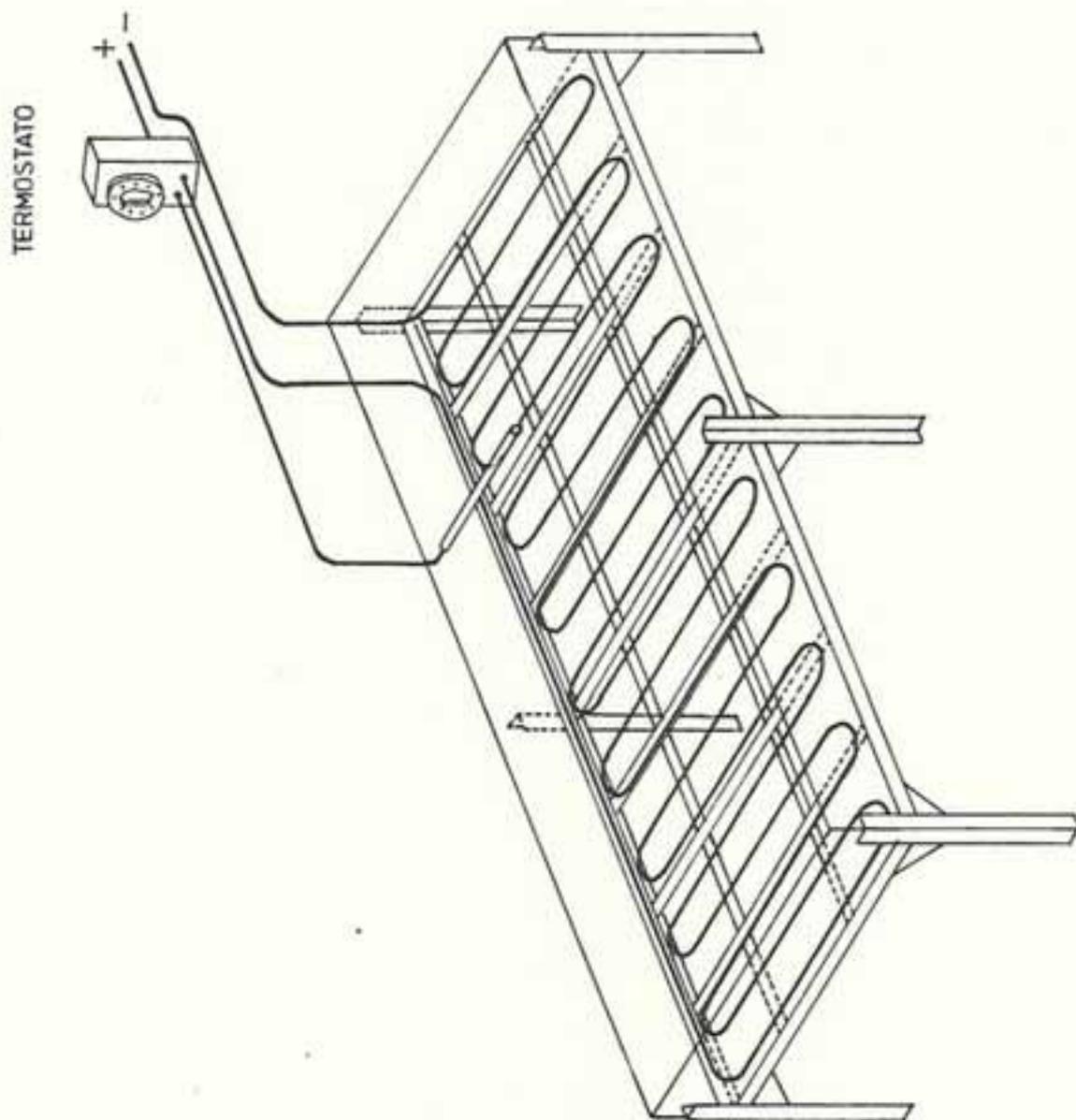


Figura N°3. Mesa de enraizamiento. Detalle del sistema de calefaccion y control de temperatura en la cama caliente.