

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE VALPARAÍSO
FACULTAD DE AGRONOMÍA

ÁREA DE FRUTICULTURA



TALLER DE LICENCIATURA

SUSTRATOS ALTERNATIVOS EN LA PROPAGACIÓN DE PALTO
(*Persea americana*).

DANIEL ANTONIO MESSERER MESSERER

QUILLOTA CHILE
1998

ÍNDICE DE MATERIA

1. INTRODUCCIÓN

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Sustrato

2.1.1. Sustrato ideal

2.1.2. Materiales usados como sustrato

2.1.2.1. Tierra de algas

2.1.2.2. Aserrín

2.1.2.3. Arena

2.1.2.4. Pomasa de manzana

2.2. Elaboración de los sustratos

2.2.1. Características químicas

2.2.1.1. Salinidad

2.2.1.2. pH del sustrato

2.2.2. Características físicas

2.2.2.1. Porosidad

2.2.2.2. Aireación

2.2.2.3. Compactación y crecimiento radicular

2.3. Propagación de palto

2.3.1. Obtención de la semilla

2.3.2. Almacenaje y tratamiento a la semilla

2.3.3. Suelo

2.3.3.1. Salinidad

2.3.3.2. pH

2.3.3.3. Desinfección

3. MATERIAL Y MÉTODO

3.1. Ubicación del ensayo

3.1.1. Materiales

3.2. Origen de los materiales

3.2.1. Acondicionamiento de los materiales

3.2.1.1. Realización de las distintas mezclas y su posterior selección

3.3. Determinación de las características químicas

3.3.1. Determinación de la CE y pH

3.4. Determinación de las características físicas

3.4.1. Determinación de la densidad real

3.4.2. Determinación de la densidad aparente

3.4.3. Porosidad total

- 3.5. Tratamiento a la semilla
- 3.6. Variables a evaluar de cada sustrato
- 3.7. Evaluaciones realizadas en las plantas de palto
- 3.8. Análisis estadístico

4. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

- 4.1. Selección de los materiales
- 4.2. Selección de los sustratos
 - 4.2.1. Evaluación de las variables para cada sustrato
 - 4.3 Evaluación de la efectividad de los sustratos medidos sobre la altura de las plantas de palto
 - 4.3.1. Altura de las plantas de palto para el mes de septiembre
 - 4.3.2. Altura de las plantas de palto para el mes de octubre
 - 4.3.3. Altura de las plantas de palto para el mes de noviembre
 - 4.3.4. Altura de las plantas de palto para el mes de diciembre
 - 4.4. Evaluación de la efectividad de los sustratos medidos en base al diámetro de las plantas de palto
 - 4.4.1. Diámetro de las plantas de palto para el mes de septiembre
 - 4.4.2. Diámetro de las plantas de palto para el mes de octubre
 - 4.4.3. Diámetro de las plantas de palto para el mes de noviembre
 - 4.4.4. Diámetro de las plantas de palto para el mes de diciembre

5. CONCLUSIONES

6. RESUMEN

7. LITERATURA CITADA

ANEXOS

1. INTRODUCCIÓN

El desarrollo creciente de la fruticultura chilena ha demandado a los viveristas nacionales mejorar las técnicas de propagación, ajustándose a las técnicas modernas de la industria mundial.

Dentro del sector viverista, uno de los factores que condiciona el éxito de la propagación de plantas frutales en contenedores, son los materiales utilizados como sustratos.

En el país existe una serie de materiales comúnmente usados en la elaboración de sustratos en vivero, entre ellos los más utilizados son: arena de río, suelo de cultivo, corteza de pino, acícula de pino, turba y tierra de hoja. En los últimos años se ha observado una apreciable disminución de la disponibilidad de ellos, especialmente de los últimos tres materiales mencionados.

Aparte del problema de disponibilidad de materiales, se presenta un aumento en los costos de producción y una variabilidad de las características físicas y químicas de los sustratos, debido a que los materiales utilizados comúnmente presentan orígenes muy diversos, lo que implicaría una pérdida de uniformidad de las características fisicoquímicas.

A todo esto se suma un creciente interés de las autoridades por controlar la extracción de tierra de hoja. Esto debido a que el origen de este material se encuentra en quebradas y bosques nativos de la zona central, las cuales han sufrido una erosión, perdiéndose toda la capa vegetal y/u orgánica de estos suelos dejándolos casi inertes.

Todo esto ha llevado a los viveristas a replantearse este aspecto, buscando sustratos alternativos a los comúnmente usados. La búsqueda se ha orientado básicamente, a materiales que se encuentren en grandes volúmenes y en forma natural, como también de producción artificial o como residuos de algún proceso productivo. Otro factor que debe considerarse es el costo que poseen estos materiales y el transporte desde su fuente de origen.

En Quillota y en toda la V región, se puede encontrar una serie de materiales (tierra de algas, orujo de uva, cascara de nuez, aserrín, pomasa de manzana) que podría ser ocupada en la elaboración de sustratos y que no presenta, actualmente una utilización importante a nivel agrícola.

Por tanto, convendría hacer un acucioso estudio técnico de estos materiales con el fin de seleccionar los que presenten las características físicas y químicas adecuadas para su utilización en la propagación de plantas frutales, en especial de palto.

La utilización de palto en el presente ensayo se debe a que es uno de los frutales más sensibles a las condiciones físicas y químicas del medio de propagación. Es una especie que tolera una muy baja salinidad, requiere de sustratos bien aireados y sin saturación de humedad, resiste bajos niveles de cloruros y bicarbonatos y el pH debe ser neutro a ácido. Por tanto, este frutal servirá de parámetro de comparación a otras especies frutales, ya que si el medio de propagación cumple con los requerimientos antes mencionados, también se podría utilizar en otras especies frutales cuyos requerimientos edafológicos no son tan exigentes.

En el presente estudio se seleccionaron materiales que cumplen con los requerimientos del palto y en base a ello, se analizó en campo y en laboratorio una serie de sustratos confeccionados con estos materiales.

Los objetivos específicos del presente ensayo son los siguientes:

- Caracterizar física y químicamente los diferentes materiales alternativos (tierra de algas, pomasa de manzana, arena, aserrín).
- Caracterizar física y químicamente los diferentes sustratos.
- Evaluar el comportamiento de las plantas de paltos entre septiembre y diciembre, en dichos sustratos.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Sustrato:

Se ha definido como sustrato a todo material natural o artificial, que permite el anclaje del sistema radicular. Además también puede aportar elementos nutritivos (CROZON Y NEYROUD, 1990).

ABAD (1991a) define sustrato como todo aquel material sólido distinto del suelo, natural o sintético, orgánico o mineral, en forma pura o en mezcla, que otorga anclaje al sistema radicular y, por consiguiente, desempeña un rol de soporte a la planta.

El sustrato es un factor más del cultivo, como la luz o la temperatura, pero a diferencia de éstos, el sustrato es un medio biológico, física y químicamente activo, cuya actividad depende del resto de factores ambientales, además del contenedor, las técnicas de cultivo y el cultivo (BURES, 1993).

Según HARTMANN, KESTER y DAVIES (1990), son aptos como sustrato todos aquellos materiales que por su granulometría y estabilidad estructural, permiten una aireación elevada.

Los sustratos deben aportar los elementos necesarios para el crecimiento: agua, aire y nutrientes. Actualmente, estos últimos pueden ser aportados de un modo preciso al cultivo por los abonos minerales, la disponibilidad de agua y de aire depende de las propiedades físicas y mecánicas del sustrato (CROZON y NEYROUD, 1990).

Según HARTMANN, KESTER y DAVIES (1990), un importante papel del sustrato es su aprovisionamiento como un buen medio para el crecimiento radicular, debido a

que una planta con un buen sistema radicular generalmente es más vigorosa y tolerante a condiciones ambientales adversas.

2.1.1. Sustrato ideal

Se han realizado numerosos intentos por definir un sustrato ideal, teniendo estos estudios un enfoque principalmente hacia las propiedades físicas y químicas del sustrato, debido a que hay un enorme impacto en la calidad de la planta (BURES, 1993).

Según ROS i CALSINA (1993), en la elección de un sustrato ideal, un primer criterio podría ser el costo económico del producto pero, sin duda, existen otros factores físico-químicos, más difíciles de evaluar a priori, que deben tenerse muy en cuenta para el éxito del nuevo sistema de cultivo. Una primera regla básica sería elegir un sustrato en función a las características del sistema de fertirrigación disponible. Prácticamente, ningún sustrato es malo si se es capaz de adaptar a sus características de manejo, pero parece más razonable escoger el sustrato de acuerdo a las posibilidades reales de cada explotación. También es importante la capacidad del sustrato de actuar con la solución nutritiva, así sustratos inertes (lana de roca, perlita, etc.), permiten un mejor control de la nutrición pero, a la vez, exigen instalaciones de riego y fertilización más precisas. En cambio, sustratos más orgánicos poseen una mayor capacidad de intercambio catiónico modificando la solución aportada, pero también representan una mayor capacidad tampón ante posibles errores o cambios imprevistos. No se debe de olvidar los residuos que suponen algunos medios de cultivo después de su utilización y que van en contra de esta mentalidad cada vez más ecológica.

BARTOLLINI y PETRUCCELLI (1992) definieron las características de un sustrato ideal y que son:

- una elevada capacidad de retención para el agua y los elementos minerales
- bajo contenido de sales
- buen drenaje
- óptimo pH para el desarrollo de diversas especies
- estabilidad biológica y química después de la esterilización
- facilidad de adquisición
- poca densidad

Según HARTMANN, KESTER Y DAVIES (1990), en la germinación de semillas se utilizan diversos materiales y mezclas. Para obtener buenos resultados se necesita que el medio reúna las siguientes características:

- El medio debe ser lo suficientemente macizo y denso para mantener en su lugar las semillas durante la germinación. Su volumen debe mantenerse bastante constante, seco o húmedo.
- Debe retener suficiente humedad para no regarlo con demasiada frecuencia.
- Debe ser lo suficientemente poroso de manera que escurra el agua excesiva, permitiendo una aireación adecuada.
- Debe estar libre de semillas de malezas, nematodos y diversos patógenos.
- No debe tener un alto nivel de salinidad.

- Debe poder ser pasteurizado con vapor o sustancias químicas sin que sufra efectos nocivos.
- Debe proporcionar una provisión adecuada de nutrientes cuando las plantas permanecen en él un largo periodo.

2.1.2. Materiales usados como sustratos

La notable disminución de la disponibilidad de ciertos materiales utilizados como sustratos y el aumento de sus costos, ha llevado a numerosos investigadores en la búsqueda de sustratos alternativos a los comúnmente usados, de alta disponibilidad y bajo costo (KAMP y WIEGAND, 1983).

Diversos materiales han sido investigados hasta el momento, en donde se cuenta a materiales inorgánicos como las arenas y gravas, productos de origen volcánico (piroclastos, piroclastos de tipo basáltico, pómez, perlita, vermiculita, arcillas expandidas), y fibras de coco. También se han desarrollado materiales orgánicos de diversos orígenes, tales como turba (turba rubia y turba negra), turba de Sphagnum, residuos forestales y agrícolas (cortezas, acícula de pino, horofibre, cascarilla de arroz, fibra de coco), compost de residuos urbanos seleccionados, subproductos de animales (estiércol, lana y plumas), desechos industriales y materiales plásticos (poliestireno y poliuretanos) (CID BALLARIN, 1993).

2.1.2.1. Tierra de algas

Este material se obtiene de la elaboración del agar, posterior al filtrado de este producto. Presenta un alto contenido de materia orgánica (20%), micronutrientes como fierro, cobre, manganeso y zinc, además, están libres de sustancias tóxicas para

la salud humana. También presentan niveles de fósforo y potasio, pero muy poco nitrógeno (UNIVERSIDAD DE CHILE, LABORATORIO QUÍMICO DE SUELO Y AGUA, 1997).

La utilización como fertilizante en plantaciones de papa y otros cultivos, debido a las propiedades físicas de los polisacáridos que la conforman, es un uso alternativo de las algas pertenecientes al género Glacilaria que poca relevancia ha tomado en Chile (DEL SOL y AGUILERA, 1989).

Según SAPRI y ETCHEVERS (1975), se observó un mejoramiento en la capacidad de retención de humedad de la arena cuando es mezclado, con suelo trumao y con el alga Macrocytis pynifera, debido a un mejoramiento en la agregación de las partículas provocadas por las sustancias mucilaginosas presente en el alga.

BERMUDEZ (1997)* afirma que en otros países, como España, residuos de esta misma empresa son utilizados en la agricultura. Además señala que la cantidad de este material en los depósitos de la empresa es muy alta, lo que conllevaría a obtener un sustrato abundante y de bajo costo.

2.1.2.2. Aserrín

El aserrín constituye un subproducto de la producción forestal. Está compuesto en un alto porcentaje por residuos de madera y muy poco por corteza. Existen diferentes tipos de aserrín según la especie forestal de donde proviene, por ésto la composición y reacción de productos de madera, como el aserrín o corteza depende de las especies

BERMUDEZ, M. 1997 Gerente de administración y personal. Algamar Itda. Comunicación Pers

de árboles de las que provienen, estado de descomposición o elaboración (SALINGER, 1991).

La acumulación de este desecho provoca grandes problemas como incendios, autocombustiones, contaminaciones de agua y del aire (DONOSO, 1989) y contaminación del suelo que perduran en el tiempo (CONAF, 1989).

El aserrín demora decena de años en descomponerse, salvo que se creen las condiciones de temperatura, humedad y pH apropiadas para acelerar el proceso (DONOSO, 1989).

GREZ, GERDING y HENRIQUEZ (1980) señalan que una opción para el aprovechamiento del aserrín es su reciclaje incorporándolo al suelo, de tal manera de que participe en la dinámica de los elementos nutritivos.

HARTMANN, KESTER y DAVIES (1990) indican que es posible que al trabajar con este material se necesite una cantidad adicional de nitrógeno, suficiente para los requerimientos de descomposición del sustrato y solventar las necesidades del cultivo. La tasa de descomposición varía de acuerdo al tipo de madera.

El uso de estos materiales en fresco requiere aplicar mayores cantidades de N para evitar carencias en los cultivos, ya que es necesario compensar el consumo que origina su descomposición biológica, dada su alta relación C/N. CID BALLARIN (1993) recomienda también adicionar sulfato ferroso, para reducir el pH y compensar su baja relación Fe/Mn que podría causar clorosis férrica.

La importancia de esto último radica en que la capacidad de la mezcla utilizada como sustrato debe poseer un contenido crítico de este nutriente, debido a que es el que

primero limita el crecimiento en los sustratos (HANDRECK, 1988). Esta es la razón por la cual varios autores postulan la necesidad de compostar estos materiales (CED BAILARÍN, 1993).

DDCEY et al. (1978) señalan que debido a este empobrecimiento de nitrato y amonio, los niveles de nitrógeno requeridos son mayores en una planta desarrollada en un sustrato con una alta relación C/N, pues hay que agregar una cantidad al medio de propagación para suplir el proceso de descomposición por parte de los microorganismos del suelo.

HARTMANN, KESTER y DAVIES (1990) señalan que por su alta disponibilidad, su bajo costo y su peso liviano, este material es ampliamente usado en las mezclas de suelo para plantas que se cultivan en macetas, pero hay que agregar nutrientes complementarios.

En algunos casos residuos forestales pueden liberar productos fitotóxicos orgánicos: fenoles, taninos y terpenos o minerales (Manganeso). La fitotoxicidad de este tipo de productos varía con la especie y la región en que crezcan los árboles, siendo mayor en la zona basal y aumentando con la edad (CID BALLARIN, 1993).

CID BALLARIN (1993) indica que el aserrín posee buenas propiedades físicas, las cuales se mantienen durante largo tiempo, lo cual es ratificado por TORTOSA (1990) quien señala que al aumentar la cantidad de aserrín en la preparación de una mezcla incrementa el porcentaje de aireación.

El pH de aserrín fresco suele oscilar entre 4.5 y 5.5 y aumenta hasta 6.5 -7.0 cuando se composta. Su capacidad de intercambio catiónico es relativamente alta, 110-130

meq/lt y es más rico en nutrientes como fósforo, potasio, calcio y magnesio que la turba (CID BALLARIN, 1993).

Finalmente, en cuanto a problemas fitopatológicos el aserrín es mencionado como un sustrato supresivo para el desarrollo de *Phytophthora* debido a que mejora el drenaje eliminando condiciones de anaerobiosis necesarias para el desarrollo de este hongo (OWNEY, BENSON y BILDERBARK, 1990).

2.1.2.3. Arena

HARTMANN, KESTER y DAVIES (1990) definen la arena como pequeños trozos de roca, de 0.05 a 2.0 mm de diámetro, formados como resultado de la intemperización de diversas rocas, dependiendo su composición mineral de aquella de la roca.

Se ha determinado arena fina a aquella que posee un diámetro entre 0.05 y 0.5 mm, y como gruesa a la que posee hasta un 10-15% de partículas mayores de 2 mm (CID BALLARIN, 1993).

Estos dos últimos autores coinciden en determinar a este material como el de mayor peso dentro de los utilizados en la realización de mezclas para maceteros, pesando 1290 Kg/m³ (HARTMANN, KESTER y DAVIES, 1990) o 1.2 a 1.6 Kg/l (CID BALLARIN, 1993).

Al igual que otros productos inorgánicos, se utiliza frecuentemente junto a la turba y otros materiales orgánicos con la función de elevar su densidad, reducir la contracción del sustrato al secarse y facilitar la posterior absorción de agua. Aunque la retención de humedad es baja y su permeabilidad muy alta, su efecto en las

mezclas depende de la granulometría, la proporción usada y de las propiedades físicas de los otros componentes (BARTOLLINI y PETRUCCELLI, 1992).

Según JIMÉNEZ y CABALLERO (1990) citado por MORALES (1996), este material suele considerarse inactivo desde el punto de vista químico. Su pH es próximo a la neutralidad y su capacidad de intercambio catiónica nula. Tampoco aporta nutrientes. No obstante, es necesario determinar pH y contenido en carbonates para evitar posibles problemas. Igualmente conviene comprobar que no se incluya demasiada arcilla y debe ser fumigada antes de ser utilizada, ya que puede contener semillas de malezas y organismos patógenos (HARTMANN, KESTER y DAVEES, 1990).

2.1.2.4. Pomasa de manzana

Se define como pomasa al desecho que queda después de la obtención del jugo de manzana y que consta fundamentalmente de residuos de pulpa, cascara, pepas trituradas en su gran mayoría y un bajo porcentaje de agua (OLAETA, 1997)*.

En Chile anualmente se producen toneladas de residuos de manzana provenientes de la industria de concentrado y jugo de manzana, cuyo único destino hasta el momento es mayoritariamente la alimentación de ganado o su eliminación como desperdicio agroindustrial (OLAETA, 1997)*.

CHONG (1992) señala que cada año en Norte América se producen alrededor de 1.5 millones de toneladas de pomasa de manzana derivados de la producción de jugo y sidra.

* OLAETA, J.A. Ing. Agr Ms. Sc. 1997. Universidad Católica de Valparaíso. Comunicación Personal.

Este material ha sido investigado y usado como sustrato por varios investigadores, los cuales concuerdan en definir ciertas cualidades aceptables para el crecimiento de plantas, pero a la vez, señalar una disminución en el crecimiento y vigor de las especies propagadas en este medio de cultivo (PARKS, 1979, y VAN DE KAMP, 1986, citados por CHONG, 1992).

La pomasa de manzana presenta una serie de condiciones físicas y químicas que la hacen parecer buena opción para su uso como medio de propagación. Dentro de sus características químicas presenta un pH de 7 y una CE. de 0.9 ds/m, como también muestra concentraciones de nutrientes en niveles bajos a aceptables (mg/lit): NO₃, 5; P, 7; K, 243; Ca, 49; Mg, 25; Na, 57; Fe, 0.82; Mn, <0.1; SO₄, 25; Zn, <0.1; Cu, <0.1; B, <0.1. Igualmente se señalan características físicas como un peso de 250 a 474 gr/lit, una retención de humedad entre un 45- 60% y una porosidad entre 18 y 31% (CHONG, 1992).

2.2. Elaboración de sustratos :

En la mayoría de los casos se trata de mezclas constituidas por dos o más componentes con el fin de combinar sus propiedades físicas y químicas para obtener un medio adecuado para el cultivo. Ejemplos son los típicos sustratos arena-turba, corteza-arena o turba-perlita, en donde los materiales orgánicos aportan su alta capacidad de intercambio iónico y de retención de humedad, y los componentes minerales el drenaje y la aireación (POOLE et al, 1981, citados por BARTOLLINI y PETRUCCELLI, 1992).

Según CID BAILARÍN (1993), en la elaboración de sustratos es necesario considerar:

* Homogeneidad de los productos primarios: se debe llevar a cabo un control regular de la calidad de los materiales a emplear y elegir productos básicos con garantías de suministro para conseguir uniformidad de los sustratos en el tiempo.

* Propiedades físicas y químicas y modificación tras el mezclado: el tamaño de las partículas va a influir en gran medida sobre las propiedades físicas de la mezcla. Se puede observar un aumento en el volumen de aire al añadir partículas de tamaño grueso, tales como grava, cortezas, perlita o lana de roca.

* Adición de enmiendas y fertilizantes: el desigual nivel de nutrientes que aparece en ocasiones en una mezcla puede ser causado por un mezclado defectuoso. Fertilizantes como el superfosfato o el nitrato potásico tienden a adherirse a las partículas de turba cuando ésta se encuentra demasiado húmeda, y no se distribuye correctamente.

* Proceso de mezclado: en la actualidad este trabajo se ve facilitado por las mezcladoras mecánicas.

* Diseño de mezcla mediante programación lineal: en la actualidad se trabaja en la elaboración de métodos de programación lineal, para calcular las propiedades teóricas de las mezclas y poder así seleccionar las de más bajo costo, menor número de componentes y mejores propiedades físicas y químicas.

SPOOMER (1974), citado por BARTOLLINI y PETRUCCELLI (1992) señala que al mezclar materiales con partículas de diferentes tamaños, el volumen de mezcla es usualmente menor que la suma de los volúmenes de los materiales por separado, ya que las partículas más pequeñas ocupan los poros entre las gruesas, lo que reduce el porcentaje de aire de la mezcla.

BROWN y POKORNY (1975) afirman que es de prioritaria importancia el conocimiento detallado de las propiedades físicas y químicas del sustrato, porque se necesita un control preciso del manejo del agua y la dosificación de fertilizantes en el crecimiento de las plantas en contenedores. Además, por facilitar el uso de un programa cultural estándar para la obtención de plantas más uniformes.

Las propiedades físicas de la mezcla de materiales para contenedores deberían ser ajustadas a los propósitos de las circunstancias en que son usadas, más que un medio para la estandarización física de la mezcla para todas las plantas (BUNT, 1983).

2.2.1. Características químicas

2.2.1.1. Salinidad

La cantidad excesiva de sales en la mezcla de propagación o cultivo o en el agua de riego (más de 0.75 mmhos/cm) puede reducir el crecimiento de las plantas, quemar el follaje o hasta matar las plantas. Los programas de fertilización también contribuyen a la acumulación de sales. La sobrefertilización produce rápidamente síntomas de salinidad, empezando con el marchitamiento del follaje y de las puntas así como quemaduras de los márgenes de las hojas. Para impedir la acumulación de sales, periódicamente se deben lixiviar con agua los contenedores (HARTMANN, KESTER y DAVIES, 1990).

2.2.1.2. pH del sustrato

La reacción del suelo o pH, es una medida de la concentración de iones hidrógeno en el mismo. Aunque no influye directamente en el crecimiento de las plantas, tiene varios efectos indirectos, como sobre la disponibilidad de ciertos nutrientes y la

actividad de la flora microbiana benéfica. Una gama de pH de 5.5 a 7.0 es la mejor para el desarrollo de la mayoría de las plantas. Para reducir el pH, es posible agregar como fertilizante sulfato de amonio y para elevarlo usar nitrato de calcio (HARTMANN, KESTER y DAVIES, 1990).

2.2.2. Características físicas

2.2.2.1. Porosidad

El porcentaje de la porosidad ocupado por aire se denomina porosidad de aire, y es uno de los parámetros más importantes para valorar la calidad de un sustrato (ANSONERA, 1994).

Aún cuando las causas de la reducción del crecimiento radicular de las plantas desarrolladas en contenedores no están claras, es evidente que la porosidad expresada por la densidad aparente es un factor importante en el crecimiento y desarrollo de la raíz (NICOLOSI y FERTZ, 1980).

En cuanto a la porosidad total ideal que debiera presentar un sustrato, no existe hasta el momento un gran acuerdo. Así, ANSONERA (1994) afirma que la porosidad ideal sería de un 85%. En cambio, JENKINS y JARRELL (1989) aseveran que el rango óptimo de valores para la porosidad total es entre 60 y 70%. No obstante, la literatura coincide en que para otorgar la condición óptima para el crecimiento vegetal, la porosidad total debe corresponder a un 50%, y estar repartida igualmente entre agua y aire (BUCKMAN y BRADY, 1970; HILLEL, 1980).

Los resultados obtenidos por CONOVER y POOLE (1981) indican que la presión de compactación tiene un efecto directo sobre la porosidad del sustrato utilizado en el contenedor.

2.2.2.2. Aireación

HARTMANN, KESTER y DAVTES (1990) definen como aireación al intercambio de gases producidos en el suelo, principalmente dióxido de carbono y oxígeno.

GAVANDE (1972) señala que los factores que determinan la aireación de un sustrato son fundamentalmente: densidad aparente, distribución del tamaño de poros, estabilidad de los agregados y la distribución relativa del tamaño de partículas que componen el sustrato.

Para un manejo adecuado del riego, resulta esencial conocer las propiedades de retención de agua y de aireación del sustrato. En la mayoría de los sustratos, que retienen varios gramos de agua por cada gramo de fase sólida, la cantidad de agua disponible suele ser suficiente para el cultivo de plantas en contenedor (ANSORENA, 1994).

Además, como las raíces necesitan aire para respirar es necesario que una cierta proporción de los poros se encuentre ocupada por aire, ya que de lo contrario se corre el riesgo de asfixia radicular (ANSORENA, 1994).

También un buen intercambio de gases entre el medio de germinación y el embrión es básico para una germinación rápida y uniforme. El oxígeno es esencial para el proceso de respiración de las semillas en germinación. En general, la cantidad de oxígeno requerida es proporcional a la cantidad de actividad metabólica que se esté

desarrollando ya sea a nivel radicular o de germinación (HARTMANN, KESTER y DAVES, 1990).

Los mismos autores indican que el dióxido de carbono (CO_2) es un producto de la respiración y en condiciones de mala aireación puede acumularse en el suelo. A profundidades escasas, el incremento de CO_2 puede inhibir la germinación en cierto grado y disminuir la tasa de crecimiento radicular.

GAVANDE (1972) señala que más que la cantidad de aire en el suelo es el abastecimiento de oxígeno y extracción de dióxido de carbono lo que limita el crecimiento de las raíces.

LETEY et al. (1966) afirman que el abastecimiento de oxígeno, es uno de los factores más importantes que puede afectar el crecimiento radicular, de tal forma que a bajas concentraciones produce un cese del crecimiento de las raíces.

Se ha observado que el crecimiento de las raíces y absorción de agua y nutrientes pueden ser interferidas indirectamente por el abastecimiento de oxígeno y el metabolismo de la raíz (GAVANDE, 1972).

LETEY et al. (1966) observaron que, en general, las concentraciones de nitrógeno, fósforo y potasio aumentan al tener un alza desde 4% al 20%. Además, se determinó que la absorción de fósforo fue 7 a 20 veces menores en condiciones de baja aireación.

GAVANDE (1972) indica que los requerimientos de oxígeno por parte de los suelos para un óptimo crecimiento de la raíz, son dependientes del grado de porosidad y de

humedad que éstos presenten. Los requerimientos mayores se encuentran en los suelos compactados, debido al gasto superior de energía para el desarrollo de raíces.

2.2.2.3. Compactación y crecimiento radicular

El volumen total del sustrato y su reparto entre la fase sólida, el agua y el aire no permanece constante, sino que varía a lo largo del período de cultivo. El volumen ocupado por el sustrato se va disminuyendo, principalmente a consecuencia de la compresión que experimenta tras el riego. La cantidad de fase sólida tiende a disminuir, a consecuencia de la descomposición de la materia orgánica y la pérdida de las partículas finas por el arrastre con el agua de riego. Tras el riego y drenaje el volumen de agua retenida es máximo, pero se reduce a medida que va pasando a la planta y aumenta las pérdidas por evapotranspiración. Por el contrario, la aireación crece a medida que el sustrato pierde agua ya que los poros que han sido vaciados pasan a estar ocupados por aire (ANSORENA, 1993).

La compactación de suelo incrementa la firmeza y densidad de éste y disminuye la porosidad, crecimiento de la raíz, la eficiencia del uso del agua y nutrientes, la producción y la calidad del producto (SMITTLE y WILLIAMSON, 1977).

CONOVER y POOLE (1981) consideran que al no aplicar presión alguna sobre las mezclas de sustratos, se desarrolla en mayor cantidad la penetración de raíces en el medio, en comparación a los sustratos que sufren alguna presión. Estos últimos autores afirman que la reducción del crecimiento radicular y por ende el de la planta se debe a la falta de aireación.

CALDERÓN (1985) afirma que la muerte de raíces provocada por la falta de aireación, se debe a la dificultad de éstas para respirar.

El adecuado desarrollo de las plantas depende de la expansión del sistema radicular en busca de nutrientes y agua. Cualquier barrera o restricción al máximo crecimiento radicular puede afectar en forma negativa el rango de crecimiento de la planta (NICOLSI y FERTZ, 1980).

2.3. Propagación de palto (*Persea americana*) por semilla:

2.3.1. Obtención de semilla

Las semillas deben provenir de árboles vigorosos, libres de enfermedades y de frutos que no hayan caído al suelo donde puede infectarse con hongos como Phytophthora cinnamomi y, que hayan alcanzado su madurez fisiológica (GARDIAZABAL Y ROSENBERG, 1983).

En Chile puede utilizarse como fuente de semillas la var. Mexicola, que es un portainjerto que confiere cierta resistencia al frío, origina plantas uniformes y de buen vigor (GARDIAZABAL y ROSENBERG, 1983).

2.3.2. Almacenaje y tratamiento a la semilla

Las semillas se pueden almacenar en un lugar fresco y seco durante dos a tres semanas después de sacadas del fruto o también pueden ser almacenadas a temperatura de 4.5 a 7°C en un medio húmedo (aserrín, arena, etc.) (GARDIAZABAL y ROSENBERG, 1983).

Estos mismos autores recomiendan para obtener un buen porcentaje de germinación (98%), realizar una remoción de la testa y corte del ápice y base de los cotiledones (2cm de ápice y 0.5cm de base).

GARDIAZABAL y ROSENBERG (1983) señalan que un tratamiento que debiera realizarse es la desinfección de la semilla contra *Phytophthora*, para esto en Chile sólo se utilizan productos químicos con el fin de prevenir los ataques de hongos del complejo Dumping- off. Algunos de estos productos son: Captan, Bayer 5072, Dithane M45, Benlate y mezclas de ellos.

2.3.3. Suelo

2.3.3.1. Salinidad

El suelo a usarse en propagación bajo invernadero, sólo debe considerarse como un medio físico de sostén para la planta. Es importante en este aspecto considerar la salinidad, ya que el palto es una especie muy sensible a ella. Por esto es recomendable realizar un análisis de conductividad eléctrica, tanto del agua de riego como del suelo. Suelos con conductividad eléctrica mayor a 2 mmhos/cm causan daño en palto. El agua de riego no debe sobrepasar los 0.75 mmhos/cm (GARDIAZABAL y ROSENBERG, 1983).

2.3.3.2. pH

Por ser el palto originario de climas subtropicales se ve favorecido con un pH más ácido. Este parámetro condiciona la velocidad de crecimiento y el diámetro de las plantas, así con un pH ácido (6.0) se obtiene en menor tiempo plantas con diámetro y altura adecuada para la injertación (GARDIAZABAL y ROSENBERG, 1983).

2.3.3.3. Desinfección

Según GARDIAZABAL y ROSENBERG (1983) es una práctica muy importante que debe ser realizada obligatoria, ya que elimina malezas y agentes patógenos, obteniendo una óptima propagación. Para esto se puede realizar desinfecciones con:

- Vaporización: durante 1 hora a 80-100°C, pudiendo sembrar 1 a 2 horas después de frío.
- Bromuro de Metilo: se utiliza en dosis de 0.2 Kg/m³ durante 24 a 48 horas cuidando que el suelo quede muy bien tapado. Para plantar se debe esperar 24 a 48 horas después del tratamiento (ventilación).

3. MATERIAL Y MÉTODO

3.1. Ubicación del ensayo:

El ensayo se efectuó en el vivero de la Estación Experimental de la Universidad Católica de Valparaíso y en el Laboratorio de Suelo y Riego de la misma Universidad, ubicado en la provincia de Quillota, en el sector de la Palma, V región.

3.1.1. Materiales

En el presente ensayo se trabajó con cuatro sustratos que fueron: arena, aserrín tratado (tratamiento desconocido), tierra filtradora de algas y desecho de manzana.

3.2. Origen de los sustratos:

- Tierra de algas:

La procedencia de este material es de la industria de extracción de agar (Algamar Ltda.), ubicada en el sector de Artificio en la ciudad de La Calera. Este material es considerado como desecho del proceso productivo.

- Arena:

Material obtenido de las riberas del río Aconcagua, normalmente utilizado en la preparación de sustrato en este vivero.

- Aserrín:

Desecho de aserradero, que es tratado por una empresa en el sector de Placilla, Valparaíso. Los métodos, ya sea químicos o físicos del tratamiento, son celosamente guardados por la empresa en cuestión.

- Pomasa de manzana:

Material obtenido como desecho de la industria concentradora de jugo de manzana (Jucosa S.A). Esta empresa se ubica en la ciudad de San Fernando, en la VI región.

3.2.1. Acondicionamiento de los materiales

Todos los materiales obtenidos presentaron cierta uniformidad del tamaño de sus partículas, por lo tanto, no fue necesario realizar ningún acondicionamiento físico, solo se realizó una esterilización con vapor a la pomasa de manzana, durante una hora a 100°C. Esto último con el fin de eliminar las levaduras que se encontraban presentes y que son causantes de la fermentación de este material, proceso que produce una acidificación del material (OLAETA, 1997)*.

También se realizó una esterilización con vapor a todas aquellas mezclas de sustratos seleccionadas.

3.2.1.1. Realización de las distintas mezclas y su posterior selección:

La proporción de los distintos materiales en las mezclas se realizó en base a las características físicas (porosidad) y químicas (pH y CE.) de los distintos sustratos

OLAETA, J. Ing. Agr. Ms. Sc. 1997. Universidad Católica de Valparaíso. Comunicación Personal

utilizados. Esto se debió a la falta de información en la utilización de estos materiales como medios de propagación comercial de plantas frutales.

En un principio, de los distintos materiales considerados no tradicionales y que podrían ser utilizados como sustrato, se debió realizar una pre-selección en base al pH y CE. Estas variables deberían coincidir con los requerimientos de un frutal muy sensible a pH alcalinos y a salinidad. Así, los materiales seleccionados fueron aquellos que poseían un pH entre 6-7 y una CE menor a 2mmhos, cm.

Con estos medios ya pre-seleccionados se realizaron distintas mezclas a las cuales se les determinó: densidad aparente, densidad real y por último porosidad total. De este total de mezclas se eligieron las tres más cercanas a un 50% de porosidad (BUCKMAN y BRADY, 1970 y HILLEL, 1980).

3.3. Determinación de las características químicas :

3.3.1. Determinación de CE y pH

El método utilizado en la determinación de estas variables fue la pasta de saturación, en la cual el sustrato es saturado con agua destilada formando una mezcla acuosa, la cual se deja reposar durante 24 horas. Luego de este tiempo se toma la muestra y se coloca en una máquina de extracción de soluciones por medio de vacío. Esta solución se lleva al conductímetro y al phmetro determinando los parámetros deseados.

3.4. Determinación de la características físicas :

3.4.1. Determinación de la densidad real

Para la determinación de este parámetro se tomaron 40 gr de cada mezcla y se colocaron en un matraz de aforo de 200 cc, al cual luego se le agregaron 5cc de hexametáfosfato de sodio (su función es disolver las partículas en la solución) y se dejó reposando dos horas. En seguida se aforan los 200 cc pudiendo, por diferencia, calcular el volumen que ocupa el sustrato y sabiendo su peso se puede determinar la densidad real, por la siguiente fórmula:

$$D_r = P_s/V_t$$

donde

P_s = peso de la muestra (gr) V_t =
volumen de la muestra (cc)

3.4.2. Determinación de la densidad aparente

Para esto se tomó un embudo Büchner al cual se le determinó el volumen interior. En seguida este embudo se llenó con la serie de mezclas realizadas y se saturó con agua hirviendo durante 15 minutos. Este proceso de saturado se realizó poniendo el embudo con el sustrato en cualquier recipiente que no sobrepase su altura, luego se agregó agua y por capilaridad el líquido sube saturando la mezcla. Después se dejó secar en una estufa a 85°C por 24 horas.

A esto se le determinó el peso por diferencia entre embudo con mezcla y el peso del embudo vacío previamente determinado. Así, teniendo el volumen y el peso se puede determinar la densidad, por la siguiente fórmula:

$$D_a = P_s / V_t$$

donde

P_s = peso seco de la muestra (gr)

V_t = volumen real de la muestra(cc)

3.4.3. Porosidad total

Luego de determinar las densidades real y aparente, se puede determinar la porosidad total de la siguiente forma:

$$P = 100 \times (1 - D_a / D_r)$$

donde

P = porosidad D_a =

densidad aparente D_r =

densidad real

La determinación de este parámetro se utilizó como referencia en la selección de las mezclas obtenidas previamente, teniendo como rango una porosidad cercana al 50% y de esta manera, comparar las demás características químicas y el crecimiento de las plantas de palto establecidas en dichos sustratos.

El manejo y la preparación de los distintos sustratos se realizó simulando la forma y las condiciones como se efectúa en vivero, de tal modo de mantener fija esa variable.

Para obtener las distintas mezclas de los materiales se utilizó una probeta de 1 l y un recipiente previamente marcado con la misma medida. Las mezclas se realizaron en base a volumen, determinando cada proporción de los materiales en la probeta para luego vaciarlos al recipiente. Luego, se realizó una agitación manual durante un minuto simulando la mezcladora o betonera utilizada en vivero.

3.5. Tratamiento a la semilla :

A la semilla se le realizó una remoción de la testa y además se le hizo un corte de 1-2 cm en la parte superior. Se sembró en una cancha de pre-emergencia, para luego transferirlas a los contenedores (7 l) definitivos cuando tuvieron 1.5 a 2 cm de radícula. Antes de esto al momento de llegar al vivero, las semillas se sumergieron en una solución de Diazinon en una dosis de 80-100 gr /100 lts de agua. Al momento de sembrarlas se sumergieron en una solución de Captan + Bayer 5072 en una dosis de 270 gr + 80 gr por 100 l de agua, esto es para evitar el ataque de los patógenos causantes de Dumping off y Phytophthora.

La cama de pre-emergencia está compuesta por 50% de aserrín y 50% de arena, en donde las semillas se ponen en una sola capa hasta cuando alcanzan los 2 cm de radícula.

Luego son sembradas definitivamente en los contenedores de 7 l, tratando de dejar la semilla no muy cubierta. Lo más importante es dejar la radícula en pleno contacto con el sustrato, para lo cual se hace un hoyo con un instrumento en forma de cono, en donde luego es puesta la semilla. Luego se riega para hidratar y eliminar los bolsones de aire.

3.6. Variables a evaluar de cada sustrato :

A cada mezcla seleccionada se le evaluó una serie de características químicas como:

- pH: Medido en base a la pasta de saturación con pHmetro "Corning" modelo 12.
- Conductividad Eléctrica (mmhos/cm): medido en pasta de saturación con conductivímetro "Konduktometer" CG885.
- Relación Carbono/ Nitrógeno : por medio del método de "Kjeldalh".
- Nitrógeno disponible como Nitrato (ppm): Método de "Kjeldalh" .
- Materia orgánica : Método de "Walkley y Black".

3.7. Evaluaciones a realizar en las plantas de palto :

Para medir la calidad de los sustratos se utilizó como índice plantas de palto, porque es una especie muy sensible a las condiciones físicas y químicas del sustrato en el cual se propaga.

Las variables a evaluar fueron:

- Altura: desde el momento de la emergencia, entendiéndolo también como una velocidad de crecimiento, si es que se compara con un periodo de tiempo determinado.

- Diámetro: este parámetro se determinó una vez que las plantas alcanzaron 20 cm de altura y se midió a los 15 cm desde la semilla. Estos puntos de medición se debe a que la altura de injertación es entre 15 a 20 cm.

Se eligieron estas dos variables por ser las más importantes en el crecimiento de las plantas en vivero, ya que condicionan el momento de injertación del patrón y por tanto, determinan el tiempo de obtención de una planta terminada. Así, la altura es de 15 a 20 cm y el diámetro mínimo de injertación es de 6 a 8 mm.

Para cada sustrato se determinaron 30 plantas puestas en bloques y en orden consecutivo en cuanto a los tratamientos. Se colocaran bajo invernadero con sistema de riego por goteo, cuya frecuencia y tiempo de riego se determinó en base a la evaporación de bandeja y las condiciones climáticas existentes en el momento.

En cuanto al riego (forma y tiempos), y la fertilización, fueron iguales en todo el vivero, de tal forma de poder comparar significativamente los diferentes sustratos y el control (que es el que se utiliza normalmente en el vivero). Referente a la fertilización vía riego, se basa en un aporte de salitre potásico (16% de nitrógeno y 14% de potasio), en una dosis de 1 gr por planta por riego, fertilización que se realiza al segundo mes de trasplante. El riego este es un poco más cambiante, ya que se determina por la evaporación de bandeja y por las condiciones atmosféricas del momento, principalmente la temperatura.

Las mediciones se realizaron cada semana y para medir la altura se utilizó una regla de 60 cm y para el diámetro un pie de metro.

3.8. Análisis estadístico :

El objetivo del análisis estadístico consiste en determinar si existe efecto de los diferentes sustratos, sobre:

- el promedio de altura de plantas de palto en los meses de septiembre, octubre, noviembre y diciembre.

- el promedio de diámetro de plantas de palto en los meses de septiembre, octubre, noviembre y diciembre.

Para cumplir con estos objetivos se utilizó un nivel de significación del 5%, y se realizó, en primera instancia, el Test de Kolmogorov-Smirnov para probar la normalidad de las observaciones. A continuación y cuando correspondió, se efectuó un Análisis de Varianza Unifactorial, o se utilizó la prueba No-Paramétrica de Kruskal-Wallis. Asimismo, se ejecutó la Prueba de Intervalos Múltiples de Duncan para comparar todos los pares de medias, solamente en casos especiales.

El análisis de varianza unifactorial se representa de la siguiente forma:

$$Y_{ij} = m + T_i + E_{ij} \quad \text{con } i = 1, \dots, a ; j = 1, \dots, n$$

donde

Y_{ij} = es la j.ésima observación del i-ésimo tratamiento

m = es la media común de todos los tratamientos T_i

= es el efecto aleatorio del i-ésimo tratamiento E_{ij} = es

la componente aleatoria

Cada sustrato se consideró como un tratamiento, con lo que se obtuvieron cuatro tratamientos para evaluar, con 30 repeticiones cada uno.

4. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Las características químicas (pH, CE) y físicas (densidad aparente, densidad real y porosidad total) sirvieron de herramientas de apoyo para seleccionar los materiales y posteriormente elaborar los diferentes sustratos, de tal forma de no producir mezclas que resultaran con condiciones muy limitantes para la propagación de plantas de palto.

4.1 Selección de los materiales :

Esta elección se basó en la determinación del pH y CE de los distintos materiales, obteniéndose cuatro sustratos cuyos parámetros se ubicaban en el rango óptimo para el crecimiento del palto.

En el Cuadro 1 se muestran los materiales seleccionados y los requerimientos en cuanto a pH y conductividad eléctrica del palto.

CUADRO 1. Valores de pH y CE para los materiales seleccionados comparados con los requerimientos del palto (Persea americana var. Mexicola).

Material	PH	CE (mmhos/cm)
Arena	6.62	0.90
Aserrín	7.08	1.74
Pomasa de manzana	3.11	1.31
Tierra de algas	7.15	2.03
pH y CE óptimos para palto	6.0-6.5	< 2
pH y CE óptimos rango	5.8-7.5	<2

Con respecto al pH existe en los materiales seleccionados una tendencia hacia valores neutros registrándose una variación del 2% entre la tierra de algas y el valor óptimo para plantas de palto. El valor obtenido en la pomasa de manzana es extremadamente bajo (ácido), con respecto al rango óptimo mencionado por GARDIAZABAL y ROSENBERG, (1983) y HARTMAN, KESTER y DAVIES (1990). Este material fue seleccionado debido a que el resto de los materiales presentaron valores de pH altos con respecto al rango ideal, de tal forma que al momento de combinar y realizar los sustratos se obtuviera un valor más bajo (cercano al 6), lo cual estaría de acuerdo a lo recomendado por GARDIAZABAL y ROSENBERG (1983).

Con respecto a la CE todos los materiales se encontraban dentro del rango óptimo, dado tanto por GARDIAZABAL y ROSENBERG (1983) y HARTMANN y KESTER y DAVIES (1990). La tierra de algas es el único valor que sale del rango, pero su variación es bastante baja, de alrededor de 1%, lo cual no representa un peligro para la planta. Por otro lado, el resto de los materiales poseen valores de CE bastante bajos y por lo tanto, al momento de mezclarlos para obtener los sustratos, la conductividad eléctrica de estos se encontrará bajo el valor estimado como restrictivo para el crecimiento de plantas de palto o de cualquier otra especie vegetal.

4.2. Selección de los sustratos :

De un total de 20 sustratos elaborados (Anexo 1), se seleccionaron sólo tres, considerando como regla de elección las más cercanas a un 50% de porosidad total y las distintas combinaciones de componentes entre ellos.

Cada sustrato seleccionado se consideró como un tratamiento más un tratamiento control, que es el utilizado comúnmente en vivero. En el Cuadro 2, se muestran las proporciones de los materiales que constituyen los sustratos seleccionados.

CUADRO 2. Proporciones volumétricas de materiales que componen los sustratos seleccionados.

Materiales %				
Sustratos seleccionados	Arena	Algas	Aserrín	Pomasa de manzana
Sustrato 2 Tratamiento 2	40	30	30	
Sustrato 3 Tratamiento 3	30	25	25	20
Sustrato 4 Tratamiento 4	30	20	20	30

El tratamiento 1 o control está constituido por tierra de hoja, arena y suelo de cultivo en las siguientes proporciones : 38% de tierra de hoja, 38% de suelo y 24% de arena.

En el Cuadro se puede apreciar que todos los tratamientos o sustratos obtenidos están compuestos por la combinación de tres o más materiales. Todos los sustratos poseen arena (sobre un 30%), material mineral que se combinó con el resto de los componentes orgánicos, criterio compartido por DICKEY et al. ,(1978).

Los materiales utilizados para la elaboración de los distintos tratamientos se diferenciaban mucho en cuanto a sus características físicas y químicas. La arena es un material de gran porosidad y permeabilidad que comúnmente es utilizado en la elaboración de sustratos en vivero, lo que concuerda con los estudios realizados por BEARDSSELL, NICHOLS y JONES (1979) en que la arena ocupada es combinada

con otros materiales orgánicos de elevada porosidad para la elaboración de sustratos para la propagación de plantas.

La tierra de algas es un material particulado bastante fino, con una buena retención de humedad. Forma con el agua conglomerados de mayor tamaño que aumentan a su vez la porosidad total del sustrato. Es un material cohesionante y es por eso que se encuentra en todos los tratamientos y en un porcentaje importante (30 % en el tratamiento 2)

El aserrín es un material tratado química y físicamente, con partículas pequeñas de no más de 5cm de largo y 3cm de ancho. Retiene muy bien la humedad, pero también confiere una buena porosidad y por tanto una buena aireación del tratamiento o sustrato. Es un material tratado y por tanto sus características de pH y CE son neutras y bajas respectivamente, pero con una alta relación C/N lo que concuerda con las características citadas por CID BALLARIN (1993).

Por otra parte, la pomasa de manzana es un material de partículas medianas de 1cm de diámetro pero con la capacidad de aglomerarse entre si y también con los otros componentes del tratamiento. Por ser un material semideshidratado absorbe y retiene agua, pero también por el tamaño de sus partículas confiere una buena porosidad al sustrato. Al observar el Cuadro 1 se puede apreciar que los tratamientos que contenían este material no sobrepasaron el 50% de la mezcla, lo que está de acuerdo con lo sugerido por CHONG (1992).

En el Cuadro 3, se presentan los valores de densidad aparente (D_a), densidad real (D_r) y porosidad total para todos los sustratos seleccionados.

CUADRO 3. Valores obtenidos de densidad aparente (D_a), densidad real (D_r), y porosidad total de todos los tratamientos.

TRATAMIENTOS	D_a (g/cc)	D_r (g/cc)	P(%)
Tratamiento 1	1.03	2.1	50.72
Tratamiento 2	0.99	2.11	53.08
Tratamiento 3	0.93	2.03	54.18
Tratamiento 4	0.92	1.84	50.00

En todos los tratamientos se logró una proximidad al 50% de porosidad total. La mayor variación la presentó el tratamiento 3 con un 4.18%, mientras que el tratamiento 4 resultó con una porosidad exacta a lo recomendado para un sustrato óptimo.

El valor de densidad real es bastante uniforme entre los tratamientos 2 y 3, alejándose un poco el tratamiento 4, lográndose una fluctuación de un 7.7% entre los valores extremos (tratamiento 2 y 4). Con los sustratos no tradicionales se lograron valores bastante alejados del valor de 2.65 como promedio de densidad real de la mayoría de los suelos minerales (FONTENO, 1993).

Por su parte, la densidad aparente presenta una fluctuación de un 7% entre los valores extremos (tratamientos 2 y 4). Todos los tratamientos coinciden en presentar valores dentro del rango óptimo entre 0.15 y 1.3 g cc de densidad aparente señalado por JENKINS y JARREL (1989), ubicándose en una posición intermedia dentro del rango anteriormente mencionado.

4.2.1. Evaluación de las variables para cada sustrato

A cada sustrato o tratamiento se les midió una serie de parámetros químicos que se consideran claves para el crecimiento y desarrollo de especies frutales como son: pH, conductividad eléctrica, materia orgánica, nitrógeno disponible como nitrato y relación carbono/nitrógeno. Todas estas variables se compararon con los valores óptimos para el crecimiento de plantas de palto y también de especies frutales en general.

En el Cuadro 4 se aprecia los valores de las distintas variables evaluadas en los tratamientos y el rango adecuado para el crecimiento vegetal de cada una de éstas.

CUADRO 4. Comparación de las constantes químicas de los cuatro tratamientos con respecto a rangos adecuados para el crecimiento.

TRATAMIENTO	PH	CE (amibos/coi)	C/N	N (nitrato)	M.O (%)
T1	8.59	1.53	25.61	24.00	9.19
T2	6.21	1.34	65.25	NSD	5.72
T3	6.14	1.10	45.95	NSD	5.89
T4	6.03	1.08	28.6	16.00	4.98
Rango adecuado	6.0-6.5	<2	<12:1	40-75	>8

Dentro del parámetro pH se puede observar que todos los sustratos confeccionados de materiales presentaron un valor de la variable dentro del rango dado como óptimo por GARDIAZABAL y ROSENBERG (1983). Pero, si se considera que JENKINS y JARRELL (1989) definen el rango óptimo de pH para sustratos de contenedores de 5.0 a 6.0, se estaría fuera del rango pero en un nivel mínimo, lo que no produjo ningún problema en el crecimiento de las plantas de palto. Sin embargo, la mayoría

respectivamente y que indudablemente aumentan el nivel de esta variable en el sustrato final.

Dentro de los sustratos no tradicionales, el tratamiento 2 es el que presenta un mayor pH, debido a los altos porcentaje de tierra de algas (30%) y de aserrín (30%) que elevan el pH, pero también se debe considerar el efecto de la arena, que siendo considerada un material inerte, presentó un valor relativamente ácido, función por lo cual, este tratamiento posee un pH ácido (se esperaría un valor cercano a 7).

También se puede observar que no existe una correlación directa respecto de los niveles *de* pH de los materiales y el valor que se obtiene en el sustrato, debido a que durante el periodo de crecimiento existe una serie de cambios bioquímicos (lavados por el riego, efecto de los fertilizantes, acción de microorganismos, etc.), dentro del sustrato que inciden en el valor final de la variable a evaluar.

Para la variable de conductividad eléctrica, el tratamiento 1 o control es el que presenta el valor más alto y el tratamiento 4 el menor, con valores de 1.53 y 1.10 mmhos/cm respectivamente. Ninguno de los sustratos presenta un valor fuera de lo recomendado por GARDIAZABAL y ROSENBERG (1983), quienes señalan que una conductividad óptima para sustratos específicamente en paltos sería inferior a 2 mmhos/cm. FURUTA (1972), citado por GOH y HAYNES (1977) y el INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRÍCOLAS (1964) también coinciden en señalar como un rango adecuado de CE bajo 2 mmhos/cm. Por lo tanto, dentro de este parámetro no habría problema para ninguno de los tratamientos o sustratos.

El valor alto de CE del tratamiento control no puede ser explicado en forma muy objetiva, debido a la variabilidad en el origen de los materiales comúnmente usados y

es por esto que se debe buscar materiales de características regulares de modo de controlar todas las variables.

El valor más bajo de CE lo presenta el tratamiento 4, debido a que es el que presenta la proporción más baja de tierra de algas (material no tradicional que presenta el mayor valor de conductividad eléctrica). Además, posee un elevado porcentaje de arena (30%) material con el menor valor de conductividad.

Dentro de este parámetro se debe considerar la CE del agua de riego (que en el vivero posee una CE de 0.63 mmhos), que en esta zona es muy cercana al rango límite de 0.75 mmhos/cm (GARDIAZABAL y ROSENBERG, 1983), y por lo tanto, aumenta el valor de esta variable en el sustrato a utilizar. Por lo tanto, dentro del trabajo en vivero se debería observar muy bien la variabilidad de la CE.

En lo que respecta a la relación carbono/nitrógeno, el tratamiento 2 es el que presenta el valor más elevado, indicando de esta manera una señal de baja fertilidad del sustrato, debido a que los microorganismos presentes en éste utilizan el nitrógeno disponible para descomponer los compuestos carbonados, creando el fenómeno conocido como "hambre de nitrógeno". El valor de 65.25 se puede considerar como elevado, si se tiene en cuenta que la mayoría de los suelos fértiles en Chile presentan una relación que varía de 10:1 a 12:1 (CROVETTO, 1992), y también como un sustrato de muy escasa liberación de nitrógeno, dado que los valores sobre 15:1 presentan estas características (JUNTA DE EXTREMADURA, 1992).

La elevada relación obtenida en este tratamiento (65.25) es por una parte, producto de la incorporación de aserrín (40%), pues este material posee una alta relación carbono/nitrógeno, según DICKEY *et al.* (1978), GREENHILL (1979) y SALINGER

(1991), y en segundo lugar nulo aporte de nitrógeno por parte de la arena (AGRÍCOLA VERGEL, 1993) y de la tierra de algas (UNIVERSIDAD DE CHILE, LABORATORIO QUÍMICO DE SUELO Y AGUA, 1997).

La disminución que se observa en los tratamientos 3 y 4 se debe fundamentalmente a la baja en los contenidos de aserrín (25 y 20 % respectivamente) y al aumento en los contenidos de pomasa de manzana (20 y 30 % respectivamente), la cual posee según CHONG (1992) un contenido de nitrógeno (NO_3) de alrededor de 5 ppm.

El valor más bajo lo presenta el tratamiento control (25.61) y se debe fundamentalmente a que los materiales que se utilizan en su elaboración, como lo son la tierra de hoja y el suelo de cultivo, poseen una baja relación y además sus contenidos de nitrógeno, en especial, la tierra de hoja son altos. La cantidad de nitrógeno depende del origen de los materiales y en el caso de la tierra de hoja del nivel de humificación que presente.

Si se hace una visión general de los valores de la relación carbono/nitrógeno se puede observar que ninguno de ellos se encuentra dentro del rango dado por CROVETO, (1992) y por lo tanto, todos deberían recibir un aporte nitrogenado para reducir la relación que presenta y aumentar con ello el contenido de nitrógeno.

Para poseer otro rango de comparación, ANSORENA (1994) indica que un rango óptimo para sustratos de cultivos estaría entre 20 y 40, por consiguiente, estarían dentro de este rango los tratamientos 1 y 4, que a su vez son los que poseen menos proporción de aserrín y mayor contenido de nitrógeno (dado por la tierra de hoja y la pomasa de manzana).

En lo que respecta a los contenidos de nitrógeno de los diferentes tratamientos está muy relacionado con lo discutido en los párrafos anteriores. El tratamiento 1 es el que presenta el mayor valor, debido ésto a los contenidos de nitrógeno de la tierra de hoja y del suelo, niveles que varían de acuerdo al lugar de origen y del grado de humificación de la tierra de hoja. Pero a pesar de ello, de todas formas se encuentra fuera del rango normal de nitrógeno total de suelos fértiles, que varía entre 40 y 75 ppm (LÓPEZ y LÓPEZ, 1978).

En cuanto a los sustratos no tradicionales es indudable que se encuentran bajo el rango indicado anteriormente. Esto se debe fundamentalmente a que los materiales utilizados en la elaboración de los tratamientos, poseen un nivel de nitrógeno muy bajo y en algunos su aporte es nulo. Así, es fácil explicar por qué el tratamiento 2 no posee nitrógeno: esto se debe a que en su composición no existe ningún material que presente niveles aceptables de este nutriente. Esto concuerda con lo descrito por BALLARIN (1993) quien indica un aporte nulo de nitrógeno por parte de la arena. La tierra de algas presenta, al igual que el material anterior, niveles indetectables de este nutriente (UNIVERSIDAD DE CHILE, LABORATORIO QUÍMICO DE SUELO Y AGUA, 1997). Además, CROVETO (1992) indica para el aserrín un aporte de nitrógeno muy bajo.

En los tratamientos 3 y 4 se debería esperar cierto nivel de nitrógeno, si se considera que los dos sustratos poseen en su composición pomasa de manzana que según CHONG, (1992) otorgaría cierta concentración de este nutriente al sustrato. Al observar los resultados se puede distinguir que el tratamiento 3 no posee nitrógeno, a pesar de tener pomasa de manzana. Esto se puede explicar debido a que el porcentaje en que se presenta este material en el sustrato es muy bajo para poder ser determinado en laboratorio. En cambio, el tratamiento 4, que posee un 30% de pomasa, sí se le determinó niveles de nitrógeno.

Según LÓPEZ y LÓPEZ (1978) un rango óptimo de nitrógeno estaría entre 40-75 ppm y según ANSORENA (1994) sería entre 100-199 ppm. Basándose en cualquiera de los dos rangos, se puede indicar que todos los tratamientos están muy por debajo de esos niveles, en especial, los tratamientos 1 y 2. Por lo tanto, es imprescindible indicar una fertilización nitrogenada de todos los tratamientos, en especial en aquellos no tradicionales, debido a su bajo aporte natural de nitrógeno.

Dentro de los materiales usados en la confección de los sustratos, tanto tradicional como no tradicionales, el único que no presenta materia orgánica es la arena (BALLARIN, 1993). Esto concuerda muy bien con los resultados obtenidos en este aspecto, en donde todos los tratamientos poseen niveles de materia orgánica.

Autores como ANSORENA (1994) y RAZETO (1993) coinciden en indicar como un rango óptimo de materia orgánica porcentajes superiores al 8%. También, RODRÍGUEZ (1995) señala un nivel medio que se encontraría entre un 3 a un 8%. Por lo tanto, el tratamiento 1 estaría señalado como un sustrato rico en materia orgánica, mientras que el resto de los tratamientos se encontraría en un nivel medio. El elevado nivel de materia orgánica del tratamiento 1 se debe fundamentalmente a la tierra de hoja, la cual según BARTOLLONI y PRETRUCCELLI (1992) presenta elevados niveles de M.O debido al gran porcentaje de material vegetal y a su pH ácido que provoca una mineralización defectuosa.

Para el resto de los tratamientos, el porcentaje observado se debe a que todos los materiales usados poseen niveles mayores o menores de M.O. Así, el LABORATORIO DE SUELO DE LA UNIVERSIDAD DE CHILE (1997) señala la tierra de algas con un 21.2%, CHONG (1992) caracteriza a la pomasa de manzana como un material con elevado porcentaje de materia orgánica. De la misma forma,

BALLARIN (1993) caracteriza al aserrín como un material que aumenta el contenido de materia orgánica en el sustrato.

En una visualización general, se puede indicar que para el tratamiento 1 o control los problemas más graves se encuentran en el elevado pH , su alta relación C/N y la baja disponibilidad de nitrógeno. Para el resto de los tratamientos, los problemas se originan en su alta relación C/N y en su pobre nutrición en base a nitrógeno.

4.3. Evaluación de la efectividad de los sustratos aplicados sobre la altura (cm) de plantas de paltos :

El objetivo de esta parte de la experiencia es detectar si existe diferencia significativa en la altura de las plantas de palto, influenciada por el tipo de sustrato en que éstas plantas se propagaron.

4.3.1. Altura de las plantas de palto para el mes de septiembre.

No existe en este mes la justificación necesaria para admitir que el efecto del factor en estudio, sobre la media de las alturas del mes de septiembre, es significativo.

En el Cuadro 5 se presentan los promedios de altura de las plantas evaluada en el mes de septiembre, para cada uno de los niveles del factor sustrato.

CUADRO 5. Promedio de altura de planta de palto para el mes de septiembre.

TRATAMIENTO	PROMEDIO DE ALTURA DE PLANTAS DE PALTO SEPTIEMBRE	
TRATAMIENTO 1	13,10	a
TRATAMIENTO 2	13,12	a
TRATAMIENTO 3	13,82	a
TRATAMIENTO 4	14,14	a

Promedio con letras iguales no se diferencian estadísticamente, según Duncan al 5%

4.3.2. Altura de plantas de palto para el mes de octubre

Según la información estadística no existe la evidencia suficiente y necesaria como para decir que los distintos sustratos afectaron la media de la altura de las plantas de palto en el mes de octubre.

De acuerdo a lo anterior, se presentan los promedios de las alturas, para cada uno de los niveles del factor en estudio, evaluadas en este mes.

CUADRO 6. Promedio de las alturas de plantas de palto para el mes de octubre.

TRATAMIENTO	PROMEDIO DE ALTURA DE PLANTAS DE PALTO OCTUBRE	
TRATAMIENTO 1	26,67	a
TRATAMIENTO 2	21,93	a
TRATAMINETO 3	20,68	a
TRATAMIENTO 4	19,99	a

Promedio con letras iguales no se diferencian estadísticamente, según Duncan al 5%.

4.3.3. Altura de las plantas de palto para el mes de noviembre

Estadísticamente se puede comprobar que el sustrato influye significativamente en el promedio de las alturas evaluadas en el mes de noviembre, siendo el tratamiento 1 o control el que aporta el mayor promedio de la variable en estudio.

De acuerdo a lo anterior, se realizó el test de comparación múltiple de Duncan, cuyos resultados se presentan en el cuadro 7.

CUADRO 7. Promedio de las alturas de plantas de paltos para el mes de noviembre.

TRATAMIENTO	PROMEDIO DE ALTURA DE PLANTAS DE PALTO. NOVIEMBRE	
TRATAMIENTO 1	33.12	a
TRATAMIENTO 2	25.49	b
TRATAMIENTO 3	24.83	b
TRATAMIENTO 4	25.70	b

Promedio con letras iguales no se diferencian estadísticamente, según Duncan al 5%.

4.3.3. Altura de las plantas de palto para el mes de diciembre.

Existe evidencia necesaria como para decir que el promedio de las alturas, evaluado en el mes de Diciembre, está afectado por el sustrato utilizado. En este caso, el sustrato control es el que entrega el mayor promedio de la variable en estudio.

De acuerdo a lo anterior, se llevó a cabo el test de comparación múltiple de Duncan, cuyos resultados se muestran en el siguiente Cuadro.

CUADRO 8. Promedio de las alturas de plantas de palto para el mes de diciembre.

TRATAMIENTO	PROMEDIO DE ALTURA LAS PLANTAS DE PALTO DICIEMBRE	
TRATAMIENTO 1	42,52	a
TRATAMIENTO 2	30,03	b
TRATAMIENTO 3	28,89	b
TRATAMIENTO 4	32,79	b

Promedio con letras iguales no se diferencian estadísticamente, según Duncan al 5%.

Al visualizar los resultados del análisis estadístico, caben dos interrogantes. Una de ellas es ¿por qué en los meses de septiembre y octubre no se apreciaron diferencias significativas entre los sustratos? y la segunda ¿por qué el tratamiento control es el que posee un mayor promedio en las alturas?.

Lo primero se debe a que la semilla de palto posee cotiledones bastante grande, con una capacidad de alimentar al embrión y sustentar el desarrollo por mucho tiempo. Según CAUTÍN (1998)*, la semilla de palto puede influir en el desarrollo de la planta durante 45 a 60 días y esto estaría explicando el por qué no existen diferencias en esos meses, ya que la variable altura no estaría siendo influida por el sustrato sino por las reservas de la semilla. Además, al observar las alturas se puede apreciar que todas ellas son semejantes en estos dos meses, debido a que al momento de sembrar se eligieron semillas de igual tamaño y condición.

El segundo hecho se explica por los niveles de nitrógeno y la relación C/N de cada uno de los tratamientos. El sustrato control posee un rango de nitrógeno mayor que cualquier otro sustrato alternativo y además, su relación carbono- nitrógeno es la más

* CAUTÍN, R. Ing. Agr.. 1998. Universidad Católica de Valparaíso Profesor de la Facultad de Agronomía. Comunicación Personal.

baja. Todo esto redundando en una mayor disponibilidad de nutriente para la planta, que induce un mayor crecimiento en altura.

4.4. Evaluación de la efectividad de los sustratos aplicados sobre el diámetro (cm) de plantas de palto.

Esta parte de la investigación está orientada a determinar si existe efecto de los diferentes sustratos sobre el diámetro de las plantas. La información también se recogió semanalmente, determinándose el promedio de la variable de respuesta en cada uno de los meses (Sep., Oct, Nov., Dic.), los cuales fueron estudiados en forma independiente.

El análisis de la información se basó en un "Diseño Completamente Aleatorio Desbalanceado", recopilando la información que se muestra en el Cuadro 9 :

CUADRO 9. Total de mediciones registradas por mes.

Mes	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamientos	Tratamiento 4
Septiembre	13 datos	13 datos	11 datos	12 datos
Octubre	24 datos	20 datos	22 datos	20 datos
Noviembre	26 datos	27 datos	25 datos	26 datos
Diciembre	26 datos	28 datos	26 datos	29 datos

La diferencia en la cantidad de réplicas por tratamiento se debe a que el diámetro de la planta se midió una vez que ésta alcanzó los 20 cm de altura, y por lo tanto, antes que esto sucediera no existieron mediciones.

4.4.1. Diámetro de plantas de palto para el mes de septiembre.

Para este mes no existen pruebas necesarias para admitir que los sustratos aplicados afectan el promedio del diámetro de plantas de palto evaluadas.

De esta forma, se calculó los promedios del diámetro de las plantas de palto, para cada uno de los sustratos utilizados, y cuyos resultados se muestran a continuación en el Cuadro 10.

CUADRO 10. Promedio del diámetro de plantas de palto para el mes de septiembre.

TRATAMIENTO	PROMEDIO DEL DIÁMETRO SEPTIEMBRE		Promedio con letras
TRATAMIENTO 1	0.37	a	iguales no se diferencian
TRATAMIENTO 2	0.36	a	
TRATAMIENTOS	0.33	a	
TRATAMIENTO 4	0.32	a	

estadísticamente, según Duncan al 5%. 4.4.2. Diámetro de las plantas de palto para el mes de octubre.

Existe la evidencia suficiente y necesaria para afirmar que los distintos sustratos afectaron la media del diámetro de las plantas de palto, evaluadas en este mes, siendo el sustrato control el que presenta el mayor promedio.

De acuerdo a lo anterior, se realizó el Test de Comparaciones de Múltiples de Duncan, cuyos resultados aparecen en el siguiente Cuadro:

CUADRO 11. Promedio del diámetro de plantas de palto para el mes de octubre.

TRATAMIENTO	PROMEDIO DEL DIAMETRO. OCTUBRE	
TRATAMIENTO 1	0.42	a
TRATAMIENTO 2	0.38	b
TRATAMIENTO 3	0.36	b
TRATAMIENTO 4	0.36	b

Promedio con letras iguales no se diferencian estadísticamente, según Duncan al 5%.

4.4.3. Diámetro de las plantas de palto para el mes de noviembre.

Para este mes existe la evidencia suficiente y necesaria para afirmar que los distintos sustratos afectaron la media del diámetro de las plantas de palto, evaluadas en este mes, siendo el sustrato control el que presenta el mayor promedio.

De acuerdo a lo anterior, se realizó el Test de Comparaciones de Múltiples de Duncan, cuyos resultados aparecen en el siguiente Cuadro:

CUADRO 12. Promedio del diámetro de plantas de palto para el mes de noviembre

TRATAMIENTO	PROMEDIO DEL DIAMETRO. NOVIEMBRE	
TRATAMIENTO 1	0.53	a
TRATAMIENTO 2	0.42	b
TRATAMIENTO 3	0.42	b
TRATAMIENTO 4	0.43	b

Promedio con letras iguales no se diferencian estadísticamente, según Duncan al 5%.

4.4.4. Diámetro de las plantas de palto para el mes de diciembre.

Según los resultados existe la evidencia suficiente y necesaria para afirmar que los distintos sustratos afectaron la media del diámetro de las plantas de palto evaluadas en este mes, siendo el sustrato control el que presenta el mayor promedio.

De acuerdo a lo anterior, se realizó el Test de Comparaciones de Múltiples de Duncan, cuyos resultados aparecen en el siguiente Cuadro:

CUADRO 13. Promedio del diámetro de plantas de palto para el mes de diciembre

TRATAMIENTO	PROMEDIO DEL DIÁMETRO. DICIEMBRE	
TRATAMIENTO 1	0.65	a
TRATAMIENTO 2	0.49	b
TRATAMIENTO 3	0.48	b
TRATAMIENTO 4	0.50	b

Promedio con letras iguales no se diferencian estadísticamente, según Duncan al 5%.

Al analizar los datos, se observa claramente que en el mes de septiembre todavía el crecimiento de la planta, expresado en su grosor, no es influenciado por el sustrato sino que es la semilla la que sostiene a la planta. En el mes de octubre, ya se observa una influencia del sustrato en el desarrollo de la planta, esto se contrapone a lo observado en la altura, en donde en esta fecha todavía el sustrato no influía en el crecimiento. Esto es debido a que para medir el grosor se debió esperar a que se llegara a 20 cm de altura, periodo en el cual ya la planta empieza a independizarse de la semilla.

Por otra parte, según los datos obtenidos, se observa que la semilla mantiene el crecimiento en altura por más tiempo, en cambio el desarrollo del diámetro de las plantas se vio rápidamente influenciado por el sustrato. Esto se puede deber a que en un comienzo las reservas de la semilla se destinan principalmente a un desarrollo en altura y en el momento de producirse el incremento en la tasa de crecimiento del diámetro de la planta, esta ya está dependiendo de los nutrientes otorgados por el sustrato. Además, se debe recordar que las reservas entregadas por la semilla van disminuyendo en forma paulatina mientras aumenta el suministro por parte del sustrato y, por lo tanto, existe un traslape que en este ensayo ocurrió en octubre. En este periodo de tiempo existió la "independencia" de la planta de su semilla, y es ella la que empieza a sustentar su propio desarrollo a través de la fotosíntesis y la absorción de nutrientes del sustrato por parte de su sistema radicular recientemente formado. Es en este periodo en donde se nota la mayor disponibilidad de nutrientes del tratamiento control.

También se puede observar que tanto en el crecimiento en altura y en diámetro, el tratamiento 1 o control es el que presenta los mejores resultados y esto debido principalmente al mayor contenido de nitrógeno y a la baja relación carbono/nitrógeno, en comparación al resto de los tratamientos.

Al observar los rangos óptimos de las distintas variables medidas, todos los tratamientos requieren de enmiendas para mejorar sus contenidos de nitrógeno y disminuir la relación C/N. Para ello se podría realizar, en los tratamientos no tradicionales, fertilizaciones tempranas desde octubre para así favorecer los dos tipos de crecimiento. Para el sustrato control también sería apropiada la fertilización, pero no desde tan temprano, para así aumentar su disponibilidad de nitrógeno que siendo la más alta de los tratamientos, es aún baja según los niveles óptimos.

Por otro lado, si se observa el costo de cada uno de los tratamientos estimados en base al precio comercial de cada material y para el caso de la tierra de algas y la pomasa de manzana, se consideró el flete, ya que son materiales obtenidos en forma gratuita. En el anexo 1 se puede observar que el sustrato alternativo de menor costo es el tratamiento 2 y esto se debe a que en su composición no se encuentra la pomasa de manzana, que es el material más caro debido al alto valor de su flete. El tratamiento control posee un costo estimado de \$ 5447 + IVA (por metro cúbico), lo cual lo pone como el segundo sustrato más económico seguido del tratamiento 3 y 4, que son los que poseen un mayor precio debido a que contienen mayor porcentaje de pomasa de manzana (20 y 30 % respectivamente).

5. CONCLUSIONES

Se caracterizó física y químicamente diferentes materiales alternativos como pomasa de manzana, arena, aserrín tratado y tierra de algas. Considerando las combinaciones de estos materiales se logró obtener 3 sustratos con una porosidad muy cercana al 50%.

También se caracterizó física (porosidad) y químicamente (pH, Ce, materia orgánica, nitrógeno disponible, relación C/N) estos sustratos, sumando el tratamiento control, que es el utilizado normalmente en el vivero para la propagación de plantas de palto.

Ninguno de los sustratos elaborados y seleccionados, cumplen -en conjunto-, con los requerimientos para el óptimo crecimiento vegetal.

No se obtuvo un sustrato que tuviera los mismos resultados que el tratamiento control en cuanto a la nutrición de las plantas, pero si se obtuvieron sustratos con condiciones químicas y físicas mucho más cercanas a los óptimos para el adecuado crecimiento de plantas de palto.

De acuerdo a las restricciones observadas, es de prioritaria necesidad realizar una investigación de la fertilización más adecuada que debiera realizarse para alcanzar los niveles óptimos y obtener un desarrollo normal de las plantas propagadas en esos sustratos.

6. RESUMEN

En el vivero de la Estación Experimental de la Universidad Católica de Valparaíso, se realizó un ensayo para determinar la posible utilización de materiales no tradicionales en la confección de sustratos para la propagación de palto (Persea americana).

Los materiales no tradicionales utilizados fueron arena, tierra de algas, pomasa de manzana y aserrín. Con todos ellos se realizaron 20 sustratos, eligiendo a continuación aquellos cuya porosidad estuviera más cerca del 50%. De este total se eligieron tres sustratos comparándolos con el sustrato actualmente utilizado en el vivero (control). Para lograr definir el óptimo como medio de propagación de palto, se midió en el periodo transcurrido entre septiembre y diciembre la altura (a 20 cm) y el diámetro de las plantas.

A todos los sustratos se les determinó el pH, CE, materia orgánica, relación carbono/nitrógeno y nitrógeno disponible. Los sustratos alternativos presentaron muy buenas características en los tres primeros parámetros, siendo los bajos niveles de nitrógeno y la alta relación C/N, los grandes problemas para ser usados como medios de propagación para plantas de palto. Por otro lado, el sustrato control presenta rangos de nitrógeno aceptables y la relación C/N está dentro de los límites adecuados, pero el pH y la CE condicionan también su uso.

En términos generales se puede decir que existe la información necesaria como para decir que en el mes de septiembre no existió diferencias significativas entre los sustratos evaluados, tanto en el diámetro como en la altura de las plantas. En el resto de los meses también existe información para decir que existió diferencias entre el sustrato control y el resto de los no tradicionales (que entre ellos no presentaron diferencias significativas).

Por último, se puede decir que el tratamiento control presentó en conjunto las mejores condiciones nutricionales para la propagación de plantas de palto, por otro lado, los sustratos no tradicionales mostraron excelentes condiciones físicas y químicas, requiriendo para su uso una fertilización nitrogenada desde octubre.

7. LITERATURA CITADA

- ABAD, M. 1991 (a) . Los Sustratos Hortícolas. In: II Congreso Nacional de Fertirrigación. Almería, 18 - 20 septiembre. Fundación para la Investigación Agraria en la provincia de Almería, pp 1 - 15 .
- ANSORENA, J. 1994. Propiedades y caracterización de los sustratos. Madrid, Mundi-Prensa. 172p.
- ARANCIBIA, A. 1993. Uso de sustratos alternativos como reemplazo de tierra de hoja en la producción de plantas ornamentales. Tesis Ing. Agr. Quillota. Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía. 101 p.
- BARTOLLINI, F. y PETRUCCELLI, R. 1992. Materiales para la preparación de sustratos. Hortofruticultura. 11 : 1 - 8 .
- BEARDSSELL, D. ; NICHOLS, D. and JONES, D. 1979. Physical properties of nursery potting-mixtures. Scientia Horticulturae 11 : 1 - 8
- BROWN, E. and POKORNY, F. 1975. Physical and chemical properties of media composed of milled pine bark and sand. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 100 (2): 119-121.
- BUCKMAN, H. and BRADY, N. 1969. The nature and properties of soil. New York, Macmillan. 653p.
- BUNT, A. 1983. Physical properties of mixtures of peats and minerals of different particle size and bulk density for potting substrates. Acta Horticulturae 150: 143- 153.
- BURES, S. 1993. Congreso internacional de sustratos. Horticultura. 86 : 30 - 39 ; 41 .
- CALDERÓN, E. 1985. Fruticultura general. 3ª ed. México, Limusa. 530 p.
- CASTRO, M. 1990. Propagación, portainjertos y reinjertación de palto. Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía. Curso Internacional Producción, Postcosecha y Comercialización de palta. Viña del Mar, 2-5 octubre, 1990. pp. F1-F14

- CHAPMAN, H. and PRATT, P. 1973. Métodos de análisis para suelos, plantas y aguas. México, Trillas. 195 p.
- CHONG, C. 1992. Apple pomace as an amendment in container growing media. HortScience 27(10): 1138.
- CID BAILARÍN, M. 1993. Materiales utilizados en la elaboración de sustratos. Agrícola Vergel 141 (12): 492 - 501.
- CONO VER, C. and POOLE, R. 1981. Effect of soil compactio on physical properties of potting media and growth of Pilea pubescens Liebm. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 106 (5) :604-607.
- CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL. 1978. Proyecto dunas litorales provincia de San Antonio. Santiago, Chile. 61p.
- CROVETTO, C. 1992. Rastrojos sobre el suelo. Santiago, Chile, Universitaria. 30 Ip.
- CROZON, J. y NEYROUD, J. 1990. Etude des caractéristiques physiques de quelques subatrats en horticultures. Review Suisse. Viticulture, Arboriculture, Horticulture 22(6): 441-446.
- DEL SOL, P. y AGUILERA, J. 1989. Investigación, desarrollo, cultivo y uso industrial de algas gracilarias. In : Instituto de Fomento Pesquero. Análisis de la industria de la Gracilaria y sus derivados. Santiago, CORFO-FAO. pp. 1-133.
- DICKEY, R. ; McELWEE, E. ; CONO VER, C. and JOINER, J. 1978. Container growing of woody ornamental nursery plant in florid. Florida, Florida University. Bulletin793.
- DONOSO, J. 1989. Convierten el aserrín en alimento para el ganado. Chile Forestal. 168:21.
- FABREGAS, X. 1993. Seminario sobre sustratos en la ESAB. Horticultura. 84 : 22-23 .
- FONTENO, W. 1993. Problems and considerations in determining physical properties of horticultural subtrates. Acta horticulturae 342:197-204.

- GARDIAZABAL, F. y ROSENBERG, G. 1993. Cultivo del palto. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso. 112p.
- GAVANDE, S. 1972. Física de suelo; principio y aplicación. México, Limusa-Wiley. 351p.
- GOH, K. and HAYNES, R. 1977. Evaluation of potting media for commercial nursery production of container plants. New Zealand Journal of agricultural research 21 :449-456.
- GREENHILL, A. 1979. Método de diagnóstico de la fertilidad del suelo en un vivero forestal. Valdivia, Universidad Austral de Chile. Facultad de Ingeniería Forestal. 115p.
- GREZ, R.; GERDING, V. y HENRIQUEZ, M. 1990. Utilización de aserrín como aditivo para mejorar la dinámica de elementos nutritivos en el suelo. Temuco, Congreso nacional de la ciencia del suelo, pp. 173-176.
- HANDRECK, K. 1985. Nutritional studies with potting mixes-sulfur and vermicompost. Preliminary result. Plant Propagators 35 :36-44.
- HARTMANN, H; KESTER, D and DAVDES, F. 1990. Plant propagation, principles and practices. New Jersey, Prentice Hall. 647p.
- HILLEL, D. 1980. Fundamentals of soil physics. New York. Academic Press. 405p.
- INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES AGRÍCOLAS. 1964. Suelos salinos y sódicos. México. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. 172p.
- JENKINS, J. and JARRELL, W. 1989. Predicting physical and chemical properties of container mixtures. HortScience 24 (2) :292-295 .
- JUNTA EXTREMADURA. 1992. Interpretación de análisis de suelo, foliar y aguas de riego; consejo abonado (normas básicas). Madrid, Mundi-Prensa. 280p.

- KAMP, M. and WIEGAND, C. 1983. Growth response of container grow plants in potting media amended with lignite. *Acta Horticulturae* 133 : 191-198.
- LETEY, J. ; MORGAN, W. ; RICHARD, J. and VALORAS, N. 1966. Physical soil amendments, soil compaction, irrigation and wettingagents in turfgrass management III. Effects on oxygen diffusion rate and root growth. *Agronomy Journal*. 58 (4) :531-535.
- LLORENS, J. 1992. Cultivo sin sustratos. *Horticultura* 75:86-87.
- LÓPEZ, J. y LÓPEZ, J. 1978. El diagnóstico de suelo y plantas; métodos de campo y laboratorio. Barcelona, Mundi-Prensa. 337p.
- MARTÍNEZ, E. y GARCÍA, M. 1993. Hortalizas; Cultivo sin suelo. Madrid, Mundi-Prensa. 189p.
- MORALES, C. 1995. Elaboración de sustratos para su utilización en la propagación de plantas frutales a partir de materiales no tradicionales. Quillota. Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía. 89p
- NEAL, J. and WAGNER, D. 1983. Physical and chemical properties of coal cinder as a container media component. *HortScience* 15 (5): 693-695.
- NICOLOSI, R. and FERTZ, T. 1980. Evaluation of rootgrowth in varying médium densities and throught dissimilar soil surface. *HortScience* 15 (5): 642-644.
- OWNEY, B.; BENSON, D. y BILDERBACK, T. 1990. Physical properties of container media and relation to severity of phytophthora root rot of Rhododendron. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 115 (4) :564-570.
- PENNINGSFELD, P. And KURZMANN, P. 1981. Cultivos hidropónicos y en turba. 2° ed. Madrid, Mundi-Prensa. 343 p.
- RAZETO, B. 1993. La nutrición mineral de los frutales : deficiencias y excesos. Santiago, Soquimich. 224p.
- RODRÍGUEZ, J. 1992. Manual de fertilización. Santiago, Universidad Católica de Chile. 362p.

- ROJAS, B. 1991. Fertirrigación. Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía. 90p.
- ROS i CALSINI, M. 1996. Cultivo sin sustrato: elección de sustrato. Horticultura.
- SALINGER, J. 1991. Producción comercial de flores. España, Acribia. 371p.
- SAPRI, G. y ETCHEVERS, J. 1975. Mineralización del carbono y nitrógeno y retención de humedad en suelos tratados con el alga Macrocytis pynifera. Turialba 25 (2) : 16-20 .
- SPOMER, L. 1974. Optimizing container soil amendment: the "threshold proportion" and prediction of porosity. HortScience 9 : 532-533.
- SOCIEDAD QUÍMICA Y MINERA DE CHELE 1993. Agenda del salitre. Santiago, Universitaria. 1056p.
- SMITTLE, D. and WILLIAMSON, R. 1977. Effect of soil compaction on nitrogen and water use efficiency root growth, yield and fruit shape of pickling cucumbers. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 102 (6) :822-825.
- TORTOSA, J. 1990. La turba; su caracterización. Propiedades físicas y químicas evaluadas para cultivos en contenedor. Agrícola Vergel 9 (106): 777-783.
- UNIVERSIDAD DE CHILE, LABORATORIO QUÍMICO DE SUELO Y AGUA, 1997. Informe del análisis de fertilidad de suelo. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. N° 1368.
- VENEGAS, A. 1990. Crecimiento y extensión del sistema radicular en frutales. In: Curso internacional; manejo de agua en frutales. Chillan. Universidad de Concepción, Depto. Ingeniería Agrícola, pp. 17-30.
- WILD, A. 1992. Condiciones de suelo y desarrollo de las plantas según Russell. Madrid, Mundi-Prensa, 1025p.

ANEXOS

Anexo 1. Cuadro resumen del total de sustratos elaborados.

T. de algas (%)	Arena (%)	Aserrín (%)	P.manzana (%)	Da	Dr	Porosidad total.(%)	Costo + IVA
25	50		25	0.71	2.31	69.73	
20	50	30		0.82	2.18	62.17	
	45	35	20	0.75	2.13	64.35	
30	30	20	20	0.67	1.71	61.93	
30	40	30		0.99	2.11	53.08	5010
	40	30	30	0.72	1.97	63.45	
25	30	25	20	0.93	2.03	54.18	6795
40		30	30	0.43	1.26	65.87	
20	15	25	30	0.62	1.63	61.96	
30	20	50		0.59	1.96	69.89	
50	20	30		0.66	1.91	65.44	
30	20	20	30	0.67	1.76	61.93	
40	20	40		0.66	2.0	67.00	
30	15	30	25	0.65	1.71	61.98	
40	30	30		0.58	2.26	74.33	
30	20	30	20	0.58	2.16	73.00	
40	20	30	10	0.62	2.00	69.01	
20	30	50		0.71	1.93	63.21	