

PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DE VALPARAÍSO

FACULTAD DE AGRONOMÍA

ÁREA DE FRUTICULTURA



TALLER DE LICENCIATURA

**PROBLEMAS DE ASFIXIA EN PLANTAS DE VIVERO DE PALTO
(*Persea americana* Mill.), Y ENSAYO DE DIFERENTES SUSTRATOS.**

ROBERTO ALEJANDRO CERDA FLORES

QUILLOTA CHILE

2005

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1. Enfermedades que afectan al sistema radicular del palto.....	3
2.1.1. Tristeza del palto.....	3
2.1.1.2. Síntomas de la enfermedad.....	4
2.1.1.3. Taxonomía de <i>P. cinnamomi</i>	5
2.1.1.4. Género <i>Phytophthora</i>	5
2.1.1.5. Condiciones que favorecen el desarrollo de <i>P. cinnamomi</i>	6
2.1.2. Pudrición negra de raicillas de palto.....	7
2.1.2.1. Generalidades.....	7
2.1.2.2. Síntomas de la enfermedad.....	8
2.1.2.3. Taxonomía y características de <i>C. destructans</i>	9
2.1.2.4. Género <i>Cylindrocarpon</i>	9
2.1.2.5. Condiciones que favorecen el desarrollo de <i>C. destructans</i>	11
2.2. Problemas de asfixia en palto.....	11
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
3.1. Seguimiento de plantas de palto de vivero.....	14
3.1.1. Aislamiento desde plantas con síntomas... ..	15
3.1.2. Medios de cultivo empleados.....	15
3.1.3. Aislamiento desde semillas.....	16
3.1.4. Captura aérea.....	17
3.1.5. Análisis de suelo.....	17
3.1.6. Caracterización de los aislados obtenidos.....	18
3.2. Ensayo de distintos sustratos para palto.....	18
3.5.1. Sustratos utilizados en el ensayo.....	19
3.2.2. Mediciones realizadas en ensayo de sustratos.....	19

4. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....	21
4.1. Seguimiento de plantas de palto de vivero.....	21
4.1.1. Aislamientos desde raicillas de palto.....	23
4.1.2. Aislamiento desde semillas y radículas.....	25
4.1.3. Captura aérea.....	25
4.1.4. Análisis de suelo.....	26
4.2. Ensayo de cuatro distintos sustratos para palto.....	27
4.2.1. Medición del peso seco de plantas de palto.....	31
4.2.2. Medición del número de hojas de plantas de palto.....	32
4.2.3. Medición a 5 cm del cuello de las plantas.....	32
4.2.4. Longitud de las plantas (cm).....	33
5. CONCLUSIONES.....	34
6. RESUMEN.....	35
7. ABSTRACT.....	36
8. LITERATURA CITADA.....	37
ANEXOS.....	40

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo del palto (*Persea americana* Mill.) ha tenido un vertiginoso desarrollo, considerando las más de 8.200 hectáreas que existían en el año 1990 y las 27.600 hectáreas actuales, según estimaciones realizadas por ODEPA (2005). Este incremento se explica por las condiciones del mercado concentrado principalmente en EE.UU., como por la relativa facilidad de los manejos que requiere y los bajos costos de producción.

La principal enfermedad que afecta a esta especie frutal tanto en Chile como a nivel mundial es la tristeza del palto, cuyo agente causal es el hongo *Phytophthora cinnamomi* Rands, el que ataca las raíces y raicillas de palto.

A nivel de vivero uno de los principales problemas del palto es la susceptibilidad de su sistema radicular a la asfixia, salinidad y pudrición por *Phytophthora cinnamomi* Rands.

Sin embargo, durante la temporada 1994-95, en viveros de palto de la zona de Quillota, se observó la muerte de una gran cantidad de plantas, las que mostraron un rápido decaimiento y síntomas que diferían de los característicos de la tristeza del palto (BESOAIN y PIONTELLI, 1999). En este estudio se estableció que se trataba de la pudrición negra de raicillas del palto una nueva enfermedad de plantas de palto en vivero, causada por el hongo *Cylindrocarpon destructans* (Zinss) Scholten.

Por otro lado, SCHAFFER y WHILEY (2002), considera el palto una especie sensible al anegamiento, el árbol presenta rápidas respuestas cuando el suelo comienza a saturarse. Cortos períodos de inundación usualmente ocasionan una inhibición de la expansión foliar, una reducción del

crecimiento de raíces y brotes , necrosis de raíces y moderada a severa abscisión foliar.

Durante la temporada comprendida entre los años 2003 y 2004 surgió un problema de mortandad de plantas de palto en vivero, en donde se estimaron pérdidas que fluctuaron entre un 2-3% por sobre el promedio del descarte anual de plantas. De acuerdo a estos antecedentes resulta importante establecer, si efectivamente este problema estaba asociado a la especie *C. destructans*, o si estaría siendo provocado por la especie *P. cinnamomi*, o si fuese de otra naturaleza.

Es así como se planteó realizar este estudio, que tuvo por objetivos:

1. Determinar que hongo u hongos están asociado a la muerte de raicillas y de plantas, en un vivero comercial de paltos de la zona de Quillota, si existe interacción entre éstos, y estudiar las posibles fuentes de inóculo.
2. Estudiar el comportamiento de plantas de palto provenientes de semilla de la variedad Mexícola, en cuatro diferentes tipos de sustratos.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Enfermedades que afectan al sistema radicular del palto

La pudrición de raíces causada por *Phytophthora cinnamomi* Rands, es reconocida por ser la más destructiva e importante enfermedad del palto, y ha sido un factor económicamente limitante para la producción en países como Australia, México, Sudáfrica y EE.UU. (PEGG *et al.*, 2002).

Otras enfermedades del suelo de variada importancia en diferentes países incluyen *Armillaria*, *Roselina*, géneros de *Phytophthora* que producen canchales y *Verticillium* (PEGG *et al.*, 2002).

A continuación, se presenta una revisión de aspectos generales y epidemiológicos de *P. cinnamomi* y *C. destructans*, dos enfermedades que afectan a viveros comerciales de la zona de Quillota, que propagan plantas de palto.

2.1.1. Tristeza del palto

El agente causal de la tristeza del palto es *Phytophthora cinnamomi* Rands, que debe su nombre a que fue aislado por primera vez en Sumatra en 1922 desde árboles de canela (*Cinnamomum burmannii* Blume). El primer reporte de este hongo afectando a plantas de palto se remonta a Puerto Rico, pero recién en 1942 fue aislado el hongo desde plantas de palto en California. La pudrición de raicillas ocasionada por *Phytophthora cinnamomi* ha sido encontrada en casi toda área donde se cultiva esta especie frutal (ZENTMYER, MENGE y OHR, 1994).

A nivel mundial provoca grandes problemas, por ejemplo, en California por concepto de esta enfermedad se estima que el 70 % de los huertos, están afectados, lo que causó pérdidas anuales (1989) por aproximadamente 44 millones de dólares (COFFEY, 1991).

En Chile, GEORGI (1993), realizando muestreos de raíces de palto, obtuvo una recuperación del 100% de los aislamientos realizados, independiente del grado de infección, encontrándose este hongo incluso en aquellas plantas que no presentaban ningún síntoma.

LATORRE (1992), señala que *P. cinnamomi* aparece en focos del terreno asociados a mal drenaje, y provoca eventualmente el colapso de árboles severamente afectados. Por otro lado, se debe considerar que el palto es originario de climas tropicales pero con suelos de muy buen drenaje.

ZENTMYER (1980) indica que *P. cinnamomi* causa diferentes tipos de lesiones en diversos hospederos y también puede invadir más de un órgano de un mismo hospedero. En palto, la invasión primaria es de pequeñas raíces absorbentes (1 a 3 mm de diámetro), produciendo consistente coloración cafésosa a negra de raíces.

En suelos pesados siempre existe el peligro de sobresaturar las primeras estratas cuyas condiciones físicas y químicas empeoran con el tiempo, afectando la zona donde se encuentra la mayor cantidad de raíces.

2.1.1.2. Síntomas de la enfermedad

Los árboles afectados presentan un decaimiento lento y progresivo, hojas pequeñas, marchitas, cloróticas y parcial o totalmente necrosadas. Pudrición

radical, principalmente, de las raíces secundarias y terciarias. Los árboles severamente afectados detienen su crecimiento y presenta menor producción (LATORRE, 2004).

2.1.1.3. Taxonomía de *P. cinnamomi*

Phytophthora cinnamomi Rands es el hongo que ocasiona la enfermedad de la tristeza del palto, pertenece a la clase Oomicetes, orden Peronosporales, familia *Pythiaceae* y al género *Phytophthora*.

2.1.1.4. Género *Phytophthora*

Las especies de *Phytophthora* producen varias enfermedades en diversos tipos de plantas. La mayoría genera pudriciones de la raíz, ahogamiento de plántulas y pudriciones de tubérculos, cormos, tallos cortos y otros órganos, enfermedades muy similares a las ocasionadas por el género *Pythium*. Otras especies causan pudriciones de yemas o de frutos y algunos tizones foliares. Algunas especies son específicas al hospedero, pero otras tienen un amplio rango de éstos y pueden producir síntomas similares o distintos en muchos tipos de plantas hospederas (AGRIOS, 1985).

El comportamiento de las distintas especies de *Phytophthora* que producen pudriciones de raíces casi siempre es bastante semejante. El hongo inverna en forma de oosporas, clamidosporas o micelio en el suelo o en las raíces que ha infectado. En la primavera, las oosporas y clamidosporas germinan en forma de zoosporas, mientras que el micelio prosigue su desarrollo y/o produce zoosporangios que liberan zoosporas (AGRIOS, 1985).

2.1.1.5. Condiciones que favorecen el desarrollo de *P. cinnamomi*.

Humedad del suelo. Como ya se ha señalado anteriormente es un factor crucial para el desarrollo de este hongo. La alta humedad del suelo aumenta la infección, principalmente debido al incremento de la formación de esporangios y las condiciones apropiadas para la liberación de las zoosporas, y el desplazamiento de ésta desde focos de infección.

La pudrición de raíces de palto es más severa y se desarrolla más rápidamente en suelos con pobre drenaje (PEGG *et al.*, 2002). KUAN Y ERWIN (1980) estudiaron el efecto de la predisposición de la saturación de agua del suelo sobre la pudrición de raíces ocasionada por *Phytophthora* en alfalfa, y concluyeron que ésta se debe al incremento del daño a las raíces y consecuente exudación de nutrientes, lo que incrementa la atracción quimiotáctica de zoosporas a la zona de las raíces.

ZENTMYER (1980), estudiando la relación entre el potencial mátrico e hídrico del suelo relacionado a la infección de *P. cinnamomi* en raíces de *Persea indica*, encontró que fue más severa a 0 y -0,05 bar de potencial mátrico, se redujo considerablemente a -0,10 bar, y fue muy leve a -0,25 bar.

Temperatura. El rango de temperatura que favorece su desarrollo es de 20-30°C, mientras que hay poca o nula infección sobre los 33°C o bajo 12°C (ZENTMYER, MENGE Y OHR, 1994).

Otros factores que deben considerarse son las interacciones que ocurren entre los distintos microorganismos que habitan la rizósfera, tanto por

competencia como por depredación. LATORRE (2004), indica que se han descrito varios antagonistas, uno de ellos es *Trichoderma harzianum*.

Este patógeno es fácilmente propagado en suelo húmedo cuando éste es acarreado por vehículos, implementos y zapatos. Se propaga por zoosporas en agua libre y ocasionalmente por semillas tomadas desde frutos infectados en contacto con el suelo. El hongo es comúnmente propagado en plantas infectadas de invernaderos (PEGG *et al.*, 2002).

2.1.2. Pudrición negra de raicillas de palto

2.1.2.1. Generalidades

La pudrición negra de raicillas de palto causada por *Cylindrocarpon destructans* (Zinss) Scholten, es una enfermedad que afecta a plantas de palto en vivero, descrita por BESOAIN Y PIONTELLI, (1999). Con anterioridad en Chile, *Cylindrocarpon destructans* había sido reportado afectando raíces y cuello de plantas de *Pinus radiata* en vivero, pudiendo llegar a causar la muerte de plantas (ANDRADE, 1996).

No obstante los escasos reportes del género *Cylindrocarpon* asociado a plantas de palto, los hongos que lo conforman se consideran habitantes comunes del suelo y poseen una distribución cosmopolita. En la bibliografía se encuentra descrito como capaz de provocar pudrición de raíces en numerosos hospederos de distintos géneros, entre otros se encuentran: *Abies*, *Aster*, *Beta*, *Fragaria*, *Ginseng*, *Juglans*, *Lillium*, *Malus*, *Narcisus*, *Panax*, *Pinus*, *Prunus*, *Rhododendrum*, *Solanum* y *Vitis*. Sin embargo, *Cylindrocarpon* también puede estar asociado a otras especies vegetales sin ser fitopatógeno para ellas, es decir, como habitante de la rizósfera. Algunos

de estos géneros son: *Pisum*, *Cucumis*, *Curcubita*, *Daucus* entre otros (BRAYFORD, 1992)

El efecto patogénico de *Cylindrocarpon destructans* se debe a una colonización directa de los tejidos radicales, provocando la pudrición tanto de la corteza como de la estela de raíces y raicillas. También se ha señalado que existiría una liberación de un compuesto fitotóxico denominado nectrolide, capaz de detener el crecimiento y ennegrecer las raíces de *Eucaliptus* (ASHTON y WILLIS, 1982).

2.1.2.2. Síntomas de la enfermedad

Los primeros síntomas que se observan es una marchitez de las plantas, observándose un rápido colapso de las hojas apicales, con un decaimiento regresivo de las plantas en la parte aérea, debido a pérdidas de turgor de las hojas (síntoma de un “quitasol cerrado”). Al observar el sistema radicular se visualizan síntomas de pudrición de color oscuro a nivel de raíces y raicillas (BESOAIN y PIONTELLI, 1999). Una planta que muestra un desarrollo normal, puede tener un daño severo de su sistema radicular, y no mostrar síntomas en su parte aérea, hasta que la demanda evaporativa no es capaz de ser satisfecha por la planta produciéndose el colapso de la misma.

BESOAIN Y PIONTELLI (1999), reportaron que presentados los primeros síntomas en la parte aérea, el desarrollo de la enfermedad fue relativamente rápido, produciéndose la muerte de 20 a 25% de las plantas al cabo de dos a tres meses en un vivero comercial (22.000 plantas en dos años).

2.1.2.3. Taxonomía y características de *C. destructans*

El hongo *Cylindrocarpon destructans* (Zinss) Scholten causante de la pudrición negra de raicillas de palto, es el anamorfo de *Nectria radicola*, forma parte de la clase Hyphomycetes y de la subdivisión Deuteromycotina.

2.1.2.4. Género *Cylindrocarpon*

Este género de la clase Hyphomycetes se caracteriza por un rápido crecimiento, sus colonias presentan una coloración hialina a café cremosa (beige, naranja o un púrpura no muy intenso), con un micelio aéreo aterciopelado o lanoso, con una esporulación difusa y en esporodoquios. Los conidióforos pueden ser una simple fiálide o repetidos verticilios o estructuras ramificadas similares a las de *Penicillium*, y en algunas especies también forma un complejo esporodoquio. Posee fiálides cilíndricas, las que tienden a ser aguzadas, con una sola apertura apical y una pequeña estructura en forma de copa en su ápice ("collarete"), produce conidias transparentes, de paredes lisas, las cuales se unen en una masa viscosa, posee macroconidias siempre presentes, más o menos cilíndricas con extremos redondeados, rectas o curvadas, con una o varias septas transversales. Microconidias relativamente distintas a las macroconidias, las que son formadas por muchas especies. Clamidosporas presentes en algunas especies, hialinas a color café, intercaladas o terminales (DOMSCH, GAMS, y ANDERSON, 1980).

Como en el género *Fusarium*, las características morfológicas en *Cylindrocarpon* son sensibles a las condiciones culturales en que se desarrollan, y las razas tienden a deteriorarse si crecen inapropiadamente (BRAYFORD, 1992).

El crecimiento de la colonia luego de 10 días a 25°C, en el medio de cultivo APD (Agar papa dextrosa) tiene un diámetro de 30-70 mm, micelio aéreo, flocoso, inicialmente blanco, que se vuelve beige y posteriormente toma un color canela o incluso un color café oscuro, el agar se pigmenta fuertemente con tonos chocolate. La degeneración de razas frecuentemente resultan en una masa de esporas con apariencia grasosa (“pinnotes”) o produciendo un manojito no pigmentado, micelio aéreo no esporulado, y algunas veces continúan la esporulación pero pierden su coloración oscura (BRAYFORD y SAMUELS, 1990).

Produce normalmente macro y micro-conidias. Los conidióforos surgen en forma abundante desde el micelio aéreo y la superficie del agar, con una longitud de 30-70 μm , mono-fialide no ramificado, o irregular en verticilos o densamente ramificado, cada rama soporta una sola célula conidiógena terminal. Posee células conidiógenas cilíndricas que se adelgazan ligeramente desde la base hasta el extremo, rectas, de 20-45 μm x 2-3 μm ancho de base x 1,5-2 μm de ancho en el extremo. El ápice posee un visible engrosamiento periclinal y un cuello ensanchado. Microconidias cilíndricas, elípticas o globosas, con dimensiones 4-13 μm de largo x 4-6 μm de ancho, base con una protuberancia y con una sencilla cicatriz de abscisión, con una o sin septa, no coloreada, reunidas en gotitas sin color, poco llamativas en el extremo de cada fialide. Las macroconodias se forman en un escaso esporodoquio sobre la superficie del agar, típicamente rectas, pero a veces curvadas, cilíndricas con un ápice obtuso y una cicatriz de abscisión basal sobresaliente, no coloreadas, con una a siete septas sobre tejidos de hospederos, pero mayormente con tres septas en aislamientos frescos de cultivos en agar; y frecuentemente tienden a predominar con una septa en cultivos viejos. Clamidosporas globosas, con 8-25 μm de diámetro, discretas, de paredes gruesas, en algunas razas simples y dispersas, y en otras

agrupadas en cadenas o en racimos irregulares, tornándose a una coloración café dorado, lisas, que se forman abundantemente en colonias maduras (BRAYFORD y SAMUELS, 1990).

2.1.2.5. Condiciones que favorecen el desarrollo de *C. destructans*.

Los hongos pertenecientes al género *Cylindrocarpon* prefieren condiciones de saturación de agua (DAUGHTREY, WICK y PETERSON, 1995).

LATORRE (2004), refiriéndose a la enfermedad del pie negro de la vid provocada por *C. destructans*, indica que favorece la expresión de esta enfermedad aquellos factores que de algún modo pudieran estresar las plantas, tales como condiciones climáticas extremas, déficit hídrico o deficiencias nutricionales.

Distintos estudios muestran que *Cylindrocarpon* prefiere un rango de temperatura más bien baja en el rango de 6-25° C y un pH de 5,0 ó mayor. Además, DAHM y STRZELCZYK (1987), encontraron que en general el pH, la temperatura, la iluminación y la compañía de otros microorganismos (bacterias y Ascomycetes) afectan la patogenicidad de *C. destructans*, aumentándola.

2.2. Problemas de asfixia en palto:

El fenómeno de asfixia radical se debe a un bajo contenido de oxígeno en el suelo, lo que determina en los tejidos radicales una respiración anaeróbica que promueve la formación de productos como anhídrido carbónico, acetaldehído, alcohol etílico, ácido láctico, etc.; que resultan tóxicos para las propias raíces (KRAMER, 1962).

DREW (1983) describió los efectos fisiológicos en la parte aérea producto de la deficiencia de oxígeno. En primera instancia, existe un descenso en la conductividad del agua desde las raíces a los brotes, existen cambios en la producción de fitohormonas por parte de las raíces, disminuye la energía para la absorción y transporte de iones, así como se produce una acumulación de toxinas originadas en el suelo o raíces bajo condiciones anaeróbicas. Producto de lo anterior la planta se enfrenta a un estrés hídrico, cambios en la concentración o balance de fitohormonas y deficiencia de nutrientes minerales. Todo este conjunto de factores origina el cierre de los estomas, se reduce la fotosíntesis, hay inhibición del crecimiento, clorosis foliar, senescencia, epinastia, lisis de células y desecación.

Un importante conjunto de estos efectos fisiológicos son provocados por la producción de etileno en las plantas sometidas a anaerobiosis estricta, tales como las epinastia en hojas, la formación de una estructura adaptativa a condiciones de abastecimiento limitado de oxígeno como es el aerénquima, producción de raíces adventicias y senescencia de hojas (BRADFORD Y FAYANG, 1981).

CASTRO (1990) al comparar el crecimiento radical y aéreo de cuatro especies subtropicales como el papayo (*Carica pubescens*), chirimoyo (*Annona cherimola*), lúcumo (*Pouteria lucuma*) y palto (*Persea americana*), en plantas desarrolladas en contenedores, encontró que sólo el papayo era más sensible que el palto, y clasificó a este último como muy sensible a la inundación.

CHANDLER (1962) señala que los árboles de palto pueden morir en pocos días cuando son plantados en suelos que tengan capas impermeables o un manto freático a 60 ó 90 cm de profundidad de suelo. Estos suelos tienden a

permanecer húmedos durante largos períodos en el invierno y esto facilita además el desarrollo de hongos.

Las raíces del palto son particularmente sensibles a las condiciones anaeróbicas causadas por la saturación con agua del suelo (SCHAFFER y WHILEY, 2002). Razones de difusión de oxígeno menores a $0,18 \mu\text{g cm}^{-1} \text{min}^{-1}$, pueden provocar una mortandad de raíces de cv. Mexícola que se encontraban sanas previas a la inundación (SCHAFFER y WHILEY, 2002).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

El taller se realizó en el Laboratorio de Fitopatología y en la Estación Experimental la Palma, ambos pertenecientes a la Facultad de Agronomía de la Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, San Francisco s/n, La Palma, Quillota, V Región de Valparaíso, Chile.

Se realizó dos actividades, seguimiento de plantas de palto en vivero y un estudio de 4 tipos de sustratos para palto.

Para realizar el seguimiento se utilizó como material vegetal plantas de palto injertadas, utilizando como patrón la variedad Mexícola, un ecotipo de raza mexicana proveniente de semilla. Sobre este patrón, cuando las plantas tenían más de un año de edad, se encontraban injertadas con la variedad comercial Hass.

Para el ensayo de sustratos, se utilizó plantas de la variedad Mexícola provenientes de semilla sin injertar, de cuatro meses de edad.

3.1. Seguimiento de plantas de palto de vivero:

Con el objetivo de dilucidar la causa de muertes de plantas de palto en el vivero se realizó un seguimiento durante 11 meses de tres plantas terminadas, es decir, ya injertadas; que estaban terminando su desarrollo para ser posteriormente puestas a la venta, y de tres portainjertos solos, es decir, sin injertar de la variedad Mexícola propagadas por semillas.

Junto con esto, se buscó establecer las posibles fuentes de inóculo de *C. destructans*, que era uno de los posibles agentes causales de la muerte

observadas previamente de las plantas de palto en vivero. Con este fin se realizó análisis de sustratos, captura aérea de esporas y se evaluó la probabilidad que *C. destructans* fuera un hongo endófito del palto proveniente desde semillas, es decir, que el hongo estuviera presente en los tejidos y sólo se expresa cuando la planta fuera sometida a estrés.

3.1.1. Aislamiento desde plantas con síntomas

Con el propósito de aislar posibles patógenos desde el sistema radicular, de plantas de palto mantenidas en macetas, se retiró el mayor porcentaje de sustrato posible, procediendo posteriormente a lavar el sistema radical con agua potable para eliminar los últimos rastros de sustratos. A continuación, se retiraban trozos 1 a 1,5 cm de largo desde la zona de avance de lesiones presentes en raicillas afectadas por pudriciones. Estos trozos se sometían a tres lavados consecutivos con agua destilada estéril (ADE), luego se secaba el exceso de humedad en papel secante estéril, para ser depositados en los correspondientes medios selectivos (descritos en el subtítulo 3.4.2.). Las placas con los respectivos medios y trozos de raíces, eran incubadas a 23° C por tres a cuatro días. El muestreo se hizo todos los meses (abril del 2004 a febrero de 2005), y se analizaba un total de seis plantas con síntomas por muestreo elegidas al azar.

3.1.2. Medios de cultivo empleados

Se utilizaron cuatro medios para realizar los aislamientos de raicillas de plantas de palto, que consistieron en los siguientes: medio selectivo para *Fusarium* (MSF), medio selectivo para *Phytophthora* y *Pythium* (MSP), agar papa dextrosa (PDA) y agar Spezieller Nährstoffarmer más extracto de

levadura (SNAY). (En Anexo 1 se puede ver una descripción de los componentes de los medios).

3.1. 3. Aislamiento desde semillas

Se seleccionaron al azar 30 semillas de palto variedad Mexícola, 15 provenientes de un lote más viejo y 15 de uno más reciente, ambos almacenadas en mallas a la sombra y en condiciones de aireación, con el objetivo de descartar o corroborar el origen endófito de *C. destructans*. De estas 15; diez se ocuparon para realizar aislamientos desde la testa, el endosperma y el embrión. Las cinco restantes se ocuparon para hacerlas germinar y aislar muestras desde la radícula.

Para realizar el aislamiento a partir de los diferentes componentes de la semilla, se tomaron muestras de los tres tipos de tejidos, los que fueron sometidos al siguiente procedimiento, mediante sucesivas inmersiones:

1° 1 minuto en etanol

2° 5 minutos en hipoclorito de sodio al 5%

3° 1 minuto en agua destilada estéril

4° 1 minuto en etanol

5° 1 minuto en agua destilada estéril. Luego se secó el exceso de agua y fueron depositados en los medios selectivos.

Se hizo lo mismo con muestras de radícula, que provenían de cinco semillas de cada lote que se hicieron germinar en algodón esterilizado humedecido con agua destilada estéril. Sólo varió el tiempo de inmersión en hipoclorito de sodio, el que se redujo a un minuto.

Las muestras tomadas desde tejidos de semilla se colocaron en las placas con los medios selectivos, las que se incubaron a 23° C en condiciones de oscuridad por un mes y luego se realizaron las observaciones.

Para las muestras de radículas, las semillas se hicieron germinar y cuando las radículas tenían una longitud aproximada de 5 cm se sometieron al procedimiento de sucesivas inmersiones, luego se depositaron las muestras en las placas con medios selectivos, las que se incubaron a 23° C por un mes tiempo después del cual se realizaron las observaciones.

3.1.4. Captura aérea

Con el propósito de evaluar una posible difusión aérea del patógeno *C. destructans*, se colocaron placas Petri con medio PDA, MSF y SNAY, abiertas por cinco minutos en la zona de llenado de bolsas, en la zona de plantines y en una de la naves de plantas terminadas, las que fueron posteriormente puestas en cámara de incubación por siete días a 23° C.

3.1.5. Análisis de suelo

Se realizó un análisis fitopatológico de suelo, para tener un perfil de los hongos presentes en los componentes del sustrato empleado por el vivero, y a la vez evaluar una posible fuente de inóculo de *C. destructans*; ya que como se indicó, es un hongo que se encuentra habitualmente presente en el suelo. Este análisis de suelo se realizó en el Laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Agronomía, de la PUCV.

Se hizo análisis de los componentes de la mezcla estándar utilizada en viveros comerciales y también del sustrato una vez mezclado, el que estaba

compuesto en un 50% de tierra de hoja, 25% de suelo vegetal y 25% de arena rubia de estero. Este análisis fue realizado mediante siembra de una dilución de $0,5 \times 10^{-3}$ g/ml, sembrándose 100 ml en tres diferentes medios selectivos(APD, MSF Y MSP, ver Anexo 1).

3.1.6. Caracterización de los aislados obtenidos

Una vez que se obtenía el desarrollo de los hongos en los medios selectivos se realizaba la caracterización de los aislados obtenidos en base a características macro y microscópicas propias de la colonia y morfológicas de cada hongo, etapa en que se contó con la importante colaboración de la profesora Sra. Ximena Besoain C. de la Facultad de Agronomía, de la Pontificia Universidad Católica de Valparaíso y Don Eduardo Piontelli L. profesor de la Cátedra de Micología de la Facultad de Medicina, de la Universidad de Valparaíso.

3.2. Ensayo de distintos sustratos para palto:

En este estudio también se realizó un ensayo con cuatros tipos distintos de sustrato para palto, que incluyó a la mezcla que habitualmente se ocupa en vivero comerciales, mezcla que consiste en 50% de tierra de hoja, 25% de suelo vegetal y 25% de arena rubia de estero, que en este ensayo está representado por el tratamiento 1 . Este ensayo, tuvo como principal objetivo encontrar un reemplazante total o parcial de la tierra de hoja. Además, se buscó encontrar un sustrato que fuese adecuado para el palto, es decir, que tuviera buen drenaje y no causara problemas de asfixia.

3.2.1 Sustratos utilizados en el ensayo (Caracterización ver Anexo 2)

Los sustratos que se emplearon en este ensayo se indican a continuación:

Tratamiento 1(T1): 50% Tierra de hoja
25% Arena rubia
25% Suelo vegetal

Tratamiento 2 (T2): 30% Acícula de pino (*Pinus radiata*)
30% Tierra de hoja
20% Arena rubia
20% Suelo vegetal

Tratamiento 3 (T3): 50% Acícula de pino (*Pinus radiata*)
25% Arena rubia
25% Suelo vegetal

Tratamiento 4 (T4): 30% Acícula de pino (*Pinus radiata*)
30% Corteza de Quillay (*Quillaja saponaria*)
20% Arena rubia
20% Suelo vegetal

3.2.2. Mediciones realizadas en ensayo de sustratos

Con el propósito de evaluar el vigor y sanidad de portainjertos de palto se midieron en planta de variedad Mexícola sin injertar, de aproximadamente cuatro meses de edad, los que se encontraban originalmente en plantines y transplantadas a bolsas de siete litros de capacidad, llenadas con los

sustratos que se evaluaron en el ensayo. Cada tratamiento tuvo 40 repeticiones; y a cada una se le midieron las siguientes variables: peso seco (g), diámetro del tallo (cm) a 5 cm del cuello, número de hojas y la longitud de la parte aérea, medida desde el cuello hasta el ápice (cm). El ensayo se condujo con un diseño completamente al azar, de cuatro tratamientos con 40 repeticiones cada uno. El análisis de varianza se hizo con el test de Fisher y la separación de medias con Duncan, para ambos se ocupó un nivel de significancia del 5%.

Para el peso seco, se sometieron las plantas a secado forzado en estufas a 70° C por tres días.

Para el análisis de los resultados de este ensayo, además de las mediciones de las variables hechas al material vegetal, se realizó una caracterización de las propiedades físico-químicas de los sustratos; y para evitar enmascarar alguna carencia nutricional de los mismos, no se hizo ninguna fertilización a las plantas.

4. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

4.1. Seguimiento de plantas de palto de vivero

En un comienzo, el propósito de este trabajo era realizar un seguimiento a plantas que presentaran síntomas de decaimiento, a consecuencia de un sistema radicular dañado. Sin embargo, al momento de realizar la remoción del sustrato desde el sistema radicular, era notorio observar un menor desarrollo de éste, existiendo en casi un 100% de las raíces y raicillas, síntomas de pudrición severa. A lo largo de todo el muestreo, fue posible evidenciar que las plantas que mostraban estos síntomas al abrir los contenedores de siete litros, la mayoría del sustrato no se encontraba explorado por raíces, salvo un cilindro central de menor longitud y diámetro, el que correspondía al sustrato en donde se sembró y desarrolló la planta hasta el posterior transplante a los contenedores de siete litros. En este cilindro central se encontraba prácticamente todo el sistema radical con una severa pudrición y el sustrato que lo componía contenía mucho más agua que el resto del sustrato, en un nivel similar con el material ubicado al fondo del contenedor definitivo. Este fenómeno se denomina comúnmente “efecto macetero” o “efecto contenedor” (Figura 1). Cabe señalar que el sustrato utilizado en los plantines era el mismo al que se realizaba el transplante. Por otro lado, esta condición de la masa radicular no permitía tomar muestras desde zonas de avance de lesiones por pudrición, por lo que se decidió tomar las muestras al azar desde plantas que presentaban síntomas de algún problema de índole radicular, pero en un estado no tan avanzado.

Estudios efectuados por ANSORENA (1993) a plantas en maceta, señalan que 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.



FIGURA1. Planta de palto (var. Hass / var. Mexicola) afectada por “efecto macetero”, con cilindro centra del cual prácticamente no emergen raíces.

El volumen ocupado por el sustrato va disminuyendo, principalmente a consecuencia de la compresión que experimenta tras el riego, y 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. Además, la compactación de suelo incrementa la firmeza y densidad de éste y disminuye la porosidad, el crecimiento de la raíz la eficiencia del uso del agua y nutrientes, la producción y calidad del producto (SMITTLE y WILLIAMSON, 1977).

Otras posibles causas podrían ser un negligente trasplante, en el que quedaron bolsas de aire entre el pan del tubete y el del sustrato de la bolsa de siete litros o una compactación del sustrato a donde se trasplantó por acción del sacabocado.

4.1.1. Aislamientos desde raicillas de palto

En el Cuadro 1, se aprecia la incidencia de los diferentes géneros de hongos, aislados a partir de raíces de palto con síntomas de pudrición. En general, se aprecia que a lo largo de la temporada de crecimiento 2004-2005, tanto las plantas injertadas con la variedad Hass, como los patrones (no injertados), no existió una presencia consistente de una especie patógena. Mas aún, las especies aisladas con mayor frecuencia pertenecen al género *Fusarium*, específicamente *F. oxysporum* y *F. solani*, los que no están descritos como causantes de enfermedad en palto.

Por otro lado, la no consistencia observada en los aislados, es decir, el no encontrar una especie patogénica predominante (CUADRO 1), es posible deducir, que estas plantas se encontraban con problemas de asfixia, posiblemente asociado a una falla en el trasplante de los portainjertos

desarrollados en bolsas pequeñas, aspecto descrito en la observación de síntomas.

Otro factor que apoya el origen abiótico del problema es la desuniformidad del sistema de riego, ya que se realiza de manera manual con mangueras, por lo que no hay ningún tipo de control objetivo, factor que junto con la heterogeneidad del material vegetal (al provenir de semillas) complicarían aún más el análisis del problema. Se debe considerar que los huertos desde donde provienen las semillas de Mexícola son de avanzada edad, por lo que los árboles ya no poseen el vigor deseado para que genere semillas de calidad.

CUADRO 1. Incidencia de diferentes géneros de hongos, aislados a partir de raíces de palto con síntomas de pudrición, desde abril 2004 a febrero 2005

Género \ Mes	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Ene	Feb
<i>Fusarium</i> ¹	X	X	X	X	X		X	X	X	X	X
<i>Cylindrocarpon</i> ²	X	X			X	X	X		X	X	
<i>Phytophthora</i>	X			X			X				
<i>Mucor</i>			X								
<i>Rhizopus</i>			X	X	X	X	X		X	X	X
<i>Aspergillus</i>		X		X				X		X	X
<i>Rhizoctonia</i>	X	X	X		X						
<i>Trichoderma</i>			X	X	X	X	X	X	X	X	X

1 Especies predominantes *F. oxysporum* y *F. solani*

2 Especie encontrada *C. dydimum*

Por otra parte, la recontaminación con hongos es posible, sobretodo considerando los resultados obtenidos en la parte de recuperación aérea. Se

debe tener en cuenta que las esporas de los hongos pueden viajar grandes distancias.

4.1.2. Aislamiento desde semillas y radículas

A pesar de no existir antecedentes de *C. destructans* constituyese un hongo endófito en algún cultivo, se realizó este ensayo para descartar que esta fuese una posible fuente de inóculo del patógeno. Los aislamientos realizados a los tres tipos de tejidos de las semillas (embrión, endosperma y testa), junto con las radículas de las semillas que se germinaron en medio estéril, arrojaron resultados negativos, es decir, no se produjo el desarrollo de *Cylindrocarpon destructans* en ninguna de las placas del ensayo. Este resultado está en concordancia con los publicados por BESOAIN y PIONTELI (1999), en los aislamientos realizados desde semillas de palto, no se detectó la presencia de colonias del género *Cylindrocarpon* en análisis de tejidos externos e internos.

4.1.3. Captura aérea

En el Cuadro 2 se puede observar los hongos que se recuperaron las cuatro baterías de cuatro placas cada una, que fueron puestas en la zona de llenado de bolsas (dos baterías), nave de plantines y nave de plantas injertadas, los resultados fueron similares, y se recuperaron los siguientes géneros hongos: *Fusarium*, *Rhizopus*, *Trichoderma*.

CUADRO 2. Géneros de hongos recuperados desde la captura aérea en distintas zonas del vivero relacionadas con la producción de plantas de palto, y su incidencia

Ubicación de batería	Género	Incidencia
Zona llenado de bolsas	<i>Fusarium</i>	Muy alta
	<i>Trichoderma</i>	Moderada
	<i>Rhizopus</i>	Baja
Nave de plantines	<i>Fusarium</i>	Baja
Nave de plantas terminadas	<i>Fusarium</i>	Baja

4.1.4. Análisis de suelo

Los resultados se muestran a continuación en los CUADROS 3, 4 y 5. Los resultados del análisis del suelo vegetal no se muestran, ya que no hubo crecimiento de hongos en el análisis, a pesar que ninguno de los sustratos fue esterilizado.

Por otra parte, no fue posible recuperar en ninguno de los aislamientos colonias de *C. destructans*.

CUADRO 3. Géneros de hongos presentes en análisis de la arena rubia de estero

Género	N° de colonias / g de suelo
<i>Fusarium</i>	4000
<i>Aspergillus</i>	8000
<i>Rhizopus</i>	8000

CUADRO 4. Géneros de hongos presentes en análisis de la tierra de hoja

Género	N° de colonias / g de suelo
<i>Phytophthora</i>	2000
<i>Rhizopus</i>	2000
<i>Aspergillus</i>	6000
<i>Trichoderma</i>	2000

CUADRO 5. Géneros de hongos presentes en análisis de Sustrato (mezcla)

Género	N° de colonias / g de suelo
<i>Phytophthora</i>	1000
<i>Rhizopus</i>	2000
<i>Aspergillus</i>	2000
<i>Trichoderma</i>	2000
<i>Fusarium</i>	3000

Se debe resaltar el hecho que no se encontró a *P. cinnamomi* en este análisis de suelo, la presencia del género *Phytophthora* en los resultados se debe a otras especies.

4.2. Ensayo de cuatro distintos sustratos para palto

Para los tratamientos 1 (50% tierra de hoja, 25% arena rubias y 25% suelo vegetal) y 2 (50% acícula de pino, 25% arena rubia y 25% suelo vegetal) sus medias mostraron diferencia en todas las variables. Las mayores medias de cada variable las obtuvo el tratamiento 1 (50% tierra de hoja, 25% arena rubias y 25% suelo vegetal), seguido del tratamiento 2 (50% acícula de pino, 25% arena rubia y 25% suelo vegetal), en tanto que los tratamientos 3 (30% acícula de pino, 30% tierra de hoja, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal) y 4 (30% acícula de pino, 30% corteza de quillay, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal), mostraron en sus medias los menores valores, teniendo no solo un crecimiento limitado, sino que además eran plantas que mostraban algún desorden fisiológico, al menos una evidente clorosis (Figura 2).

Los resultados para los cuatro variables medidas fue similar para los tratamientos 3 (30% acícula de pino, 30% tierra de hoja, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal) y 4 (30% acícula de pino, 30% corteza de quillay, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal) , cuyas medias no presentaron una diferencia estadísticamente significativa.

En el CUADRO 6, se muestra la materia orgánica (M.O), pH y conductividad eléctrica (C.E.) de los sustratos de los distintos tratamientos, junto con los requerimientos de pH y C.E. del palto, establecidos por GARDIAZABAL y ROSENBERG, (1983). Los valores de pH están dentro del rango adecuado para el palto, en cuanto a la C.E., sólo el tratamiento 2 (50% acícula de pino, 25% arena rubia y 25% suelo vegetal) esta fuera del rango óptimo, a pesar de que no afectó de una manera marcada , podría traducirse en problemas posteriores o, también puede haber existido un problema asociado con la representatividad de la muestra que se envió al laboratorio. El porcentaje de la materia orgánica de los tratamientos 1 (50% tierra de hoja, 25% arena rubias y 25% suelo vegetal) y 2 (50% acícula de pino, 25% arena rubia y 25% suelo vegetal) se encuentra en el rango óptimo, en tanto los tratamientos 3 (30% acícula de pino, 30% tierra de hoja, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal) y 4 (30% acícula de pino, 30% corteza de quillay, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal) ,están por debajo del rango, sin embargo, el porcentaje de M.O. del tratamiento 4 (30% acícula de pino, 30% corteza de quillay, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal), está sólo 0,12% bajo rango, por lo que podría ser no significativo. No es el caso del tratamiento 3 (30% acícula de pino, 30% tierra de hoja, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal), que se encuentra 4,09% bajo el rango óptimo. Autores como ANSORENA (1994) y RAZETO (1993) coinciden en indicar como un rango óptimo de materia orgánica porcentajes superiores al 8 %. Los altos niveles de M.O. de

los tratamientos 1 (50% tierra de hoja, 25% arena rubias y 25% suelo vegetal) y 2 (50% acícula de pino, 25% arena rubia y 25% suelo vegetal) , se debería a la presencia de tierra de hoja, la que según BARTOLLONI Y PRETRUCCELLI (1992) presenta elevados niveles de M.O. debido al gran porcentaje de materia vegetal y su pH ácido que provoca una mineralización defectuosa.

CUADRO 6. Materia orgánica, pH y C.E de los sustratos de los distintos tratamientos, junto con los requerimientos del palto.

Fuente	pH ¹	C.E. ¹ mmhos/ cm	M.O. ²
T1 (50% tierra de hoja, 25% arena rubias y 25% suelo vegetal)	7,45	1,16	11,41
T2 (50% acícula de pino, 25% arena rubia y 25% suelo vegetal)	6,77	3,02	13,25
T3 (30% acícula de pino, 30% tierra de hoja, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal)	6,93	1,47	3,91
T4 (30% acícula de pino, 30% corteza de quillay, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal)	6,97	1,36	7,88
Óptimo	6,0-6,5	< 2	>8
Rango aceptable	5,8-7,5	< 2	>8

1 Según GARDIAZABAL y ROSENBERG (1983)

2 Rango de M.O. general, no específico para palto

La causa más probable de esta diferencia sería los distintos contenidos de nutrientes, por ejemplo, el nitrógeno disponible en los distintos sustratos, cuyos valores son decrecientes desde 64,4 mg/kg que contiene T1 (50% tierra de hoja, 25% arena rubias y 25% suelo vegetal) hasta 8,05 mg/kg que contiene T4 (30% acícula de pino, 30% corteza de quillay, 20% arena rubia y 20% suelo vegetal) .



FIGURA 2. Superior: Desarrollo de plantas paltos en los distintos sustratos
Inferior : Pigmentación de hojas de palto según tratamiento

Algo similar ocurre con el fósforo disponible, el potasio de intercambio y en menor medida con el magnesio. Ya que a nivel de pH, porosidad, C.I.C. y conductividad eléctrica las diferencias no son tan grandes ni siguen el mismo patrón. Como es fósforo y nitrógeno disponibles, puede haber tres causas, un fenómeno de hambre de nitrógeno, que es causado por los microorganismos presentes en el sustrato, que utilizan el nitrógeno disponible para descomponer los compuestos carbonados, o problema de adsorción del sustrato, o falta de nutrientes.

4.2.1. Medición del peso seco de plantas de palto

Tratamiento	casos	Media	grupos
1 (50% tierra de hoja + 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	29.8	a
2 (30% acícula de pino + 30% tierra de hoja + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	22.9	b
3 (50% acícula de pino + 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	13.8	c
4 (30% acícula de pino + 30% corteza de quillay + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	13.1	c

Duncan al 0.05 de significación

Coeficiente de variación 20.2%

4.2.2. Medición número de hojas de plantas de palto

Tratamiento	casos	Media	grupos
1 (50% tierra de hoja + 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	28.5	a
2 (30% acícula de pino + 30% tierra de hoja + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	27.2	b
3 (50% acícula de pino+ 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	16.3	c
4 (30% acícula de pino + 30% corteza de quillay + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	16.2	c

Duncan al 0.05 de significación

Coefficiente de variación 12.9%

4.2.3. Medición a 5 cm del cuello de las plantas

Tratamiento	casos	Media	grupos
1 (50% tierra de hoja + 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	7.5	a
2 (30% acícula de pino + 30% tierra de hoja + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	6.3	b
3 (50% acícula de pino + 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	4.9	c
4 (30% acícula de pino + 30% corteza de quillay + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	4.9	c

Duncan al 0.05 de significación

Coefficiente de variación 11.6%

4.2.4. Longitud plantas de palto (cm)

Tratamiento	casos	Media	grupos
1 (50% tierra de hoja + 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	57.3	a
2 (30% acícula de pino + 30% tierra de hoja + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	52.6	b
3 (50% acícula de pino+ 25% suelo vegetal + 25% arena rubia)	40	34.2	c
4 (30% acícula de pino + 30% corteza de quillay + 20% suelo vegetal + 20% arena rubia)	40	33.5	c

Duncan al 0.05 de significación

Coeficiente de variación 8.2%

5. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos mediante el seguimiento efectuado a plantas de palto provenientes de vivero, con síntomas de decaimiento, es posible concluir que el problema de las plantas se debería a una asfixia radicular, produciéndose la muerte de algunas de ellas por una probable susceptibilidad de las mismas a la asfixia, y/o a los patógenos que aprovecharían el estrés y muerte de raicillas para parasitar a la planta. Este problema se asoció a plantas cuya semilla del portainjerto de la variedad Mexícola se sembraron inicialmente en tubetes, lo que se tradujo en un problema de “efecto macetero”.

En el ensayo de sustratos, se ve como una alternativa viable la sustitución del uso de la tierra de hoja en forma parcial o total, ya que la diferencia observada en los tratamientos provendría de una deficiencia de nutrientes, la que no resulta compleja de corregir ni tendría un elevado costo. Más aún si se considera que la tierra de hoja es cada vez más escasa y su uso muy cuestionado. Sin embargo, se debe considerar que si el origen del problema es la adsorción sería difícil y oneroso de corregir.

6. RESUMEN

Durante la temporada 2003, en un vivero comercial ubicado en Quillota, existió una mortandad de plantas de palto (*Persea americana* Mill) superior al porcentaje habitual de pérdida, por lo que se pensó que habría ocurrido un rebrote de *Cylindrocarpon destructans* (Zinssm.) Scholten, hongo que el año 1995 causó grandes pérdidas económicas a los viveristas de la zona de Quillota (BESOAIN Y PIONTELLI, 1999). Para determinar la causa de este nuevo problema se realizó un seguimiento mensual durante 11 meses, en el que se realizaron aislamientos desde raíces de seis plantas con síntomas de decaimiento. A su vez se buscó establecer las posibles fuentes de inóculo de *C. destructans*, incluso la posibilidad que fuera un hongo de carácter endófito. Los resultados de la investigación llevan a concluir que la causa de la mayor mortandad de las plantas de palto en vivero, era un problema de asfixia de las plantas, la que provocaría una colonización secundaria de diversos fitopatógenos. Agravado por problemas de transplante y/o riego (compactación por riego) que provocó que algunas plantas se vieran afectadas por el “efecto macetero”. Por otro lado, se realizó un ensayo de sustratos para ver la factibilidad de la sustitución de la tierra de hoja como componente principal del sustrato, sin embargo, el uso de tierra de hoja dio mejores resultados, estos pasarían por una diferencia del contenido de nutrientes y no por condiciones físicas y/o químicas de los otros sustratos, por lo que con un adecuado plan de fertilización se podría emplear estos sustratos, sin embargo, es importante descartar la posible adsorción de nutrientes, situación muy difícil de solucionar.

Finalmente, la ausencia del hongo *C. destructans* en semillas, sustratos, o raíces, permite descartar fehacientemente la asociación de este patógeno con la situación ocurrida en este vivero comercial.

7. ABSTRACT

ASPHYXIA PROBLEMS IN AN AVOCADO (*Persea americana* Mill.) NURSERY, AND TESTS OF DIFFERENT SUBSTRATES

During the 2003 season, in a commercial nursery located in Quillota, in the Fifth Region of Chile, there was a higher than usual mortality of avocado (*Persea americana* Mill.) plants, which was thought to have been caused by a possible outbreak of *Cylindrocarpon destructans* (Zinssm.) Scholten, because in 1995 this fungus caused great economic losses for local commercial nurseries (BESOAIN and PIONTELLI, 1999). To determine the possible cause of the problem, each month, for 11 months, isolations were made from the roots of 6 avocado plants with symptoms of dieback. At the same time, a search was made for the possible source of *C. destructans* inoculum, including the possibility that it was an endophytic fungus. The results of this study lead to the conclusion that the high avocado mortality was due to asphyxiation, promoting a secondary colonization of diverse phytopathogens. This was made worse because some of the plants were affected by a “container effect” caused by transplanting problems and/or irrigation problems (compaction by irrigation). Alternately, a substrate experiment was done to examine the feasibility of substituting leaf mulch as the principal substrate component. Although the use of leaf mulch gave better results, they were derived from its higher nutrient content and not from physical or chemical conditions better than in the other substrates. The implementation of a suitable fertilization plan would make these substrates usable, however it is necessary to consider the problem of adsorption of nutrients, a difficult problem to solve.

Finally, given the absence of the fungus *C. destructans* in seeds, substrate, or roots, it can be concluded that there was no association of this pathogen with the problems seen in this commercial nursery.

8. LITERATURA CITADA

- AGRIOS, G. 1985. Fitopatología. Mexico D.F., Ed. Limusa. 765 p.
- ANDRADE, O. 1996. Identificación de *Cylindrocarpon destructans* (Zinss.) Scholten asociado a plantas de 1-2 años de *Pinnus radiata* D. Don afectadas por pudrición de raíces y tallos. Fitopatología 31: 18 (Abstrac original no consultado).
- ANSORENA, J. 1994. Propiedades y caracterización de los sustratos. Madrid, Mundi- Prensa. 172 p.
- ASHTON, D. H. and WILLIS, E. J. 1982. in: the Plant Community as a working Mechanism. E. Y. Newmann ed. Spec. Publ. Serv. Br. Ecol. Soc. Pp. 111-128.
- BARTOLLONI, F. y PRETRUCCELLI, R 1992. Materiales para la preparación de sustratos. Hortofruticultura. 11: 1-8
- BESOAIN, X. y PIONTELLI, E. 1999. Pudrición negra en raicillas de palto (*Persea americana* Mill.) por *Cylindrocarpon destructans*: patogenicidad y aspectos epidemiológicos. Bol. Mic. Vol. 14 (1-2): 41-47
- BRADFORD, K. and FA YANG, S. 1981. Physiological responses of plant to waterlogging. Hortscience 16 (1): 30-34.
- BRAYFORD, D. 1992. *Cylindrocarpon*. in: Methods for research on soilborne phytopathogenic fungi. pp 103-106. APS Press, St. Paul Minnesota
- BRAYFORD, D. and SAMUELS, G. J. 1990. Variation in *Nectria radicola* and its anamorph, *Cylindrocarpon destructans*. Mycol. Res. 94 (4): 433-442.
- CASTRO, F. O. 1990. Efecto de tres niveles hídricos y 4 texturas de suelo sobre el crecimiento radical y aéreo de plantas de papayo (*Carica pubescens* lenne et koch), chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.), lúcumo (*Pouteria lucuma* (R. et Pav.). O. Kze) y palto (*Persea americana* Mill.). Tesis Ing. Agr. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía. 91 p.

- CHANDLER, W. H. 1962. Frutales de hoja perenne. México, U.T.H.E.A. 666p.
- COFFEY, M. 1991. Cause and diagnosis Avocado root rot. California Grower 15 (3): 17, 22-23
- DAHM, H. and STRZELCZYK, E. 1987. Effect of pH, temperatura and light on the pathogenic of *Cylindrocarpon destructans* to pine seedlings in assosiative cultures with bacteria and actinomycetes. Eur. J. For. Path. 17 (1987): 141-148.
- DAUGHTREY, M. WICK, R.; PETRSON, J. 1995. Compendium of flowering potted plant disease. St. Paul, APS Press. 90 p.
- DOMSCH, K. H. Gams, W. and Anderson, T. 1980. Compendium of soil fungi. London, Academic Press. 859 p.
- DREW, M. C. 1983. Plant injury and adaptation to oxygen defficiency in the root enviroment. Plant and Soil. 75: 179-199.
- GARDIAZABAL, F. y ROSENBERG, G. 1983. Cultivo del palto. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso, Fac. Agronomía 112 p.
- GEORGI, K. 1993. Metodología para la evaluación de la incidencia y severidad de la enfermedad "Tristeza del palto" aislamiento, identificación y patogenicidad de cepas de *Phytophthora* asociadas. Taller Ing. Agr. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía. 79 p.
- KRAMER, P. 1962. Water stress ans plant growth, Agronomy. Journal (57): 31-35.
- KUAN, T. L. and ERWIN, D.C. 1980. Predisposition effect of water saturation of soil on *Phytophthora* root rot of alfalfa. Phytopatology 70 (10): 981-986.
- LATORRE, B. 1992. Enfermedades de las plantas cultivadas. 4ª. ed. Santiago, Ediciones Universidad Católica de Chile. 628 p.
- LATORRE, B. 2004. Enfermedades de las plantas cultivadas. 6ª. ed. Santiago, Ediciones Universidad Católica de Chile. 720p.

- OFICINA DE ESTUDIOS Y POLÍTICAS AGRARIAS. 2005. Mercados y rubros.[http:// www.odepa.cl](http://www.odepa.cl)
- PEGG K. G., COATES L. M., KORSTEN and HARDING R. M. 2002. Foliar, fruit and soilborne diseases. In: The avocado: Botany, producción and uses. Eds. A. W . WHILEY, B. SCHAFFER and B. N. WOLSTENHOLME. pp 299-331. Walligton.Cabi Publishing. 432p
- RAZETO, B. 1993. La nutrición mineral de los frutales: deficiencias y excesos. Santiago, Soquimich. 224p.
- SCHAFFER B. and WHILEY A. W.. 2002. Environmental Physiology. In: The avocado: Botany, producción and uses. Eds. A. W . WHILEY, B. SCHAFFER and B. N. WOLSTENHOLME. pp 135-155. Walligton.Cabi Publishing. 432p
- 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.
- WHILEY (2002), The avocado: Botany, producción and uses.Walligton.Cabi Publishing. 432p
- ZENTMYER, G. A. 1980. *Phytophthora cinnamomi* and the diseases it causes.St. Paul, APS Press. 96 p. (Monograph 10)
- ZENTMYER, G. A. MENGE, J. y OHR, H. 1994. *Phytophthora* root rot. In: Compendium of tropical fruit disease. St. Paul, APS Press. pp.77-79

ANEXO 1: Medios selectivos usados en la investigación

Agar Papa-Dextrosa acidificado a pH 5,5 (APDA), usado para observar morfología y pigmentación de colonias para identificación de razas de *Fusarium* y *Cylindrocarpon* (BRAYFORD,1992)

Formulación para 1 litro:	Agar	20g
	Extracto de papa	500 ml
	Dextrosa (glucosa)	22g
	Ácido láctico	7 gotas
	Agua destilada	500

Agar Spezieller Nährstoffarmer más extracto de levadura (SNAY), utilizado para identificación y mantención de especies de *Cylindrocarpon*, además de estimular la esporulación (BRAYFORD,1992).

KH ₂ PO ₄	1g
KNO ₃	1g
MgSO ₄ * 7H ₂ O	500 mg
KCl	500 mg
Glucosa	200 mg
Sacarosa	200 mg
Agar	20g
Extracto de levadura	1g
Agua destilada	1000 ml

Medio selectivo para Phytophthora y Pytium (MSP).

Agar Cornmeal	18g
Pimaralina	10mg
Vancomicina	200mg
PCNB	100mg
Agua destilada	1000ml

Medio selectivo para Fusarium (MSF).

Peptona (Difco)	15g
Agar	20g
KH ₂ PO ₄	1g
MgSO ₄ * 7 H ₂ O	500mg
Streptomicina	300mg
PCNB	1g
Penicilina	50m

ANEXO 2: Caracterización de sustratos tratamiento 1

pH	7.45
Conductividad eléctrica (dS/m)*	1.66
Materia orgánica (%)	11.41
Nitrógeno disponible (mg/kg)	64.43
Fósforo disponible (mg/kg)	72.58
Potasio de intercambio (mg/kg)	428.73
Calcio (cmol+/kg)	18.13
Magnesio (cmol+/kg)	4.54
Zinc (mg/kg)	23.60
Manganeso (mg/kg)	104.5
Fierro (mg/kg)	122.4
Cobre (mg/kg)	10.92
Boro (mg/kg)	2.15
Sodio (cmol+/kg)	0.35
Porosidad (%)	50.3
C.I.C.	31.91

* Pasta de saturación

ANEXO 3: Caracterización de sustratos tratamiento 2

pH	6.77
Conductividad eléctrica (dS/m)*	3.02
Materia orgánica (%)	13.25
Nitrógeno disponible (mg/kg)	36.24
Fósforo disponible (mg/kg)	165.24
Potasio de intercambio (mg/kg)	505.82
Calcio (cmol+/kg)	20.63
Magnesio (cmol+/kg)	5.10
Zinc (mg/kg)	22.40
Manganeso (mg/kg)	142
Fierro (mg/kg)	83.2
Cobre (mg/kg)	12.32
Boro (mg/kg)	2.28
Sodio (cmol+/kg)	0.51
Porosidad (%)	42.11
C.I.C.	34.13

* Pasta de saturación

ANEXO 4: Caracterización de sustratos tratamiento 3

pH	6.93
Conductividad eléctrica (dS/m)*	1.47
Materia orgánica (%)	3.91
Nitrógeno disponible (mg/kg)	12.08
Fósforo disponible (mg/kg)	28.13
Potasio de intercambio (mg/kg)	101.16
Calcio (cmol+/kg)	8.18
Magnesio (cmol+/kg)	2.88
Zinc (mg/kg)	9.08
Manganeso (mg/kg)	85.5
Fierro (mg/kg)	58.8
Cobre (mg/kg)	8.16
Boro (mg/kg)	0.87
Sodio (cmol+/kg)	0.45
Porosidad (%)	32.93
C.I.C.	42.31

* Pasta de saturación

ANEXO 5: Caracterización de sustratos tratamiento 4

pH	6.97
Conductividad eléctrica (dS/m)*	1.36
Materia orgánica (%)	7.88
Nitrógeno disponible (mg/kg)	8.05
Fósforo disponible (mg/kg)	50.91
Potasio de intercambio (mg/kg)	162.84
Calcio (cmol+/kg)	11.38
Magnesio (cmol+/kg)	3.62
Zinc (mg/kg)	11.92
Manganeso (mg/kg)	94.5
Fierro (mg/kg)	77.6
Cobre (mg/kg)	6.36
Boro (mg/kg)	1.2
Sodio (cmol+/kg)	0.45
Porosidad (%)	42.31
C.I.C.	22.44

* Pasta de saturación