

UNIVERSIDAD DE LA FRONTERA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y FORESTALES



**INCIDENCIA DE FITOPATÓGENOS ASOCIADOS A ESTRUCTURAS
VEGETATIVAS Y REPRODUCTIVAS DE AVELLANO EUROPEO
(*Corylus avellana L.*) cv. TONDA DI GIFFONI, EN LA REGIÓN DE LA
ARAUCANIA.**

Tesis presentada a la Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de La Frontera. Como parte de los requisitos para optar al título de Ingeniero Agrónomo.

DOMINGA ROSA CURIHUINCA NAHUEL PAN

PROFESOR GUIA: JAIME ANTONIO GUERRERO CONTRERAS

TEMUCO – CHILE

2012

UNIVERSIDAD DE LA FRONTERA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y FORESTALES



**INCIDENCIA DE FITOPATÓGENOS ASOCIADOS A ESTRUCTURAS
VEGETATIVAS Y REPRODUCTIVAS DE AVELLANO EUROPEO
(*Corylus avellana L.*) cv. TONDA DI GIFFONI, EN LA REGIÓN DE LA
ARAUCANIA.**

Tesis presentada a la Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de La Frontera. Como parte de los requisitos para optar al título de Ingeniero Agrónomo.

DOMINGA ROSA CURIHUINCA NAHUEL PAN
TEMUCO – CHILE

2012

INCIDENCIA DE FITOPATÓGENOS ASOCIADOS A ESTRUCTURAS VEGETATIVAS Y REPRODUCTIVAS DE AVELLANO EUROPEO (*Corylus avellana L.*) cv. TONDA DI GIFFONI, EN LA REGIÓN DE LA ARAUCANIA.

PROFESOR GUIA

: JAIME ANTONIO GUERRERO CONTRERAS

Ingeniero Agrónomo Mg. Cs., Dr.

Departamento de Producción Agropecuaria

PROFESORES CONSEJEROS

: EMMA BENSCH TAPIA

Ingeniero Agrónomo Mg. Cs.

Departamento de Cs. Agronómicas y Recursos Naturales

CALIFICACION PROMEDIO TESIS :

Con amor a Roberto, Anissa y Martin.

AGRADECIMIENTOS.

Deseo expresar mi profundo amor y agradecimiento a mi familia, gran Regalo de la Vida, mi esposo amoroso Roberto y mis niños tiernos Anissa y Martín, quienes me han dado fuerza, amor y comprensión en todo el proceso universitario, así como en los aspectos de la vida. Éste logro académico es nuestro.

Gracias a mis profesores Sra. Emma Bensch y Sr. Jaime Guerrero por su confianza, sus consejos académicos y valóricos, pero además, por su constante preocupación en formar jóvenes profesionales idóneos y capacitados en éste hermoso arte de la vida...

La Agronomía.

INDICE DE MATERIAS

| CAPITULO | | PÁGINA |
|----------|--|-----------|
| 1 | INTRODUCCION | 1 |
| 2 | REVISION BIBLIOGRÁFICA | 3 |
| 2.1 | Antecedes del Avellano europeo | 3 |
| 2.1.1 | Origen. | 3 |
| 2.1.2 | Cultivares. | 4 |
| 2.1.2.1 | Características del cv. Tonda di Giffoni. | 5 |
| 2.1.2.2 | Características del cv. Barcelona. | 6 |
| 2.1.3 | Descripción botánica. | 6 |
| 2.1.3.1 | Inflorescencia. | 7 |
| 2.1.4 | Inducción y diferenciación floral. | 9 |
| 2.1.4.1 | Polinización. | 10 |
| 2.1.4.2 | Fecundación. | 11 |
| 2.1.4.3 | Frutos. | 12 |
| 2.1.5 | Requerimiento climático. | 14 |
| 2.1.6 | Requerimiento de agua. | 15 |
| 2.1.7 | Composición nutricional. | 15 |
| 2.2 | Situación del mercado. | 17 |
| 2.3 | Enfermedades del avellano a nivel mundial. | 18 |
| 2.3.1 | Micotoxinas. | 22 |
| 2.3.2 | Fitopatógenos reportados en Chile. | 25 |
| 2.3.3 | Fitopatógenos en el sur de Chile. | 27 |
| 3 | MATERIALES Y MÉTODOS | 30 |
| 3.1 | Lugar y fecha del estudio. | 30 |
| 3.2 | Materiales. | 30 |
| 3.2.1 | Fungibles. | 30 |
| 3.2.2 | Equipamiento. | 30 |
| 3.2.3 | Biológico. | 30 |

| | | |
|----------|---|-----------|
| 3.2.4 | Medios de cultivo. | 30 |
| 3.3 | Métodos. | 30 |
| 3.3.1 | Preparación de medios de cultivo. | 30 |
| 3.3.2 | Aislamiento de fitopatógenos desde estructuras vegetativas y reproductivas | 31 |
| 3.3.3 | Hipersensibilidad en tabaco. | 32 |
| 3.3.4 | Identificación y caracterización de los fitopatógenos aislados. | 32 |
| 3.3.5 | Prueba de patogenicidad y virulencia de <i>Trichothecium roseum</i> y <i>Fusarium oxysporum</i> . | 33 |
| 3.3.6 | Evaluación de calidad de semilla a través de la rancidez del endosperma. | 35 |
| 3.4 | Diseño experimental y análisis estadístico. | 36 |
| 4 | PRESENTACIÓN Y DISCUSION DE RESULTADOS | 37 |
| 4.1 | Identificación de fitopatógenos en muestras de campo. | 37 |
| 4.1.1 | <i>Botrytis cinérea</i> | 38 |
| 4.1.2 | <i>Fusarium oxysporum</i> | 40 |
| 4.1.3 | <i>Alternaria alternata</i> | 42 |
| 4.1.4 | <i>Cladosporium herbarum</i> | 44 |
| 4.1.5 | <i>Aspergillus niger</i> | 45 |
| 4.1.6 | <i>Penicillium</i> sp. | 46 |
| 4.1.7 | <i>Trichothecium roseum</i> | 48 |
| 4.1.8 | <i>Phomopsis</i> sp. | 50 |
| 4.1.9 | <i>Xanthomona arborícola</i> | 52 |
| 4.1.10 | <i>Pseudomona syringae</i> | 55 |
| 4.2 | Incidencia de fitopatógenos en estructuras reproductivas. | 57 |
| 4.2.1 | Amento. | 57 |
| 4.2.2 | Glómérulo. | 57 |
| 4.2.3 | Pericarpio. | 57 |
| 4.2.4 | Endosperma. | 59 |
| 4.3 | Incidencia de fitopatógenos en estructuras vegetativas. | 62 |

| | | |
|----------|--|-----------|
| 4.3.1 | Ramillas. | 62 |
| 4.3.2 | Hojas. | 63 |
| 4.3.3 | Yemas. | 63 |
| 4.4 | Incidenca promedio total (Estructuras reproductivas-vegetativas). | 64 |
| 4.5 | Patogenicidad de <i>Trichothecium roseum</i> y <i>Fusarium oxysporum</i> en avellanas cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona. | 66 |
| 4.5.1 | Inoculación en Pericarpio. | 67 |
| 4.5.2 | Inoculación en Perisperma. | 71 |
| 4.5.3 | Inoculación en Endosperma. | 75 |
| 4.6 | Análisis de calidad de avellana cv. Barcelona inoculada con <i>Trichothecium roseum</i> . | 79 |
| 5 | CONCLUSIONES. | 81 |
| 6 | RESUMEN. | 83 |
| 7 | SUMMARY. | 85 |
| 8 | LITERATURA CITADA | 87 |
| 9 | ANEXOS. | 96 |

1. INTRODUCCION.

El avellano europeo, *Corylus avellana* L., es un arbusto frutal perteneciente a la familia Betulaceae, de origen mediterráneo y distribuido a nivel mundial. Introducido a Chile con la llegada de inmigrantes europeos, durante el siglo XIX, quienes lo utilizaban sólo como autoconsumo. Posteriormente, en la década del 80' fueron establecidos en mayor escala debido a un creciente interés frutícola a nivel nacional, introduciéndose cultivares cotizados por la industria alimenticia, principalmente de EE.UU. y Europa. El fruto del avellano es tipo nuez, se destaca por su alto valor nutritivo, aporte de proteínas, ácido oleico, fibras, minerales y compuestos fenólicos. Es utilizada en repostería, helados, chocolates, harina y consumo fresco, también como materia prima para la elaboración de aceite. El árbol posee excelentes propiedades medicinales en las cortezas y hojas.

Debido a la demanda creciente, principalmente del hemisferio norte, la rentabilidad del cultivo y la facilidad de adaptación, en Chile se ha producido un aumento de la superficie plantada, principalmente entre la región del Maule y la región de Los Lagos, después de haberse introducido cultivares con fines experimentales durante la década de 1980.

Actualmente los principales cultivares en Chile son Barcelona y Tonda di Giffoni, ambos de alto interés comercial; Barcelona es utilizado principalmente en EEUU para consumo fresco en forma de snack y Tonda di Giffoni se utiliza en Europa, principalmente Italia, en la industria chocolatera.

Se estima que la superficie plantada entre en Chile varía entre 8 a 12 mil hectáreas, de las cuales el 60% se encuentra en etapa productiva, la proyección en el país hacia el 2020 es aumentar la superficie a 20 mil hectáreas. En la región de La Araucanía actualmente hay aproximadamente 3 mil hectáreas, existiendo cada vez más agricultores y empresas interesadas en el cultivo comercial de ésta especie frutícola.

En el ámbito fitosanitario en Chile se está desarrollando investigación aplicada, tendiente a la identificación incidencia y severidad de fitopatógenos. Al respecto se han identificado varios hongos y bacterias que afectan diversas estructuras del árbol como raíz, tallo, ramilla, flores e interior del fruto, causando disminución en la producción y calidad del producto.

La hipótesis de trabajo postula que: Los hongos fitopatógenos tienen una alta incidencia en estructuras vegetativas y reproductivas del avellano europeo en la Región de La Araucanía.

Objetivo general:

Evaluar incidencia de fitopatógenos en estructuras vegetativas y reproductivas de avellano europeo (*Corylus avellana*) cv. Tonda di Giffoni.

Objetivos específicos

1. Identificar fitopatógenos en estructuras vegetativas (hojas, yemas y ramillas) y reproductivas (amentos, glomérulos y avellanas) de avellano europeo cv. Tonda di Giffoni.
2. Cuantificar según la estructura, la incidencia de los hongos fitopatógenos detectados en cv. Tonda di Giffoni.
3. Determinar patogenicidad de *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* en avellanas de los cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona.
4. Determinar la calidad organoléptica de la avellana inoculada con *Trichothecium roseum*.

2. REVISION BIBLIOGRÁFICA

2.1. Antecedentes del avellano europeo.

El género *Corylus* cuenta con más de 15 especies, propias de las regiones templadas del hemisferio norte, la especie tipo del género *Corylus* es *C. avellana* L., ha sido lectotipificada en la ilustración de Fuchs Hist. Stirp.: 398 (1542), denominada “*Avellana nux sylvestris*” (Javis y Cols, 1993; citado por Rivera, 1997).

Todas las especies de *Corylus* producen nueces comestibles, pero *Corylus avellana*, el avellano europeo, es la especie que se cultiva comercialmente. Es conocido bajo diversos nombres: hazelnut o filbert (Inglés), avellana (Español), avellaner (Catalán) noisette (Francés), nocciolo (Italiano), findik (turco) y leshchina, lesnoi orekh o funduk orek (ruso).

2.1.1. Origen. Restos arqueológicos indican que las semillas de avellana fueron un componente importante en la dieta humana desde tiempos prehistóricos (Bocacci y Botta, 2009). Según Tallantire (2002) tribus del mesolítico podrían haber ayudado, de forma accidental, en la propagación de la avellana, sin tener un intento por propagarlas. Se ha planteado la hipótesis de la migración postglaciar de *C. avellana* L. sobre la base de registros de polen en cavernas prehistóricas (Huntley and Birks 1983; Birks 1989, citado por Bocacci y Botta, 2009) y por un reciente análisis de la variación del ADN en cloroplastos de avellana silvestre (Palme y Vendramin, 2002). El escenario más seguro es una extensión desde el suroeste de Francia hacia la mayoría de Europa, exceptuando Italia y los Balcanes donde la expansión fue local (Bocacci y Botta, 2009).

Documentos históricos y hallazgos arqueológicos indican, que el cultivo de avellana y su consumo fue significativo durante el período romano. Esto sugiere que el uso de avellana fue probablemente extendido por todo su imperio, por tanto, es muy probable que todo el

germoplasma italiano haya sido difundido por los Romanos a la Península Ibérica (150-100 a.C) y en menor medida a Asia menor (133 a.C) (Boccacci y Botta, 2009; citado por Kole, 2011).

Según los análisis de nSSR de Boccacci *et al.*, (2006) y Gökirmak (2008) (citados por Kole, 2011) indican que los genes de avellana de Italia y España tienen una base genética común, no así los de Turquía que fueron asignados a un grupo aparte. Indicando poco flujo de genes entre las zonas oriental y occidental de la cuenca mediterránea. Thomson (1996) (citado por Rivera, 1997) concluye, por tanto, que no es endémico de ningún país del hemisferio sur.

2.1.2. Cultivares. Según Grau, (2003) la condición de autoesterilidad y dicogamia de la especie hacen absolutamente necesaria la participación de cultivares polinizantes para producir cosechas abundantes. Se debe considerar que las variedades elegidas como polinizantes pueden modificar las características de los frutos como la forma, el tamaño y la época de maduración.

El avellano europeo posee una gran cantidad de diversidad genética, en relación al tamaño de la planta, hábito de crecimiento, tamaño de la semilla, forma del pericarpio y espesor de la cáscara, además de la longitud del involucro, debido al muy alto nivel de polimorfismo (Kole, 2011). Los programas públicos de mejoramiento se iniciaron en Italia y EEUU en 1960, España y Francia en 1970 y Turquía 1980 (Thompson *et al.*, 1996; citado por Kole, 2011). Fuera de EEUU, los cultivares tradicionales y las selecciones locales todavía representan la mayoría de huertos de avellana establecidos. Sin embargo, a lo largo de las últimas décadas se ha aprendido bastante acerca de la genética, la biología, la producción, y se han desarrollado técnicas de mejoramiento molecular y tradicional muy efectivas (Mehlenbacher, 2006, Gökirmak *et al.* 2009; citado por Kole, 2011).

Barón (1997) (citado por Lemus, 2004) menciona que los cultivares comerciales en Chile provienen de España, Italia y EE.UU principalmente. El cultivar Barcelona es el más cultivado en el estado de Oregón, dado su gran mercado con cáscara, el que se ve favorecido por su forma redondeada y buen sabor.

2.1.2.1. Características del cultivar Tonda di Giffoni. Según Grau (2003) es un cultivar de origen italiano, muy difundido en la región italiana de Campania, de vigor medio, tamaño intermedio, buena productividad. La emisión de polen comienza hacia fines de mayo y se extiende hasta mediados de julio. La receptibilidad del estigma comienza en la primera semana de junio y se extiende hasta fines de julio. Dependiendo del año, se comporta como homógama y a veces protándrica. Posee una precoz época de brotación.

Los polinizantes más usados son: Mortarella, Tonda Romana, Daviana, San Giovanni, Camponica, Riccia di Talanico, Tonda Bianca (Ellena, 2010). La época de maduración se inicia a mediados de febrero y se extiende hasta mediados de marzo.

El Fruto es tipo esferoidal, el índice de redondez (1,0 medio (2,4 g), subesférico (19,0 x 20,7 x 18,2 mm). Fruto (2,8 por involucro). Involucro más largo respecto al fruto. Pericarpio medio-delgado, con dos suturas longitudinales y estríados, de coloración marrón oscuro. En pleno régimen productivo se espera rendimiento entre 2.500 a 3.000 k/ha. La semilla es media-pequeña (1,2 g), presencia de fibra (media, optima extracción del perisperma), el rendimiento cáscara/semilla es en promedio de 46%. Con respecto a la clasificación de uso es un cultivar muy apreciado por su alta productividad y constante característica organoléptica, muy demandado por la industria chocolatera, sensible a heladas tardías y a la araña de la yema en Italia.

2.1.2.2. Características del cultivar Barcelona. Antiguo cultivar de origen desconocido, difundido en EE.UU. (Oregón), Francia y varios países en donde se ha introducido. Se encuentra presente en Chile desde hace varios años. Los ecotipos han permitido su propagación en el país, siendo un cultivar que logrado adaptarse a diferentes áreas agroclimáticas. Árbol de buen vigor, tamaño intermedio y buena productividad. Presenta amplia adaptación a diversas condiciones edafoclimáticas, superior a la mayoría de los cultivares comerciales (Grau, 2003). La liberación del polen comienza hacia fines de mayo y se extiende hasta mediados o fines de julio. La receptividad estigmática comienza la segunda quincena de junio y se extiende hasta mediados-fines de Julio. El carácter de la floración, dependiendo del año, es homógama o dicógama

absoluta, en este caso, protándrica. Los cultivares polinizantes más usados en Chile son: Daviana, Butler, Negret, Mortarella, Imperiale di Trebisonda, Blanco, Azul y Rojo (Ellena, 2010). La época de brotación es media-tardía. En relación a la época de maduración la cosecha comienza la primera semana de febrero y se extiende hasta fines de marzo.

El fruto es de tipo esferoidal, índice de redondez (0,9 grande (3,3 g), subesférico (21,8 x 22,0 x 18,2 mm). Frutos en número de 3,3 por involucre. Involucro más largo respecto al fruto. La cáscara es gruesa, color marrón oscuro, con pubescencia en el ápice. El cultivar es muy productivo (de 3.000 a 4.200 k/ha), el peso de la semilla es medio (1,4 g), presencia de fibra (media, buena extracción del perisperma para uso industrial). El rendimiento cáscara/semilla es de 46,2%. Es un cultivar productivo, de fruto grande, su uso principal es consumo directo.

2.1.3. Descripción botánica. La familia Betulaceae, del orden de las Fragales, consiste en dos subfamilias, Coryloideae y Betuloideae. La primera incluye a las avellanas (*Corylus*), *Ostryopsis*, *Carpinus* y *Ostrya*, y la subfamilia Betuloideae incluye al aliso (*Alnus*) y abedul (*Betula*) (Kole, 2011).

Diez especies de *Corylus* que se distribuyen en el hemisferio norte son comúnmente reconocidas; todas son diploides ($2n=2x=22$). Basada en la morfología, la comparación de secuencias de ADN y el éxito de los cruces interespecíficos, estas diez especies han sido asignadas a cuatro subsecciones *Corylus*, *Colurnae*, *Siphonoklamys* y *Acanthochlamys* (Kole *et.al* 2011). La subespecie *Corylus* incluye especies frondosas e involucre acampanado: *Corylus Avellana* L., *Corylus americana* Marshall y *Corylus heterophylla* Fisch. La subespecie *Colurnae* incluye arboles de tres especies *Corylus colurna* L., *Corylus jacquemontii* Decne. y *Corylus chinensis* Franch., y la subespecie *Siphonocklamys* incluye especies que poseen involucros tubulares con cerdas cubiertas: *Corylus cornuta* Marshall, *Corylus californica* Marshall y *Corylus sieboldiana* Blume. En la cuarta subespecie *Acanthochlamys* se encuentra *Corylus felox* Wall., un árbol de avellano distinto de las otras especies ya que sus frutos se encuentran encerrados en involucros en forma de frutillas (Erdogan y Mehlenbacher 2000; Whitcher y Wen, 2001; citado por Kole 2011). *C. colurna*, *C. avellana* var. *Pontica* y *C. máxima* se cultivan en Turquía para la

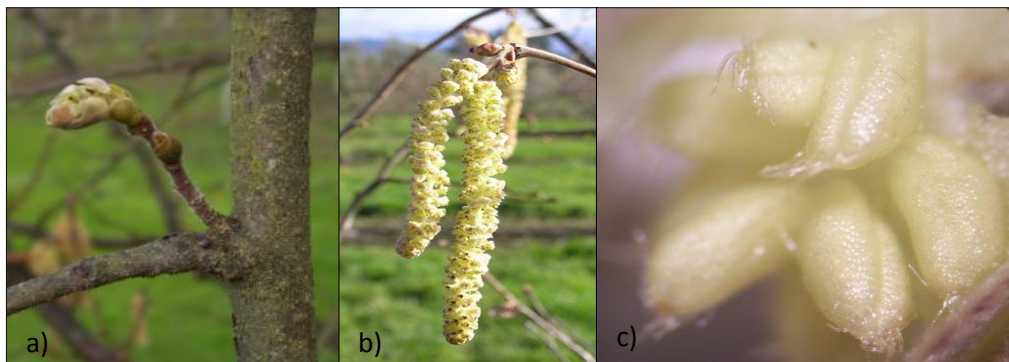
producción de avellanas (Mansfeld, 1986; Özdemir, 2001; citado por Kole 2011). El arbusto crece en forma silvestre en los robledales y hayedos de Europa, norte de Asia Menor, el Cáucaso y las regiones próximas al Caspio e Irán. Aparece espontáneo en toda la Cuenca Alta de Segura (Ulloa y Herrera, *et al.*, 1994)

Corylus avellana es un arbusto, con fuerte tendencia a emitir rebrotes, vigoroso, puede alcanzar 3-6 metros de altura. Tiene porte erguido y ramas fuertes, flexibles y pubescentes, al menos al principio del periodo vegetativo (Ulloa y Herrera, *et al.*, 1994).

2.1.3.1. Inflorescencia. La biología floral del avellano europeo tiene varias características inusuales. Es monoico, las flores de los dos sexos se encuentran en el mismo árbol, éstos pueden estar individuales, juntos o asociados a yemas vegetativas. Todas las especies productoras de nuez tienen en común que sus flores son apétalas, de un solo sexo (Gil, 2009). Thompson (1979), señala que el avellano presenta una biología floral inusual, ya que todas las especies estudiadas hasta ahora son diclinomonoicas y presentan incompatibilidad esporofítica. Es, por lo tanto, una especie autoincompatible que requiere de polinización cruzada para que se efectúe la fecundación. La planta presenta, además, dicogamia, es decir, existe un desfase en las épocas de floración entre la liberación del polen y la receptibilidad del estigma en un mismo cultivar, que puede ser de algunos días o semanas. La causa del fenómeno, es de tipo varietal y principalmente climático, en donde la suma de temperatura es fundamental (Lobos, 1983, citado por Lemus 2004).

Las flores masculinas (Figura 1), proveniente de yemas simples laterales, forman inflorescencias de tipo amentos largos, con flores cuyos sépalos rodean hasta 40 estambres (Gil, 2009). Las inflorescencias masculinas aparecen en la madera del año precedente, se agrupan generalmente de a tres y producen gran cantidad de polen. Están formados por 130 a 260 flores apétalas (sin perianto). La yema que da origen a la inflorescencia es simple, lateral, y aparece en las axilas de las hojas en pleno verano, pero madura durante el otoño e invierno siguiente. Cada amento posee escamas trilobuladas de color verde claro, en cuya cara interna se insertan 4 a 8 estambres (De Berasategui, 1997). En plena floración, los estilos toman una coloración rojiza

intensa. Comienzan a aparecer en el mes de mayo, pero este momento es distinto según variedades, y sobre todo, según climas y se prolonga hasta los meses de julio o agosto (Carrera, 2005, citado por Ellena 2010).



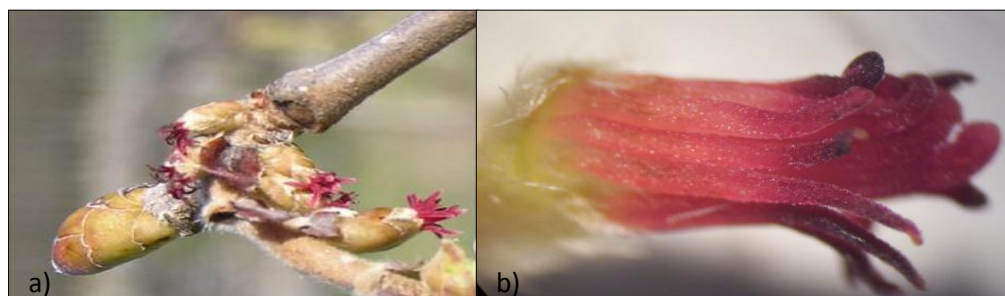
Fuente: Autor.

Figura 1. a) amento en formación, b) amento desarrollado, c) estambres.

Las inflorescencias femeninas (Figura 2) se encuentran en forma de glomérulos, son de hecho, yemas compuestas (Domoulas, 1978; citado por Ellena 2010), situados en los extremos de las ramas (mayor fructificación) o en las bases de los pedúnculos de las flores masculinas (fructificación menor), están agrupadas en racimos ubicados terminalmente en brotes del año que nacen de yemas mixtas laterales, normalmente la floración es bastante escalonada (Carrera 2005; citado por Ellena 2010). El glomérulo está constituido por un conjunto de 8 flores femeninas. Cada una de ellas consta de dos estilos que presentan una superficie estigmática muy desarrollada. En el periodo de antesis (mediados de junio-fines de agosto) no presenta trazas de colora y ovarios, ya que éstos se forman posteriormente entre fines de septiembre y fines de octubre. Con respecto a los sacos embrionarios, están dispuestos entre mediados de noviembre y mediados de diciembre en la zona sur de Chile (Ellena, 2010).

La base de la flor está cubierta por un involucro, al interior tiene fusionados los 4 sépalos que apenas emergen de la punta, el pistilo que también está fusionado con los sépalos y con el involucro hacia el interior, se compone de un ovario con un lóculo o cámara interior, un estilo muy corto, y un estigma con 2 ramificaciones bastantes conspicuas (Gil, 2000), éstas últimas permanecen receptivas por tres meses y tienen la ventaja de no morir por heladas, como

consecuencia de que el tejido basal emerge nueva y funcionalmente (Thompson, 1996; citado por Hummer 2006).



Fuente: a) Sevilto Ltd., b) Autor.

Figura 2. a) Conjunto de flores femeninas, junto a yema vegetativa, b) estigma.

2.1.4. Inducción y diferenciación Floral. La inducción floral se produce entre los meses de diciembre y enero y, está relacionada a las sustancias hormonales elaboradas por las hojas. La floración se produce al invierno siguiente (Gil, 2009).

La inducción floral masculina se inicia a fines de diciembre y principio de enero. A mediados de enero los amentos ya se pueden apreciar en la base de las hojas, mientras que la organización morfológica se desarrolla durante los meses de enero y febrero. La formación de granos de polen tiene lugar en marzo, aproximadamente en la segunda quincena de este mes se pueden apreciar los estambres. Desde este momento, los amentos han adquirido una longitud de 2-3 cm, evolucionando muy lentamente hasta la floración, que dependiendo de las variedades, se evidencia 4 a 5 meses más tarde (Rovira y Tous, 1997; citado por Biodiversity, FAO y CIHEAM, 2008).

La inducción floral femenina se produce normalmente más tarde que la masculina, desde enero a principios de febrero. No obstante, esto es dependiente de las variedades. Una buena inducción femenina se logra si las ramas del árbol tienen buena iluminación y una longitud mínima de 15 cm, en particular en brotes de 20-23 cm y con una adecuada reserva de nutrientes. La organización fisiológica del glomérulo prosigue durante los meses de febrero, marzo y abril (Ellena, 2010).

2.1.4.1. Polinización. El avellano europeo es una especie de polinización anemófila, que ocurre en pleno invierno (Ryugo, 1988; citado por Gil, 2009). El viento lleva el polen de los amentos hacia el estigma de los glomérulos produciendo la polinización. Las flores femeninas permanecen inactivas hasta la primavera, cuando se produce la fertilización. Durante este período de condiciones climáticas desfavorables, el avellano se defiende con notables adaptaciones como abundancia de polen, resistencia de los órganos florales al frío, gran superficie receptiva de los estigmas, amplia vía de acceso de los tubos polínicos y un desfase entre la polinización y la fecundación (dicogamia) (Tasias, 1975).

Requiere de polinización cruzada ya que las variedades son generalmente autoestériles (ej. Barcelona y su polinizante Butler, Azul o Blanco) y existe algunas con interincompatibilidad, no necesariamente doble recíproca (Thompson, 1971; citado por Romisondo *et al.*, 1978). La incompatibilidad es determinada esporofíticamente por un solo locus con alelos múltiples, controlada por el polen en el estigma (Tompson, 1979; citado por Rovira, 1989), en muy pocas variedades se ha constatado autofertilidad, tales como Carrello, Santa Maria del Gesù y Tonda Romana (Geraci, 1974; citado por Gil 2009).

Los granos de polen del avellano son muy pequeños, tienen un tamaño entre 25-40 μm (Romisondo, 1965; Heslop-Harrison *et al.*, 1986; citado por Hampson *et al.*, 1993), por lo tanto puede movilizarse fácilmente por el viento a distancias largas, la calidad del polen dependerá de las condiciones climáticas establecidas antes de la liberación desde las anteras. El polen es binucleado y en algunas variedades, 30 a 50% de los granos de polen no son viables (Romisondo, 1977); la explicación de esta anomalía está estrechamente ligada con una translocación heterocigota, incluso en este caso las cantidades de polen viable siempre son mayores para asegurar una buena polinización, ya que cada amento puede producir entre 4 millones a 40 millones de granos de polen (Pisani *et al.*, 1968; citado por Tiyayon 2008).

Los estigmas son receptivos al menos dos a tres meses desde que emergen de las escamas envolventes de las yemas, hasta que se oscurecen y se desprende de la superficie (Slyusarchuk, 1987; citado por Tiyayon 2008). Sólo una pequeña proporción de la gran cantidad de granos de

polen capturados por el estigma llegan a la base del estilo después de la germinación (Latorse, 1981; citado por Tiyayon 2008). El crecimiento del tubo polínico en esta estructura es muy rápido, siendo completado dentro de cuatro a diez días. Cuando llegan a la base de los estilos, su crecimiento se detiene en el ápice del ovario, la punta del tubo se ensancha y se envuelve por una capa callosa con forma irregular (Thompson, 1979; citado por Germain, 1994).

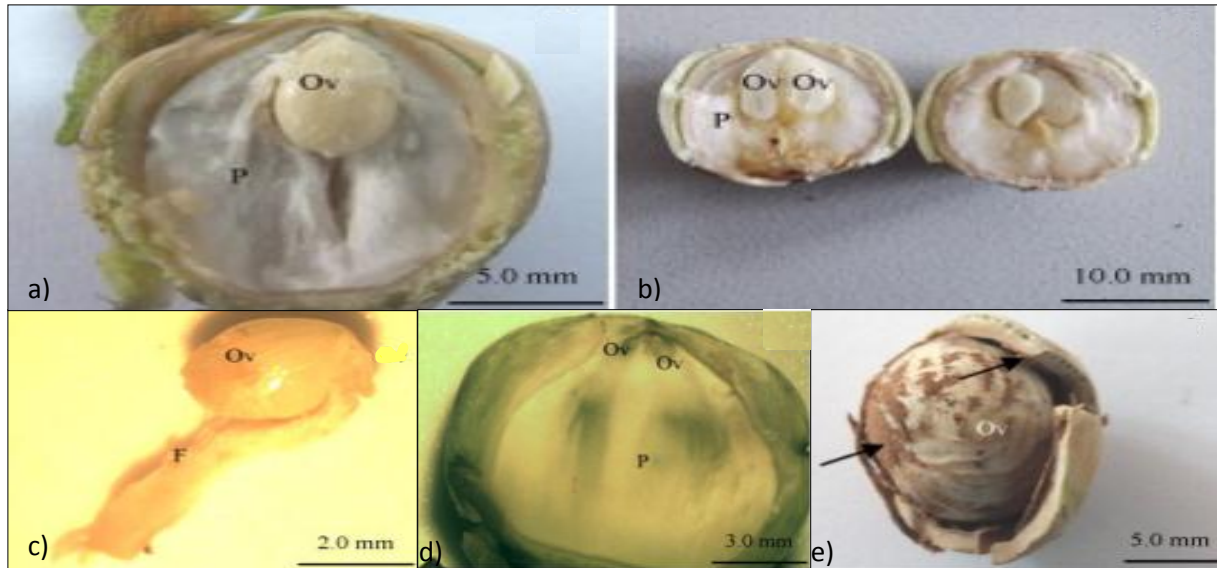
Cuando una flor no es polinizada su ovario no se desarrolla, el óvulo primordial no se forma y la flor cae (Mussano *et al.*, 1983; citado por Germain, 1994)). Por otro lado en flores polinizadas es posible observar un desarrollo bien definido del ovario la primera quincena de septiembre. El volumen de la cavidad ovárica incrementa y los óvulos jóvenes aparecen en ella desde mediados de septiembre a la segunda mitad de octubre, dependiendo de la variedad (Tompson, 1979; citado por Germain, 1994)). Los óvulos se encuentran en la parte inferior de la línea de sutura de los carpelos, su fijación es opuesta o adyacente. En general cada ovario contiene dos óvulos, pero es posible observar hasta cuatro óvulos presentes (Demoulas, 1979; citado por Germain, 1994). Los óvulos crecen lentamente durante las primeras dos semanas después de su aparición. Posteriormente aumenta su tasa de crecimiento y la nucela y el micrópilo son fácilmente visibles a finales de octubre o la primera quincena de noviembre (Mussano *et al.*, 1983; citado por Germain, 1994). Durante la última semana de noviembre, el desarrollo de los óvulos es más rápido, dentro de la nucela es posible observar la presencia de cuatro megasporas (Thompson, 1979; Mussano, 1983; citado por Germain, 1994).

2.1.4.1. Fecundación. Durante la formación de megasporas, los tubos polínicos que estaban en reposo durante más de cuatro meses en los tejidos de la parte superior de la hendidura del ovario, crecen de nuevo, dentro de cinco a seis días alcanzan la parte superior del óvulo entre la chalaza y el micrópilo, posteriormente el tubo polínico viaja a lo largo del tegumento hasta el final de la chalaza. Un esperma fertiliza los núcleos polares que posteriormente dará lugar al endosperma, el otro fertiliza la oosfera, resultando la formación del óvulo. Dependiendo de la variedad, la fertilización se lleva a cabo a finales de noviembre o durante las primeras tres semanas de diciembre (Thompson, 1979; Mussano *et al.*, 1983; Me *at al.*, 1989; citado por Germain, 1994).

El crecimiento de la nuez comienza aproximadamente diez días después de la fertilización, el diámetro del fruto mide entre 7 a 10 mm, el incremento continúa por dos a tres semanas y la nuez alcanza el máximo crecimiento a fines de diciembre a principios de enero (Thompson, 1979; Mussano *et al.*, 1983; citado por Germain, 1994). Durante estas tres semanas después de la fecundación, el embión crece muy lentamente y alcanza solo 3 a 5% de su tamaño real. Sólo cuando el pericarpio comienza a endurecerse, a principios de enero, el embión crece muy rápidamente y la nuez se llena en unas tres a cinco semanas (Thompson, 1979; Me *et al.*, 1989; citado por Germain, 1994).

2.1.4.3. Frutos. Ulloa (1994) distingue dos tipos de denominación de avellanas en función de la longitud del fruto, en relación a lo que los ingleses denominan “Filberts” (avellanas largas, *C. maxima* Miller) y “Hazelnuts” (avellanas cortas, *C. avellana* L.) Los frutos son aquenios secos e indehiscentes, con pericarpio leñoso, de formas casi esférica, oval o alargada, con unos 15 mm de diámetro. Proviene de un ovario monocarpelar. Son uniloculares (Font Quer, 2001). Como regla general las avellanas encierran una sola semilla (Figura 3), debido a que el ovulo más desarrollado es fertilizado. Sin embargo en algunos cultivares, un porcentaje bastante elevado de frutas tiene dos semillas. Este fenómeno es el resultado del desarrollo sincronizado de dos óvulos dentro de la misma avellana y que han sido fertilizadas al mismo tiempo (Domoulas, 1979; citado por Germain, 1994).

Su coloración en la época de cosecha es marrón de distintas tonalidades, dispuestas en racimos de uno a doce, cada uno cubierto por una cubierta foliácea o involucro de brácteas que puede variar de tamaño desde un cuarto a más del doble que el tamaño del fruto, puede tener diversas formas en el punto terminal, acampanado, tubular o constreñida, además de estar completo o hendido en uno o ambos lados, según la característica de la variedad (Kole, 2011).



Fuente: Liu et al., (2012)

Figura 3. Llenado de óvulos y formación del fruto. a) óvulo (Ov) en rápida expansión, sólo un núcleo desarrollado, la parte externa (P) corresponde a tejido parenquimático. b) fruto con dos óvulos bien desarrollados, c) un óvulo (Ov) desarrollado adherido al fonículo (F), d) fruto en estado de desarrollo temprano, con sólo un óvulo desarrollado. e) fruto con desarrollo normal en etapa de cosecha, flechas indican residuos de parénquima.

El período de cosecha de las avellanas se extiende desde fines de febrero hasta fines de marzo o abril, según los cultivares, cuando los frutos comienzan a desprenderse del árbol en forma natural, cayendo sin el involucro en el caso de *C. avellana* (De Berasategui, 1997). El rendimiento promedio de secado, de avellanas con cáscara en Oregon es de 9 k/árbol o 2,2 toneladas por hectárea, mientras que los de Turquía y España es alrededor de 40% menor (Kole, 2011).

Con respecto a frutos vanos, este hecho ha sido reportado desde el año 1844 (Lagerstedt, 1975; citado por Germain, 1994), las causas para explicar este fenómeno son numerosas; Thompson, (1967, citado por Germain, 1994) menciona que una falta de polinización no puede ser considerada responsable, ya que una flor no polinizada nunca alcanza el tamaño de una nuez normal. Sin embargo el porcentaje de estas frutas vanas depende de los polinizadores (Lagerstedt, 1977; Dimoulas, 1979; citado por Germain, 1994), Según Domoulas (1979, citado por Germain, 1994) la falta de fertilización no es la causa de este hecho, ya que a través de experimentos

demonstró que las nueces vacías contenían al menos un óvulo fecundado. Lagerstedt (1977, citado por Germain, 1994) menciona una posible falta de doble fecundación de la oosfera o el núcleo polar, en este último caso la falta de albúmina produciría un aborto del embrión, por otra parte aberraciones cromosomales han sido observadas en varios cultivares, particularmente la existencia de translocación heterocigótica cuando las microsporas se forman (Salesses, 1988; citado por Germain, 1994).

2.1.4. Requerimientos climáticos. Aunque *C. avellana* es distribuido en áreas con un amplio rango de temperatura la mayoría no están produciendo en forma estable fuera del clima mediterráneo (Botta y Me, 2007), mientras que las formas cultivadas de *C. avellana* suelen expresar una mejor calidad de la semilla y características productivas que sus pares silvestres, muchos carecen de resistencia al frío, en especial las flores masculinas, así como otras características necesarias para la adaptación y producción continua de frutos secos. Afortunadamente, la resistencia al frío, existe en las avellanas silvestres que crecen tan al norte como las costas de Escandinavia, así como en el las montañas Ural en Rusia, las montañas de los Cárpatos de Polonia y otras áreas del interior de Europa con climas continentales periódicamente expuestos a temperaturas extremas. A través de hibridación intraespecífica, esas formas silvestres de avellano, resistentes al frío, representan un medio posible para mejorar sustancialmente la capacidad de adaptación climática de las avellanas cultivadas (Kole, 2011).

El avellano es una planta de climas templados, con un área de distribución notable. La temperatura media anual oscila entre 12 y 16°C, con un mínimo de 700 horas frío por debajo de los 7°C y temperatura mínima invernal no inferiores a -8°C. En climas secos requiere de riego. La exposición al viento permanente no es deseada, ya sea en invierno o verano, ya que el viento excesivo perturba la fecundación en invierno, y en verano, sobre todo si es cálido, provoca una transpiración excesiva en la canopia, para lo cual, la especie no tiene adecuados mecanismos de control, o estos son poco eficientes en condiciones de estrés (Grau, 2003). Según Botta y Me (2007) el clima no sólo condiciona la expansión del cultivo, sino que también afecta la consistencia de la producción anual y su calidad, por lo que se debe excluir zonas en las que las

variedades sean capaces de sobrevivir, pero no ofrezcan productos de calidad. Las principales variables que afectan la producción del avellano son:

- Temperaturas de invierno,
- Heladas primaverales,
- Tiempo de aclimatación,
- Vientos dominantes y humedad,
- Requisitos de latencia fría,
- Disposición y exposición del huerto,
- Distribución e intensidad de las lluvias,
- Textura y el pH del suelo.

En relación a las heladas de primavera, los huertos después de la etapa de germinación son sensibles a heladas severas, pudiendo ocasionar necrosis en los ápices vegetativos y florales, estas necrosis pueden producir infección de *Xanthomona arboricola*. Las variedades tienen diferente sensibilidad a las heladas así por ejemplo Tonda Gentile Langhe es afectada fácilmente; pero Tonda di Giffoni, a pesar de brote precoz, soporta más que Barcelona (Botta y Me, 2007).

2.1.6. Requerimientos de agua. El cultivo requiere gran cantidad de agua, 1.000 mm de agua en el año para árboles adultos, siendo particularmente exigente desde fines de octubre a fines de febrero, periodo de término de crecimiento de la nuez. Así se garantiza una buena recuperación de las plantas, un rápido crecimiento de los árboles jóvenes, abundantes flores, un adecuado desarrollo, frutos grandes y de calidad (Grau, 2003).

2.1.7. Composición nutricional. La semilla del avellano corresponde a un alimento nutritivo, posee proteínas, lípidos, hidratos de carbono, fibra, vitaminas, minerales y fotoquímicos. Tiene un sabor delicioso y puede ser almacenado sin refrigeración. Actualmente está catalogado como un producto gourmet (Wilkinson, 2005). Posee beneficios cardiovasculares, los que han sido atribuibles al favorable perfil de ácidos grasos, vitamina E, antioxidantes, folato, arginina y contenido de fitoesterol (cuya función es bloquear la absorción de colesterol a nivel intestinal).

Los lípidos son el componente más abundante, las semillas de los cultivares principales entran en el rango de 60-68% (cuadro 1). La mayoría de éstos se encuentran en forma de triglicéridos, un gran porcentaje de los ácidos grasos son insaturados. La composición de los ácidos grasos del aceite de avellanas es casi idéntica a la de aceite de oliva, son una fuente

excelente de vitamina E, un potente antioxidante que está presente principalmente como α -tocofenol (Janick y Paull, 2008). Los ácidos oleicos y linoléicos son los más abundantes, con un promedio de 79% y 13% respectivamente (cuadro 2). Es importante señalar que los ácidos linoléico (18:2) y ácido linolénico (18:3) son más propensos a la oxidación que el oleico (18:1) debido a que tienen más doble enlaces (Janick y Paull, 2008).

Cuadro 1. Composición de semillas de avellanas variedad Tombul, como un ejemplo de parámetros cualitativos y cantidades presente (por cada 100g secado y blanqueado).

| Análisis proximal | % | Aminoácidos | mg |
|--------------------------|-----------|--------------------|-----------|
| Agua | 4,83 | Treonina | 504 |
| Proteína | 16,25 | Isoleucina | 720 |
| Total lípidos | 64,77 | Leucina | 1337 |
| Total carbohidratos | 15,72 | Lisina | 491 |
| Minerales | mg | Metionina | 255 |
| Calcio | 118,7 | Cistina | - |
| Hierro | 2,32 | Fenilalanina | 799 |
| Magnesio | 157,0 | Tirosina | 704 |
| Fósforo | 304,0 | Valina | 915 |
| Potasio | 618,6 | Arginina | 2405 |
| Sodio | 4,76 | Histidina | 454 |
| Zinc | 5,94 | Alanina | 808 |
| Magnesio | 7,32 | Acido aspártico | 1679 |
| Vitaminas | mg | Acido glutámico | 3646 |
| Tiamina | 0,41 | Glicina | 692 |
| Riboflavina | 0,05 | Prolina | 543 |
| | | Serina | 785 |
| | | Triptófano | - |

Fuente: Ayfer *et al.*, 1986; citado por Janick y Paull, 2008.

Cuadro 2. Cultivares utilizados en el mundo, con sus respectivas cantidades de ácidos grasos.

| Cultivar | Palmitico (16:0) | Palmitoleico (16:1) | Estearico (18:0) | Oleico (18:1) | Linoleico (18:2) | Linolenico (18:3) | Araquidico (20:1) | A-Teq equiv. | Referencia |
|-----------------------|-----------------------------|--------------------------------|-----------------------------|--------------------------|-----------------------------|------------------------------|------------------------------|-------------------------|------------------------|
| Barcelona | 5,20 | 0,17 | 1,93 | 78,72 | 13,58 | 0,14 | 0,16 | 324 | Parcerisa et al., 1998 |
| Cakildak | 5,60 | 0,5 | 1,10 | 71,30 | 21,40 | - | - | - | Ayfer et al., 1986 |
| Ennis | 5,41 | 0,23 | 1,38 | 77,08 | 15,55 | 0,11 | 0,16 | 322 | Parcerisa et al., 1998 |
| Hall'sGiant | 4,72 | 0,17 | 2,19 | 79,13 | 13,23 | 0,14 | 0,19 | 368 | Parcerisa et al., 1998 |
| Negret | 5,04 | 0,19 | 2,49 | 79,06 | 12,82 | 0,13 | 0,17 | 385 | Parcerisa et al., 1998 |
| T. di Giffoni | 5,38 | 0,19 | 2,86 | 82,83 | 8,37 | 0,10 | 0,14 | 382 | Parcerisa et al., 1998 |
| T. G d. Langhe | 6,04 | 0,30 | 2,81 | 82,29 | 8,17 | 0,10 | 0,14 | 368 | Parcerisa et al., 1998 |
| T. Romana | 5,78 | 0,22 | 2,50 | 82,55 | 8,59 | 0,10 | 0,14 | 405 | Parcerisa et al., 1998 |
| Tombul | 5,48 | 0,21 | 2,04 | 74,13 | 17,78 | 0,11 | 0,16 | 453 | Parcerisa et al., 1998 |
| Promedio | 5,41 | 0,24 | 2,14 | 78,57 | 13,28 | 0,12 | 0,16 | 375,88 | |

Fuente: Janick y Paull, 2008.

2.2. Situación del mercado. Los mayores productores de avellanas en el mundo son Turquía, Italia, España, EEUU, España y Grecia, también se produce en la ex Unión Soviética, Irán, Rumania y Francia, pero estos países no son importantes en el comercio mundial de avellanas. Turquía es el primer productor mundial y exportador, cubriendo el 70% de la producción y 80% de la exportación, le sigue Italia, con casi el 20% de producción y 15% de exportación (Keil, 2011).

Según Ellena (2010) en Chile hay alrededor de 13 mil há plantadas, existiendo mercado para vender la producción de hasta 30 mil ha (6 a 7% mundial). Los volúmenes exportados han tenido un crecimiento continuo. Lo que comenzó con envío de 325 kilos de avellanas con cáscara en 1999, llegó a 5 mil toneladas en 2011, por un monto superior a US\$15 millones. Y en las avellanas sin cáscara la tendencia es similar; en 2011 se exportaron 109 toneladas, 56% y 59% más que en los años 2010 y 2009, respectivamente (ODEPA, 2011).

Junto a la empresa italiana, Ferrero, el avellano comenzó a crecer en el país, en el 2011 ésta empresa exportó el 98% de avellana con cáscara del total exportado, ya que posee mas de 3

mil há plantadas, además de comprar fruta a otros agricultores. Actualmente, hay nuevos inversionistas como Avellanas del Sur, empresa compuesta por 64 agricultores de Mulchén hasta Osorno (con más de 2.500 ha plantadas), Pacific Nuts & Dried Fruits Company, exportadora de frutos secos encargada de comercializar la fruta, con el objetivo de exportar el 100% de la producción, principalmente para la industria chocolatera, similar a Agrichile (empresa del grupo Ferrero), Agrícola La Campana, entre otros (Perez, 2012).

El 90-95% de la producción mundial de avellanas es vendida como semilla, el porcentaje restante es ofrecido con cascara. Las semillas con forma redonda son deseadas para el mercado. Para las avellanas con cáscara se desea que sean más largas y cáscaras más atractivas. Las semillas de avellanas son utilizadas principalmente en la producción de chocolates y productos horneados. Para el mercado de semillas, se desea un fácil pelado, textura crujiente y agradable aroma después de hornearlas (Janick y Paull, 2008).

2.3. Enfermedades del avellano a nivel mundial. Bajo condiciones naturales, poco o no intervenidas por el hombre, numerosas especies de plantas se encuentran entremezcladas formando ecosistemas naturales, lo que hace que las distintas especies vegetales compitan por espacio, luz, nutrientes y humedad. En esta situación, el efecto de los patógenos vegetales es mínimo y sin transcendencia económica importante para el hombre. Lo contrario sucede en una plantación intensiva destinada al mercado o la industria, donde numerosos individuos de una especie conviven en una pequeña superficie, así una enfermedad es más dañina cuando se presenta bajo estas condiciones (Ciampi, 2002).

Una enfermedad implica un proceso netamente fisiológico y de naturaleza bioquímica. Involucra alteraciones de una o más funciones secuenciales y esenciales para el crecimiento, desarrollo o reproducción de ellas (Ciampi, 2002). Como consecuencia se producen cambios morfológicos visibles denominados síntomas, los que varían en magnitud e intensidad, los principales agentes infectivos en plantas son hongos, bacterias, fitoplasmas, nematodos, plantas parásitas, virus y viroides (Guerrero *et al.*, 2010).

Los hongos de la micoflora de la avellana pertenecen a los zygomycetes, ascomycetes o representan el estado anamórfico de un ascomycete (Pelart, 2002). Los zygomycetes se caracterizan por la producción de zigosporas, hifas no septadas y la reproducción asexual por esporangios o conidias. En particular, los zygomycetes del orden mucorales se relacionan con la descomposición de los alimentos (Beuchat, 1987; citado por Pelart, 2002). Los ascomycetes tienen hifas septadas y se reproducen sexualmente por ascosporas dentro de ascos, o asexualmente por conidias. Los hongos anamórficos (hongos imperfectos) se difunden mediante propágulos no formados, desde células donde se ha producido la meiosis. La mayoría de estos propágulos pueden ser denominados conidias (Kirk, 2001; citado por Pelart, 2002). A continuación se mencionan las enfermedades fúngicas, bacterianas y virales asociadas al arbusto de avellano europeo, en una amplia gama de zonas productoras del mundo.

Cuadro 3. Enfermedades en avellano europeo a nivel mundial.

| ENFERMEDADES | FITOPATÓGENOS ASOCIADO |
|----------------------------------|--|
| BACTERIANAS | |
| Marchitamiento bacteriano | <i>Xanthomona arboricola</i> pv. <i>corylina</i> |
| Cancro bacteriano | <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>avellanae</i> |
| Agalla de la corona | <i>Agrobacterium tumefaciens</i> |
| FUNGOSAS | |
| Antracnosis | <i>Piggotia coryli</i> = <i>Monostichella coryli</i> = <i>Gloeosporium coryli</i> = <i>Labrella coryli</i> |
| Pudrición de raíz | <i>Armillaria</i> sp. <i>Phymatotrichopsis omnivora</i> |
| Borro sec | <i>Cryptosporiopsis tarraconensis</i> |
| Cancro | <i>Cytospora</i> spp. <i>Nectria ditissima</i> |
| Eastern filbert bligh | <i>Anisogramma anomala</i> |
| Moho en semillas | <i>Mycosphaerella punctiformis</i> [teleomorph] <i>Ramularia</i> sp. [anamorph] <i>Phomopsis</i> spp. <i>Septoria ostryae</i> |
| Mancha en semillas | <i>Nematospora coryli</i> |
| Deformación de hojas | <i>Taphrina coryli</i> <i>Anguillosporella vermiformis</i> |
| Mancha foliar | <i>Asteroma coryli</i> |

...continuación Cuadro 3.

| | |
|-----------------------------|--|
| | <i>Cercospora corylina</i> |
| | <i>Cercospora coryli</i> |
| | <i>Mamianiella coryli</i> |
| | <i>Monochaetia coryli</i> |
| | <i>Mycosphaerella punctiformis</i> [teleomorph] |
| | <i>Ramularia</i> sp. [anamorph] |
| | <i>Phyllosticta coryli</i> |
| | <i>Ramularia coryli</i> |
| | <i>Septoria ostryae</i> |
| | <i>Sphaceloma coryli</i> |
| Mildiús | <i>Microsphaera coryli</i> |
| | <i>Microsphaera ellisii</i> |
| | <i>Microsphaera hommae</i> |
| | <i>Microsphaera verruculosa</i> |
| | <i>Phyllactinia guttata</i> |
| | = <i>Phyllactinia suffulta</i> |
| Roya | <i>Pucciniastrum coryli</i> |
| ENFERMEDADES VIRALES | |
| Mosaico del avellano | Apple mosaic virus (ApMV) Género: Ilarvirus, Prunus necrotic ringspot virus (PNRSV) Género: Ilarvirus. Tulare apple mosaic virus (TAMV) Género: Ilarvirus, |

Fuente: Pscheidt y Stone (2001).

Los patógenos que afectan la semilla de avellana son especialmente hongos, los cuales producen una disminución en la calidad y condición por la producción de micotoxinas. Pelart (2002) menciona un estudio realizado por Sanchis *et al.*, (1988), Abdel-Gawad y Zohri (1993), Abdel-Hafez y Saber (1993), Sahin y Kalyoncuoglu (1994), Senser (1979), Reiss (1979), Weidenbömer (1998) y Özdemir y Özilgen (2001), en el cual han registrado en total 77 especies de hongos en semillas de avellano (Cuadro 4).

Cuadro 4. Hongos reportados a nivel mundial en semillas de avellanas (*Corylus avellana* L.).**Hongos Fitopatógenos Encontrados en Semillas de Avellano Europeo**

| | | |
|---|--|---|
| <i>Absidia corymbifera</i> | <i>Chaetomium globosum</i> | <i>M. hiemalis</i> |
| <i>Acremonium strictum</i> | <i>Cladosporium</i> sp. | <i>Paecilomyces</i> sp. |
| <i>Acremonium</i> sp. (<i>Cephalosporium</i> sp.) | <i>Cladosporium</i> <i>cladosporioides</i> | <i>Paecilomyces variotii</i> |
| <i>Alternaria</i> sp. | <i>C. herbarum</i> | <i>Penicillium</i> sp. |
| <i>A. alternata</i> (<i>A. tenuis</i>) | <i>C. macrocarpum</i> | <i>Penicillium aurantiogriseum</i> |
| <i>A. humicola</i> | <i>C. epiphyllum</i> | <i>P. cyclopium</i> |
| <i>A. tenuissima</i> | <i>Cochliobolus lunatus</i> | <i>P. puberulum</i> |
| <i>Aspergillus</i> sp. | <i>Cochliobolus spiciferus</i> | <i>P. verrucosum</i> var. <i>cyclopium</i> |
| <i>Aspergillus candidus</i> | <i>Emericella nidulans</i> | <i>P. brevicompactum</i> |
| <i>Aspergillus flavus</i> | <i>Epicoccum nigrum</i> | <i>P. chrysogenum</i> |
| <i>A. fumigatus</i> | <i>Eurotium amstelodami</i> (<i>A. amstelodami</i>) | <i>P. citrinum</i> |
| <i>A. glaucus</i> | <i>E. chevalieri</i> | <i>P. corylophilum</i> |
| <i>A. granulatus</i> | <i>E. cornoyi</i> | <i>P. crustosum</i> |
| <i>A. japonicus</i> | <i>E. herbariorum</i> | <i>P. decumbens</i> |
| <i>A. niger</i> | <i>E. repens</i> | <i>P. digitatum</i> |
| <i>A. ochraceus</i> | <i>E. montevidensis</i> | <i>P. echinulatum</i> |
| <i>A. oryzae</i> | <i>E. rubrum</i> | <i>P. funiculosum</i> |
| <i>A. parasiticus</i> | <i>Fusarium</i> sp. | <i>P. granulatum</i> (<i>P. glandicola</i>) |
| <i>A. sydowii</i> | <i>F. graminearum</i> | <i>P. nalgiovense</i> |
| <i>A. proliferans</i> | <i>F. moniliforme</i> | <i>P. oxalicum</i> |
| <i>A. tamaritii</i> | <i>F. oxysporum</i> | <i>P. simplicissimum</i> |
| <i>A. terreus</i> | <i>Humicola grisea</i> | <i>P. viridicatum</i> |
| <i>A. versicolor</i> | <i>Mucor racemosus</i> | <i>Pestalotia</i> sp. |
| <i>A. wentii</i> | <i>M. circinelloides</i> | <i>Pestilazza</i> sp. |
| <i>Botryotrichum piluliferum</i> | <i>Scopulariopsis brevicaulis</i> | <i>Phoma</i> sp. |
| <i>R. nigricans</i> | <i>Syncephalastrum racemosum</i> | <i>Pleospora herbarum</i> |
| <i>Rhizopus</i> sp. | <i>Trichoderma hamatum</i> | <i>Trichothecium roseum</i> |
| <i>Rhizopus stolonifer</i> | <i>Trichoderma</i> sp. | <i>Ulocladium atrum</i> |
| <i>R. oryzae</i> | | <i>Verticillium</i> sp. |

Fuente: Pelart (2002)

2.3.1. Micotoxinas. Son metabolitos secundarios tóxicos, con diferentes propiedades químicas, biológicas y toxicológicas, producidas por hongos toxigénicos que se desarrollan en productos vegetales, la mayoría de los hongos productores de éstos compuestos pertenecen a la división ascomycota (Soriano, 2007). De acuerdo a Weidenborner (2000; citado por Pelart 2002) las micotoxinas son compuestos aromáticos, a veces alifáticos, de bajo peso molecular, producidos por hongos en etapa de crecimiento, cuando el metabolismo secundario es dominante.

Las micotoxinas son tóxicas en concentraciones bajas en los vertebrados superiores y otros animales, cuando se introducen a través de una ruta natural (Bennet 1987; citado por Soriano 2007). La aparición de mohos toxigenicos y la formación de micotoxinas puede ser un problema en la producción de frutos y semillas (Cuadro 6). La mayoría de los frutos secos son susceptibles a contaminación por aflatoxinas, algunos países aplican diferentes límites para micotoxinas en ciertos productos, pero hay una necesidad de mayor especificidad y regulación. Para el control de contaminación por micotoxinas se requieren medidas cautelares adoptadas durante pre y post cosecha. Las aflatoxias (B1, B2, G1 y G2), ocratoxina A, tricotecenos, fumonisis y ocratoxinas son las micotoxinas mas comunes en frutos secos (Özay y Özer, 2008).

En general las micotoxinas son un problema en la producción de frutos secos, como peligro para la salud. Los tipos y nivel de micotoxinas varian entre países y en algunos casos por localidad geográfica dentro de un mismo país. La proliferación de mohos y la producción de micotoxinas (Cuadro 5) son preocupaciones comunes de todos los países productores y consumidores de avellanas (Leslie *et al.*, 2008).

Cuadro 5. Detalle de los Principales géneros de hongos productores de micotoxinas ordenados según cantidad aproximada de especies micotoxígenas que incluyen.

| Género | Especies micotoxigenas |
|--------------------|-------------------------------|
| <i>Penicillium</i> | 32 |
| <i>Aspergillus</i> | 15 |
| <i>Fusarium</i> | 12 |
| <i>Alternaria</i> | 1 |
| <i>Chaetomium</i> | 1 |

Fuente: Pelart, (2002).

Cuadro 6. Micotoxinas potenciales de hongos encontrados en semillas de avellano europeo.

| Especies de hongos | Micotoxinas potenciales (no verificadas en avellanas). De acuerdo a Frisvad y Samson (1991), Samson <i>et al.</i> , (1995), Pitt y Hocking (1997) |
|------------------------------|--|
| <i>Alternaria alternata</i> | Alternariol, altertoxina, ácido tenuazónico |
| <i>Aspergillus flavus</i> | Aflatoxina B1, ácido ciclopiazónico |
| <i>Aspergillus fumigatus</i> | Fumagilina, gliotoxina |
| <i>Aspergillus niger</i> | Ochratoxina A |
| <i>Aspergillus ochraceus</i> | Ochratoxina A, B, C, ácido penicílico |
| <i>Cladosporium herbarum</i> | No reportado |
| <i>Fusarium sp.</i> | Micotoxinas de fusarium, incluidos los tricotecenos |
| <i>F. moniliforme</i> | Fumonisis, zearalenona, deoxynivalenola y otros. |
| <i>F. oxysporum</i> | Moniliforme, zearalenona y otros. |
| <i>Penicillium sp.</i> | Acido penicilico, ocratoxina A, patulina y muchos otros. |
| <i>Phoma sp.</i> | Acido tenuazonico |
| <i>Rizopus</i> | rizonina |
| <i>Trichothecium roseum</i> | Tricotecenos |

Fuente: Pelart, (2002).

Los hongos que producen micotoxinas en los cultivos se dividen en dos grupos, de acuerdo a su invasión antes de cosecha, llamados hongos de campo, los cuales requieren un alto contenido de agua y los que crecen principalmente después de cosecha, denominados hongos de almacenamiento (Weidenborner, 2000; citado por Pelart, 2002).

Las avellanas pasan por varios procesos desde la cosecha hasta el producto final, (recolección, secado, almacenamiento y procesamiento) pudiendo contaminarse en cualquiera de éstas etapas. Según Frisvad y samson (1991; citado por Pelart 2002) la susceptibilidad a hongos y contaminación por micotoxinas durante estas etapas depende de una variedad de factores ambientales (Cuadro 7) y cada vez que estos parámetros requeridos se cumplen, puede producirse contaminación.

Cuadro 7. Procesos de la avellana para llegar a su producto final, y susceptibilidad de contaminarse con hongos.

| Procesos | Descripción |
|-----------------------|--|
| Cosecha | El manejo seguro en esta etapa es esencial para la prevención de hongos y micotoxinas. Algunos hongos invaden a las avellanas sólo en el árbol, como el caso de <i>Aspergillus flavus</i> , invadiendo la semilla sólo si se presenta algún daño o grieta en el pericarpio (Ozdemir, 1998). |
| Secado | Debe ser inmediato a la cosecha, el secado adecuado es el medio más importante para evitar la proliferación de hongos post cosecha. El método más común en países en desarrollo es el secado al sol sobre un suelo pavimentado con agitaciones ininterrumpidas. Por lo general se requiere 6 a 10 días para reducir el contenido de humedad de 0,38 a 0,24 aw, en la que los granos de avellanas se pueden almacenar de forma segura. Un problema adicional es la condensación de vapor en la noche (Özdemir y Özilgen, 2001), dando como resultado un mayor crecimiento de hongos, debido a actividades del agua entre 0,78 y 0,81 aw. Un secado mecánico rápido a 40°C puede disminuir el riesgo de contaminación (Ozdemir 1998). |
| Almacenamiento | Los cultivos que se almacenen deben ser, siempre que sea posible, de alta calidad, esto es: libres de micelio e insectos y un nivel de humedad seguro. La respiración de los insectos, ácaros y hongos producen humedad, por lo que el deterioro se pone en marcha y por lo general se autoacelera. Tradicionalmente el control de la humedad ha sido el método de elección para la prevención del crecimiento de hongos en cultivos almacenados. También la constancia de la temperatura y la humedad son de gran importancia para evitar la transferencia de humedad en toda la masa (Beuchat, 1978). Se debe preferir las bajas temperaturas. Por otro lado el control de la atmósfera es importante, ya que el oxígeno es un componente crítico en el crecimiento de hongos, según Weidenbörner (2001) la producción de micotoxinas se inhibe con 1% de oxígeno. |
| Procesamiento | Las variaciones en este aspecto también pueden proporcionar medios para la formación de hongos. Sanchis <i>et al.</i> , (1988) demostraron que las avellanas crudas son mas susceptibles a contaminarse que las tostadas, sin embargo en esta última si existe una actividad de agua de 0,78aw puede ocurrir la contaminación en forma inminente. |

Fuente: Pelart, 2002.

2.3.2. Fitopatógenos reportados en Chile. Las enfermedades que afectan al avellano europeo en Chile es un aspecto que está siendo recientemente investigado (Cuadro 8), estando en la etapa de determinación de fitopatógenos asociados, desconociéndose con exactitud, según condiciones de sitio, el potencial de daño que pueden ocasionar en el establecimiento y en la producción, ya que la mayoría de las plantaciones aún no entran en régimen productivo (Guerrero *et al.*, 2010).

En Chile la enfermedad más prevalente ha sido la bacteriosis o tizón bacteriano del avellano, *Xanthomona arboricola* pv. *corylina*, reportada por primera vez el año 1987 por Guerrero y Lobos. Posteriormente, en el año 2005, ha sido informada por el SAG en viveros de la zona central del país. Adquiere, por tanto, relevancia el origen de las plantas y el constante monitoreo para asegurar una adecuada seguridad fitosanitaria.

El Servicio Agrícola y Ganadero (SAG) es el encargado de asegurar la ausencia de organismos biológicos dañinos en el aspecto agropecuario, realizando inspecciones periódicas a los huertos y viveros, lo que requieren un registro y la supervisión periódica para una posible detección de enfermedades en etapa temprana. Esta institución, también lleva a cabo inspecciones de las áreas de producción y la silvicultura, en busca de síntomas de la enfermedad. La muestra cubre el 20% de los campos plantados por año, y está programado para que todos los campos plantados se evalúen en un período de cinco años (es decir, 20% por año x 5 años = 100%). Esta actividad de vigilancia se aplica a todos los cultivos comerciales producidos en Chile y ofrece una información detallada sobre la situación de las plagas de sus cultivos agrícolas y viveros en todo el país (Biosecurity Australia, 2011).

En cuanto al origen del material biológico para la formación de los huertos en el país han sido seleccionados principalmente desde Italia y EE.UU., los cuales están sujetos a las condiciones de importación específicas. Estos incluyen permiso de importación, con declaraciones adicionales de ausencia de plagas específicas, y cuarentena postentrada de dos años para la detección de alguna enfermedad cuarentenaria.

A pesar de la constante vigilancia, en el país existen actualmente dos patógenos encontrados en esquejes enraizados de avellano que cumplen con los criterios de la IPPC (International Plant Protection Convention) de cuarentena, estos son: *Armillaria mellea* (Vahl: Fr) P. Kummar y *Neonectria ditissima* (Tul. y C. Tul.) Samuels y Rossman. Han sido registrados en Chile por Gutierrez *et al.*, (2005). Estas plagas son consideradas económicamente importantes causando variados impactos directos e indirectos, tales como la reducción del rendimiento y/o el valor del producto, con las consecuentes pérdidas en el mercado nacional e internacional (Biosecurity Australia, 2011).

Cuadro 8. Fitopatógenos presentes en Chile, de acuerdo a reporte de SAG, 2010.

| Fitopatógenos | Referencia |
|--|---|
| BACTERIAS | |
| <i>Agrobacterium tumefaciens</i> (Smith y Town.) Conn | Chávez, E., 2005; Murillo, 2005. |
| <i>Xanthomonas arboricola</i> pv. <i>corylina</i> (Miller et al.) Vauterin et al. [sin. <i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>corylina</i> (Miller et al.) Dye] Tizón bacteriano, cancro bacteriano | Guerrero y Lobos, 1986, 1987; Vega, 2004-2010; Vega <i>et al.</i> , 2005; Castilla <i>et al.</i> , 2009. |
| <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>syringae</i> van Hall Tizón bacterial | Vega, 2005, 2006. |
| HONGOS | |
| <i>Botrytis cinerea</i> Pers. [tel. <i>Botryotinia fuckeliana</i> (de Bary) Whetzel] Pudrición gris, tizón de la hoja | Lara, 1990; Cuevas, 2003, 2006, 2009; Gutiérrez, 2006, 2009. |
| <i>Cylindrocarpon</i> sp. Pudrición de raíces | Murillo, 2004; Chávez, 2006; Martínez, 2006 |
| <i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goid. (sin. <i>Sclerotium bataticola</i> Taub.) Pudrición carbonosa de raíces | Murillo, 2002. |
| <i>Pestalotiopsis</i> sp. Necrosis de ramillas, mancha de la hoja | Gutiérrez, 2003, 2004, 2008; Cuevas, 2004, 2006. |
| <i>Phomopsis</i> sp. (tel. <i>Diaporthe</i> sp.) Cancrosis del cuello, muerte regresiva | Gutiérrez, 2004, 2005. |
| <i>Phyllactinia guttata</i> (Wallr.) Lév. [sin. <i>Phyllactinia corylea</i> (Pers.) Karst.] Oídio | Martínez et al., 2006; Chávez, 2009. |
| <i>Sclerotinia minor</i> Jagger Pudrición de raíces en viveros | Gutiérrez, 2001, 2002. |

Fuente: Acuña (2010)

2.3.3. Fitopatógenos en el sur de Chile. A continuación se incluyen antecedentes generales de fitopatógenos que han sido reportados en el sur de Chile por Guerrero *et al.*, (2012).

***Armillaria mellea* (Vahl.:Fr.) Kummer.** Ocasionalmente detectada en árboles individuales en suelo donde ha habido otras especies arbóreas susceptibles. **Síntomas.** Este hongo habitante del suelo, produce podredumbre blanca de las raíces y en consecuencia diversos síntomas secundarios como reducción del crecimiento y vigor, defoliación y amarillez foliar y muerte. Su diseminación es por contacto entre plantas enfermas y sanas, o por basidiosporas. Sobrevive en restos de raíces o troncos enfermos y en otros hospederos. **Control.** Las acciones de control son esencialmente preventivas, se recomienda seleccionar plantas sanas, plantar en suelos libres de raíces y troncos de plantas arbóreas. También es muy conveniente eliminar árboles enfermos incluyendo el sistema radical completo.

***Phytophthora spp.* (Oomycetes).** En la literatura se cita a varias especies especialmente *Ph. ramorum*. En Chile ha sido reportada *Ph. cinnamoni*. Hongo habitante del suelo, importante en árboles frutales de hoja caduca, en el caso de avellano europeo ha sido detectada en pocas plantas, preferentemente en sectores bajos con drenaje insuficiente. **Síntomas.** El principal síntoma asociado es la pudrición de cuello y raíces el que causa disminución del crecimiento y vigor de la planta, clorosis parcial o generalizada, canchales en la base del tronco y muerte de plantas pequeñas. La principal fuente de infección está relacionada con la calidad y origen de la planta. Posteriormente en la plantación se disemina y sobrevive en restos de raíces infectadas y en otros hospederos. **Control.** Como acciones de control se recomienda plantar en suelos con buen drenaje o en camellones. Cuando sea necesario mantener levemente descalzada la base del tronco, adecuado control de malezas, aplicación de fungicidas específicos (Metalaxilo, fosetil aluminio y ácido fosforoso), tratamiento con hongos antagónicos como *Trichoderma spp.*, y especialmente la selección de plantas sanas en los viveros.

Diaporthe sp.* y *Phomopsis sp. Asociado con canchales en tallos y ramas se ha detectado en estructuras reproductivas el hongo *Diaporthe sp.* y *Phomopsis sp.*, especies en proceso de identificación. **Síntomas.** Los síntomas vinculados a este hongo corresponden a muerte

regresiva de ramillas, decoloración gris, y canchros en ramas y tallos. Sobre la corteza se desarrolla abundante esporulación subcortical de picnidios y peritecios generando un aspecto papiliforme y áspero. Las conidias se diseminan por el agua de lluvia y sobrevive asociado a plantas enfermas. **Control.** El esquema es similar al utilizado para otros hongos patógenos de la madera; implica podar y quemar las ramas enfermas y sellar los cortes con pasta fungicida y aplicar fungicidas específicos preventivos; también es muy útil seleccionar plantas sanas al momento de establecer el huerto. En madera lignificada se han detectado *Botryodiplodia* sp. y *Camarosporium* sp. asociados con canchros y muerte regresiva de ramillas.

***Xanthomonas arboricola* pv. *corylina* (Miller et al.) Vauterin et al.**

La enfermedad fue descrita por primera vez en EE.UU. (Oregon) en 1913 y, posteriormente reportada en Chile el año 1987 (Guerrero y Lobos, 1987; Vega *et al.*, 2005). **Síntomas.** La sintomatología se caracteriza por ser mucho más severa en árboles jóvenes hasta cuatro años, mientras que lo más viejos raramente mueren, brotación desuniforme, atizonamiento de hojas y yemas, hojas con manchas pequeñas, acuosas, de color verde amarillento posteriormente color café rojizo, con forma y tamaño variable, canchros especialmente en torno a las yemas afectadas, pudiendo extenderse hasta circundar ramas y ramillas ocasionando clorosis y caída de hojas. Sobre el involucreo y ocasionalmente en cáscara de la nuez, provoca manchas café oscuro a negro, rodeadas por una zona acuosa en lesiones nuevas y levemente hendidas en lesiones anteriores. El patógeno puede sobrevivir en canchros y en tejido infectado. Se multiplica en la superficie de hojas en plantas juveniles y en malezas (fase epifita), de donde se disemina a plantas cercanas por acción de la lluvia o bien por herramientas de poda contaminadas. El principal medio de propagación es mediante material de plantación contaminado. **Control.** La enfermedad puede ser controlada sacando y destruyendo tejido afectado, removiendo árboles enfermos, aplicando rigurosa y reiteradamente bactericidas cúpricos preventivos, sellando los cortes de poda con pasta bactericida, manteniendo una buena condición nutricional y sanitaria de la plantación y control adecuado de malezas. La producción de plantas sanas es la mejor medida preventiva.

***Pseudomonas syringae* pv. *syringae* Van Hall.** Esta bacteria fue detectada en Chile en diversas localidades de la zona centro sur y sur de Chile. **Síntomas.** Los síntomas detectados

fueron manchas foliares difusas o necróticas extensas y húmedas, en ramas se desarrollan canchales superficiales, en ataques severo se produce muerte parcial de ramas y síntomas secundarios como marchitamiento, clorosis y desecamiento del follaje durante el verano. La infección se favorece con temperaturas frías a templadas y agua libre durante la caída de las hojas y en brotación. Se disemina por el salpicado y arrastre superficial producido por las lluvias. Sobrevive epífitamente en el árbol y en algunas malezas. **Control.** La mejor manera de controlar es de forma preventiva, seleccionando plantas sanas, donde no se observen yemas muertas ni canchales en formación, eliminando canchales, ramas enfermas y con aplicación de bactericidas específicos y bioantagonistas.

***Agrobacterium tumefaciens* (E.F. Smith y Townsend) Conn.** Bacteria ampliamente distribuida en Chile en una amplia gama de especies frutales leñosas. En avellano europeo la incidencia y severidad ha sido muy baja, ocasionalmente detectada., dependiente de la calidad y origen de las plantas. **Síntomas.** Este procarionte habitante del suelo, induce la formación de agallas en el cuello y raíces de plantas, inicialmente blanquecinas y blandas, posteriormente endurecen y se tornan de color pardo, tamaño variable. Como consecuencia la obstrucción de transporte de agua y nutrientes, provoca síntomas secundarios como menor crecimiento y pérdida de vigor. La principal diseminación es por comercializar plantas enfermas y durante algunas labores como corte de sierpes y arranque manual de malezas. La bacteria sobrevive indefinidamente en el suelo y en agallas nuevas. **Control.** El control se aborda mediante acciones preventivas, y especialmente selección de plantas libres de agallas.

Virus del mosaico de la manzana (ApMV). Las enfermedades de virus, son infrecuentes en avellano europeo, el ApMV ha sido ocasionalmente detectado en árboles jóvenes aislados y sin causar daño de importancia económica. **Síntomas.** Los síntomas foliares incluyen amarillamiento general, mosaico y manchas amarillas, a veces casi blanquecinas, aclaramiento y bandeado venal. Algunas hojas se tornan parcialmente necróticas, detienen su crecimiento y caen anticipadamente en el verano. Este virus infecta gran variedad de especies, especialmente manzano y su diseminación se produce por propagación vegetativa.

3. MATERIALES Y METODOS

3.1 Lugar y fecha del estudio. La investigación fue realizada en el laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de La Frontera, Temuco, Región de la Araucanía, durante el periodo junio de 2010 y julio de 2011.

Las muestras las aportó AGRICHILE desde diferentes localidades de la zona sur de Chile. Para la evaluación de calidad de semillas, las muestras fueron procesadas en el laboratorio de alimentos y aguas del Instituto de Agroindustria, Universidad de la Frontera.

3.2 Materiales

3.2.1 Fungible. Los materiales utilizados fueron: Placas Petri, vasos precipitados, matraces, probetas, tubos de ensayo, porta y cubreobjetos, pinza, bisturí, tijeras, papel aluza, cajas plásticas (15x15 cm), parafilm, toalla de papel, etiquetas de identificación, alcohol, algodón, jeringas, discos de papel filtro, asas de siembra, cajas plásticas (15x15 cm), asperjador.

3.2.2 Equipamiento. Autoclave vertical, cámara de cultivo, destilador, cámara de flujo laminar, horno de esterilización, lupa estereoscópica, microscopio óptico, refrigerador, balanza de precisión, agitador magnético.

3.2.3 Biológico. Ramillas, hojas, yemas vegetativas, glomérulos (flor femenina), amentos (flor masculina), frutos, plantas de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.).

3.2.4 Medios de cultivo. Para hongos, Agar Malta (AM), Agar Papa Dextrosa (APD) ambos con adición de 300 ppm de sulfato de estreptomicina; para bacterias, King-B, YDC y medio selectivo para *Xanthomonas*.

3.3 Métodos

3.3.1 Preparación de medio de cultivo. La preparación consistió en mezclar agua destilada esteril con los ingredientes en polvo de cada medio de cultivo. Para su esterilización se utilizó autoclave a 120° por 15 minutos.

Los medios de cultivo utilizados fueron los siguientes:

Medio selectivo para *Xanthomonas*.

| | |
|--------------------------|----------|
| Agar papa dextrosa Difco | 39g. |
| Extracto de levadura | 10g. |
| Agar nutritivo | 31g. |
| Carbonato de calcio | 30g. |
| Agua destilada | 1000 ml. |

Medio YDC.

| | |
|-------------------|---------|
| Peptona | 20g |
| Sulfato potasio | 10g. |
| Cloruro magnésico | 1,4g. |
| Agar | 15g. |
| Agua destilada | 1000ml. |

Medio King B

| | |
|--------------------|---------|
| Peptona | 20g. |
| Fosfato dipotásico | 1,5g. |
| Sulfato magnésico | 1,5g. |
| Agar | 15g. |
| Agua destilada | 1000ml. |

Medio Agar Malta (AM)

| | |
|----------------|--------|
| Agar malta | 44g. |
| Agua destilada | 1000ml |

3.3.2. Aislamiento de fitopatógenos desde estructuras vegetativas y reproductivas. Las muestras analizadas fueron obtenidas desde el 29 de junio de 2010 al 25 de marzo de 2011 (14 fechas de muestreos), para la evaluación y cuantificación de fitopatógenos, cada tipo de estructura fue seleccionada al azar y puesta en cámara húmeda por 5 días ($20^{\circ}\text{C} \pm 2$, 90% HR), el tamaño de muestra correspondió a 10 estructuras.

La bacteria se aisló desde tejido asintomático (inflorescencias) y tejido necrótico (frutos), se extrajeron pequeños trozos, los que fueron puestos en tubos de ensayo agitando vigorosamente y alternando con periodos de reposo, logrando así una suspensión bacteriana, ésta fue sembrada en placas Petri con medios de cultivo para bacteria. Para la identificación se utilizó contraste de coloración en luz fluorescente, medios de cultivos diferenciales y pruebas de hipersensibilidad en tabaco.

Pequeños trozos de tejido vegetal procedentes de inflorescencia femenina y frutos verdes, fueron removidos asépticamente y transferidos por 15 min a tubos de ensayo, que contenían 10 ml de agua estéril. Previa agitación, la suspensión bacteriana fue depositada, por el método de rayado, sobre los medios de cultivo King B y medio selectivo para *Xanthomona*. Las placas

fueron incubadas a 25°C por 3 a 4 días. Colonias representativas y aisladas de la bacteria se purificaron por repique sobre los mismos.

Para la prueba de patogenicidad, el inóculo consistió en una suspensión bacteriana preparada en agua estéril, a una concentración estimada de 1×10^8 , basada en la turbidez de la suspensión. La bacteria fue cultivada en medio YDC, por 48 horas.

3.3.3. Hipersensibilidad en tabaco. La reacción de hipersensibilidad es un mecanismo de defensa de las plantas frente a la introducción de un patógeno, en el cual, si se produce una relación hospedero-parásito incompatible, se genera una rápida necrosis y un desecamiento brusco en el parénquima de la zona inyectada, previniendo así el avance del patógeno (Klement y Goodman, 1967). La prueba experimental consiste en inyectar en forma subepidermal una suspensión bacteriana de aproximadamente 1×10^8 ufc/ml en hojas de *Nicotiana tabacum* L. para evaluar su patogenicidad, es de esta forma que se procedió a inocular hojas de tabaco de cuatro meses con las bacterias *X. arboricola* y *P. syringae*.

3.3.4. Identificación y caracterización de los fitopatógenos aislados. Para la obtención de cultivos puros, los hongos fueron sembrados en placas petri con medio de cultivo Agar malta, incubadas por cuatro días a $25^\circ\text{C} \pm 1$ en estufa de cultivo. Se utilizó, medios de cultivos diferenciales, medición morfométrica y cepas de los hongos fueron enviadas al CABI (Centre for Agriculture and Biosciences International) para corroborar la identificación. La identificación de los hongos se realizó mediante la utilización de claves taxonómicas especializadas (Barnett y Hunter, 1972; von J.A, 1974). La cantidad de análisis varió de acuerdo al estadio fenológico de cada estructura, así el periodo y cantidad de evaluación fueron las siguientes:

Cuadro 9. Periodo, cantidad de muestras y total evaluado según estructuras.

| Estructuras | Periodo de muestreo | Muestras evaluadas | Total evaluado |
|--------------------------|----------------------------|---------------------------|-----------------------|
| Flor masculina | 29 junio- 12 agosto | 7 | 70 |
| Flor femenina | 29 junio- 04 octubre | 11 | 110 |
| Ramillas | 29 junio- 04 octubre | 11 | 110 |
| Hojas | 29 junio- 04 octubre | 7 | 70 |
| Yemas vegetativas | 29 junio- 04 octubre | 9 | 90 |
| Frutos | 10 noviembre- 25 marzo | 7 | 70 |
| TOTAL | - | 52 | 520 |

Para la identificación de los fitopatógenos aislados en cada estructura, las muestras se agruparon de acuerdo a sintomatología observada, posterior al periodo de cámara húmeda. A continuación fueron identificadas en forma preliminar a través de características morfométricas. La patogenicidad de *T. roseum* y *Fusarium oxysporum* fue determinada en pericarpio, perisperma y endosperma del año de manera de establecer diferencias en incidencia entre los cultivares Tonda di Giffoni y Barcelona.

3.3.5. Prueba de patogenicidad y virulencia de *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum*. La prueba de patogenicidad se llevó a cabo inoculando avellanas de los cultivares Tonda di Giffoni y Barcelona (Figura 4), las estructuras evaluadas fueron pericarpio, perisperma y endosperma en las cuales se ha observado en otros estudios la presencia de estos dos fitopatógenos de importancia económica. El tratamiento control, se inóculo sólo con agua destilada. Se realizaron cuatro repeticiones con 10 estructuras por repetición, puestas en cámara húmeda (90%HR). La asepsia del tejido del pericarpio consistió en desinfección de la parte externa con hipoclorito de sodio (2%) durante 60 seg., posteriormente se realizó doble enjuague con agua destilada estéril, finalmente fueron desinfectadas con alcohol (90%).

Los inóculos fueron obtenidos desde cultivos puros de 15 días. La inoculación se realizó a través de aspersión de conidias a una concentración de 1×10^{-6} , utilizándose cámara de newbauer para su contabilización, según metodología de French (1980). El tejido de las estructuras

evaluadas fue cerrado en ambiente húmedo por 14 días, a una temperatura de $18^{\circ}\text{C} \pm 1$. Se evaluó en los periodos día 7 y día 14.



Figura 4. Montaje de patogenicidad por *T. roseum* y *F. oxysporum* en frutos de avellano europeo. a) Inoculación de hongos en cámara de flujo laminar, b) cajas plásticas esterilizadas usadas como cámara húmeda, c) proceso de lavado de frutos con cloro al 2%, d) abridor de nueces, e-f) frutos inoculados, g) interior de fruto post inoculación externa, h) semillas inoculadas con *T. roseum* i) cajas cerradas herméticamente con bolsas de polietileno, para generar cámara húmeda por 14 días.

3.3.6. Prueba de calidad a través de la rancidez del endosperma. Se pesaron 2,5 k. de avellanas cv. Barcelona. Se desinfectó la parte externa del fruto con hipoclorito de sodio al 2% durante 60 seg., posteriormente se realizó doble enjuague con agua destilada estéril, y aplicación de alcohol (90%).

A cada avellana se le realizó una pequeña trepanación en la parte distal con bisturí, para introducir 0,1 ml de suspensión de *Trichothecium roseum* a una concentración de 1×10^{-6} , utilizando jeringa Bauer y sellando el fruto con cinta adherente, dispuestas en cámara húmeda (90%HR) por 15 días (Figura 5). Las avellanas fueron abiertas y las semillas pesadas y agrupadas en cuatro tratamientos de 250 g. cada una, para ser enviadas al Laboratorio de Alimentos y evaluar el porcentaje de ácido oléico e índice de peróxido, utilizando la metodología de volumetría ácido base medio alcohólico y volumetría redox, respectivamente. Los cuatro testigos fueron inoculados con 0,1 ml de agua destilada estéril, realizando el mismo procedimiento.



Figura 5. Prueba de rancidez por *T. roseum* en endosperma a) frutos trepanados, b) inoculación de 0,1 ml de solución de conidias en cada fruto, c) cámara húmeda con frutos inoculados (día 14), d) frutos esterilizados, previo a inoculación, e) pesaje de semillas (250g) para evaluación de calidad.

3.3.7. Diseño experimental y análisis estadístico. La variable incidencia de fitopatógenos fue evaluada en todas las estructuras con un diseño completamente aleatorizado (DCA), con tres repeticiones por tratamiento. Se realizó análisis de varianza (ANDEVA) y comparación de medias mediante prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

La prueba de patogenicidad consistió en la inoculación por aspersión de frutos (pericarpio, perisperma y endosperma) de dos cultivares, considerando severidad e incidencia como variable de respuesta, medidos a 7 y 14 días posterior a la inoculación. Se realizó un diseño completamente aleatorizado (DCA), con cuatro repeticiones por tratamiento. Los datos obtenidos fueron sometidos a la prueba de distribución normal para la obtención y descripción de los promedios, posteriormente se realizó análisis de varianza de un factor (ANDEVA) y comparación de medias mediante prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

La evaluación de rancidez en endosperma consistió en evaluar índice de peróxido y porcentaje de ácido oleico en a los 15 días posterior a la inoculación. Se realizó cuatro repeticiones por tratamiento y testigo. El análisis estadístico fue realizado por ANDEVA y comparación de medias mediante prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

4. RESULTADOS Y DISCUSION

Los fitopatógenos identificados durante la evaluación correspondieron a hongos y bacterias. Es conocida la presencia de una microbiota que permanece en los tejidos de sus plantas hospederas sin necesariamente causar daño, esta condición está conformada por hongos sistémicos denominados endófitos (Saikkonen *et al.*, 1998; citado por Rodriguez 2001). Los espacios intercelulares y las conexiones apoplásticas son el principal nicho de estos hongos. Los nutrientes que por los haces vasculares circulan le brindan el alimento necesario para su desarrollo (Allen *et al.*, 1999; citado por Rodriguez, 2001).

Diversos estudios demuestran que en ciertas ocasiones la condición saprofítica del hongo endófito que habita en especies arbóreas, se trasmuta en efectos negativos cuando su hospedero presenta desórdenes nutricionales o estrés hídrico, convirtiéndose en patógenos (Schulz y Boyle, 1999; Schulz *et al.*, 1999; citado por Rodriguez, 2001). De allí que muchas de las especies de hongos endófitos reportados sean también reconocidos fitopatógenos.

4.1. Identificación de fitopatógenos en muestras de campo. Los hongos de campo o de huerto registrados de acuerdo a su importancia correspondieron a: *Botrytis cinerea*, *Fusarium oxysporum*, *Alternaria alternata*, *Cladosporium herbarum*. Los hongos de almacén determinados correspondieron a *Penicillium* sp. y *Aspergillus niger*. En el caso de *Trichothecium roseum* fue encontrado en todas las estructuras analizadas, siendo el hongo con mayor incidencia en frutos recolectados desde el suelo en época de precosecha. Según el CABI (Centre for Agriculture and Biosciences International) esta especie además de ser un colonizador oportunista de un amplio rango de sustratos es fitopatógeno, frecuentemente aislado de vegetación en descomposición y del suelo. Algunas cepas son conocidas por producir trichothecina, un producto metabólico micotóxico que en frutos secos produce rancidez durante el almacenamiento. Las bacterias identificadas fueron *Xanthomona arboricola*, aislada desde flores femeninas y frutos verdes, y *Pseudomona syringae*, obtenida desde ramillas.

4.1.1. *Botrytis cinérea*. Micheli ex Persoon. Del griego, *botrytis*, racimoso, de *botrys*, racimo, uva, ya que sus conidios se disponen en racimos (botrioblastosporas) sobre ámpulas o vesículas globosas en las puntas de las ramas del conidióforo (Ulloa y Herrera 1994).

| | | |
|-------------------|----------|-------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Fungi |
| | DIVISIÓN | : Deuteromycotina |
| | CLASE | : Hyphomicetes |
| | ORDEN | : Moniliales |
| | FAMILIA | : Botrydiaceae |
| | GÉNERO | : <i>Botrytis</i> |
| | ESPECIE | : <i>cinerea</i> |

Está relacionado a diferentes teleomorfos, incluyendo el plurívoro *Botryotinia fuckeliana* Whetz., y *Sclerotinia* Fkl., que forman apotecios (Ulloa y Herrera 1994). **Rango de hospederos.** Se reconocen más de 235 hospederos, pertenecientes a una amplia variedad de plantas cultivadas y malezas (Latorre y Vásquez, 1996). **Distribución geográfica.** Es un hongo cosmopolita, muy común en diversas plantas (Agrios, 2005). **Características morfológicas.** Dentro de las estructuras morfológicas de la especie *Botrytis cinerea*, se puede destacar micelio, conidióforos, conidias y esclerocios. La morfología del talo del micelio y conidióforo es sencilla y del tipo de los ascomycetes, el crecimiento hifal es en forma ramificada, las extensiones suceden en éste ápice, donde germinan las conidias. Los conidióforos se presentan en formas libres, formando estructuras delgadas y de tipo ramificado (Ellis, 1971; citado por Tortora *et al.*, 1994). Los septos son frecuentes perforados por poros simples. El micelio está formado por segmentos que contienen numerosos núcleos. Estos núcleos pueden pasar entre los poros de la membrana celular que separa estos segmentos. Las conidias son hialinas o levemente coloreadas, unicelulares, ovoides o esféricas, sobre pequeños esterigmas en el extremo de conidióforos ramificados, los cuales son desarrollados libremente sobre el sustrato.

El tamaño de las conidias es de 9,2 x 7,4µm. Los esclerocios están constituidos por filamentos de micelio entrelazado, formando una estructura de consistencia dura de color negro (Latorre y Rioja, 2002). **Síntomas y desarrollo.** Los síntomas de *Botrytis* aparecen principalmente como tizón en inflorescencias, pudrición de raíces, muerte de plántulas, cancro en ramillas o raíces, manchas en hojas, y pudrición de frutos (Agrios, 2005). *B. cinerea* se establece en los pétalos de las flores produciendo micelio abundante. En climas fríos y húmedos éste

produce un gran número de conidias, que pueden causar infecciones posteriores, invadiendo toda la inflorescencia, posteriormente el hongo se disemina al pedúnculo, que se descompone y finalmente desprende. Puede propagarse a través del tallo y hacer que se debiliten y rompan en el punto de infección. Al moverse hacia el fruto causa pudrición apical en la fruta, que avanza y puede destruir parte o su totalidad. Las frutas infectadas se vuelven blandas, acuosas y de color marrón claro (Agrios, 2005).

El hongo puede sobrevivir durante el invierno en forma de esclerocios, los que son altamente resistentes y duros, o como micelio intacto, ambas formas germinan en primavera para producir conidióforos (Benito *et al.*, 2000). **Control.** El control de las enfermedades de *Botrytis* es ayudado por la eliminación de restos infectados e infestados desde el campo y lugares de almacenamiento, ventilación adecuada y el secado rápido de los productos. Para reducir la aparición y establecimiento de cepas resistentes, especialistas han recomendado el uso de diferentes fungicidas y sus combinaciones (Carreño y Alvarez, 1989).

En la investigación *B. cinérea* presentó conidias hialinas, ovoides, formadas sobre conidióforos grises en forma de racimo (Figura 6). El color del micelio en medio APD fue gris blanquecino. A los 22 días a temperatura 5°C se formaron esclerocios lisos, negros en forma de barra. La epidermis del huésped mostró micelio gris y en algunos casos fructificación, posterior al periodo de cámara húmeda.

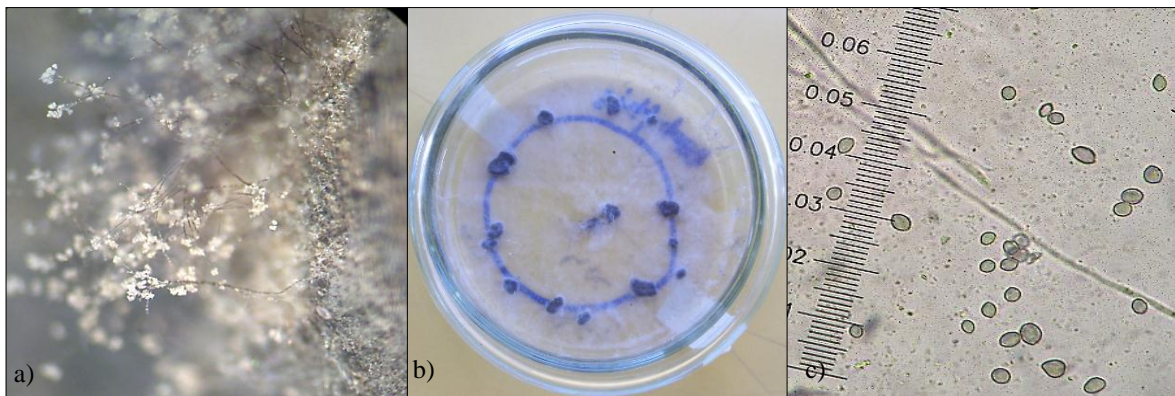


Figura 6. *Botrytis cinérea*, a) Conidióforos (4x), b) Placa con esclerocios del hongo, c) Conidias vistas en microscopio.

4.1.2. *Fusarium oxysporum Schlechtendahl.* El hongo causa diferentes enfermedades en las plantas, tales como marchitamiento vascular, pudrición de raíz, tallos y ramas. También producen micotoxinas que contaminan las semillas, sin embargo, el hongo también incluye muchas cepas saprofitas que colonizan tejidos enfermos (Rodríguez, 2001).

| | | |
|-------------------|----------|--------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Fungi |
| | DIVISIÓN | : Deuteromycotina |
| | CLASE | : Sordariomycetes |
| | ORDEN | : Hypocreales |
| | FAMILIA | : Nectriaceae |
| | GÉNERO | : <i>Fusarium</i> |
| | ESPECIE | : <i>oxysporum</i> |

Rango de hospederos. Muchos aislados de *Fusarium oxysporum* parecen tener un hospedero específico, que ha dado lugar a la subdivisión de la especie en formas especiales y razas. Se han encontrado más de 100 formas específicas y razas (Leslie y Summerell 2006).

Distribución geográfica. Es común en el suelo como saprobio, hongo cosmopolita que existe en muchas formas patógenicas, parasitando más de 100 especies de plantas Gimnospermas y Angiospermas, gracias a los diversos mecanismos que tiene para vencer las defensas de muchas plantas (Bosland, 1988; citado por Leslie y Summerell 2006). **Características morfológicas.** Se caracteriza por producir colonias de rápido crecimiento, con una tasa diaria cercana a un centímetro en medio papa- dextrosa agar (PDA) a 25°C. La morfología de las colonias es muy variable y puede presentar dos tipos: una de tipo micelial caracterizada por la producción de abundante micelio aéreo, algodonoso, con una coloración variable, de blanco a rosado durazno o violeta (Leslie y Summerell 2006).

El hongo produce tres clases de conidias; microconidias, macroconidias, clamidosporas; Microconidias: Esporas generalmente unicelulares, sin septos, hialinas, elipsoidales a cilíndricas, rectas o curvadas; se forman sobre fiálides laterales, cortas, simples o sobre conidióforos poco ramificados. Las microconidias tienen 5-12 µm de largo por 2,5- 3,5 µm de ancho (Nelson, 1981, citado por Garcés *et al.*, 2001). Presenta monofialides cortas y abundante micelio aéreo (Leslie y Summerell 2006). Macroconidias: Esporas de paredes delgadas, fusiformes, largas, moderadamente curvadas en forma de hoz, con varias células y de 3 a 5 septos transversales, con la célula basal elongada y la célula apical atenuada; las macroconidias tiene un tamaño de 27 a 46

µm de largo por 3,0-4,5 µm de ancho (Nelson, 1981 citado por Garcés *et al.*, 2001). Muchos aislados producen abundantes esporodoquios naranja pálido, sin embargo en algunos aislados los esporodoquios pueden ser escasos o inexistentes (Leslie y Summerell 2006). Las clamidosporas son formadas a partir de la condensación del contenido de las hifas y de las conidias, de paredes gruesas. Se forman simples o en pares, terminales o intercalares: poseen un tamaño de 5-15 µm de diámetro (Nelson, 1981; citado por Garcés *et al.*, 2001).

Síntomas y desarrollo. La enfermedad se caracteriza por la aparición unilateral de los síntomas de marchitamiento, acompañada del amarillamiento parcial de las hojas y el doblamiento de los brotes hacia el lado de la planta enferma. Se observa además un enanismo de los brotes y disminución del crecimiento de la planta (Garcés *et al.*, 1999). La oclusión de los vasos del xilema infectado juega un papel muy importante en la resistencia de las plantas ya que aquellas variedades resistentes tienen la capacidad de regenerar nuevos vasos del xilema, como un método para crear nuevas vías de transporte de agua para compensar vasos destruidos (Baayen, 1988; citado por Garcés *et al.*, 2001).

Según Garcés *et al.*, (2001), la enfermedad se inicia con el crecimiento de las hifas o con la germinación de las clamidosporas en dormancia presentes en tejidos muertos del hospedante, estimulados por los exudados secretados por las raíces de las plantas. Las hifas del hongo penetran directamente la epidermis de las raíces, pasan a la corteza y a la endodermis y entran a los vasos del xilema, también pueden penetrar a través de heridas. La penetración directa a través de las raíces es el método más común de penetración del patógeno (Baker, 1978; Baayen, 1988; citado por Garcés *et al.*, 2001). Una vez dentro de la planta, el hongo se mueve hacia el tejido vascular por colonización intracelular a los vasos del xilema y los invade cuando están maduros (Nelson *et al.*, 1960; citado por Garcés *et al.*, 2001). **Control.** Para un control verdadero de los aislamientos de *Fusarium oxysporum* se necesita realizar una prueba de patogenicidad antes de extraer conclusiones sobre su papel en una enfermedad (Leslie y Summerell 2006). En general las infecciones producidas por este patógeno son difíciles de tratar y las formas invasivas son amenudo fatales Garcés, *et al.*, 2001).

En la investigación las colonias frescas presentaron coloración salmón-rosa, posteriormente se convirtieron en púrpura o violeta. Los conidióforos fueron cortos, simples o ramificados, presentándose macroconidias hialinas en forma de canoa, generalmente con tres o cuatro tabiques, y puntas levemente truncadas, con tamaño 20-35 x 3-5 µm, las microconidias

fueron pequeñas de forma redonda a alargada, hialinas, unicelulares, de tamaño 3-15 x 3-5 μm , las clamidosporas se caracterizaron por poseer paredes engrosadas en zonas terminales e intercalares de las hifas. Posterior a cámara húmeda se observó sobre los tejidos micelio blanco, con leves tonalidades rosadas (Figura 7).

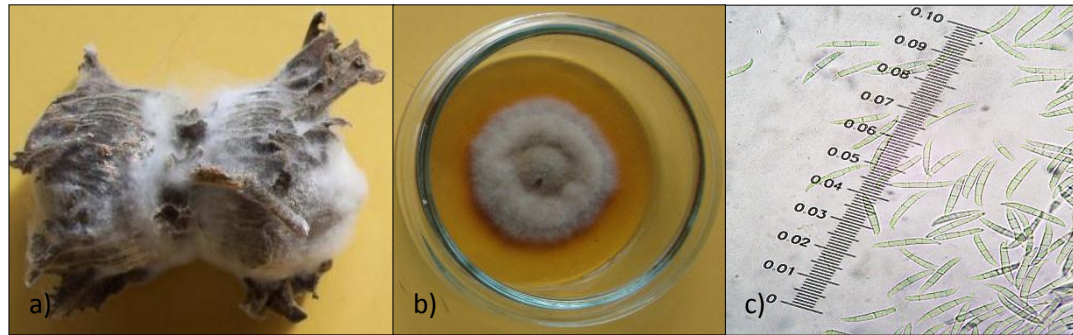


Figura 7. *Fusarium oxysporum*. a) Frutos e involucro con micelio del hongo, b) placa con micelio. c) macroconidias vistas en microscopio.

4.1.3 *Alternaria alternata* (Fries) Keissler. Causa serios problemas en post cosecha, utiliza sus enzimas para degradar los tejidos y causar necrosis en células del hospedero. El agente se favorece con T° cálidas entre 24-30°C y con períodos alternados de humedad y sequedad en el cultivo. (Ciampi *et al.*, 2006).

| | | |
|-------------------|----------|---------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Fungi |
| | DIVISIÓN | : Ascomycota |
| | CLASE | : Ascomicetes |
| | ORDEN | : Pleosporales |
| | FAMILIA | : Pleosporaceae |
| | GÉNERO | : <i>Alternaria</i> |
| | ESPECIE | : <i>alternata</i> |

Rango de hospederos. Sobrevive en restos de plantas afectadas y semillas durante unos tres años (Agrios, 2005), extremadamente común en el suelo, todo tipo de plantas, pulpa de la madera y madera en descomposición. **Distribucion geográfica.** Cosmopolita (Agrios, 2005). **Síntomas y desarrollo.** En frutos los síntomas incluyen desde manchas ligeramente deprimidas, de color marrón claro, hasta áreas circulares de color marrón oscuro (Ciampi *et al.*, 2006). En el fruto, las

conidias del hongo germinan y penetran por heridas y la infección se mantiene latente hasta la madurez y el debilitamiento del mismo. La enfermedad se manifiesta generalmente después de la cosecha, con manchas negras o castañas, que pueden ser deprimidas (Ulloa y Herrera 1995). **Características morfológicas.** Conidióforos oscuros, simples, cortos o elongado, las conidias conocidas como dictiosporas, están en forma de cadena simple o ramificada; oscuras, con septos tanto transversal como longitudinales, tienen forma variable, elíptica u ovoide, frecuentemente nace en forma acrópeta en largas cadenas, tienen el apéndice apical simple o ramificado. Nacen por la brotación apical de una célula conidiógena o de la conidia anterior, dando lugar en este último caso a una cadena que suele ramificarse si una conidia produce más de un brote (Carrillo, 2007). La ramificación de las conidias surge de conidióforos secundarios desde células conidiales basales o apicales (Andersen *et al.* 2001). El tamaño de las conidias tiene una longitud de 20-63 μ m, grosor y 9-18 μ m en su parte más ancha. (Roberts *et al.*, 2000).

En la investigación las colonias presentaron coloración gris a oliváceo, con consistencia pulverulenta a lanosa (Figura 8). Los conidióforos fueron erectos, marrones, con producción de conidias en orden simpodial, presentando septación muriforme o catenuladas; Conidióforos oscuro y fragmospora, principalmente simple; determinado o simpodial, algo corto o elongado, tamaño 17-40 x 3,0 – 3,9 μ m; las conidias tuvieron coloración oscura, atravesado por un septo longitudinal de forma variada, obclavada a elíptica u ovoide, frecuentemente acropetalos en apice simple o apéndice ramificado, tamaño 18-45 x 6,5-15,5 μ m.

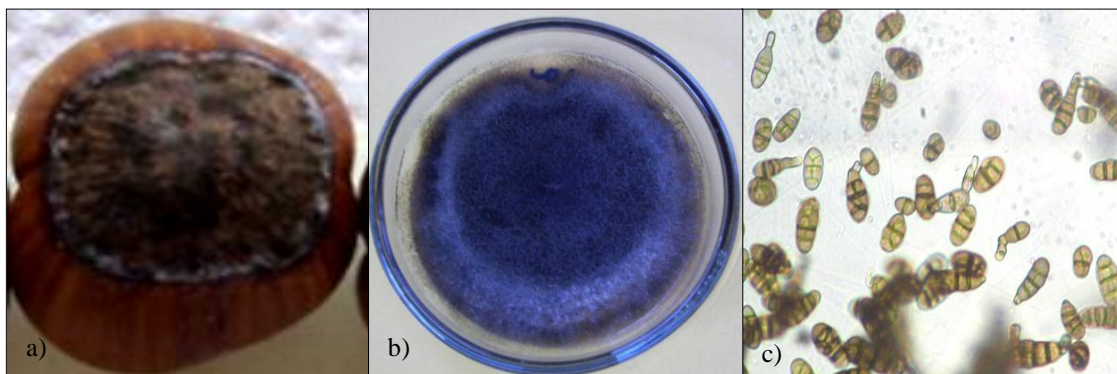


Figura 8. *Alternaria alternata*. a) fruto con micelio oscuro en la zona que une con brácteas, b) hongo en medio de cultivo AM, c) conidias catenuladas, vistas en microscopio.

4.1.4 *Cladosporium herbarum* (Pers.) link. Del griego *Klados* (rama, vástago), *spóros* (esporas, conidias), *ium* (sufijo diminutivo): ramita con esporas, refiriéndose a los conidióforos ramificados dendríticamente.

| | | |
|-------------------|----------|-----------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Fungi |
| | DIVISIÓN | : Ascomycota |
| | CLASE | : Dothideomycetes |
| | ORDEN | : Capnodiales |
| | FAMILIA | : Davidiellaceae |
| | GÉNERO | : <i>Cladosporium</i> |
| | ESPECIE | : <i>herbarum</i> |

Rango de hospederos. Persiste como epifítico en un amplio rango de hospederos **Distribución geográfica.** Cosmopolita (Agrios, 2005). **Síntomas y desarrollo.** Los síntomas se inician en las hojas, comienza con una necrosis en el ápice y avanza hacia el peciolo en forma angular. Las hojas afectadas presentan lesiones de color gris negruzco con el tejido adyacente clorótico. En envés de estas hojas es posible observar al agente causal en proceso de fructificación. La enfermedad se presenta cuando las plantas se encuentran en estado de maduración avanzada, por lo que no constituye un riesgo considerable para la producción (Ames de Icochea, 1997). **Características morfológicas.** De acuerdo a la morfología macroscópica, en medio APD posee colonia lanosa, en principio blanco que se va oscureciendo desde café hasta llegar a negro. El reverso de la placa es blanquecino grisáceo o amarillento (Mier., *et al* 2002). Los conidióforos son verticales, simples, de longitud variable, con terminación globosa o claviforme, las métulas y fialides cubren radialmente todo el ápice. Las conidias denominadas blastofores son unicelulares, con la pared áspera a equinulada. Las hifas son tabicadas hialinas, uniformes, de 4-6 μm de diámetro, con paredes paralelas. Posee esporulación profusa, con agregados densos de conidias individuales o en cadenas cortas negras que suelen cubrir la superficie de la placa (Koneman y Allen 2008).

En la investigación el hongo presentó micelio tabicado, Conidióforo marrón pálido, erectos, ramificado 2 a 3 veces en la parte apical, las conidia fueron variables en forma; ovoide, con forma de limón a oblonga; elipsoide, cilíndrico, globoso, con forma irregular, apiculado en un extremo, a menudo truncado en el otro extremo, hialina o marrón pálido (phaeospora), con dimensiones de los conidióforos 100-224 x 2,5 -3,8 μm : ramificación 10-22,5 x 2,5-3,0 μm .

Conidia ovalada tamaño 2,4 – 4,9 x 2,0 – 3,0 μm , conidia cilíndrica largo 7,5 – 12,7 x 3,6 – 3,6 ancho 3,6 – 4,2 μm .

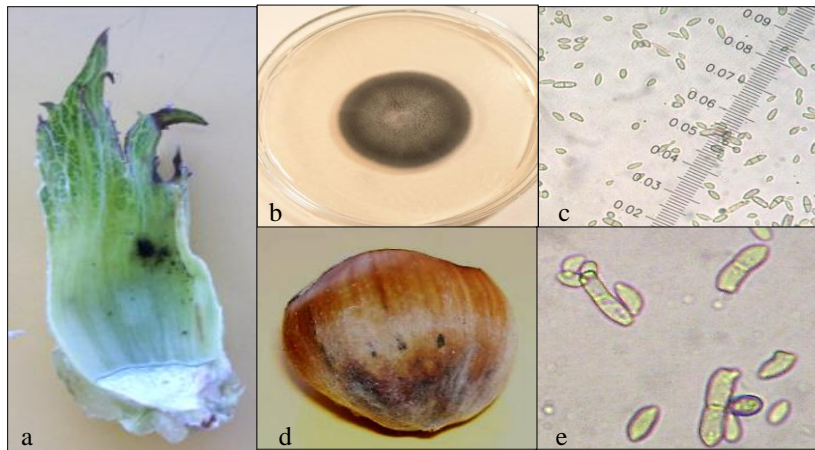


Figura 9. *Cladosporium herbarum* a) signos oscuros en brácteas, b) medio de cultivo AM con el hongo, c) conidias vistas en microscopio, d) fruto con manchas necróticas producidas por el hongo, e) morfología característica de las conidias.

4.1.5 *Aspergillus niger*.

| | | |
|-------------------|----------|----------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Fungi |
| | DIVISIÓN | : Ascomycota |
| | CLASE | : Eurotiomycetes |
| | ORDEN | : Eurotiales |
| | FAMILIA | : Trichocomaceae |
| | GÉNERO | : <i>Aspergillus</i> |
| | ESPECIE | : <i>niger</i> |

Rango de hospederos. *A. niger* es comúnmente encontrado como un saprofito crece en hojas muertas, granos almacenados, pilas de abono y vegetación en descomposición. Las conidias se diseminan, y se asocian a menudo con materiales orgánicos y el suelo (TSCA, 1997).

Distribución geográfica. Están ampliamente distribuidos geográficamente, y se han observado en una amplia gama de hábitats, ya que pueden colonizar una amplia variedad de sustratos (TSCA, 1997). **Síntomas y desarrollo.** Los síntomas, casi siempre, se presentan después de cosecha, como un moho negro sobre el fruto, avanzando normalmente desde el pedúnculo hacia la base; puede ser precedido por un efímero micelio blanco. Raras veces se observa

podredumbre. La enfermedad se presenta con mayor frecuencia en frutos grandes que en frutos pequeños. La gran mayoría de las infecciones se producen en las plantas, previo a la cosecha (Senasa, 2012). **Características morfológicas.** Los conidióforos son verticales, simples, de longitud variable, con terminación globosa o claviforme, las métulas y fialides cubren radialmente todo el ápice. Las conidia son unicelulares, con la pared áspera a equinulada. Las hifas son tabicadas hialinas, uniformes, de 4-6 μm de diámetro, con paredes paralelas. Posee esporulación profusa, con agregados densos de conidias individuales o en cadenas cortas negras que suelen cubrir la superficie de la placa (Koneman y Allen 2008).

En la investigación se observó sobre los tejidos vegetales pequeñas manchas oscuras, correspondientes a los conidióforos del hongo, con terminaciones globosas, las conidias se presentaron de coloración oscura y con paredes gruesas, con tamaño 2 a 3,5 μm (Figura 10)..

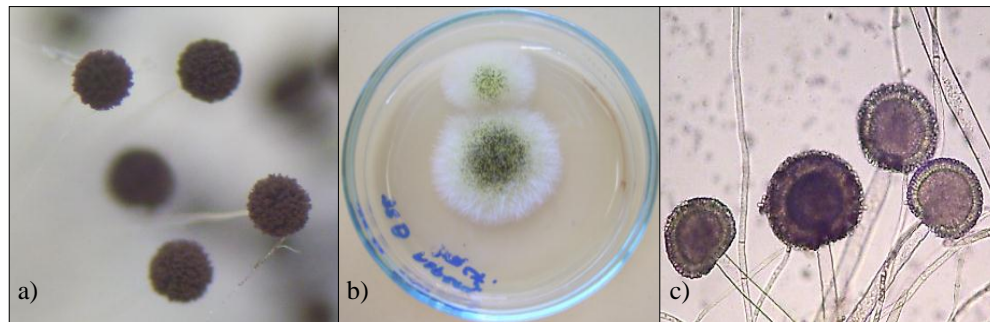


Figura 10. *Aspergillus niger* a) conidióforos (4x), b) hongo en medio de cultivo AM, c) conidióforos visto en microscopio.

4.1.6 *Penicillium sp.* Del latín *penicillus*, pincel, brocha, debido a la forma del conidióforo, que presenta un pedicelo y un patrón de ramificaciones que, dependiendo de las especies, puede ser mono, bi, tri, tetra o poliverticilado. (Ulloa y Herrera 1994).

Taxonomía. REINO : Fungi
 DIVISIÓN : Ascomycota
 CLASE : Plectomycetes
 ORDEN : Eurotiales
 FAMILIA : Eurotiaceae
 GÉNERO : *Penicillium*
 ESPECIE : *sp.*

Rango de hospederos. El inoculo se encuentra en el suelo, en restos de frutos podridos o cajones. Las heridas y daños conjuntamente con ambientes húmedos y templados (22-24°C) favorecen su desarrollo. Este tipo de agente penetra por heridas y se diseminan por el viento o el agua. En forma secundaria se dispersa por el contacto de frutos sanos y enfermos. Se desarrolla escasamente a menos de 4°C (Ciampi et al. 2006). Es quizás el hongo más ubicuo de todos, con gran cantidad de especies, la mayoría saprobias, aunque algunas son patógenas oportunistas, varias de gran importancia económica, industrial y médica (Ulloa y Herrera 1994). **Distribución geográfica.** Cosmopolita (Agrios, 2005). **Síntomas y desarrollo.** Manchas o polvillo de color verde o azul en las fruta, suele verse una gran esporulación (Ciampi *et al.* 2006). Aparece sobre zonas necróticas. Estas lesiones son de color café claro, hundidas. El daño en los frutos se presenta primero como una deshidratación, posteriormente la enfermedad se manifiesta en forma de pudrición acuosa (Bruna, 2009). **Características morfométricas.** Este género forma conidias en estructura ramificadas llamadas fiálides. Las conidias son denominadas fialoconidias. Los filamentos o hifas alcanzan un diámetro entr 1-3 μm , poseen septos con un poro centra (figura 11). Las paredes de las fialides son siempre lisas. Éstas pueden tener forma de ánfora o casi cilíndricas con la porción apical en forma de cono. El tamaño máximo de las fiálides es de 15 μm y la parte terminal no supera los 3 μm de largo. Las conidias son esféricas o elipsoidales, unicelulares, hialinas. En masa su coloración puede ser verde, verde azulado o gris (Webster, 1986). En la investigación se observó pequeños micelios de coloración azul-verde en distintas estructuras, en microscopio se observaron estructuras ramificadas y conidias hialinas (Figura 11).

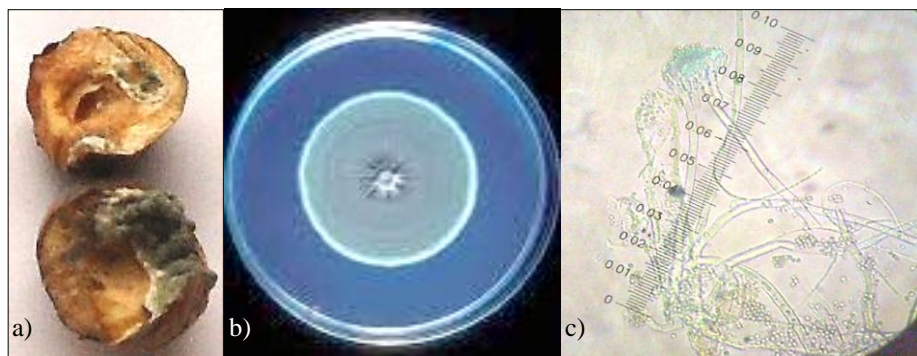


Figura 11. *Penicillium* sp. a) signos del hongo en el interior de semilla, b) hongo en medio de cultivo APD, c) fialides y conidias del hongo vistas con microscopio.

4.1.7 *Trichothecium roseum* Pers Link. *T. roseum* se encuentra presente en la fruta causando pudrición rosada después de cosecha (Guo y Liu, 2006), sobre todo en ambientes de alta humedad relativa y lluvias. El hongo además, causa la pudrición amarga en manzanas, mientras que en uvas, aparece como una infección secundaria, después de *Botrytis cinerea*. Es capaz de producir micotoxinas como tricotecenos, trichotecolon, y rosenon (F Lesch *et al.*, 1986; citado por Slobodan, 2009).

| | | |
|-------------------|----------|------------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Fungi |
| | DIVISIÓN | : Ascomycota |
| | CLASE | : Ascomicetes |
| | ORDEN | : Coronophorales |
| | FAMILIA | : Chaetosphaerellaceae |
| | GÉNERO | : <i>Trichothecium</i> |
| | ESPECIE | : <i>roseum</i> |

Rango de hospedero. *T. roseum* es un hongo aislado de los productos agrícolas como cereales, frutos y semillas comestibles (Pitt y Hocking 1985, Samson et al.1981, Senser 1979). Es una de las especies más frecuentemente encontrada en el interior de bodegas durante la cosecha, secado y almacenamiento (Eke 1986; citado por Sipahioglu y Heperkan, 2000). **Distribución geográfica.** El hongo tiene distribución mundial. Se considera principalmente saprofito o parasito débil. Se observa en forma natural en troncos y ramas de árboles de las familias *Acer*, *Corylus*, *Fagus*, *Prunus*, *Quercus* y *Ulmus* (Ellis J.P. 1985; citado por Pandey 2010). **Diseminación.** *T. roseum* es un hongo filamentosos mitospórico, ampliamente distribuido en la vegetación en descomposición y en el suelo. Comúnmente se considera como un contaminante. Las colonias crecen rápidamente a 25°C. Las fluctuaciones en las condiciones ambientales son el único factor abiótico importante que regula la iniciación, desarrollo y propagación de la enfermedad (Pandey, 2010). El hongo puede desarrollarse a temperatura baja, pero la germinación de conidias y el crecimiento óptimo de las hifas se produce a 25°C (Samson y Reenen-Hoekstra, 1988; citado por Pandey, 2010). **Síntomas y desarrollo.** En las primeras etapas, se produce formaciones de lesiones marrón gris en la punta foral y frutal. Las lesiones causadas pueden producir un margen acuoso, y bajo condiciones de humedad, dan lugar a características del micelio naranja-rosa (Deems, 1951; citado por Snowdon, 2010). El hongo se puede diseminar a toda la fruta, ocasionalmente puede causar pudrición del pedúnculo, después de la pudrición por *Cladosporium*

en el cáliz. Puede sobrevivir en restos de plantas y, en condiciones de humedad, produce abundantes conidias asexuales (Liu *et al.*, 2012). Los frutos infectados con *T. roseum* pueden caer prematuramente. La infección se lleva a cabo a través de las partes de las flores muertas que a menudo permanecen unidas a los frutos en desarrollo (Welch, 1975; citado por Snowdon, 2010). **Características Morfológicas.** En medio APD las colonias son planas, granulares y polvorizadas, la coloración es blanca al principio, posteriormente se torna de color rosa pálido a melocotón (figura 12). Las hifas son hialinas, septada, producidas en sucesión basípeta desde la punta del conidioforo. Los conidioforos son largos, no ramificados, finos, simples, septados.

La formación de conidias es en forma apical, a veces se mantienen unidas en grupos o en cadenas, no de extremo en extremo, la primera conidia formada es morfológicamente distinta de las formadas posteriormente (Ingoll, 1956; citado por Ploetz, 2003). Son claviformes en sus bases, características típicas de *T. roseum* (Pandey, 2010), hialinas, dicelular, en forma de pera, ovoide o elipsoide (Barnet, 1972). Tienen un tamaño promedio de 8-10x 12-18 μm , paredes ligeramente gruesas. Su punto de unión al conidioforo es prominentemente truncado, dejándole una cicatriz basal, las conidias a medida que van formándose se superponen y forman un patrón en zigzag desde la punta del conidioforo (Ingoll, 1956; citado por Ploetz, 2003), en el vértice de los conidioforos, las cadenas de conidias elipsoidales a piriformes se desarrollan por división en retroceso (Gams, 1998; citado por Ploetz, 2003). Las conidias jóvenes no son septadas, pero al madurar, se forma un tabique en el medio de la célula. **Control.** Uso de bodegas con temperaturas correctas y aireación. Guo *et al.*, (2007), realizaron una prueba de control donde se evaluó in vitro silicato de sodio y óxido de silicio, en medio APD, determinándose que el silicato de sodio fue eficaz para suprimir el crecimiento radial del patógeno, inhibiéndose completamente a concentración de 100 ppm, a diferencia del Oxido de Silicio.

En la investigación se observó sobre las estructuras micelio de coloración rosado-salmón en forma compacta al principio, posteriormente se torna mas denso. Las conidias tuvieron la forma característica, hialinas, con paredes gruesas, septadas y truncada en sus bases, el desarrollo de éstas fue acrópeta desde los conidioforos (Figura 12). El tamaño de las conidias fue $(9\pm 1 \mu\text{m})$ x $(15\pm 3 \mu\text{m})$.

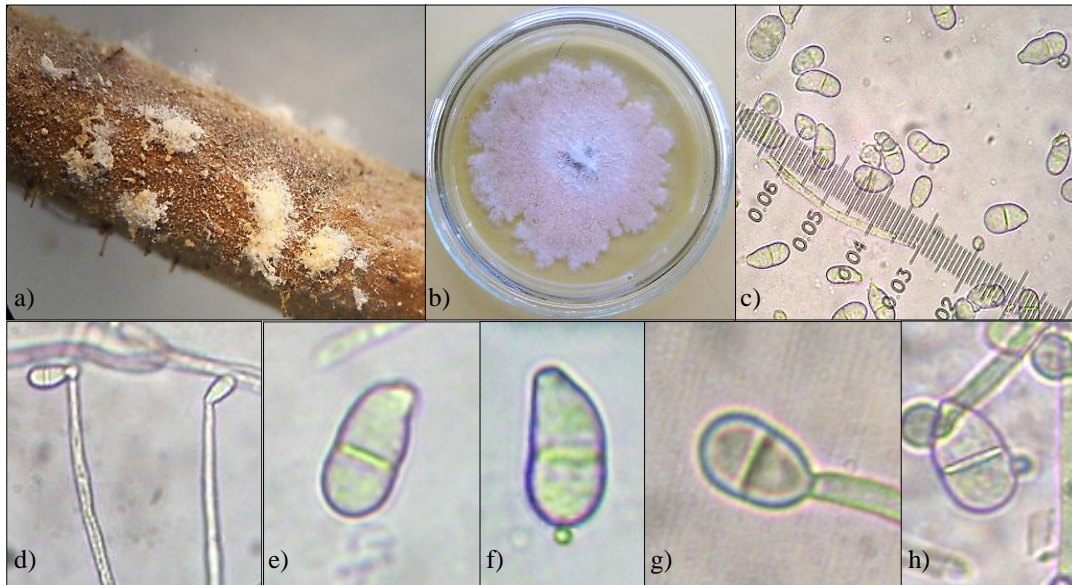


Figura 12. *Trichothecium roseum* a) micelio del hongo en ramilla del año, b) comportamiento en medio de cultivo AM, c-h) características morfológicas de conidias, vistas en microscopio (40x).

4.1.8 *Phomopsis* sp (Sacc) Bubák. La mayoría de los hongos *Fomopsis* sp. son asexuales pero algunos de ellos tienen teleomorfos dentro del género *Diaporthe*. Diferenciaciones pequeñas en el crecimiento del micelio y la morfología de las conidias indican dificultades en la identificación correcta y rápida de las especies

Taxonomía.

| | |
|----------|--------------------|
| REINO | : Fungi |
| DIVISIÓN | : Ascomycota |
| CLASE | : Sordariomycetes |
| ORDEN | : Diaporthales |
| FAMILIA | : Diaportaceae |
| GÉNERO | : <i>Phomopsis</i> |
| ESPECIE | : <i>sp.</i> |

Rango de hospederos. El hongo causa síntomas en hojas, tallos y peciolo de plantas de diferentes especies (Grove 1917, Sutton 1980, Wechtl 1990; citado por Król, 2005). **Distribución geográfica.** Hongos del genero *Fomopsis* son comunes en todas las zonas climáticas (Król, 2005). **Características morfológicas.** El micelio de rápido crecimiento es inicialmente blanco y gradualmente se convierte en un color gris claro en agar de papa dextrosa (PDA). Los picnidios

se forman en PDA bajo luz fluorescente continua dentro de tres semanas y esporulan entre una y dos semanas más tarde. Las conidias son sin septos, de dos tipos: α -conidias son hialinas, fusiformes, unicelulares, de tamaño 6.4-8.0 x 2.7-3.1 μm ; y β conidias, filiformes, rectas o con más frecuencia con puntas en forma de ganchos las que son 13.7-20.0 x 1-1,8 μm (Król, 2005). **Síntomas y desarrollo.** Causan canchros, muerte regresiva, pudriciones de la raíz, pudrición de la fruta, manchas foliares, decaimiento y marchitamiento (Udayanga *et al.*, 2011). El hongo inverna como micelio o estructura de resistencia (picnidios) en brotes o corteza. En primavera cuando los picnidios están en un ambiente húmedo durante al menos 10 horas y con 96% de humedad relativa, se exudan conidias asexuales en forma de hilo, estas son salpicadas hacia brotes nuevos y entrar al hospedero a través de aberturas naturales en las hojas o tallos. Las conidias no se dispersan directamente por el viento. La infección causa lesiones negras en los brotes y manchas foliares. (Marrón con halo amarillo) suelen aparecer aproximadamente 21 días antes de la infección, mientras que los síntomas pueden ocurrir 28 días o más (IPM, 1999).

Manchas amarillas en las puntas de los brotes jóvenes son los primeros síntomas, aunque antiguas ramas también pueden mostrar síntomas. A medida que la infección progresa en los tallos, se produce una muerte regresiva gradual con un cambio de color amarillo claro a marrón rojizo y posteriormente a gris ceniza, eventualmente matando toda la rama (IPM, 1999).

Las lesiones se presentan en los tallos y frecuentemente se desarrollan en canchros en la unión de tejidos sanos y enfermos. Los tallos pequeños (menos de 1/3 de pulgada de diámetro) son generalmente apretados por estos canchros, causando que el tejido muera. Las ramas más viejas (más de 1/3 pulgadas de diámetro) son más resistentes a las infecciones y llagas que se forman en ellos y suelen curarse. En las etapas avanzadas de la infección, pequeños puntos negros (los cuerpos fructíferos del hongo o picnidios) se pueden ver a simple vista o con lupa en las partes secas, y cenizas grises de los tallos (IPM, 1999). **Control.** Según estudios de Król (2009) utilizando mancozeb, ciprodinil, azoxiestrobina y quitosano se produjo una fuerte inhibición de la viabilidad de las conidias, especialmente a concentraciones de 100 mg de i.a. en 1cm³ o más.

En la investigación se observó en el pericarpio de cv. Barcelona pequeños puntos negros con relieve definido, correspondientes a los cuerpos fructíferos del hongo, bajo lupa estereoscópica se identificó el ostiolo del picnidio con exudación de conidias (Figura 13), se

identificó α conidias, con característica de coloración hialina, unicelulares, tamaño $(7,2 \pm 0,5) \times (2,9 \pm 0,4)$ y β conidias filiformes, rectas, tamaño $(14,8 \pm 1,2) \times (1,4 \pm 0,4)$.

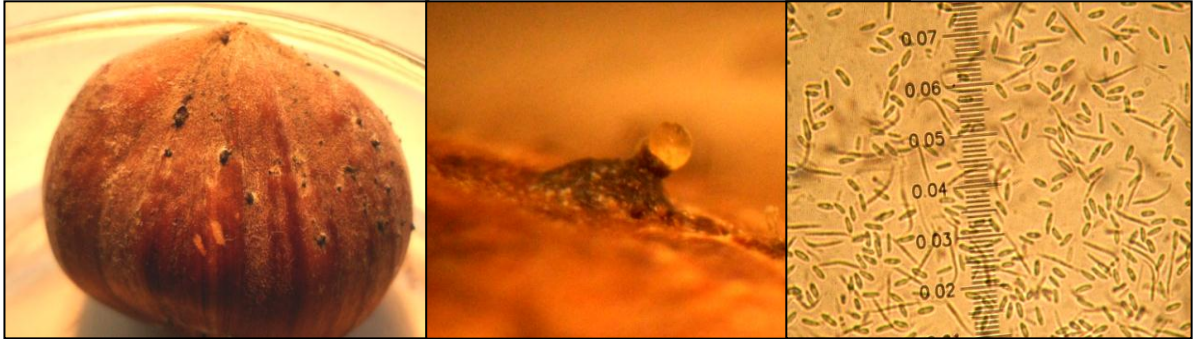


Figura 13. Fruto de avellano (*Corylus avellana* L.) con signos de *Phomopsis* sp. en Pericarpio.

4.1.9. *Xanthomona arboricola*. Produce el tizón bacteriano, es uno de los más importantes en avellanas, ya que puede causar graves daños en los arboles especialmente jóvenes. Causa numerosas manchas foliares, manchas de fruta, marchitamientos y canchros (Agrios, 2005).

| | | |
|-------------------|----------|------------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Bacteria |
| | DIVISIÓN | : Proteobacteria |
| | CLASE | : Gamma Proteobacteria |
| | ORDEN | : Xanthomonadales |
| | FAMILIA | : Xanthomonadaceae |
| | GÉNERO | : Xanthomonas |
| | ESPECIE | : <i>arboricola</i> |

Rango de hospederos. Especies pertenecientes a la familia *Corylus* (Cirvilleri, 2006).

Distribución geográfica. El tizón bacteriano de la avellana causada por la bacteria *Xanthomonas arboricola* pv. *corylina* (EPPO lista A2) fue descrita por primera vez en los EE.UU. hace casi 100 años. La enfermedad es de importancia mundial: ha sido reportada en América (América del Sur, EE.UU., Canadá), Australia, África (Argelia), Asia (Irán, Japón) y Europa (Inglaterra, Francia, Italia, Sicilia, Cerdeña, Alemania, Rusia, Suiza, Serbia, Montenegro y Turquía (Cirvilleri, G. et al., 2006). **Síntomas y desarrollo.** La enfermedad comienza su infección por medio de material de propagación infectado, el patógeno se multiplica en la superficie de las hojas (fase epifítica) de

las plantas juveniles, donde se disemina a plantas cercanas por acción de la lluvia o por herramientas de poda contaminadas. Penetra en la planta a través de estomas en hojas, brotes y yemas, o bien por heridas de diferente origen. Existe también la posibilidad de contaminación desde granos de polen. La infección de los brotes ocurre durante el crecimiento vegetativo (EPPO, 2005).

Uno de los síntomas más característicos es la necrosis en tejido emergente a partir de yemas durante la primavera (Locke y Barnes, 1979; Wimalajeewa y Washington, 1980; Gardan y Devaux, 1987; Guerrero y Lobos, 1987; citado por CABI, 2012). El nuevo crecimiento presenta lesiones aceitosas que se inician en las puntas y avanzan progresivamente hacia los tallos nuevos. Los brotes enfermos se necrosan y mueren, pueden secarse por completo a medida que la bacteria se extiende, causando muerte regresiva de la parte distal. La necrosis puede extenderse hacia el tronco, causando muerte regresiva completa. Manchas negras y rayado pueden encontrarse en ramillas jóvenes, en ramas más antiguas es posible observar canchros (Lelliot y Stead, 1987; citado por CABI 2012). El patógeno raramente causa muerte regresiva en ramas o tallos mayores de 3-4 años de edad. La necrosis es sólo en la corteza superficial y no involucra al xilema. En frutos e involucro se observan superficialmente lesiones pequeñas, negras y manchas necróticas (Gardan y Devaux, 1987; citado por CABI 2012), las lesiones aceitosas se observan antes de lignificación. Las hojas muestran numerosas lesiones poligonales con liquido color verde amarillento a verde oscuro, éstas lesiones pueden fusionarse causando una clorosis general de la lámina y la caída prematura. Los síntomas en hojas son poco frecuentes en huertos, mientras que los canchros en brotes y muerte regresiva son más frecuentes. La enfermedad puede ser especialmente grave, causando muerte regresiva de las plantas en vivero o huerto joven (Scortichini, 1995).

Es el más fácil de detectar durante el receso de la planta. Desarrolla puntos pequeños, generalmente menos de 3 mm de diámetro, son rojizos y rodeados por una zona amarillo verdoso. La enfermedad puede también causar puntos marrones o negros pequeños, aunque esto no es común (Guerrero y Lobos, 1987). Es característico de la enfermedad que al raspar las lesiones se aprecie un tornio rojizo a púrpura en la corteza y al desprenderla, en la corona se puede observar tejido fino de color café y liquido pegajoso que contiene muchas células bacterianas, que puede exudar fuera de las lesiones durante períodos de humedad alta (Snare, 2002). **Características morfológicas.** La bacteria poseen formas de bastón con un flagelo polar, las medidas de las

células indican una longitud de 0,7-0,4 μm . Presentan coloración amarillo brillante, de forma circular, de bordes uniformes, consistencia gelatinosa (Brock y Madigan, 1993). **Control.** Una vez establecido, este patógeno grave no puede ser erradicado, excepto por la eliminación de todas las plantas. Por lo tanto, el elemento más importante en el control de la enfermedad es la introducción de material libre del patógeno (Gardan, 1986; Gardan y Devaux, 1987). Las prácticas estándar de higiene en los huertos afectados, tales como la eliminación y la destrucción de los brotes afectados y la desinfección de las herramientas de poda pueden reducir el impacto del patógeno. La aplicación de pulverizaciones de protección a base de cobre tales como oxiclورو de cobre puede ser eficaz. Se deben realizar en primavera, a partir de brotación, y se repiten en otoño, en la caída de hojas (Gardan y Devaux, 1987; Scortichini, 1995).

Diferentes cultivares de avellana se caracterizan por un diferente grado de susceptibilidad, pero no son inmunes (Novillo, 1969; citado por Ulloa y Herrera, 1994).

En la investigación, la bacteria fue determinada de acuerdo a características morfométricas y al comportamiento en los medios de cultivo utilizados (Figura 14). El crecimiento de *X. arboricola* sobre medio selectivo fue circular, de márgenes enteros, convexo, amarillo brillante y mucoide. En medio PDA su coloración fue amarillo limón y de menor viscosidad. La superficie de la colonia se apreció fina y homogéneamente granular. La reacción de hipersensibilidad en plantas de tabaco fue positiva. Las células bacterianas fueron gram negativas, con forma de bastón, de tamaño 0,4-1,2 μm , presencia de un flagelo polar.

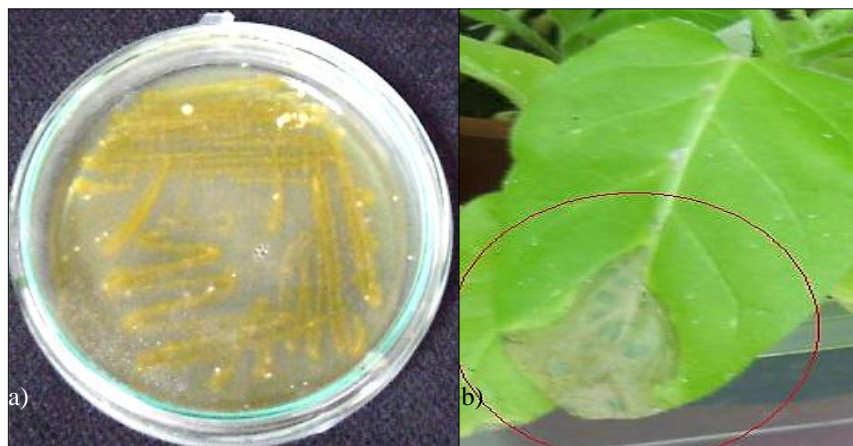


Figura 14. Correspondiente a *X. arboricola* en medio selectivo e Hipersensibilidad positiva en tabaco.

4.1.10 *Pseudomona Syringae* (Van Hall, 1902). En primavera se escurre y se propagan por la lluvia e insectos a las hojas jóvenes, frutos y ramitas, que se infectan a través de aberturas naturales, cicatrices de hojas, y por heridas. La enfermedad es más severa en debilitados árboles que en los vigorosos, por lo tanto, manteniendo los árboles en buen vigor les ayuda a resistir la enfermedad.

| | | |
|-------------------|---------|------------------------|
| Taxonomía. | REINO | : Bacteria |
| | FILO | : Proteobacteria |
| | CLASE | : Gamma Proteobacteria |
| | ORDEN | : Pseudomonadales |
| | FAMILIA | : Pseudomonadaceae |
| | GÉNERO | : <i>Pseudomonas</i> |
| | ESPECIE | : <i>syringae</i> |

La especie se divide en alrededor de 60 patovares diferentes, con la base de su rango de hospedadores. Se trata de un grupo de cepas bacterianas, con características similares y alta homología entre ellas, pero diferenciadas por su distinta patogenicidad en uno o más hospederos (Young, 2010). **Rango de hospederos.** Un amplio rango de hospederos de plantas cultivadas y gran número de malezas (Smith et al., 1992; citado por Yung, 2010). **Distribución geográfica.** Distribución mundial, en zonas templadas (González, 2000). **Características morfológicas.** Es una bacteria aeróbica, en forma de bastón, Gram negativo, tamaño 0.7 x 1.5µm, móvil con uno o varios flagelos polares. Las colonias sobre estratos de glucosa agar son de color crema, redondeadas, ligeramente levantadas, de superficie lisa y márgenes enteros. La bacteria produce pigmentos verde fluorescente en medio B de King. Las pruebas de oxidasa, hidrolasa de arginina y pudrición de papa son negativas (Bradbury, 1986; citado por Barreto, 2007). No soporta temperaturas superiores a los 51°C (Elliot, 1951; citado por Barreto, 2007). **Síntomas y desarrollo.** La infección del huésped y el desarrollo de la enfermedad por *P. syringae* requiere la inhibición de los mecanismos de defensa de la planta. Para ello, el patógeno sintetiza un sofisticado sistema de secreción, llamado sistema de secreción tipo III (TTSS), que forma una estructura constituida por un cuerpo basal que atraviesa el periplasma y un filamento hueco que inyecta proteínas al interior de la célula huésped, *Pseudomona syringae* es además transmitida por semilla. (Agrios, 2005). Puede sobrevivir de un ciclo a otro en residuos de cosecha, semillas, suelo y hospederos alternos como malezas las cuales son una fuente de inóculo primario para la infección

P. syringae ataca a las planta en todas sus etapas de desarrollo, sobre árboles frutales afecta hojas, tallos, troncos, corteza, ramificaciones, yemas, flores y frutos no lignificados (Hagedorn, 1984; Smith, 1988; citado por Agrios 1996). Esta bacteria puede ser aislada de plantas aparentemente sanas; lo que demuestra que puede causar infecciones asintomáticas (Anónimo, 1999).

En árboles de fruto con hueso la formación de cánceres con exudados gomosos son los síntomas más característicos de la enfermedad y a menudo son los síntomas más destructivos en todos los frutales hospederos, el color de las áreas infectadas varía de un naranja a un color café oscuro (Anónimo 1999; Agrios, 1998). **Control.** El control del cáncer bacterial es a menudo muy difícil y algunas veces imposible, por lo que se recomienda utilizar árboles lo más sanos posible para que sean menos vulnerables al ataque, realizar aplicaciones de mezclas bordelesas o utilizar productos a base de cobre (Anónimo 1999).

En la investigación *P. syringae* en medio de cultivo King B presentó coloración amarillo cremoso y liso, con márgenes irregulares de aproximadamente 2 mm de diámetro, las cepas fluorescentes en luz ultravioleta fueron aisladas y repicadas, ésta coloración se debe a la producción de pigmentos fluorescentes solubles. La prueba de hipersensibilidad en tabaco fue positiva (Figura 15). De acuerdo a su morfología ésta presentó forma de bastón, de tamaño 1,5 – 3,0 μm de largo y 0,7- 1,2 μm de ancho, presencia de uno a varios flagelos polares, las células bacterianas correspondieron a gram negativo.

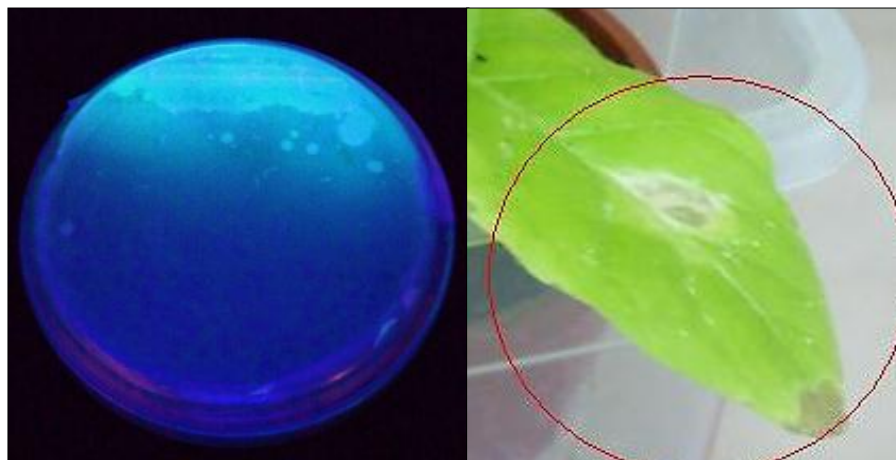


Figura 15. Correspondiente a *pseudomona syringae* en medio B King, e hipersensibilidad positiva en tabaco

4.2 Incidencia de fitopatógenos en estructuras reproductivas.

4.2.1. Amento. En flores masculinas (Figura 16) fueron identificados cuatro hongos fitopatógenos correspondientes a *B. cinerea* (8,6%), *F. oxysporum* (24,3%), *Penicillium* sp. (4,3%) y *T. roseum* (27,1%) existiendo diferencias significativas (Figura 19). No se identificaron bacterias.

4.2.2. Glómérulo. En flores femeninas (Figura 16) fueron identificados los hongos *B. cinerea* (1,8%), *F. oxysporum* (29,1%), *A. alternata* (20,0%), *C. herbarum* (12,7%), *A. niger* (10,9%), *T. roseum* (23,6%), y la bacteria *X. arborícola* (0,9%) (Figura 19).

Varvaro, (1993) citado por Librandi (2006) menciona que en tiempos de floración, con la presencia de varios hongos aislados del estigma tales como *Alternaria* sp., *Fusarium oxysporum* y *Phomopsis* puede presentarse necrosis en las fruta de avellana. *B. cinerea* por otro lado, además de afectar la inflorescencia puede dar como resultado aborto floral, produciendo frutos vanos, a nivel de pedúnculo puede desarticular la inflorescencia completa.



Figura 16. Flores de avellano europeo en evaluación. a-b) flor masculina (amentos), c) flor femenina, (glomérulo).

4.2.3. Pericarpio. En el exterior del fruto se determinó la mayor cantidad de fitopatógenos de todas las estructuras analizadas (Figura 17), esto debido a que algunas muestras fueron obtenidas desde el suelo, los patógenos fueron *B. cinerea* (1,4%); *F. oxysporum* (7,1%); *A. alternata* (7,1%); *C. herbarum* (12,9%); *A. niger* (12,9%); *Penicillium* sp. (2,8%); *T. roseum* (28,8%); y *X. arborícola* (7,1%) (Figura 19).

En algunas muestras obtenidas en el mes de enero se observaron frutos no desarrollados, pequeños y necrosados. Según Librandi *et al.*, (2006), la presencia de frutos pequeños con necrosis gris (denominado necrosis gris de la avellana) pueden estar vinculada a la presencia de varios hongos actuando en conjunto tales como *Alternaria sp.*, *F. oxysporum*, *Phomopsis sp.* y *B. cinérea*, esta sintomatología se encuentra asociada a la caída prematura de frutos grandes, ya que además se afectan las brácteas y el pedúnculo (Belisario *et al.*, 2003).

Los frutos obtenidos desde el suelo en precosecha (principios de marzo), mostraron en su totalidad necrosis en la zona axial, lo cual sería la razón de su caída, además el 100% de estas muestras presentó signos de *T. roseum*, a diferencia de las obtenidas desde el árbol, indicando que en periodo de verano el hongo permanece en el suelo en forma saprofita.

Xanthomona arborícola presentó sintomatología de lesiones acuosa, con aspecto aceitoso y olor característico en algunas brácteas; en el fruto inmaduro se observó algunas manchas pequeñas de color café en el exterior. La bacteria se encontró presente sólo en etapas previas a la lignificación.



Figura 17. a-b) signos de patógenos en el exterior del fruto inmaduro (noviembre) con micelio de *T. roseum* y *A. niger* respectivamente, c) brácteas con sintomatología de *X. arborícola*, d-e) necrosis y micelio gris producido por *Botrytis cinérea*, f) esclerocios de *B. cinérea* en el interior de brácteas. g) micelios de *A. alternata* y *T. roseum* en fruta caída en precosecha, h-i) micelio blanco y necrosis en frutos por *F. oxysporum* j) daño en fruto e involucreo por interacción de hongos patógenos, k) micelio oscuro de *A. alternata* y *C. herbarum* en zona axial de frutos caídos en precosecha, l) fruto inmaduro sano.

4.2.4. Endosperma. En esta estructura se determinaron hongos y bacterias (Figura 18) correspondientes a *B. cinerea* (2,9%); *F. oxysporum* (15,7%); *C. herbarum* (7,1%); *A. niger* (20,0%); *T. roseum* (2,9%); y *X. arborícola* (7,1%), con diferencias significativas entre los patógenos (Figura 19). Según Librandi *et al.*, (2006) *Fusarium* ejerce actividad de germinación

de conidias y crecimiento micelial a bajas temperaturas (5°C), por tanto parece ser capaz de tener alguna actividad de colonización del tejido huésped ya en época de floración con baja temperatura ambiental, a nivel estigmático, además puede ser dispersado por el viento y salpicaduras haciéndolo más fácil de difundir. A partir de estudios realizados por Librandi *et al.*, (2006) sobre enfermedades en el avellano, se determinó que *Alternaria* afecta a los tejidos internos de la fruta, causando arrugas por descomposición inicial o posterior al desarrollo del fruto, éste hongo tiene acción sobre el endocarpo y embrión, tejidos más suculentos, mientras que *Fusarium* afecta tanto a los tejidos internos como externos tales como pericarpio, brácteas y pedúnculo.

En cuanto al origen de la presencia de *Fusarium* y *Alternaria* se cree que puede ser epifítico y endofítico (Librandi *et al.*, 2006). En el primer caso la infección se produce en el interior, el micelio podría alcanzar el endosperma y posteriormente el pedúnculo del fruto, en el segundo caso, desde el exterior a través de conidias que una vez llegado al estigma germinan y penetran en el interior de la flor. La acción combinada de ambos hongos es grave para la fructificación completa ya que son agentes productores de la necrosis y podredumbre del fruto. En cuanto a *B. cinerea* causa daños en las temporadas cálidas y húmedas provocando el secado de frutos pequeños. Con respecto a la prevención se recomienda que a pesar de la diversidad de patógenos que pueden afectar, no se requieren pesticidas especiales, sino más bien, se recomienda el establecimiento de huertos en zonas con ausencia de lugares poco aireados, humedad estancadas donde el rocío y la niebla, persistan durante mucho tiempo, ya que éstas condiciones pueden facilitar la entrada y colonización de los hongos patógenos.

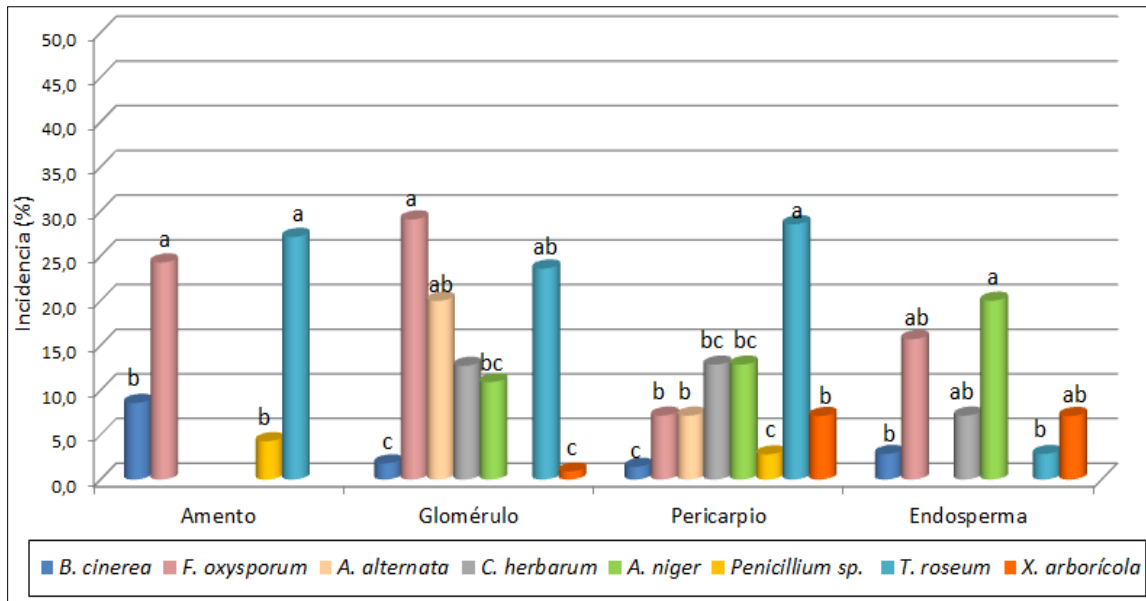
B. cinerea presente en semillas, es considerado como un serio problema tanto a nivel de campo como pos cosecha, debido a la capacidad que tiene de presentar estado de latencia por un largo periodo (Jarvis, 1962 y Williamson, McNicol y Dolan 1987; citado por Tortella, 1994) y la alta potencialidad destructiva, particularmente en zonas con primaveras y veranos muy húmedos, condiciones presentes en el sur de Chile.

Con respecto a *Xanthomona arboricola* los frutos presentaron sintomatología correspondiente a necrosis tanto en pericarpio, perisperma, e involucro, sólo en estructuras inmaduras. Durante la lignificación la bacteria no fue detectada. La sintomatología correspondió

a zonas necróticas en el mesocarpo, en las brácteas de estos frutos se observó acumulación de líquido con aspecto aceitoso y hedor característico, coincidentes con la literatura consultada sobre esta enfermedad.



Figura 18. Interior de frutos. a-b) interior (parénquima) con necrosis ocasionada por *X. arborícola*, c) corte longitudinal de frutos inmaduros, d) fruto vano con micelio de *T. roseum*, e) semilla con *Fusarium oxysporum*, f) corte longitudinal de frutos maduros.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

Figura 19. Incidencia de fitopatógenos en amentos, glomérulos, pericarpio y endosperma.

4.3 Incidencia de fitopatógenos en estructuras vegetativas.

4.3.1 Ramillas. En ramillas del año con apariencia asintomática se identificaron tres fitopatógenos (Figura 20) *F. oxysporum* (1,8%); *T. roseum* (25,4%); *P. syringae* (2,7%).

La bacteria *P. syringae* se identificó sólo en ésta estructura con baja incidencia (Figura 23). De acuerdo a Anónimo (1999) *P. syringae* puede ser aislada de plantas aparentemente sanas; demostrando que puede causar infecciones asintomáticas, por lo cual se considera que éstas poblaciones epifitas constituyen una importante fuente de inóculo del cáncer y tizón bacteriano.

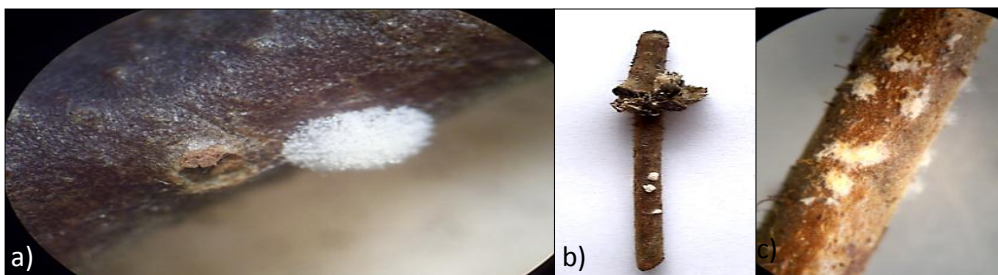


Figura 20. Ramillas con micelio de *T. roseum*. a) micelio inicial de coloración blanca, b) ramilla con signos del hongo, c) micelio de varios días se torna rosado/salmón.

4.3.2. Hojas (hojarasca). Hay una biodiversidad de hongos fitopatógenos en el suelo. Algunos presentan una gran capacidad de adaptación, otros presentan características más limitadas o bien son sumamente especializados, lo cual restringe su distribución en el suelo, la importancia de la identificación de fitopatógenos en restos vegetales, radica en que si bien no afectan directamente en el momento, son potenciales inóculos que pueden causar una enfermedad cuando las condiciones climáticas y la susceptibilidad del huésped lo determinen (Cook y Baker 1983; citado por Rodríguez, 2001).

Desde hojas obtenidas del suelo (hojarasca) (Figura 21) se determinó *B. cinérea* (21,4%), *F. oxysporum* (22,8%), *Penicillium* sp (2,8%). y *T. roseum* (10,0%) (Figura 23). La especie *Fusarium* en especial ha sido de mayor interés en ser estudiada, debido a su distribución cosmopólita y elevado daño económicos que provoca por contaminación del suelo (Rodríguez, 2001). *Fusarium* persiste en forma de clamidosporas en los tejidos enfermos muertos. Con la desintegración posterior de dichos tejidos, éstas estructuras de resistencia en el suelo pueden permanecer latentes durante más de 8 años, incluso pequeñas cantidades son suficientes para iniciar una enfermedad (EPPO, 2003). El hongo además puede permanecer en forma asintomática en malezas. Ha sido encontrado en el suelo a profundidades de 30 cm y a veces de más de 1 m (Tantaoui, 1989; citado por Rodríguez, 2001).

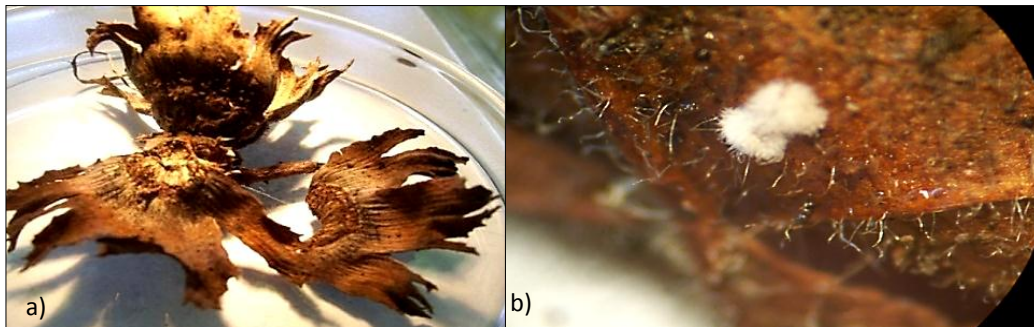


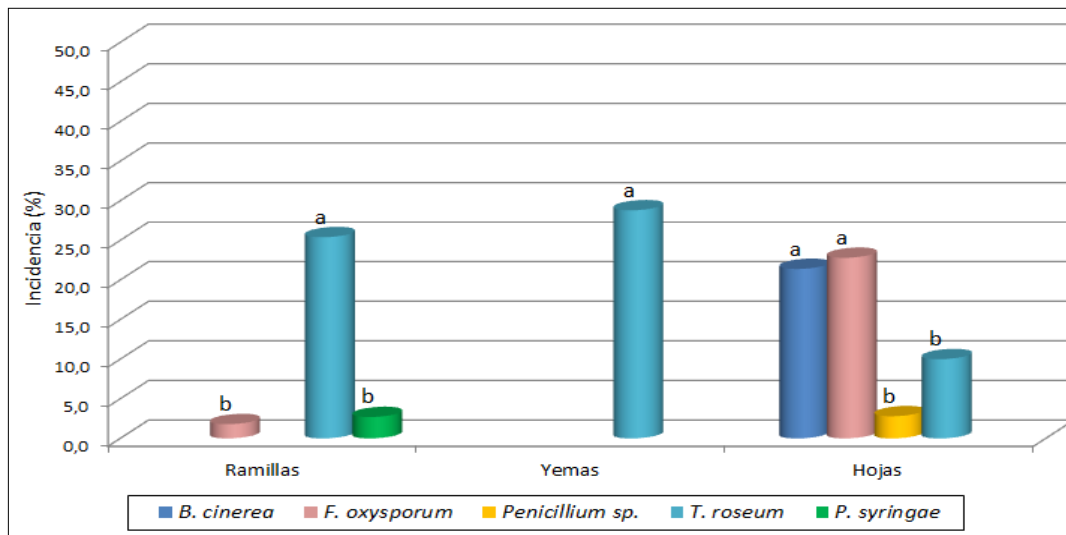
Figura 21. Restos de tejido vegetal obtenidos desde el suelo para su análisis a) involucre en descomposición, b) micelio de *F. oxysporum* en hojarasca.

4.3.3. Yemas. En yemas sólo se detectó *T. roseum* (28,8%) (Figura 23). El micelio del hongo se observó principalmente en la parte externa del tejido, formando micelio rosado compacto (Figura 22). Puede vivir mucho tiempo en estado saprofito, y casi siempre está presente en los huertos

ya sea en la corteza o ramas. En tiempos muy húmedos es capaz de producir una gran cantidad de conidios, los cuales se propagan fácilmente en el ambiente hasta llegar a alguna superficie donde puedan asentarse y dar lugar a un nuevo proceso infeccioso.



Figura 22. Yemas vegetativas con signos de *Trichothecium roseum* en el exterior.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

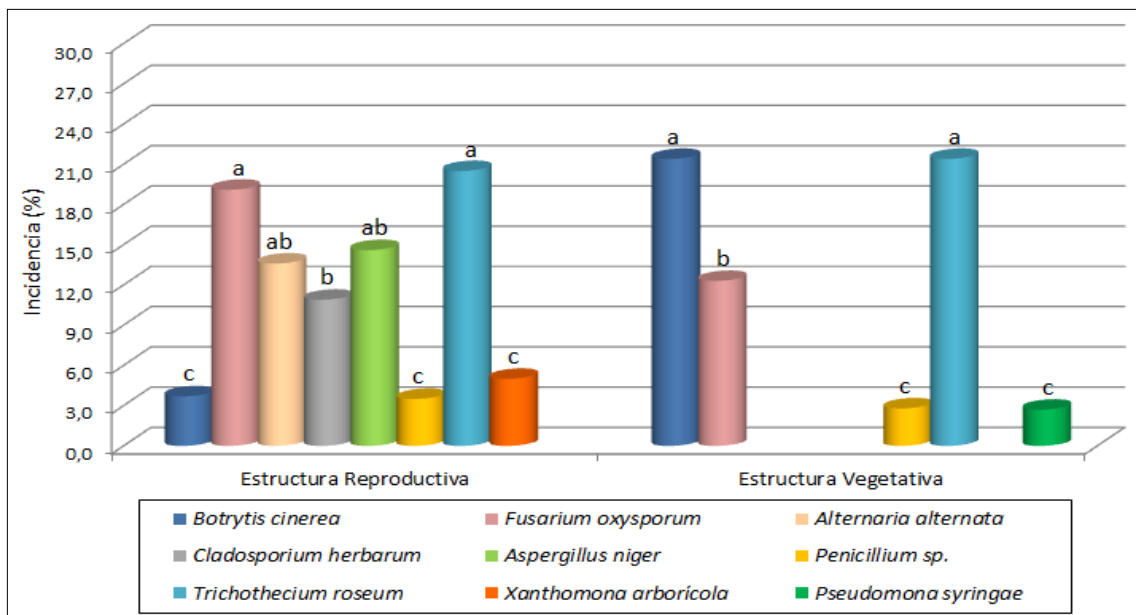
Figura 23. Incidencia de fitopatógenos identificados en ramillas, yemas y hojas.

4.4. Incidencia promedio total (Estructuras reproductivas-vegetativas).

En estructuras reproductivas prevaleció una menor incidencia de fitopatógenos (11,4%) con respecto a las vegetativas (12,1%), principalmente se aisló los hongos *Trichothecium roseum* (20,5%) y *Fusarium oxysporum* (19,1%) ambos con incidencia desde etapa de floración hasta la formación de semillas. En flores femeninas y frutos aún no lignificados se determinó la bacteria *Xanthomona arborícola* (5,0%).

En estructuras vegetativas la mayor incidencia correspondió a *T. roseum* y *F. oxysporum* (ambos con 21,0%). No hubo presencia de *Cladosporium herbarum*. En cuanto a bacterias sólo se identificó *Pseudomona syringae* (0,9%) en ramillas.

El fitopatógeno de mayor incidencia en todas las estructuras correspondió al hongo *Trichothecium roseum*. Con respecto al promedio de fitopatógenos por cada estructura analizada (figura 24). En flores femeninas se determinó el menor porcentaje (14,1%), los glomérulos permanecen abiertos en la parte distal por donde emergen los estigmas, en un periodo de 2 a 3 meses dependiendo de la variedad, esta abertura permite la entrada de fitopatógenos permaneciendo durante la formación del fruto, incluso al interior en la semilla. La flor masculina registró 16,1% de incidencia, los fitopatógenos pueden adherirse al polen produciendo una infección durante la fecundación, permaneciendo el hongo en el interior del fruto hasta poscosecha. En cuanto al fruto, el pericarpio presentó mayor cantidad (10,0%) de incidencia con respecto al endosperma (9,3%), el pericarpio se infecta durante la permanencia en el árbol y en el suelo, donde permanece durante un tiempo prolongado. Se sabe que mucha avellana puede permanecer en el suelo sin ser cosechada de una temporada a otra, produciendo infecciones latentes que se expresan en la temporada posterior en las bodegas de almacenaje al ser mezcladas con frutos sanos.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

Figura 24. Incidencia promedio de fitopatógenos de acuerdo a estructuras reproductiva y vegetativa.

4.5. Patogenicidad de *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* en avellanas cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona.

Debido a una creciente incidencia en los huertos de la región de la Araucanía de los hongos *T. roseum* y *F. oxysporum* se evaluó la patogenicidad a través de la incidencia y severidad de éstos patógenos, inoculados en frutos (pericarpio, perisperma y endosperma), la severidad se midió por una escala de notas de 0% a 100% (Figura 25). La importancia en la cuantificación del progreso de un fitopatógeno en su hospedero permite planteamientos de una estrategia racional y oportuna en el control.

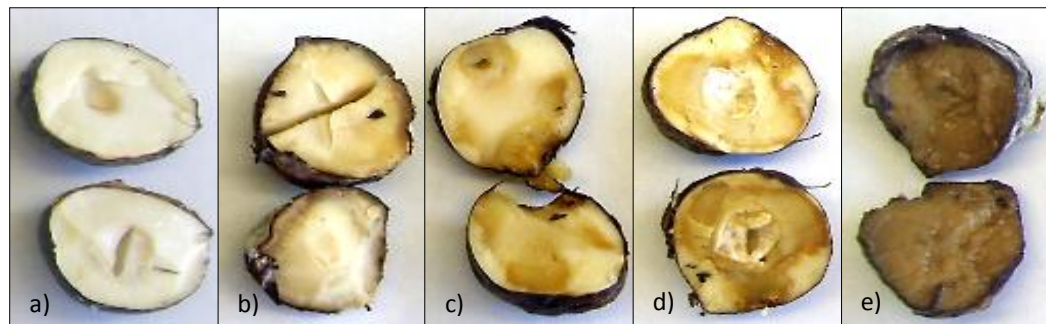


Figura 25. Grado de severidad por hongos evaluados en patogenicidad (ejemplo corresponde a *T. roseum*). a) 0%, b) 1-25%, c) 26-50%, d) 51-75%, e) 75-100%.

El hongo *T. roseum* es reconocido por producir putrefacción rosada en frutos, causando graves daños, el tejido infectado comienza a oscurecerse para posteriormente desarrollar un micelio, en un principio blanco y más tarde rosado (Fernández, 1974; citado por Ulloa, 1994); la enfermedad puede ocurrir en frutos infectados con *Botrytis cinerea* que actúa como invasor primario, y se producen áreas momificadas con tonalidad rosa. La podredumbre causa un sabor desagradable y amargo en el fruto, producto del aumento de acidez (Konig *et al.*, 2009). Las micotoxinas más comunes son Crotocin, Trichothecin y Roseotoxin (Janick y Paull, 2008).

F. oxysporum produce lesiones en cualquier parte del fruto, pero generalmente en la cavidad peduncular. Las semillas afectadas se vuelven esponjosas, arrugadas o corchosas y en condiciones de humedad se desarrolla un moho blanquecino o rosado. Las micotoxinas de *Fusarium* más comunes son tricotecenos, zearalenones y fumonisinas (Logrieco *et al.*, 2003).

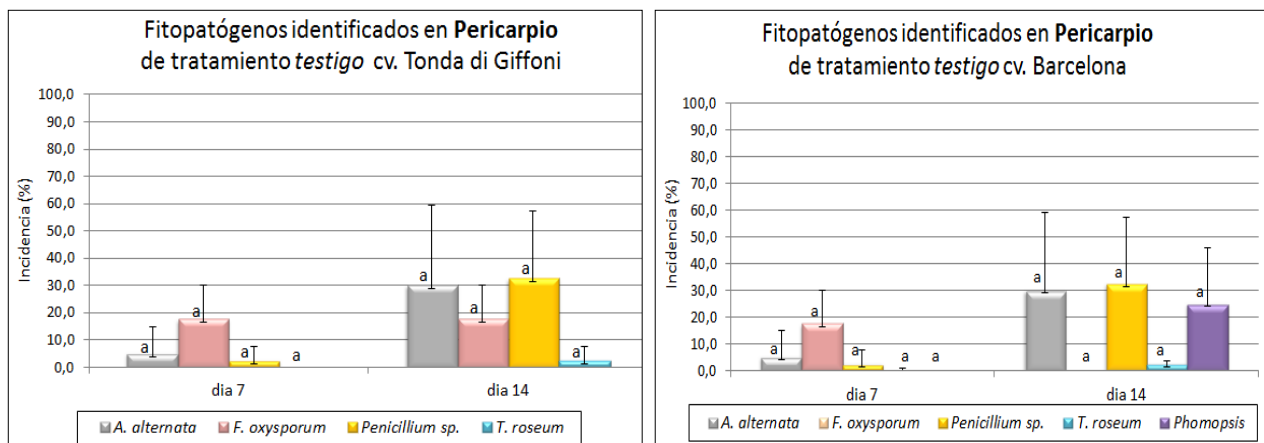
4.5.1. Inoculación en Pericarpio. La incidencia promedio en el pericarpio de ambos cultivares (Cuadro 10.) fue aproximadamente 23% (día 7) y 74% (día 14). La mayor incidencia correspondió al testigo (90%), donde se identificaron fitopatógenos como *Alternaria alternata*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium* sp., *Trichothecium. roseum* y *Phomopsis* sp (Figura 26). Éste último con una incidencia de 25% sólo en el cv. Barcelona. Algunos hongos al día 14 disminuyeron su incidencia, debido a su comportamiento de infección secundario.

Cuadro 10. Incidencia por inoculación de *T. roseum* y *Fusarium oxysporum*, en Pericarpio de fruto de avellano cv. Tonda di Giffoni y Barcelona.

| | Pericarpio cv. Tonda di Giffoni | | | | Pericarpio cv. Barcelona | | | |
|---------------------|---------------------------------|------|-------------|-----|--------------------------|------|-------------|-----|
| | Día 7 | D.E | Día 14 | D.E | Día 7 | D.E | Día 14 | D.E |
| <i>T. roseum</i> | 15,0a | 5,7 | 82,5a | 5,0 | 27,5a | 9,6 | 87,5a | 9,6 |
| <i>F. oxysporum</i> | 30,0a | 14,1 | 45,0b | 5,7 | 15,0a | 12,9 | 50,0b | 8,1 |
| Testigo | 25,0a | 10,0 | 90,0a | 8,2 | 25,0a | 10,0 | 90,0a | 8,1 |
| Promedio | 23,3 | - | 72,5 | - | 22,5 | - | 75,8 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

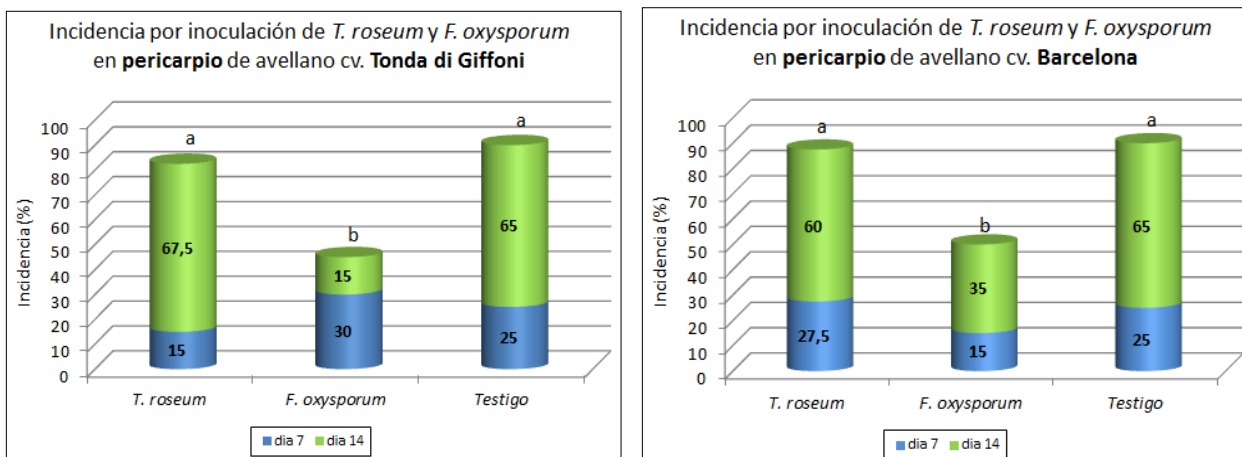
D.E= desviación estándar



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

Figura 26. Incidencia de fitopatógenos identificados en Pericarpio de tratamiento testigo cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona.

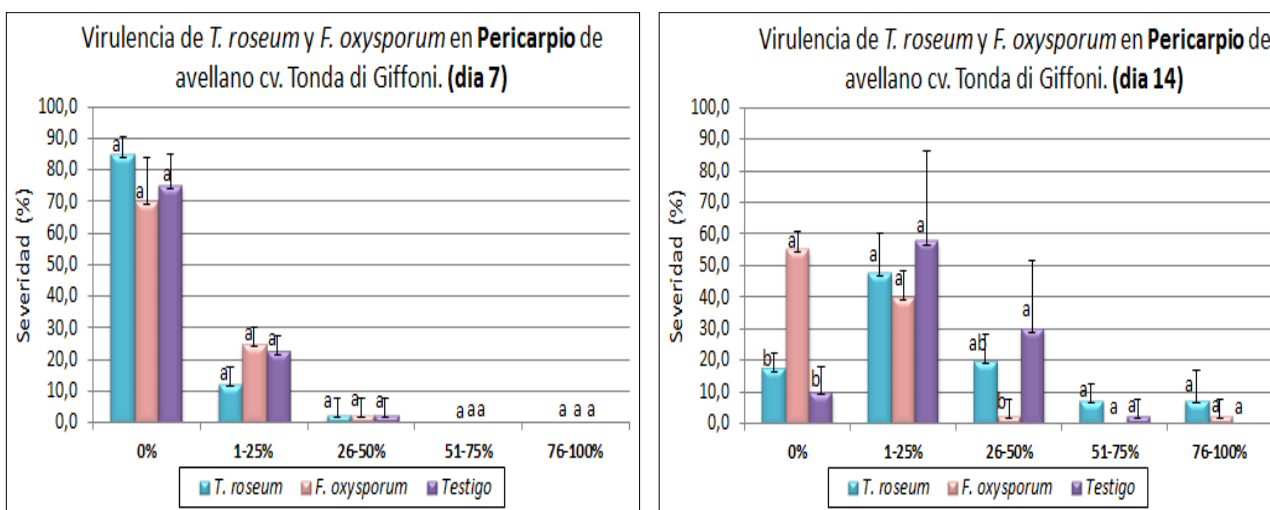
Con respecto a los dos fitopatógenos evaluados, el mayor grado de incidencia correspondió a *T. roseum* en ambos cultivares. En relación al aumento de incidencia de los hongos entre los días 7 y 14 (Figura 27) éste hongo también presentó mayor avance de infección, siendo mayor en Tonda di Giffoni (67,5%).



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

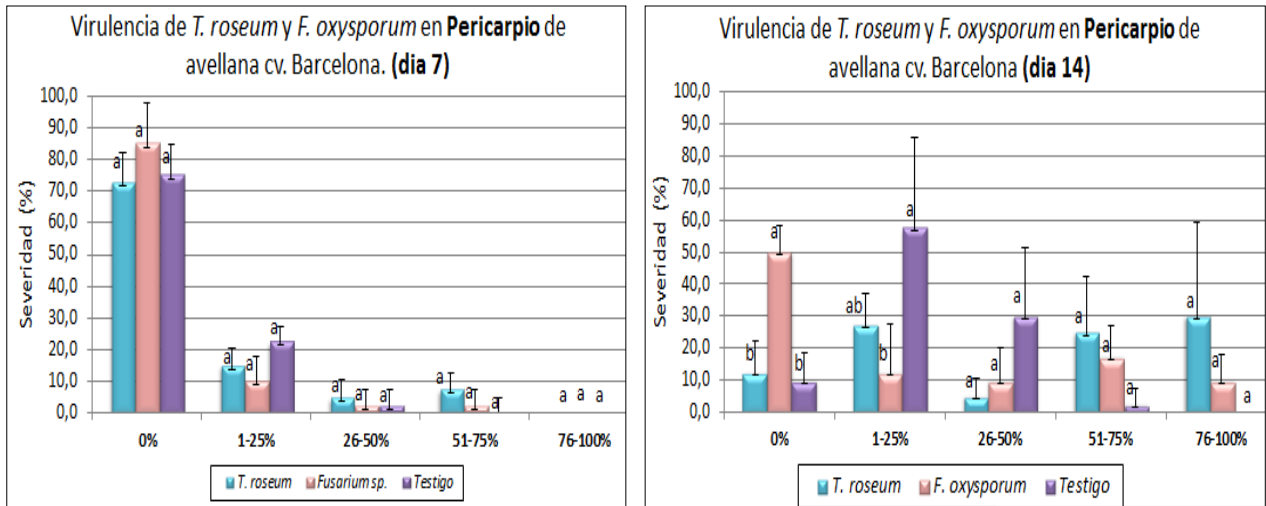
Figura 27. Incidenca por inoculación de los hongos *T. roseum* y *F. oxysporum* en Pericarpio de avellana cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona respectivamente.

La evaluación de virulencia de ambos hongos indicó que el pericarpio de los cvs. (Figura 28-29) tuvo distinto grado de susceptibilidad a los tratamientos durante el periodo de evaluación, existiendo en promedio 27,5% de tejido asintomático, principalmente debido al poco avance de *F. oxysporum* en el cv. Tonda di Giffoni (55% asintomático) al día 14. La mayor virulencia (76-100%) correspondió a *T. roseum* con 7,5% de severidad en avellana de cv. Barcelona.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p < 0,05\%$)

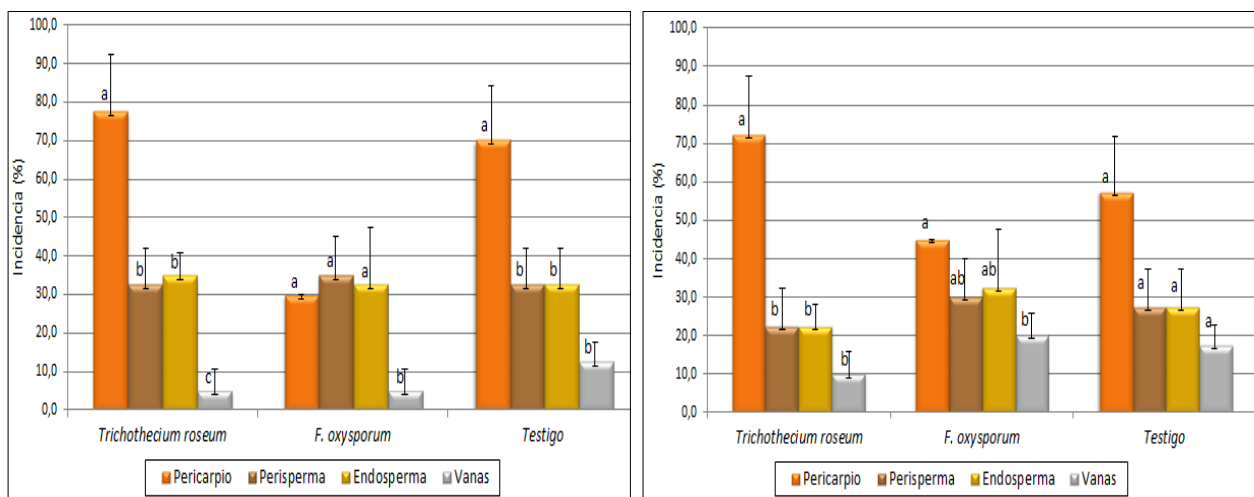
Figura 28. Virulencia de los hongos *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* inoculados en Pericarpio de avellana cv. Tonda di Giffoni (día 7 y 14).



*letras distintas indican diferencia significativa ($p < 0,05\%$)

Figura 29. Virulencia de los hongos *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* inoculados en Pericarpio de avellana cv. Tonda di Giffoni (día 7 y 14).

La variabilidad en la virulencia de los hongos se debe al tipo de estructura, el que corresponde a tejido leñoso lignificado, en el que el micelio sólo se adhiere a él, sin producir daño por degradación celular. Además de la evaluación del tejido inoculado con *T. roseum* y *F. oxysporum*, el interior del pericarpio fue evaluado posterior a los 14 días, mostrando infección a pesar de ser una estructura hermética y lignificada (Figura 30-31), éste hecho se debe a que en el pericarpio se generan microfisuras en la parte distal del fruto, debido al tiempo de permanencia en el suelo, donde son afectados por factores climáticos. En ambos cultivares hubo infección interna, pero en Giffoni la incidencia fueron mayor, *T. roseum* (34%), *F. oxysporum* (34%) y testigo (32%). Barcelona presentó mayor cantidad de frutos vanos (15,8), con respecto a Giffoni (7,5%), los valores son el promedio de los tres tratamientos.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

Figura 30. Incidencia por patogenicidad en el interior de frutos de avellano cvs. Tonda di Giffoni (izquierda) y Barcelona (derecha) inoculados en pericarpio con *T. roseum* y *F. oxysporum* (día 14)



Figura 31. Incidencia en el interior de frutos de avellano inoculados en pericarpio, a-b-c) inoculación con *T. roseum*, d-e-f) inoculación con *F. oxysporum*.

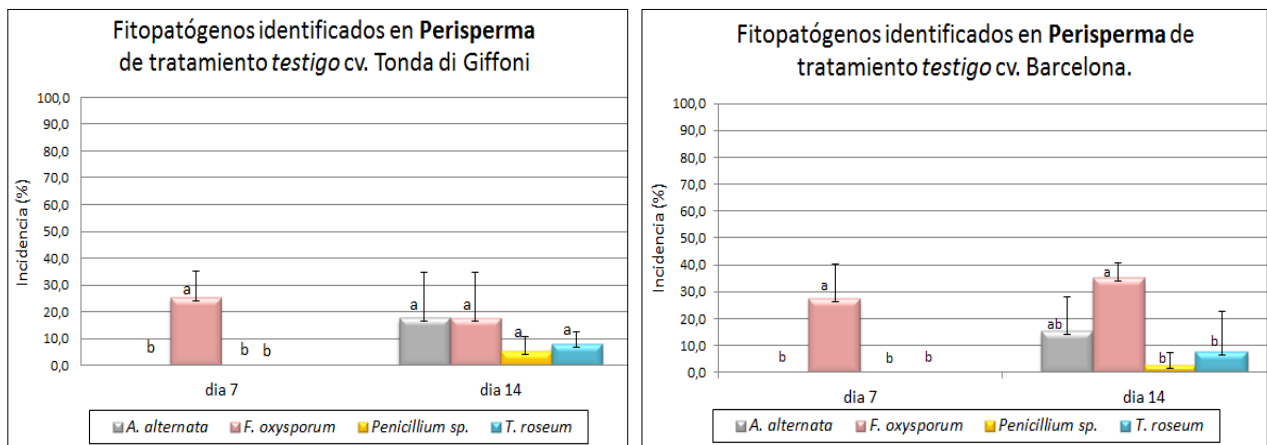
4.5.2 Inoculación en Perisperma. La incidencia promedio en perisperma de ambos cultivares (Cuadro 11) fue aproximadamente 31,7% (día 7) y 85% (día 14). La proporción mayor en cv. Tonda di Giffoni correspondió a *F. oxysporum* (100%), y en Barcelona *T. roseum* (97,5%). El tratamiento *testigo* tuvo el menor porcentaje de incidencia en ambos cultivares (62,5%), los fitopatógenos identificados fueron *A. alternata*, *F. oxysporum*, *Penicillium sp* y *T. roseum* (Figura 32).

Cuadro 11. Incidencia por inoculación de *T. roseum* y *F. oxysporum* en **Perisperma** de fruto de avellano cv. Tonda di Giffoni y Barcelona.

| | Perisperma cv. Tonda di Giffoni | | | | Perisperma cv. Barcelona | | | |
|---------------------|---------------------------------|------|-------------|-----|--------------------------|------|-------------|-----|
| | Día 7 | D.E | Día 14 | D.E | Día 7 | D:E | Día 14 | D.E |
| <i>T. roseum</i> | 40,0 | 20,0 | 95,0 | 5,7 | 32,5 | 15,0 | 97,5 | 5,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 20,0 | 8,16 | 100 | 0,0 | 42,5 | 5,0 | 92,5 | 9,6 |
| <i>Testigo</i> | 27,5 | 12,6 | 62,5 | 9,6 | 27,5 | 12,6 | 62,5 | 9,6 |
| Promedio | 29,2 | - | 85,8 | - | 34,2 | - | 84,2 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

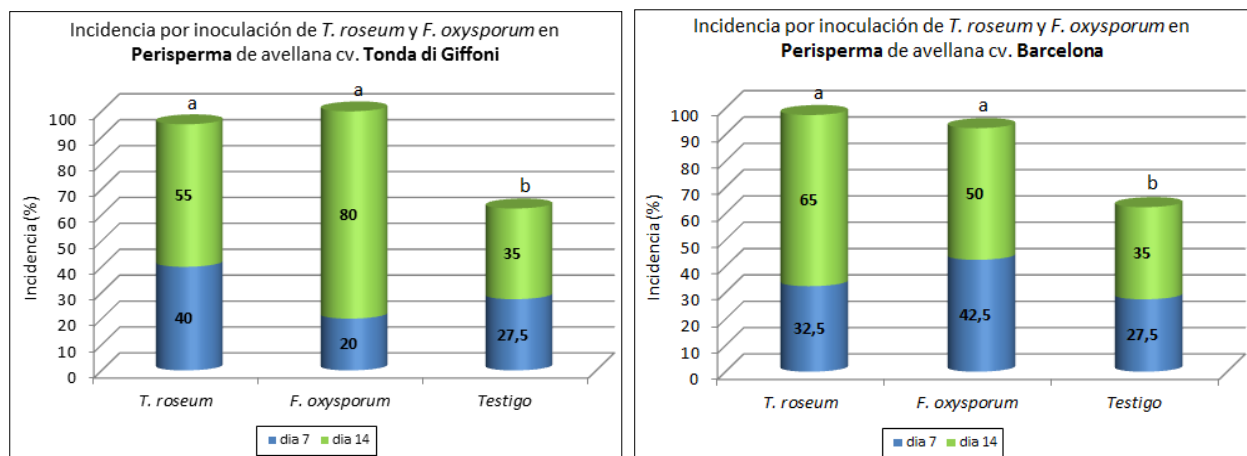
D.E= desviación estándar



*letras distintas indican diferencia significativa ($p < 0,05\%$)

Figura 32. Incidencia de fitopatógenos identificados en Perisperma de tratamiento testigo cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona.

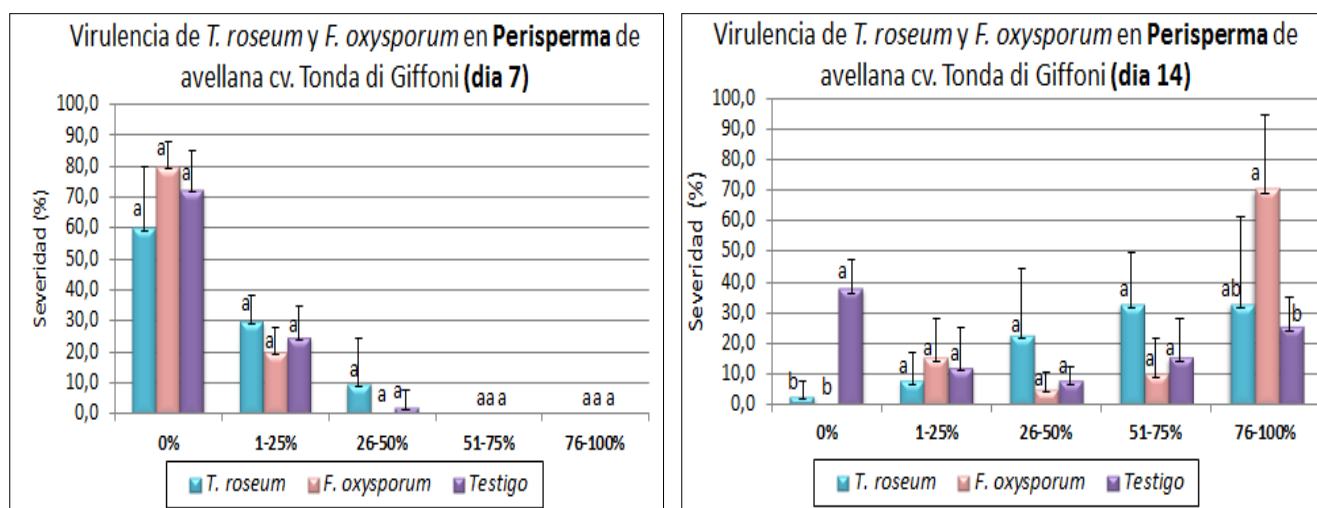
En relación al aumento de incidencia de los hongos evaluados entre los días 7 y 14 (Figura 33) el hongo *F. oxysporum* presentó mayor avance de infección en el cv. Tonda di Giffoni (80%), siendo además el único tratamiento en completar el 100% de incidencia al finalizar la evaluación, *T. roseum* incidió en promedio 96% en el perisperma de ambos cultivares.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p < 0,05\%$)

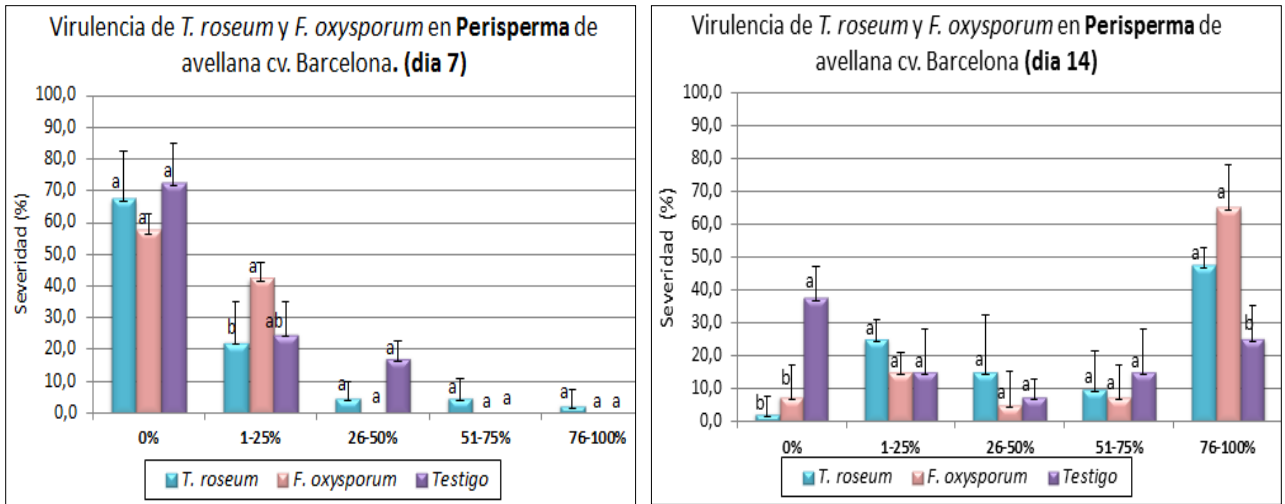
Figura 33. Incidenca por inoculación de los hongos *T. roseum* y *F. oxysporum* en Perisperma de avellana cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona respectivamente.

La evaluación de virulencia de ambos hongos (Figura 34-35) indicó que, el perisperma de ambos cultivares tuvo distinto grado de susceptibilidad a la patogenicidad de los hongos durante el periodo de evaluación, así, la mayor virulencia (76-100%) correspondió al hongo *F. oxysporum* (76% de infección) en el cv. Giffoni, en Barcelona fue menor (65%). *T. roseum* tuvo una patogenicidad menor, 47,5% en Barcelona y 32,5% en Tonda di Giffoni.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p < 0,05\%$)

Figura 34. Virulencia de los hongos *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* inoculados en Perisperma de avellana cv. Tonda di Giffoni (dia 7 y 14).

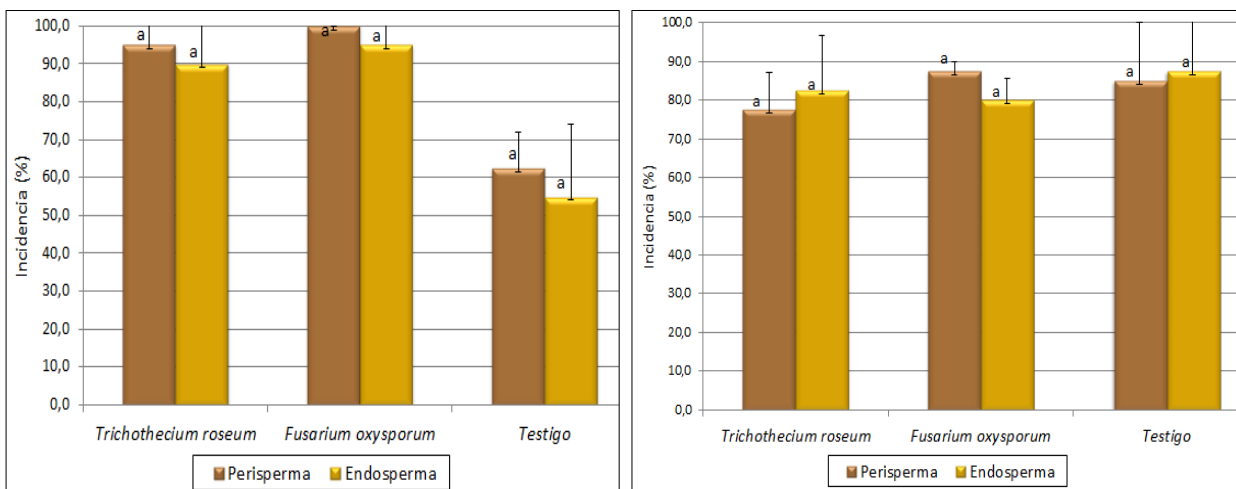


*letras distintas indican diferencia significativa ($p < 0,05\%$)

Figura 35. Virulencia de los hongos *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* inoculados en Perisperma de avellana cv. Barcelona (día 7 y 14).

El perisperma, correspondiente al órgano de reserva de la semilla, no presentó elevado grado de susceptibilidad a la infección de los fitopatógenos evaluados, debido a su alta concentración de polifenoles (Paoletti, 2007), los que pueden actuar como agentes antioxidantes, reduciendo los daños causados por especies reactivas de oxígeno, formadas tanto en condiciones fisiológicas como patológicas (Castel, 2010). La Figura 35 muestra la incidencia y virulencia de *T. roseum* inoculado en perisperma.

Además de la evaluación del tejido inoculado con *T. roseum* y *F. oxysporum*, el interior del perisperma fue evaluado posterior a los 14 días, mostrando infección en la semilla de ambos cultivares (Figura 36-37), siendo en Barcelona la incidencia mayor de *T. roseum* (82,5%), *F. oxysporum* (80%) y el testigo (87,5%). Se constata por tanto que las hifas de los hongos pueden penetrar el tejido de perisperma, produciendo degradación en su interior.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

Figura 36. Incidencia por patogenicidad en el interior de frutos de avellano cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona inoculados en perisperma con *T. roseum* y *F. oxysporum* (día 14)

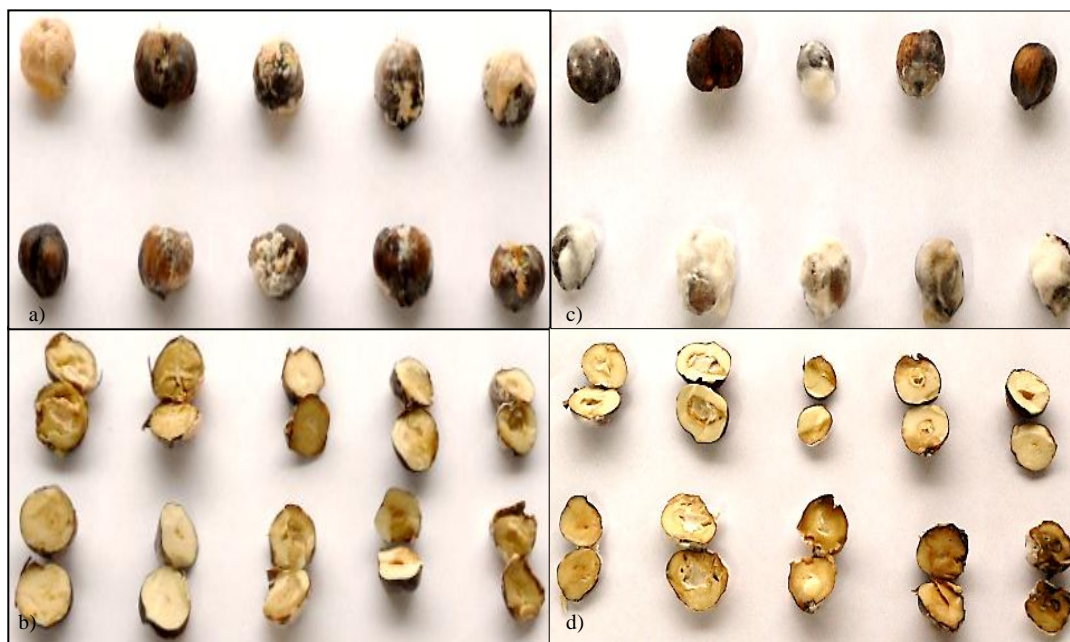


Figura 37. Incidencia en interior de avellanas inoculadas en perisperma, a-b) inoculación con *T. roseum*, c-d) inoculación con *F. oxysporum*.

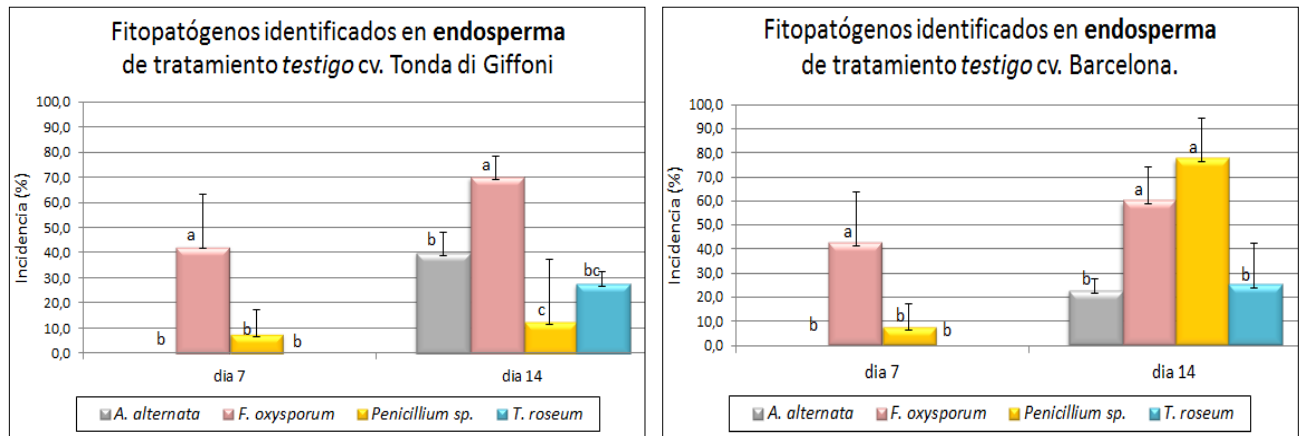
4.5.3. Inoculación en Endosperma. La incidencia promedio en endosperma de ambos cultivares (Cuadro 12) fue aproximadamente 63% (día 7) y 98% (día 14). La proporción mayor correspondió al cv. Tonda di Giffoni, el cual tuvo 100% de incidencia de *T. roseum* y *F. oxysporum* al finalizar la evaluación. En Barcelona sólo *T. roseum* (100%) completó la infección. En el *testigo* hubo la mayor incidencia; Barcelona (100%) y Giffoni (97,7), identificándose *A. alternata*, *Penicillium* sp, *F. oxysporum*, y *T. roseum* (Figura 38).

Cuadro 12. Incidencia por inoculación de *T. roseum* y *F. oxysporum* en endosperma de avellana cv. Tonda di Giffoni y Barcelona.

| | Semilla cv. Tonda di Giffoni | | | | Semilla cv. Barcelona | | | |
|---------------------|------------------------------|------|-------------|-----|-----------------------|-------|-------------|-----|
| | Día 7 | D.E | Día 14 | D.E | Día 7 | D:E | Día 14 | D.E |
| <i>T. roseum</i> | 75,0 | 33,2 | 100 | 0,0 | 60,0 | 18,25 | 100 | 0,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 100 | 0,0 | 100 | 0,0 | 42,5 | 5,0 | 92,5 | 9,6 |
| <i>Testigo</i> | 50,0 | 21,6 | 97,5 | 5,0 | 50,0 | 21,6 | 100 | 0,0 |
| Promedio | 75,0 | - | 99,2 | - | 50,8 | - | 97,5 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

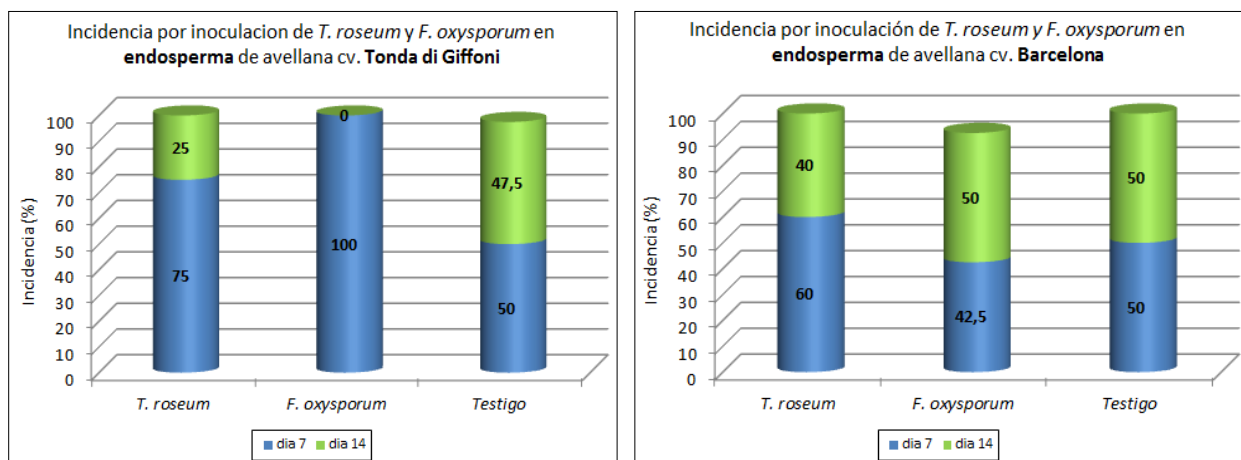
D.E= desviación estándar



*letras distintas indican diferencia significativa ($p < 0,05\%$)

Figura 38. Incidencia de fitopatógenos identificados en endosperma de avellana, tratamiento *testigo* cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona.

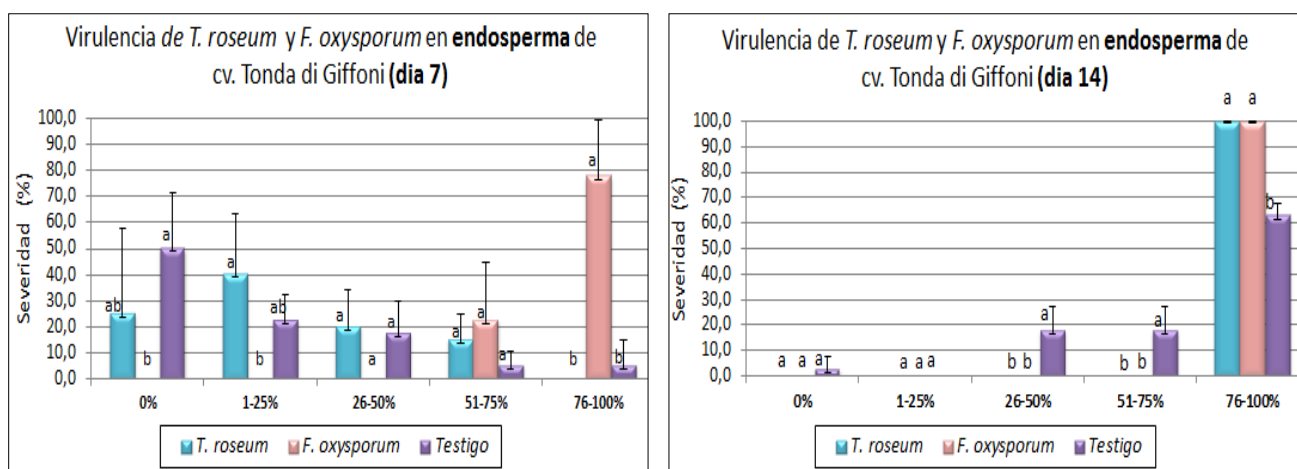
Con respecto al aumento de incidencia de los hongos entre los días 7 y 14 (Figura 39), en Tonda di Giffoni *F. oxysporum* tuvo mayor avance de infección llegando al 100% en el día 7, *T. roseum* completó la incidencia posteriormente (día 14).



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

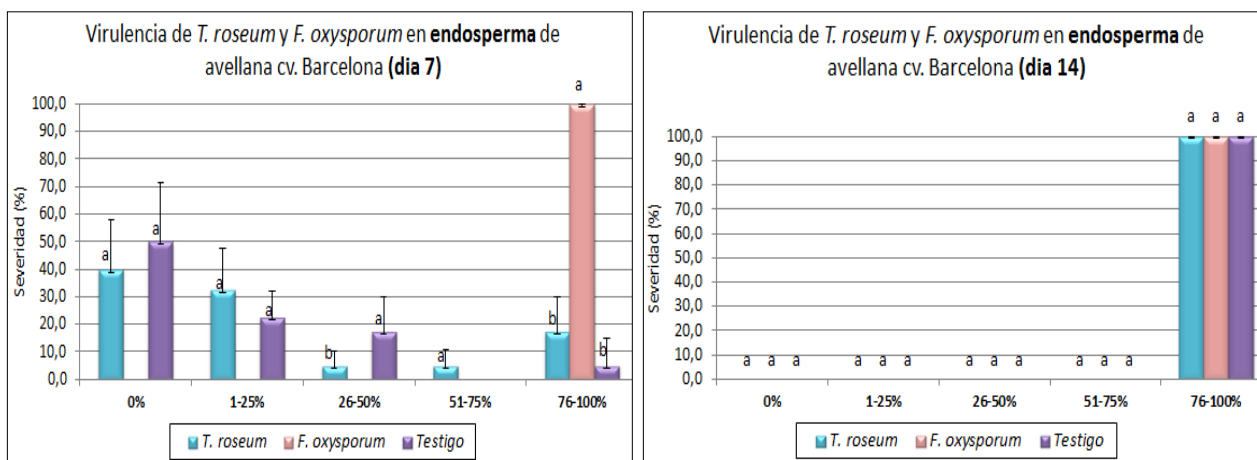
Figura 39. Incidencia por inoculación de los hongos *T. roseum* y *F. oxysporum* en endosperma de avellana cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona respectivamente.

La virulencia de los hongos (Figura 40-41) indicó que, en el endosperma de ambos cultivares hubo similar grado de susceptibilidad a la patogenicidad de los hongos durante el periodo de evaluación (Figura 42), así, la mayor virulencia (76-100%) correspondió a *T. roseum* y *F. oxysporum* con 100% de infección al finalizar el tratamiento, indicando que los hongos evaluados en endosperma corresponden a fitopatógenos primarios.



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

Figura 40. Virulencia de los hongos *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* inoculados en endosperma de avellana cv. Tonda di Giffoni (dia 7 y 14).



*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

Figura 41. Virulencia de los hongos *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* inoculados en endosperma de avellana cv. Barcelona (dia 7 y 14).

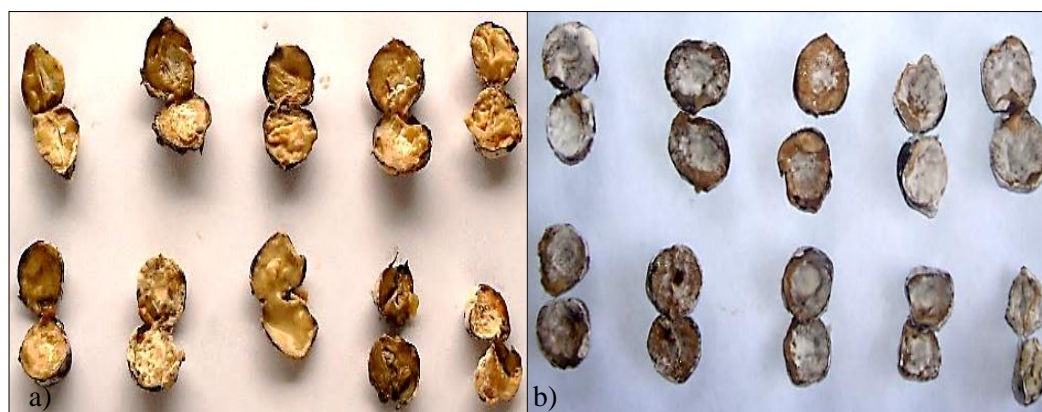


Figura 42. Virulencia en endosperma de avellana, a) *Trichothecium roseum*, b) *Fusarium oxysporum*.

La alta susceptibilidad del endosperma a los fitopatógenos se debe a la falta de mecanismos de defensa, y a su composición química, ya que posee un alto porcentaje de proteínas, lípidos, hidratos de carbono, entre otros, otorgando medios nutritivos para los hongos.

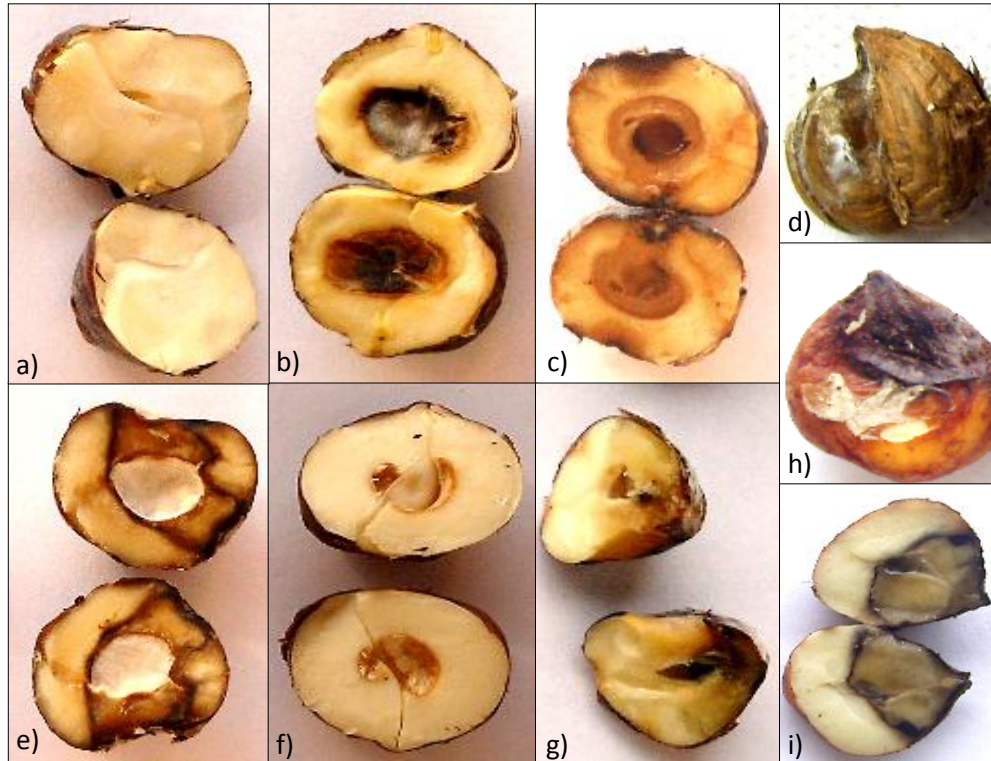


Figura 43. Semillas de avellano con diversos daños: a) normal b) semilla con *Alternaria alternata* c-d) semillas con *Trichothecium roseum* e) semilla con *F. oxysporum* f) semilla con desorden fisiológico, g) semilla con *Penicillium* sp., h-i) semillas con hongo de la familia Chaetomiaceae.

Existen algunos cambios tisulares durante el desarrollo de los frutos de avellano, (Figura 43 (f)) consistente en la formación de una cavidad de color marrón en el núcleo de la semilla que motiva su depreciación. Aparece simultáneamente en el llenado de la cavidad del núcleo de avellana (Romero *et al.*, 1997; citado por Romero *et al.*, 2003).

Las causas de esta alteración son todavía desconocidas y hay muy poca información al respecto. Romero *et al.* (2001) observaron una fuerte influencia del clima en la aparición de esta condición. El factor causal principal parece ser las unidades de calor acumulado en la etapa final de la formación de la semilla (mediados de enero). Existe un aumento en las regiones más cálidas, pero disminuye en regiones más frías (Romero *et al.*, 2003).

3.6 Análisis de calidad de avellana cv. Barcelona inoculada con *Trichothecium roseum*.

Debido a que el hongo *Trichothecium roseum* es un contaminante micotóxico de las semillas, causante de considerables pérdidas en su calidad, se realizaron análisis químico a semillas del cultivar Barcelona, inoculadas artificialmente por 15 días (Figura 44) evaluándose la calidad a través del índice de peróxido y la acidez

Los resultados del índice de peróxido para semillas inoculadas y testigo fueron 0,55 y 0,81 Mieg O₂/k respectivamente, mostrando diferencia significativa respecto al testigo. Los resultados de la acidez para semillas inoculadas y testigo fueron 1,79 y 0,54 % respectivamente, con diferencia significativa (cuadro 13). Según estándares de tolerancia se acepta hasta 1% de acidez como parámetro internacional de calidad.

Cuadro 13. Análisis químico de calidad de semilla de avellano cv. Barcelona.

| | Acidez (expresada como ácido oleico) | | Índice de peróxido | |
|------------------|---|----------|------------------------|----------|
| | % | D.E | Mieg O ₂ /k | D.E |
| <i>T. roseum</i> | 1,79a | 0,23 | 0,54a | 0,11 |
| <i>Testigo</i> | 0,54b | 0,01 | 0,81b | 0,06 |
| Promedio | 2,33 | - | 0,67 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
D.E= desviación estándar

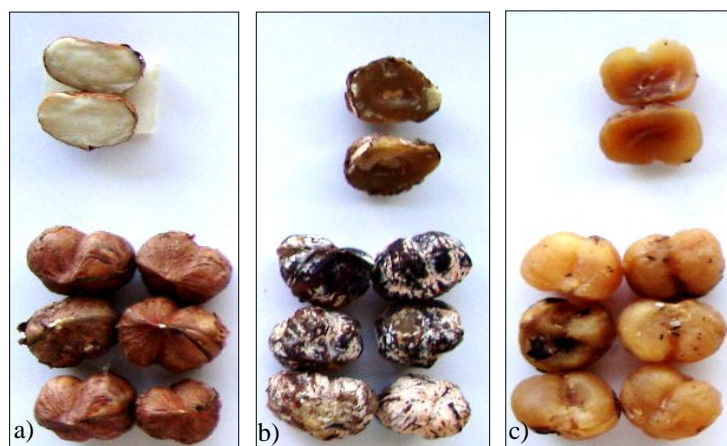


Figura 44. a) Semilla sana, b-c) efecto en la coloración de semillas por *T. roseum* con perisperma y sin perisperma respectivamente.

El contenido de ácidos grasos (causante de la amargura) es un criterio importante en la determinación de la calidad y el sabor de la avellana. Al aumentar la acidez se produce la enzima lipasa que hidroliza la grasa para producir ácidos grasos libres (FFA) y glicéridos parciales. Las avellanas frescas contienen pequeñas cantidades de este tipo de ácidos. Estos niveles pueden aumentar bajo condiciones especiales, pero no es deseable tener un valor superior a 1%. Las enzimas lipasa producida por microorganismos son responsables de la producción de ácidos grasos libres en lugar de las enzimas presentes en el producto, además, al aumentar el periodo de almacenaje bajo condiciones ambientales poco favorables se disminuye la calidad del producto, ya que por descomposición los niveles de ácidos grasos libres aumenta.

La presencia de ácidos poliinsaturados hace que la avellana sea susceptible a la rancidez oxidativa. La rancidez produce malos sabores y compuestos con anillos aromáticos que están asociados con posibles efectos carcinogénicos y se puede predecir por los valores de peróxido. El ácido linoleico es la causa principal de la rancidez química. Para tener óptimos productos envasados se debe preferir bajo contenido de ácido linoleico y un alto contenido de antioxidantes (tales como tocoferol). Se recomienda evitar la luz y el oxígeno a los envases, para así aumentar la vida útil y reducir los requisitos de conservación (Kinderlerer y Johnson, 1992; Bonvehi y Coll, 1993a;. Pershern *et al.*, 1995; Citado por Özilgen *et al.*, 2001).

5. CONCLUSIONES

1. Los fitopatógenos identificados y la incidencia promedio en estructuras vegetativas y reproductivas de avellano europeo cv. Tonda di Giffoni fueron respectivamente: *Trichothecium roseum* (22,4% y 20,5%), *Fusarium oxysporum* (12,3% y 19,1%), *Botrytis cinérea* (21,4% y 3,7%), *Penicillium* sp. (2,8% y 3,5%), *Aspergillus* sp. (14,6%, sólo en reproductiva), *Cladosporium herbarum* (10,9% sólo en reproductiva), *Alternaria alternata* (13,6% sólo en reproductiva), *Xanthomona arborícola* (5,0%, sólo en reproductiva) y *Pseudomona syringae* (2,7% sólo en vegetativa).
2. La incidencia promedio de hongos y bacterias en estructuras de avellano europeo cv. Tonda di Giffoni fue: Amento (16,1%); Glomérulo (14,1%); Pericarpio (10%) Endosperma (9,3%) Ramilla (10%), Yema (28,8%) y Hoja (14,3%). Los hongos que predominaron en todas las estructuras vegetativas y reproductivas evaluadas fueron *Trichothecium roseum* (21,0%) y *Fusarium oxysporum* (15,7%).
3. La incidencia de *Xanthomona arborícola* fue mínima (5,0%) y detectada en flor femenina y avellana inmadura no lignificada de cv. Tonda di Giffoni.
4. La severidad promedio (entre 76 y 100% de área afectada) de *T. roseum* en cv. Tonda di Giffoni y Barcelona, fue respectivamente, la siguiente: Pericarpio (7,5% y 30%), Perisperma (32,5% y 47,5%), Endosperma (100% y 100%).
La severidad promedio (entre 76 y 100% de área afectada) de *F. oxysporum* en cv. Tonda di Giffoni y Barcelona, fue respectivamente, la siguiente: Pericarpio (2,5% y 10%), Perisperma (70% y 65%), Endosperma (100% y 100%).
5. La calidad organoléptica de la avellana cv. Barcelona fue afectada negativamente por *Trichothecium roseum*, aumentando la acidez (1,79 %; 1,6-2,1) y disminuyendo del índice de peróxido (0,54 Mieq O₂/k; 0,44-0,66), en relación con el testigo, donde la acidez y el índice de peróxido fueron respectivamente de 0,54 % (0,53-0,55) y 0,81 Mieq O₂/k (0,72-0,86).

6. RESUMEN

Debido a la demanda creciente de avellano europeo, principalmente del hemisferio norte, la rentabilidad del cultivo y su facilidad de adaptación, en Chile se ha producido un aumento de la superficie plantada, principalmente entre la región del Maule y la región de Los Lagos, estimándose una superficie plantada entre 8 a 12 mil hectáreas, de las cuales el 60% se encuentra en etapa productiva, la proyección en el país hacia el año 2020 es aumentar la superficie a 20 mil hectáreas. Por esta razón se hace necesario desarrollar investigaciones aplicadas, tendientes a la identificación, incidencia y severidad de fitopatógenos que lo afectan, causando eventualmente disminución en producción y calidad del producto. La presente investigación se desarrolló en el Laboratorio de Fitopatología del Instituto de Agroindustria de la Universidad de La Frontera. La hipótesis postula que hay incidencia alta de hongos fitopatógenos asociados a estructuras vegetativas y reproductivas del avellano europeo en la Región de La Araucanía.

La metodología de trabajo consistió en analizar estructuras vegetativas y reproductivas de avellano europeo cv. Tonda di Giffoni, durante el periodo 2010-2011, para evaluar y cuantificar fitopatógenos, las estructuras fueron seleccionadas al azar y puestas en cámara húmeda por 5 días ($20^{\circ}\text{C} \pm 2$, 90% HR). La cantidad de análisis varió de acuerdo al estadio fenológico de cada estructura. Los hongos y bacterias fueron sembrados en placas petri con medios de cultivos diferenciales, incubados por cuatro días a $25^{\circ}\text{C} \pm 1$ en estufa de cultivo. Para la identificación de hongos se utilizó, medición morfométrica, y envío de cepas al CABI (Centre for Agriculture and Biosciences International) para corroborar la identificación. La patogenicidad de las bacterias, se realizó mediante pruebas de hipersensibilidad en hojas de tabaco (*Nicotiana tabacum* L). Para la prueba de patogenicidad de los hongos *Trichothecium roseum* y *Fusarium oxysporum* se inoculó pericarpio, perisperma y endosperma de avellanas de los cvs. Tonda di Giffoni y Barcelona, a través de aspersión de conidias (1×10^{-6}). Posteriormente las estructuras fueron puestas en cámara húmeda por 14 días, a $18^{\circ}\text{C} \pm 1$, evaluándose en dos periodos (7-14 días). Además, se evaluó el efecto de *Trichothecium roseum* en la calidad organoléptica de la avellana, introduciendo 0,1 ml de suspensión de conidias (1×10^{-6}), en el

interior de fruto maduro e incubado en cámara húmeda (90%HR) por 15 días, la semilla inoculada se envió al Laboratorio de Alimentos y Aguas de La Universidad de Frontera, para evaluar el porcentaje de ácido oléico e índice de peróxido, utilizando la metodología de volumetría ácido base medio alcohólico y volumetría redox, respectivamente.

Los fitopatógenos identificados y la incidencia promedio en estructuras vegetativas y reproductivas de avellano europeo cv. Tonda di Giffoni fueron respectivamente: *Trichothecium roseum* (22,4% y 20,5%), *Fusarium oxysporum* (12,3% y 19,1%), *Botrytis cinérea* (21,4% y 3,7%), *Penicillium* sp. (2,8% y 3,5%), *Aspergillus* sp. (14,6%, sólo en reproductiva), *Cladosporium herbarum* (10,9% sólo en reproductiva), *Alternaria alternata* (13,6% sólo en reproductiva), *Xanthomona arborícola* (5,0%, sólo en reproductiva) y *Pseudomona syringae* (2,7% sólo en vegetativa). La incidencia promedio de hongos y bacterias en estructuras de avellano europeo cv. Tonda di Giffoni fue: Amento (16,1%); Glomérulo (14,1%); Pericarpio (10%) Endosperma (9,3%) Ramilla (10%), Yema (28,8%) y Hoja (14,3%). Los hongos que predominaron en todas las estructuras vegetativas y reproductivas evaluadas fueron *Trichothecium roseum* (21,0%) y *Fusarium oxysporum* (15,7%). La incidencia de *Xanthomona arborícola* fue mínima (5,0%) y detectada en flor femenina y avellana inmadura no lignificada de cv. Tonda di Giffoni. La severidad promedio (entre 76 y 100% de área afectada) de *T. roseum* en cv. Tonda di Giffoni y Barcelona, fue respectivamente, la siguiente: Pericarpio (7,5% y 30%), Perisperma (32,5% y 47,5%), Endosperma (100% y 100%). La severidad promedio (entre 76 y 100% de área afectada) de *F. oxysporum* en cv. Tonda di Giffoni y Barcelona, fue respectivamente, la siguiente: Pericarpio (2,5% y 10%), Perisperma (70% y 65%), Endosperma (100% y 100%). La calidad organoléptica de la avellana cv. Barcelona fue afectada negativamente por *Trichothecium roseum*, aumentando la acidez (1,79 %; 1,6-2,1) y disminuyendo del índice de peróxido (0,54 Mieq O₂/k; 0,44-0,66), en relación con el testigo, donde la acidez y el índice de peróxido fueron respectivamente de 0,54 % (0,53-0,55) y 0,81 Mieq O₂/k (0,72-0,86).

7. SUMMARY

Due to the growing demand for European hazelnut, mainly northern hemisphere crop profitability and ease of adaptation, in Chile there has been an increase in the area planted, mainly between the Maule region and the region of Los Lagos, estimated plantings between 8 to 12 thousand hectares, of which 60% is in production stage, the projection in the country by 2020 is to increase to 20 000 hectares surface. For this reason it is necessary to carry out research, aimed at the identification, incidence and severity of plant pathogens that affect it, eventually causing decline in production and product quality. This research was conducted at the Laboratory of Plant Pathology Institute of Agribusiness at the University of La Frontera. The hypothesis is that there is high incidence of fungal pathogens associated with vegetative and reproductive structures of European hazel in the Araucania Region.

The working method was to analyze vegetative and reproductive structures of European hazelnut cv. Tonda di Giffoni, during the period 2010-2011. For the evaluation and quantification of pathogens, the structures were randomly selected and placed in a moist chamber for 5 days (20 ± 2 ° C, 90% RH). The amount of analysis varied according to the phenological stage of each structure. Fungi and bacteria were plated on petri differential culture media, incubated for four days at 25 ° C ± 1 in culture oven. For identification of fungi are used, morphometric measurement, and sending the CABI strains (Centre for International Agriculture and Biosciences) to verify the identification. The pathogenicity of the bacteria, was performed by hypersensitivity tests in snuff leaves (*Nicotiana tabacum* L. To test for pathogenicity of the fungus *Fusarium oxysporum* *Trichothecium roseum* and inoculated pericarp, endosperm perisperma hazelnuts and cvs. Tonda di Giffoni and Barcelona, by spraying conidia (1×10^{-6}). The evaluated tissue structures was put in a moist chamber for 14 days at 18 ° C ± 1 . The evaluation was in two periods (7-14 days). To evaluate the effect of *Trichothecium roseum* in the organoleptic quality of hazelnut, Was performed in the pericarp of ripe fruit a small trepanation, introducing 0.1 ml of suspension of the fungus (1×10^{-6}), was subsequently sealed and placed in a moist chamber (90% RH) for 15 days and sent to the Laboratory of Food and Water Frontera

University, to assess the percentage of oleic acid and peroxide, using acid-base volumetry methodology alcoholic medium and redox volumetry, respectively.

The pathogens identified and the average incidence in vegetative and reproductive structures of European hazelnut cv. Tonda di Giffoni were respectively: *Trichothecium roseum* (22,4% and 20,5%), *Fusarium oxysporum* (12,3% and 19,1%), *Botrytis cinerea* (21,4% and 3,7%), *Penicillium* sp. (2,8% and 3,5%), *Aspergillus niger* (14,6%, only in reproductive), *Cladosporium herbarum* (10,9% only in reproductive), *Alternaria alternata* (13,6% only in reproductive), *Xanthomona arboricola* (5,0%, only in reproductive) and *Pseudomonas syringae* (2,7% only in vegetative). The average incidence of fungi and bacteria in European hazelnut structures cv. Tonda di Giffoni was: Catkins (16,1%); Glomerulus (14,1%); Pericarp (10,0%), Endosperm (9,3%), Twig (10,0%), Bud (28,8%) and leaf (14,3%). The fungi that predominated in all vegetative and reproductive structures were evaluated *Trichothecium roseum* (21,0%) and *Fusarium oxysporum* (15,7%). The incidence of *Xanthomona arboricola* was minimum (5,0%) and detected in immature female flower and hazelnut unligified cv. Tonda di Giffoni. The average severity (between 76 and 100% of the affected area) of *T. roseum* on cv. Tonda di Giffoni and Barcelona was respectively as follows: pericarp (7,5% and 30,0%), perisperm (32,5% and 47,5%), endosperm (100% and 100%). The average severity (between 76 and 100% of the affected area) of *F. oxysporum* on cv. Tonda di Giffoni and Barcelona was respectively as follows: pericarp (2,5% and 10%), perisperm (70% and 65%), endosperm (100% and 100%). The organoleptic quality of hazelnut cv. Barcelona was negatively affected by *Trichothecium roseum*, increasing acidity (1,79%; 1,6 to 2,1) and decreasing peroxide (0,54 Mieq O₂/k; 0,44 to 0,66), in relative to the control where the acidity and peroxide were respectively 0,54% (0,53 to 0,55) and 0,81 Mieq O₂/k (0,72 to 0,86).

8. LITERATURA CITADA

- Acuña R.**, 2010. Compendio de Bacterias y Hongos de Frutales y Vides en Chile. Servicio Agrícola y Ganadero, División Protección Agrícola y Forestal. 1° Edición. Santiago, Chile. 150 p.
- Aguilera A., Guerrero J., Rebollero R.** 2011. Plagas y Enfermedades del Avellano Europeo en La Araucanía. Ed. Universidad de la Frontera. 127 p.
- Agrios, G.** 1996. Fitopatología. Editorial Limusa S.A. de C.V. México D.F. México. 838 p.
- Agrios G.**, 2005. Plant pathology. Department of Plant Pathology. University of Florida. 5°edition. Ed. Academic Press. Florida, USA. 922 p.
- Ames de Icochea, T.** 1997. Enfermedades Fungosas y Bacterianas de Raíces y Tubérculos Andinos. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 172 p.
- Anónimo**, 1999. Crop Protection Compendium Module I. Center of Agriculture and Biosciences Internacional. United Kingdom.
- Asan A.** 2004. *Aspergillus, Penicillium*, and Related Species Reported from Turkey. Mycotaxon 89 (1): 155-157, 2004.
- Barnett, L. and Hunter, B.** 1972. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. 3rd edition. Ed. Burgess Publishing Company. Minneapolis, Minnesota, USA. 241 p.
- Barreto, E.** 2007. Bacteriosis en el cultivo de los cítricos. Revista Avanzada Científica Vol. 10 No. 2. Matanzas, Cuba. 15 p.
- Benito E, Arranz M, Eslava A.** 2000. Factores de patogenicidad de *Botrytis cinérea*. Revista Iberoamericana de Micología;17; S43-S46.
- Beth, Michailides, Pscheidt,** 2002. Compendium of nut crop diseases in temperate zones. American Phytopathological Society, 01-03-2002 89 p.
- Bi, Y., Tian, Liu, S., Zhao, H., Cao, J., Li, J. and Zhang, W.** 2003. Effect of temperature on chilling injury, decay and quality of Hami melon during storage. Postharvest Biology and Technology. 29: 229–232.
- Biodiversity, FAO y CIHEAM.** 2008. Descriptors for Hazelnut (*Corylus avellana* L.). Bioersivity International, Rome, Italy; Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy; International Centre for Advanced Mediterranean Agronomic Studies, Zaragoza, Spain. 55p.

- Biosecurity Australia**, 2011. Draft review of policy: importation of hazelnut (*Corylus* species) propagative material from Chile. Department of Agriculture, Fisheries and Forestry, Canberra, Australia. 84 p.
- Blancard, D., la Guerche, S., Chamont, S., Sauris, P., Dauphin, B. and Darriet, P.** 2006. Grape berry rot and aromatic defects: initial observations in vineyards. *Phytoma* 592: 32-36.
- Boccacci P. y Botta R.,** 2009. Evaluation of the Genetic Diversity of several *Corylus avellana* Accessions from the Romanian National Hazelnut Collection. Investigating the origin of hazelnut (*Corylus avellana* L.) cultivars using chloroplast microsatellites. *Genet. Resour. Crop Ev.*, doi:10.1007/s10722-009-9406-6.
- Botta R., Me G.** 2007. Vocazionalità ambientale nella corilicoltura biológica. Convegno La corilicoltura biologica in Italia, Giffoni Valle Piana (SA), dicembre 2007 (in corso di stampa).
- Bruna, A.** 2009. Principales enfermedades de los cultivos hortícolas y su forma de control. Disponible en: <http://www.inia.cl/medios/biblioteca/boletines/NR25709.pdf>_ Fecha de consulta: 13/08/2012
- CABI**, 2010. Hazelnut blight (*Xanthomona arboricola* pv. *corylina*). Disponible en: www.plantwise.org/?dsid=56930&loadmodule=plantwisedatasheet&page=4270&site=234. Fecha de consulta: 22/07/ 2012.
- Carreño, I. y Alvarez, M.** 1989. Razas resistentes de *Botrytis cinerea* a fungicidas dicarboximidias. *Aconex* 26: 17-20.
- Carrillo L.,** 2007. Mohos y micotoxinas Disponible en: <http://www.unsa.edu.ar/matbib/hongos/01htext>. Fecha de consulta: 13/01/2012.
- Castel V.** 2010. “Estudio de las propiedades funcionales, tecnológicas y fisiológicas de las proteínas de amaranto. Tesis de magister en ciencia y tecnología de alimentos. Universidad Nacional del Litoral. Fac. Ing. Química. Santa Fé, Argentina. 152 p.
- Castilla, A.** 2008. Identificación de *Xanthomonas corylina* y *Pseudomonas* sp. en Avellano europeo (*Corylus avellana* L.) cvs. Barcelona, Giffoni y TGL, y evaluación in vitro de cinco bactericidas. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad de La Frontera. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales. Temuco, Chile. 86 p.
- Choquer M, Fournier E, Kunz C, Levis C, Pradier JM, Simon A, Viaud M,** 2007. *Botrytis cinerea* virulence factors: new insights into a necrotrophic and polyphageous pathogen. *FEMS Microbiol Lett.* 277:1-10. Review
- Ciampi L, Radic S, Alvarez E.** 2006. Patología vegetal micológica. Editorial Nueva Firenze, Valdivia, Chile. 266 p.

- Ciampi, L.** 2002. Introducción a la patología vegetal. Facultad de ciencias agrarias. Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile. 231 p
- Cirvilleri G., Fiori M., Bonaccorsi A., Scuderi G., Virdis S., y Scortichini M.** Occurrence of *Xanthomonas arboricola* pv. *corylina* in hazelnut orchards in Sardinia and Sicily. Journal of Plant Pathology 88(3), p.340.
- Cirvilleri G. et al.** 2007. Occurrence of *Pseudomonas syringae* pv. *coryli* on Hazelnut Orchards in Sicily, Italy and Characterization by Fluorescent Amplified Fragment Length Polymorphism. J. Phytopathology 155, 397–402.
- Dal Bello, G.** 2008. First report of *Trichothecium roseum* causing postharvest fruit rot of tomato in Argentina. Australasian Plant Disease Notes. 3:103 - 104.
- De Berasategui, L.** 1997. El avellano en Argentina. Información técnica n°13. Estación experimental agropecuaria del Valle Inferior del Río Negro. Convenio IDEV – INTA. Río Negro, Argentina. 64 p.
- Ellena M.,** 2010. Polinización y manejo del avellano europeo. Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, INIA Carillanca. 88 p.
- EPPO** 2004. *Xanthomonas arboricola* pv. *corylina*. Bulletin 34, 179-181.
- FAOSTAT,** 2009. Bases de datos de Food and Agriculture Organization of the United Nations. Disponible en: <http://faostat.fao.org/>.
- Font Quer, P.** 2001. Diccionario de Botánica. 2ª Edición. Ed. Península. Barcelona, España. 1244 p.
- Freeman, G, Morrison R,** 1949. Some biological properties of Trichothecin, an antifungal substance from *Trichothecium roseum* Link. J Gen Microbiol. Jan;3(1):60-8.
- Freeman, G, Morrison R,** 1949. Metabolic products of *Trichothecium roseum* Link. Biochem J. 1949; 45(2): 191–199.
- French. E,** 1980. Métodos de investigación fitopatológica. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas, San Jose. Costa Rica. 289 p.
- Garcés, Orozco, Bautista, Valencia,** 2001. *Fusarium oxysporum*, el hongo que nos falta por conocer. Acta Biológica Colombiana, Vol. 6 N° 1.
- Germain E.,** 1994. The Reproduction of Hazelnut (*Corylus avellana* L.): A review. Acta Horticulturae 351. Hazelnut III.

- Gil-Albert F**, 1995. Tratado de arboricultura frutal. Vol. 1. Morfología y fisiología del árbol frutal. 4° edición. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Ediciones mundiprensa. España 102 p.
- Gil G**, 2000. “Fruticultura: La producción de fruta”. Fruta de climas templados y subtropical y uva de vino. Ed. Universidad Católica de Chile, Santiago, Chile 583 p.
- Gil G**, 2009. “Fruticultura: el potencial productivo”. Crecimiento vegetativo y diseño de huertos y viñedos. Ed. Universidad Católica de Chile, Santiago, Chile. 342 p.
- Guerrero, J., Curihuinca C., Ferrada, E. y Pérez, S.** 2011. Determinación de *Trichothecium roseum* (Pers.) Link en estructuras vegetativas y reproductivas de avellano europeo (*Corylus avellana* L.) cvs. Barcelona y Tonda di Giffoni, Región de La Araucanía. XX Congreso de la Sociedad Chilena de Fitopatología (SOCHIFIT). 29-01 de Diciembre. Santiago, Región Metropolitana, Chile.
- Guerrero, J., Ferrada, E., Pérez, S. y Concha, G.** 2010. Calidad y fitopatógenos asociados a fruta de avellano europeo (*Corylus avellana* L.) cvs. Barcelona y Tonda di Giffoni en la región de La Araucanía. XX Congreso de la Sociedad Chilena de Fitopatología (SOCHIFIT). 09-12 de Noviembre de 2010. Pucón Región de La Araucanía, Chile.
- Guerrero, J. Perez S., Ferrada E., Cona L. Bensch E.** 2012. Fitopatógenos del Avellano Europeo (*Corylus avellana* L.) en el Sur de Chile. 2012. VIII° Congreso Internacional del Avellano Europeo Temuco. Chile.
- Grau, P.** 2003. Avellano europeo Manual de plantacion y manejo.. Boletin INIA N°108. Centro Regional de Investigacion Quilamatu, Chillan, Chile. 90 p.
- Guerrero, J., Lobos W.** 1987. *Xanthomona campestris* pv. Coralina, agente causal del tizón bacteriano o bacteriosis del avellano europeo en la IX región, Chile. Agricultura tecnica (Chile) 47 (4): 422-426.
- Guo, Liu, Zhao y Bi.** 2007. Use of silicon oxide and sodium silicate for controlling *Trichothecium roseum* postharvest rot in Chinese cantaloupe (*Cucumis melo* L.). International Journal of Food Science & Technology Volume 42, Issue 8, pages 1012–1018.
- Hampson C., Azarenko A.** 1993. Pollen-Stigma Interactions following Compatible and Incompatible Pollinations in Hazelnut. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 118(6):814-819.
- Heperkan, D.** 2006. The Importance of Mycotoxins and a Brief History of Mycotoxin Studies in Turkey. The Bulletin of the Istanbul Technical University. 54: 4.
- Hummer, K.** 2006. *Corylus* genetic resources. National Clonal Germplasm Repository of the United States Department of Agriculture (USDA). Corvallis, United States of America.

- INIA**, 2011. Perspectivas del Avellano Europeo. Disponible en: www.inia.cl. Fecha de consulta: 16/09/2011.
- IPM**, 1999. Phomopsis Twig Blight of Juniper. Integrate Pest Management. Reports on Plant Diseases. RPD No. 622.
- Janick J., Paull E.**, 2008. The Encyclopedia of Fruit & Nuts. (CABI Publishing). p. 462. ISBN 978-0-85199-638-7.
- Keil, H.** 2011. The hazelnut season 2010/2011. Magazine Baking+Biscuit international 46;49.
- Klement Z, Goodman R** (1967) The role of the living bacterial cell and induction time in the hypersensitive reaction of tobacco plants. *Phytopathol* 57:322-323.
- Kole,P.** 2011. Wild crop relatives: Genomic and Breeding Resources: Forest Trees. Ed. Springer. New York, USA. 166 p.
- Koneman E, Allen S.** 2008. Diagnóstico microbiológico: Texto y atlas en color. 6° edición. Ed. Médica panamericana. Madrid, España. 1691 p.
- König, Uden, Fröhlich**, 2009. Biology of Microorganisms on Grapes, in Must and in Wine. Institute of microbiology and Wine Research. Johannes Gutenberg University. Germany. 522 p.
- Konishi, K., Iida, A., Kaneko, M., Tomioka, K., Tokuda, H., Nishino, H.** 2003. Cancer preventive potential of trichothecenes from *Trichothecium roseum*. *Biolorg. Med. Chem.* 11: 2511-2518.
- Król E.** 2005. Identification and differentiation of phomopsis spp. isolates from grapevine and some other plant species. *Phytopathol. Pol* 35 (2005): 151-156.
- Król, E.** 2009. Morphological and genetic diversity of fungi from the genus phomopsis (sphaeropsidales, fungi imperfecti) and analysis of factors limiting their occurrence (abstract of habilitation thesis). *Phytopathol. Pol* 51 (2009): 71-73.
- Latorre, B. y Rioja M.** 2002. Efecto de la temperatura y de la humedad relativa sobre la germinación de conidias de *Botrytis cinerea*. *Cien. Inv. Agr. (Chile)* 29:67-72.
- Latorre, B. y Vásquez G.** 1996. Situación de *Botrytis cinerea* latente en uva de mesa de la zona Central. *Aconex (Chile)* 52:16-21.
- Latorre y Waissbluth**, 1979. Caracterización de *Pseudomonas syringae*, Van Hall presents en cerezo. *Agricultura técnica (Chile)*. Vol 39 N°3: 87-94.
- Lemus G**, 2004. El cultivo del avellano (*Corylus avellana* L.). INIA La Platina y FIA. 29 p.

- Leslie J, Summerell B**, 2006. The Fusarium laboratory manual. First edition. Library of Congress Cataloging-in-Publication Data. 388 p.
- Leslie J F, Bandyopadhyay R, Visconti A (eds)** 2008. Mycotoxins: Detection Methods, Management, Public Health and Agricultural Trade". CABI Publishing, Wallingford, UK. 476 p.
- Librandi, I., Galli, M., Bellisario A.** 2006. Le patologie del frutto del nocciolo in Italia con particolare riguardo alla zona del viterbese. CRA- istituto sperimentale per la Patologia Vegetale, Via C.G. Bertero 22, I-00156, Roma, Italia.
- Liu, Cheng, Yan, Liu, Wang**, 2012. The relationship between reproductive growth and blank fruit formation in *Corylus heterophylla* Fisch. *Scientia Horticulturae*. Volume 136, 1 March 2012, 128–134
- Logrieco A, Bottalico A, Mulé G, Moretti A, Perrone G.** 2003. Epidemiology of toxigenic fungi and their associated mycotoxins for some Mediterranean crops. *European Journal of Plant Pathology* 109: 645–667.
- Logrieco A, Visconti A. (Edits.)** 2004. An Overview On Toxigenic Fungi And Mycotoxins In Europe. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht. Netherlands 259 p.
- Muñoz A. (2005).** Polinización de cultivos. Ediciones multiprensa Ciudad de México, México. 232 p.
- ODEPA, 2011.** El Mercado de Frutos Secos. Publicación de la Oficina de Estudios y Políticas Agrarias – ODEPA, Ministerio de Agricultura, Boletín Mayo, 2011.
- Özay G. and H. Özer**, 2008. Mycotoxin problems in nuts and dried fruits from the Mediterranean basin. In: Mycotoxins: detection methods, management, public health, and agricultural trade. C.A.B. International, 133–138.
- Özilgen M. y Özdemir M.** 2001. A Review on Grain and Nut Deterioration and Design of the Dryers for Safe Storage with Special Reference to Turkish Hazelnuts. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 41:2, 95-132
- Pandey, A.** 2010. *In vitro* study of efficacy of Mancozeb against *Trichothecium roseum* on eggplant (*Solanum melongena* L.). *International Journal of Medicobiological Research*.1(1): 1-5.
- Pelant, K.**, 2002. Characterization of fungi with molecular methods. Diploma Thesis at Karl-Franzens-Universität Graz, Institut für Botanik. 100 p.
- Paoletti, F.** 2007. Qualità nutrizionale ed aspetti salutistici della nocciola. Atti del convegno di Giffoni Valle Piana (SA). 13 dicembre, 5-20.

- Perez, A.** 2012. El avellano europeo avanza seguro. Revista Del Campo. Diario El Mercurio. Fecha publicación: lunes 27 de febrero 2012.
- Pitt, I. and Hocking, D.** 2009. Fungi and Food Spoilage. 3^{ed}. Ed. Springer-Verlag GmbH. New York, USA. 519 p.
- Pscheidt y Stone** 2001. Diseases of European Hazelnut (*Corylus avellana* L.) Hazelnut (*Corylus* spp.). The American Phytopathological Society. Disponible en: <http://www.apsnet.org/publications/commonnames/Pages/Hazelnut.aspx>. Fecha de consulta: 17/07/2012.
- Rivera D.** 1997. Frutos secos, oleaginosos, frutales de hueso, almendros y frutales de pepita. Las variedades tradicionales de frutales de la cuenca del río Segura, Catálogo etnobotánico (1). 3^o edición. Universidad de Murcia. Servicio de Publicaciones, Murcia, España. 360 p.
- Rocha R, Lozano P, Martínez Y.** 2004. Mecanismos de patogenicidad e interacción parásito hospedero. Universidad autónoma de Puebla, México. 325 pp.
- Rodríguez, M.** 2001 Biodiversidad de los hongos fitopatógenos del suelo de México. Acta Zool. Mex. (n.s). número especial 1:53-78.
- Romero et al.,** 2003. Histology of hazelnut (*Corylus avellana* L.) kernel affected by brown spots in kernel cavity physiopathy. Spanish Journal of Agricultural Research (2003) 1 (3), 47-53.
- Romero, P y Torres, H.** 2010. Informe consultoría estudio de mercado del avellano europeo Corporación Movimiento Unitario Campesino y Etnias de Chile (MUCECH). 43 p.
- Romisondo, P., Limongelli, F., Me, g y Radicati, L.** 1978. Studies on the pollen receptivity of the styles in the hazel cv. Tonda Gentile delle Langhe at various stages of female flowering. Revista della Ortoflorofrutticoltura Italiana 62 (6): 655 – 661.
- Rovira, M.** 1989. Fórmulas alélicas de incompatibilidad polínica en el avellano (*Corylus avellana*). Investigación Agrícola en Producción y Protección Vegetal 4 (1): 61 – 70.
- Sampathkumar, P., and C. V. Paya.** 2001. *Fusarium* infection after solid-organ transplantation. Clin Infect D. 32:1237-1240.
- Scortichini M., Rossi P., Marchesi U.,** 2002. Genetic, phenotypic and pathogenic diversity of *Xanthomonas arboricola* pv. corylina strains question the representative nature of the type strain. Plant Pathology 51, 374-381
- SENASA, 2012.** *Aspergillus niger*. Sistema Nacional de Vigilancia y Monitoreo de Plagas. Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas. Buenos Aires, Argentina. Disponible en: <http://www.sinavimo.gov.ar/plaga/aspergillus-niger>. Fecha de consulta: 25/03/2012.

- Serra, R., Bragas, A. and Venancio, A.** 2005. Mycotoxin producing and other fungi isolated from grapes for wine production, with particular emphasis on ochratoxin A. *Res. Microbiol.* 156:515-521.
- Shamim, S. and Sultana, R.** 2008. *Trichothecium roseum* Link. A new record of hyphomycetous fungus for Bangladesh. *Bangladesh Journal Plant Taxonomy* 15 (1): 77-80.
- Sipahioglu N and Heperkan D,** 2000. Lipolytic activity of *Trichothecium roseum* on hazelnut. *Food Microbiology*, 2000, 17, 401-405.
- Slobodan,** 2009. Mycotoxins in wine with special attention on ochratoxin A. *Zbornik Matice srpske za prirodne nauke / Proc. Nat. Sci, Matica Srpska Novi Sad*, 116, 91—100.
- Smith, E., Lewis, W. and Andersen, G.** 1994. Mycotoxins occurrence and toxicity. *In* Mycotoxins in Human Nutrition and Health., Agroindustrial Research Division. Dept. II of Bioscience and Biotechnology, University of Strathclyde. Glasgow, UK. 300 p.
- Snowdon,** 2010. *Post-Harvest Diseases and Disorders of Fruits and Vegetables Volume 2* Manson publishing, 417 p.
- Soriano J.** 2007. *Micotoxinas en Alimentos*. Ed. Diaz de Santos. Madrid, España 424 p.
- Tasias, V.** 1975. *El avellano en la Provincia de Tarragona Exema*. Servicio Agropecuario Provincial Tarragona, España. 152 p.
- Thompson M.** 1979. Incompatibility alleles in *Corylus avellana* L. cultivars. *Theor. Appl. Genet.* 55, 29-33.
- Tiyayon,** 2009. *A Microscopic and Phenological Study of Pollen Development and Bloom in Selected Cultivars of Hazelnut (Corylus Avellana)*. Ph. D. in Plant Physiology Thesis. Oregon State University. Corvallis, Oregon, USA. 106 p.
- TMO (Toprak Mahsulleri Ofisi),** 2012. *Hazelnut Bulletin*. SAYI 2012/01. Disponible en: <http://www.tmo.gov.tr/Upload/Document/bultenler/2012/10082012findikbultening.pdf>. Fecha de consulta: 15/10/2012.
- Tortora A, Ciampi L y Gonzalez S.** 1994. Características culturales y biológicas en cepas de *Botrytis cinérea* pers. Ex Fr. Aisladas en la IX y X regiones. *Agricultura Técnica (Chile)* 54 (3): 243-251
- Tortora G, Funke B** 2007. *Introducción a la microbiología*. 9° edición. Ed. Panamericana. Buenos Aires, Argentina. 959 p.
- TSCA, 1997.** *Aspergillus niger* Final Risk Assessment. Disponible en: http://epa.gov/biotech_rule/pubs/fra/fra006.htm. Fecha de consulta: 5/08/1012.

- Udayanga, D.** 2011. The genus *Phomopsis*: biology, applications, species concepts and names of common phytopathogens. *Fungal Diversity*. Volume 50, Number 1, 189-225 p.
- UNECE STANDARD DDP-04**, 2010. Concerning the marketing and commercial quality control of hazelnut kernels. United Nations Economic Commission for Europe. DDP – 04: Hazelnut Kernels 2010.
- Ueno, Y.** 1987. Trichothecenes in food. *In* *Mycotoxins in food*. Ed. London Academic Press. London, UK. 123-129.
- Ulloa, M. Herrera, T.** 1994. Etimología e iconografía de géneros de hongos. Instituto de Biología, Universidad Nacional-Autónoma de México. Ciudad de México, México. 330p.
- Valletrisco, M and Niola, I.** 1983. Possible effect of fungal diseases on apple juice quality. *Ind. Bebande* 12: 457-462.
- Von Art, J.A.** 1974. *The Genera of Fungi: sporulating in pure culture*. 2° Edición. Ed. Gantner Verlag, Vaduz, Alemania 315 pp.
- Wilkinson, J.** 2005. *Nut grower's guide. The complete handbook for producers and hobbyists*. Ed. BPA Print Group. Australia 239 p.
- Wu F., Narrod C.** 2011. The health economics of aflatoxin: global burden of disease. *International food. Working paper 4*. Policy Research Institute. Washington, EEUU. Disponible en: http://www.ifpri.org/sites/default/files/publications/aflacontrol_wp04.pdf. Fecha de consulta: 23/08/2012.

9. ANEXO

Anexo 1a. Incidencia de fitopatógenos identificados en amentos, glomérulos, pericarpio, semilla.

| | Amento | D.E | Glomérulo | D.E | Pericarpio | D.E | Endosperma | D.E |
|------------------------------|---------------|------|------------------|-------|-------------------|-------|-------------------|-------|
| <i>Botrytis cinerea</i> | 8,6 b | 8,99 | 1,8 c | 4,04 | 1,4 c | 3,77 | 2,9 b | 7,55 |
| <i>Fusarium oxysporum</i> | 24,3 a | 7,86 | 29,1 a | 12,21 | 7,1 b | 11,12 | 15,7 a | 16,55 |
| <i>Alternaria alternata</i> | - | - | 20,0 ab | 14,14 | 7,1 b | 12,53 | - | - |
| <i>Cladosporium herbarum</i> | - | - | 12,7 bc | 6,46 | 12,9 bc | 18,89 | 7,1 ab | 18,89 |
| <i>Aspergillus niger</i> | - | - | 10,9 bc | 13,75 | 12,9 bc | 12,53 | 20,0 a | 19,14 |
| <i>Penicillium sp.</i> | 4,3 b | 7,86 | - | - | 2,8 c | 7,55 | - | - |
| <i>Trichothecium roseum</i> | 27,1 a | 7,55 | 23,6 ab | 20,62 | 28,6 a | 35,79 | 2,9 b | 7,55 |
| <i>Xanthomona arborícola</i> | - | - | 0,9 c | 3,01 | 7,1 b | 14,63 | 7,1 ab | 16,03 |
| Promedio | 16,1 | - | 14,1 | - | 10,0 | - | 9,3 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= Desviación estandar

Anexo 1b. Incidencia (%) de fitopatógenos identificados en ramillas, yemas y hojas.

| | Ramilla | D.E | Yema | D.E | Hojas | D.E |
|-----------------------------|----------------|-------|---------------|-------|---------------|-------|
| <i>Botrytis cinérea</i> | - | - | - | - | 21,4 a | 12,14 |
| <i>Fusarium oxysporum</i> | 1,8 b | 6,03 | - | - | 22,8 a | 4,87 |
| <i>Penicillium sp.</i> | - | - | - | - | 2,8 b | 7,55 |
| <i>Trichothecium roseum</i> | 25,4 a | 14,39 | 28,8 a | 10,54 | 10,0 b | 10,00 |
| <i>Pseudomonas syringae</i> | 2,7 b | 6,46 | - | - | - | - |
| Promedio | 10,0 | - | 28,8 | - | 14,3 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= Desviación estandar

Anexo 1c. Incidencia (%) de fitopatógenos identificados en estructuras reproductivas.

| | Estructura Reproductiva | D.E. | Estructura Vegetativa | D.E. |
|------------------------------|------------------------------------|-------|----------------------------------|-------|
| <i>Botrytis cinérea</i> | 3,7 | 6,53 | 21,4 | 11,20 |
| <i>Fusarium oxysporum</i> | 19,1 | 12,82 | 12,3 | 10,7 |
| <i>Alternaria alternata</i> | 13,6 | 13,22 | - | - |
| <i>Cladosporium herbarum</i> | 10,9 | 8,75 | - | - |
| <i>Aspergillus niger</i> | 14,6 | 14,44 | - | - |
| <i>Penicillium sp.</i> | 3,5 | 1,56 | 2,8 | 3,84 |
| <i>Trichothecium roseum</i> | 20,5 | 22,48 | 21,4 | 14,03 |
| <i>Xanthomona arborícola</i> | 5,0 | 11,34 | - | - |
| <i>Pseudomona syringae</i> | - | - | 2,7 | 4,23 |
| Promedio | 11,4 | - | 12,1 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= Desviación estándar

Anexo 2a. Incidencia (%) por patogenicidad en el interior (perisperma y semilla) de frutos de avellano cv. Tonda di Giffoni, inoculados en Pericarpio con *T. roseum* y *Fusarium sp.* (día 14)

| | <i>T. roseum</i> | D.E. | <i>F. oxysporum</i> | D.E. | <i>Testigo</i> | D.E. |
|-----------------|------------------|------|---------------------|-------|----------------|-------|
| Pericarpio | 77,5 a | 15,0 | 30,0 a | 0,00 | 70,0 a | 14,14 |
| Perisperma | 32,5 b | 9,57 | 35,0 a | 10,00 | 32,5 b | 9,57 |
| Semilla | 35,0 b | 5,77 | 32,5 a | 15,00 | 32,5 b | 9,57 |
| Promedio | 48,3 | - | 32,5 | - | 45,0 | - |
| Vanas | 5,0 c | 5,77 | 5,0 b | 5,77 | 12,5 b | 5,00 |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= Desviación estándar

Anexo 2b. Incidencia (%) patogenicidad en frutos de avellanos cv. Tonda di Giffoni, inoculados en Perisperma con *T. roseum* y *F. oxysporum* (día 14)

| | <i>T. roseum</i> | D.E. | <i>F. oxysporum</i> | D.E. | <i>Testigo</i> | D.E. |
|-----------------|------------------|-------|---------------------|------|----------------|-------|
| Perisperma | 95,0 a | 5,7 | 100 a | 0,0 | 62,5 a | 9,6 |
| Semilla | 90,0 a | 14,14 | 95,0 a | 5,77 | 55,0 a | 19,14 |
| Promedio | 92,5 | - | 97,5 | - | 58,7 | - |

*no existen diferencias significativas.

D.E= Desviación estándar

Anexo 3a. Incidencia (%) por patogenicidad en el interior (perisperma y semilla) de frutos de avellano cv. Barcelona, inoculados en Pericarpio con *T. roseum* y *F. oxysporum* (día14)

| | <i>T. roseum</i> | D.E | <i>F. oxysporum</i> | D.E | <i>Testigo</i> | D.E |
|-----------------|------------------|------|---------------------|-------|----------------|------|
| Pericarpio | 72,5 a | 15,0 | 45,0 a | 0,00 | 57,5 a | 14,1 |
| Perisperma | 22,5 b | 9,5 | 30,0 a | 10,00 | 27,5 b | 9,6 |
| Semilla | 22,5 b | 5,7 | 32,5 a | 15,00 | 27,5 b | 9,6 |
| Promedio | 39,2 | - | 35,8 | - | 37,5 | - |
| Vanas | 10,0 | 5,77 | 20,0 | 5,7 | 17,5 b | 5,00 |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
D.E= Desviación estándar

Anexo 3b. Incidencia (%) patogenicidad en frutos de avellanos cv. Barcelona, inoculados en Perisperma con *T. roseum* y *F. oxysporum* (día 14)

| | <i>T. roseum</i> | D.E | <i>F. oxysporum</i> | D.E | <i>Testigo</i> | D.E |
|-----------------|------------------|------|---------------------|-----|----------------|------|
| Perisperma | 77,5 a | 9,5 | 87,5a | 2,5 | 85,0 a | 15,0 |
| Semilla | 82,5 a | 14,1 | 80,0 a | 5,7 | 87,5 a | 19,1 |
| Promedio | 80,0 | - | 83,8 | - | 86,3 | - |

*no existen diferencias significativas.
D.E= Desviación estándar

Anexo 4a. Incidencia por inoculación de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Pericarpio, Perisperma y Semilla de frutos de avellano cv. **Tonda di Giffoni.**

| | Pericarpio (%) | | | | Perisperma (%) | | | | Semilla (%) | | | |
|---------------------|----------------|------|-------------|------|----------------|------|-------------|-----|-------------|------|-------------|-----|
| | Día 7 | D.E | Día14 | D.E | Día7 | D.E | Día14 | D.E | Día 7 | D.E | Día14 | D.E |
| <i>T. roseum</i> | 15,0 | 5,7 | 82,5 | 5,0 | 40,0 | 20,0 | 95,0 | 5,7 | 75,0 | 33,2 | 100 | 0,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 30,0 | 14,1 | 45,0 | 5,7 | 20,0 | 8,16 | 100 | 0,0 | 100 | 0,0 | 100 | 0,0 |
| <i>Testigo</i> | 25,0 | 10,0 | 90,0 | 8,16 | 27,5 | 12,6 | 62,5 | 9,6 | 50 | 21,6 | 97,5 | 5,0 |
| Promedio | 23,3 | - | 72,5 | - | 29,2 | - | 85,8 | - | 75,0 | - | 99,2 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= desviación estándar

Anexo 4b. Incidencia por inoculación de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Pericarpio, Perisperma y Semilla de frutos de avellano cv. **Barcelona**

| | Pericarpio (%) | | | | Perisperma (%) | | | | Semilla (%) | | | |
|---------------------|----------------|------|-------------|-----|----------------|------|-------------|-----|-------------|-------|-------------|-----|
| | Día7 | D.E | Día14 | D.E | Día7 | D.E | Día14 | D.E | Día7 | D.E | Día14 | D.E |
| <i>T. roseum</i> | 27,5 | 9,6 | 87,5 | 9,6 | 32,5 | 15,0 | 97,5 | 5,0 | 60,0 | 18,25 | 100 | 0,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 15,0 | 12,9 | 50,0 | 8,1 | 42,5 | 5,0 | 92,5 | 9,6 | 42,5 | 5,0 | 92,5 | 9,6 |
| <i>Testigo</i> | 25,0 | 10,0 | 90,0 | 8,1 | 27,5 | 12,6 | 62,5 | 9,6 | 50,0 | 21,6 | 100 | 0,0 |
| Promedio | 22,5 | - | 75,8 | - | 34,2 | - | 84,2 | - | 50,8 | - | 97,5 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= desviación estándar

Anexo 4c. Incidencia de fitopatógenos en tratamiento *testigo* de frutos de avellano cv. Barcelona en evaluación de patogenicidad.

| | Pericarpio | | Perisperma | | Semilla | | | | | | | |
|------------------------|--------------|------|--------------|------|--------------|------|---------------|------|--------------|-----|--------------|------|
| | Dia7 | D.E | Dia14 | D.E | Dia7 | D.E | Dia14 | D.E | Dia7 | D.E | Dia14 | D.E |
| <i>A. alternata</i> | 5,0a | 10,0 | 30,0a | 29,4 | 0,0b | 0,0 | 15,0ab | 12,9 | 0,0b | 0,0 | 22,5b | 5,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 17,5a | 12,6 | 0,0a | 0,0 | 27,5a | 12,6 | 35,0a | 5,7 | 42,5a | 21 | 60a | 14,1 |
| <i>Penicillium sp.</i> | 2,5a | 5,0 | 32,5a | 25,0 | 0,0b | 0,0 | 2,5b | 5,0 | 7,5b | 9,6 | 77,5a | 17,1 |
| <i>T. roseum</i> | 0,0a | 0,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0b | 0,0 | 7,5b | 15,0 | 0,0b | 0,0 | 25b | 17,3 |
| <i>Phomopsis</i> | 0,0a | 0,0 | 25a | 20,8 | 0,0b | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 0,0b | 0,0 |
| Promedio | 5,0 | - | 18,0 | - | 5,5 | - | 12,0 | - | 10,0 | - | 37,0 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= desviación estandar

Anexo 4d. Incidencia de fitopatógenos en tratamiento *testigo* de frutos de avellano cv. Tonda di Giffoni en evaluación de patogenicidad.

| | Pericarpio | | Perisperma | | Semilla | | | | | | | |
|------------------------|--------------|------|--------------|------|--------------|------|--------------|------|--------------|------|---------------|------|
| | Dia7 | D.E | Dia14 | D.E | Dia7 | D.E | Dia14 | D.E | Dia7 | D.E | Dia14 | D.E |
| <i>A. alternata</i> | 5,0a | 10,0 | 30,0a | 29,4 | 0,0b | 0,0 | 17,5a | 17,1 | 0,0b | 0,0 | 40,0b | 8,1 |
| <i>F. oxysporum</i> | 17,5a | 12,6 | 17,5a | 12,6 | 25,0a | 10,0 | 17,5a | 17,1 | 42,5a | 20,6 | 70,0a | 8,1 |
| <i>Penicillium sp.</i> | 2,5a | 5,0 | 32,5a | 25,0 | 0,0b | 0,0 | 5,0a | 5,7 | 7,5b | 9,6 | 12,5c | 25,0 |
| <i>T. roseum</i> | 0,0a | 0,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0b | 0,0 | 7,5a | 5,0 | 0,0b | 0,0 | 27,5bc | 5,0 |
| <i>Phomopsis sp.</i> | 0,0a | 0,0 | 0,0a | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 0,0a | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 0,0c | 0,0 |
| Promedio | 5,0 | - | 16,5, | - | 5,0 | - | 9,5 | - | 10,0 | - | 30,0 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)

D.E= desviación estandar

Anexo 5a. Severidad (%) de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Pericarpio, de frutos de avellano cv. Tonda di Giffoni en evaluación de patogenicidad.

| Pericarpio | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|-------------|------|-------------|-----|------------|-----|------------|-----|-------------|-----|-------------|-----|-------------|------|-------------|------|------------|-----|-------------|-----|
| | Dia 7 | | | | | | | | | | Dia 14 | | | | | | | | | |
| | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e |
| <i>T. roseum</i> | 85,0a | 5,7 | 12,5a | 5,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 17,5b | 5,0 | 47,5a | 12,6 | 20,0ab | 8,1 | 7,5a | 5,0 | 7,5a | 9,6 |
| <i>F. oxysporum</i> | 70,0a | 14,1 | 25,0a | 5,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 55,0a | 5,7 | 40,0a | 8,1 | 2,5b | 5,0 | 0,0a | 0,0 | 2,5a | 5,0 |
| <i>Testigo</i> | 75,0a | 10,0 | 22,5a | 5,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 10,0b | 8,1 | 57,5a | 28,7 | 30,0a | 21,6 | 2,5a | 5,0 | 0,0a | 0,0 |
| Promedio | 76,7 | - | 20,0 | - | 2,5 | - | 0,0 | - | 0,0 | - | 27,5 | - | 48,3 | - | 17,5 | - | 3,3 | - | 3,3 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
d.e= desviación estándar

Anexo 5b. Severidad de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Perisperma de frutos de avellano cv. Tonda di Giffoni en evaluación de patogenicidad.

| Perisperma | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|-------------|------|-------------|------|------------|------|------------|-----|-------------|-----|-------------|-----|-------------|------|-------------|------|-------------|------|-------------|------|
| | Dia 7 | | | | | | | | | | Dia 14 | | | | | | | | | |
| | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e |
| <i>T. roseum</i> | 60,0a | 20,0 | 30,0a | 8,1 | 10,0a | 14,1 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 2,5b | 5,0 | 7,5a | 9,6 | 22,5a | 22,1 | 32,5a | 17,0 | 32,5ab | 28,7 |
| <i>F. oxysporum</i> | 80,0a | 8,1 | 20,0a | 8,1 | 0,0a | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 15,0a | 12,9 | 5,0a | 5,7 | 10,0a | 11,5 | 70,0a | 24,5 |
| <i>Testigo</i> | 72,5a | 12,6 | 25,0a | 10,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 37,5a | 9,6 | 12,0a | 12,9 | 7,5a | 5,0 | 15,0a | 12,9 | 25,0b | 10,0 |
| Promedio | 70,8 | - | 25,0 | - | 4,2 | - | 0,0 | - | 0,0 | - | 13,3 | - | 11,5 | - | 11,7 | - | 19,2 | - | 42,5 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
d.e= desviación estándar

Anexo 5c. Severidad de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Semilla de frutos de avellano cv. Tonda di Giffoni en evaluación de patogenicidad.

| | Semilla | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|---------------|------|---------------|------|--------------|------|--------------|------|--------------|------|-------------|-----|------------|-----|--------------|-----|--------------|-----|--------------|-----|
| | Dia 7 | | | | | | | | | | Dia 14 | | | | | | | | | |
| | 0% | d.e | 1-25% | d.e | 26-50% | d.e | 51-75% | d.e | 76-100% | d.e | 0% | d.e | 1-25% | d.e | 26-50% | d.e | 51-75% | d.e | 76-100% | d.e |
| <i>T. roseum</i> | 25,0ab | 33,1 | 40,0a | 23,1 | 20,0a | 14,1 | 15,0a | 10,0 | 0,0b | 0,0 | 0,0a | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 100a | 0,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 0,0b | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0a | 0,0 | 22,5a | 22,1 | 77,5a | 22,1 | 0,0a | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 0,0b | 0,0 | 100a | 0,0 |
| <i>Testigo</i> | 50,0a | 21,6 | 22,5ab | 9,6 | 17,5a | 12,6 | 5,0a | 5,7 | 5,0b | 10,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 17,5a | 9,6 | 17,5a | 9,6 | 62,5b | 5,0 |
| Promedio | 25 | - | 20,8 | - | 12,5 | - | 14,2 | - | 27,5 | | 0,8 | - | 0,0 | - | 5,8 | - | 5,8 | - | 87,5 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
d.e= desviación estándar

Anexo 5d. Severidad de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Pericarpio, de frutos de avellano cv. Barcelona en evaluación de patogenicidad.

| | Pericarpio | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|--------------|------|--------------|-----|-------------|-----|-------------|-----|------------|------------|--------------|-----|---------------|------|--------------|------|--------------|------|--------------|------|
| | Dia 7 | | | | | | | | | | Dia 14 | | | | | | | | | |
| | 0% | d.e | 1-25% | d.e | 26-50% | d.e | 51-75% | d.e | 76-100% | d.e | 0% | d.e | 1-25% | d.e | 26-50% | d.e | 51-75% | d.e | 76-100% | d.e |
| <i>T. roseum</i> | 72,5a | 9,6 | 15,0a | 5,7 | 5,0a | 5,7 | 7,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 12,5b | 9,6 | 27,5ab | 9,6 | 5,0a | 5,7 | 25,0a | 17,3 | 30,0a | 29,4 |
| <i>F. oxysporum</i> | 85,0a | 12,9 | 10,0a | 8,2 | 2,5a | 5,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 50,0a | 8,2 | 12,5b | 15,0 | 10,0a | 10,0 | 17,5a | 9,6 | 10,0a | 8,1 |
| <i>Testigo</i> | 75,0a | 10,0 | 22,5a | 5,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0a | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 10,0b | 8,2 | 57,5a | 28,5 | 30,0a | 21,6 | 2,5a | 5,0 | 0,0a | 0,0 |
| Promedio | 77,5 | - | 15,8 | - | 3,3 | - | 3,3 | - | 0,0 | 0,0 | 24,2 | - | 32,5 | - | 15,0 | - | 15,0 | - | 13,3 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
d.e= desviación estándar

Anexo 5e. Severidad de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Perisperma de frutos de avellano cv. Barcelona en evaluación de patogenicidad.

| | Perisperma | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|-------------------|------|---------------|------|-------------|-----|-------------|-----|-------------|-----|---------------|-----|--------------|------|--------------|------|--------------|------|--------------|------|
| | Dia 7 | | | | | | | | | | Dia 14 | | | | | | | | | |
| | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e |
| <i>T. roseum</i> | 67,5a | 15,0 | 22,5b | 12,6 | 2,5a | 5,0 | 5,0a | 5,7 | 2,5a | 5,0 | 2,5b | 5,0 | 25,0a | 5,7 | 15,0a | 17,3 | 10,0a | 11,5 | 47,5a | 5,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 57,5a | 5,0 | 42,5a | 5,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0a | 0,0 | 0,0a | 0,0 | 7,5b | 9,6 | 15,0a | 5,7 | 5,0a | 10,0 | 7,5a | 9,6 | 65,0a | 12,9 |
| <i>Testigo</i> | 72,5a | 12,6 | 25,0ab | 10,0 | 2,5a | 5,0 | 0,0a | 0,0 | 0,0a | 0,0 | 37,5a | 9,6 | 15,0a | 12,9 | 7,5a | 5,0 | 15,0a | 12,9 | 25,0b | 10,0 |
| Promedio | 65,8 | - | 30,0 | - | 7,5 | - | 1,7 | - | 0,8 | - | 15,8 | - | 18,3 | - | 9,2 | - | 10,8 | - | 45,8 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
d.e= desviación estándar

Anexo 5f. Severidad de *T. roseum* y *F. oxysporum* en Semilla de frutos de avellano cv. Barcelona en evaluación de patogenicidad.

| | Semilla | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|----------------|------|--------------|------|--------------|------|-------------|-----|--------------|------|---------------|-----|------------|-----|------------|-----|------------|-----|-------------|-----|
| | Dia 7 | | | | | | | | | | Dia 14 | | | | | | | | | |
| | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e | 0% | d.e | 1- 25% | d.e | 26- 50% | d.e | 51- 75% | d.e | 76- 100% | d.e |
| <i>T. roseum</i> | 40,0a | 18,2 | 32,5a | 15,0 | 5,0b | 5,0 | 5,0a | 5,7 | 17,5b | 12,6 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 100a | 0,0 |
| <i>F. oxysporum</i> | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 100a | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 100a | 0,0 |
| <i>Testigo</i> | 50,0a | 21,6 | 22,5a | 9,6 | 17,5a | 12,6 | 0,0a | 0,0 | 5,0b | 10 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 100a | 0,0 |
| Promedio | 30,0 | - | 18,3 | - | 7,5 | - | 1,7 | - | 40,8 | - | 0,0 | - | 0,0 | - | 0,0 | - | 0,0 | - | 100 | - |

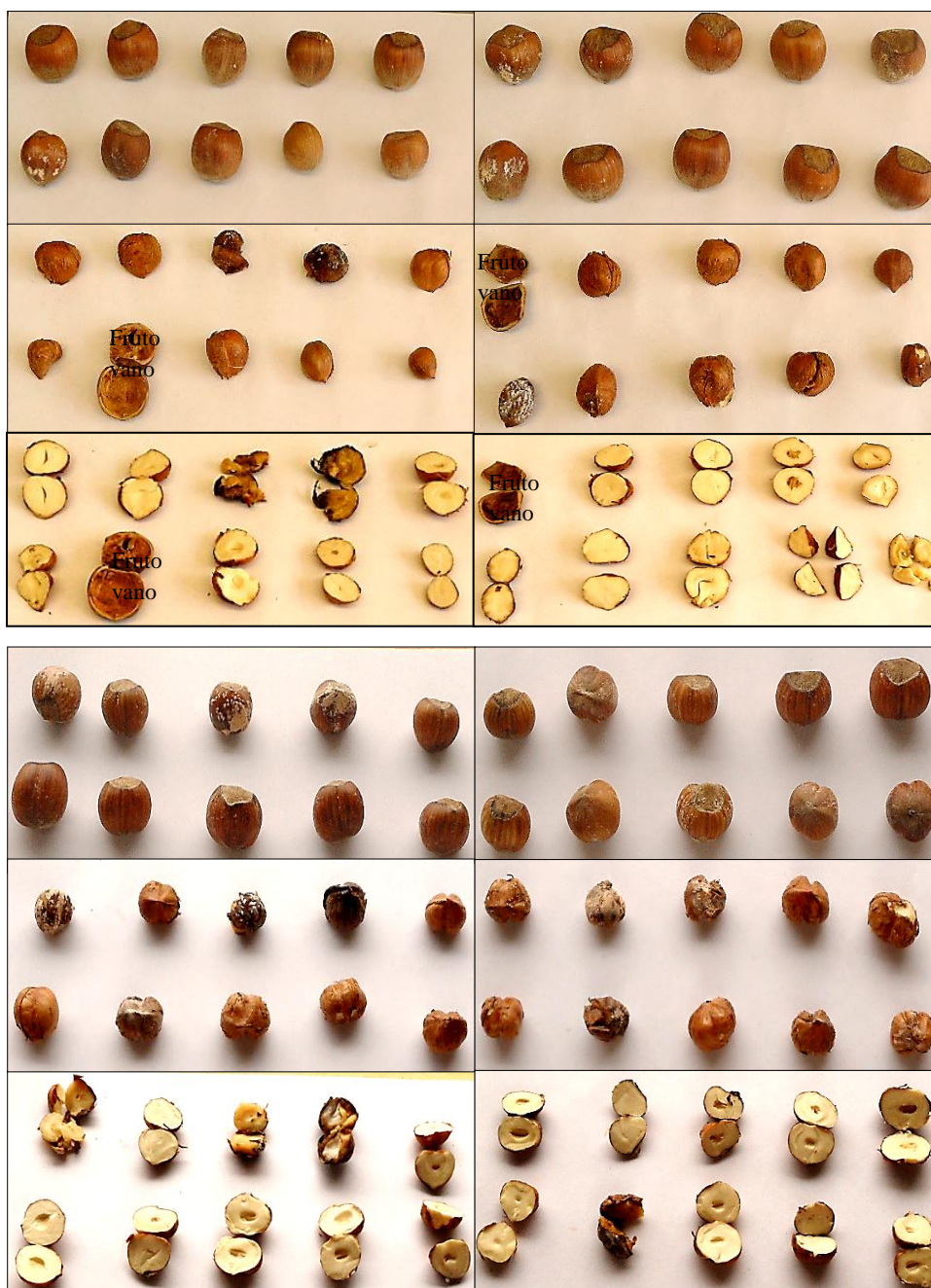
*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
d.e= desviación estándar

Anexo 6. Análisis químico de calidad de semillas de avellano cv. Barcelona.

| | Acidez | | Índice de peróxido | |
|------------------|-------------------------------|------------|------------------------------|------------|
| | (expresada como ácido oleico) | | | |
| | % | D.E | Mieq O₂/kg | D.E |
| <i>T. roseum</i> | 1,79a | 0,23 | 0,54a | 0,11 |
| <i>Testigo</i> | 0,54b | 0,01 | 0,81b | 0,06 |
| Promedio | 2,33 | - | 0,67 | - |

*letras distintas indican diferencia significativa ($p \leq 0,05\%$)
D.E= desviación estándar

Anexo 7a. Patogenicidad de *Trichothecium roseum* en pericarpio e infección en su perisperma y semilla, cv. Giffoni. (Día 14).



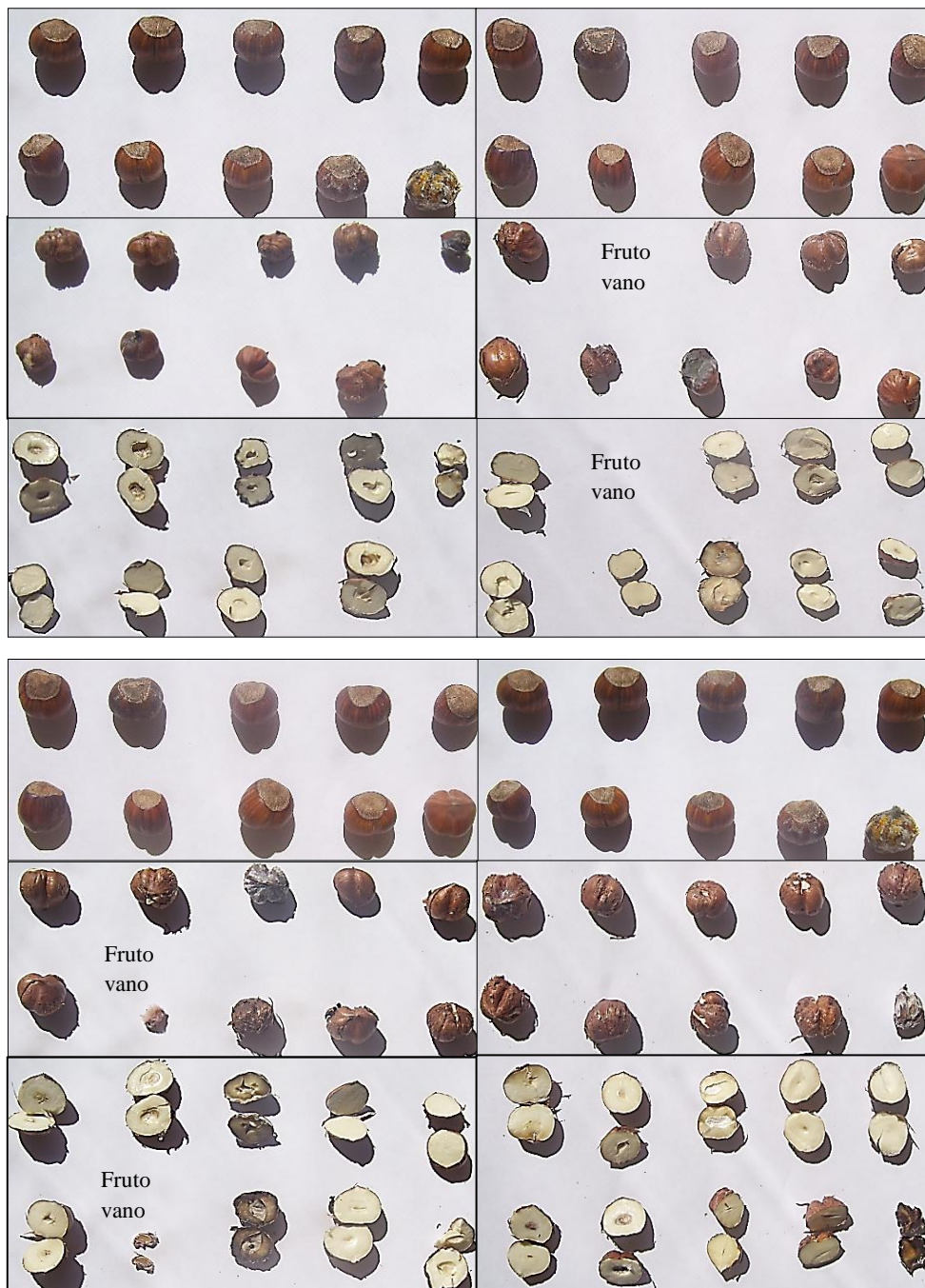
Anexo 7b. Patogenicidad de *Trichothecium roseum* en perisperma y daño por infección en su interior, cv. Giffoni. (Día 14)



Anexo 7c. Patogenicidad de *Trichothecium roseum* en semilla y daño por infección en su interior, cv. Giffoni. (Día 14)



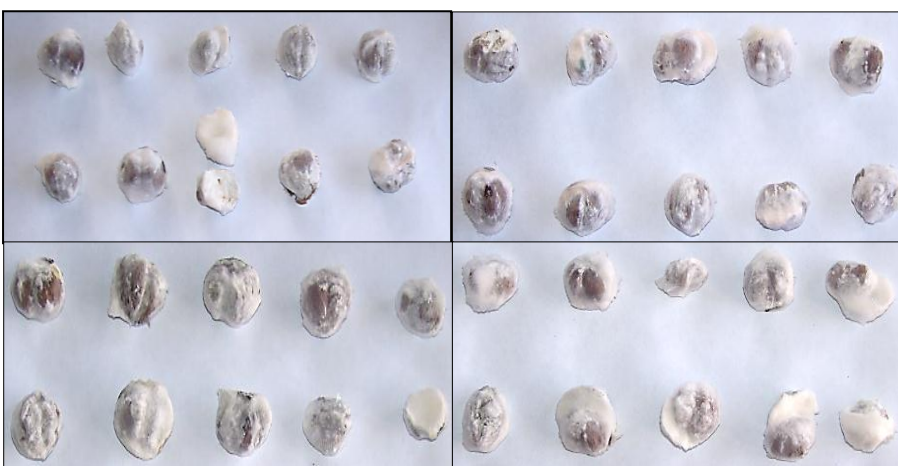
Anexo 7d. Patogenicidad de *Fusarium oxysporum* en pericarpio y daño por infección en su perisperma y semilla, cv. Giffoni (día 14).



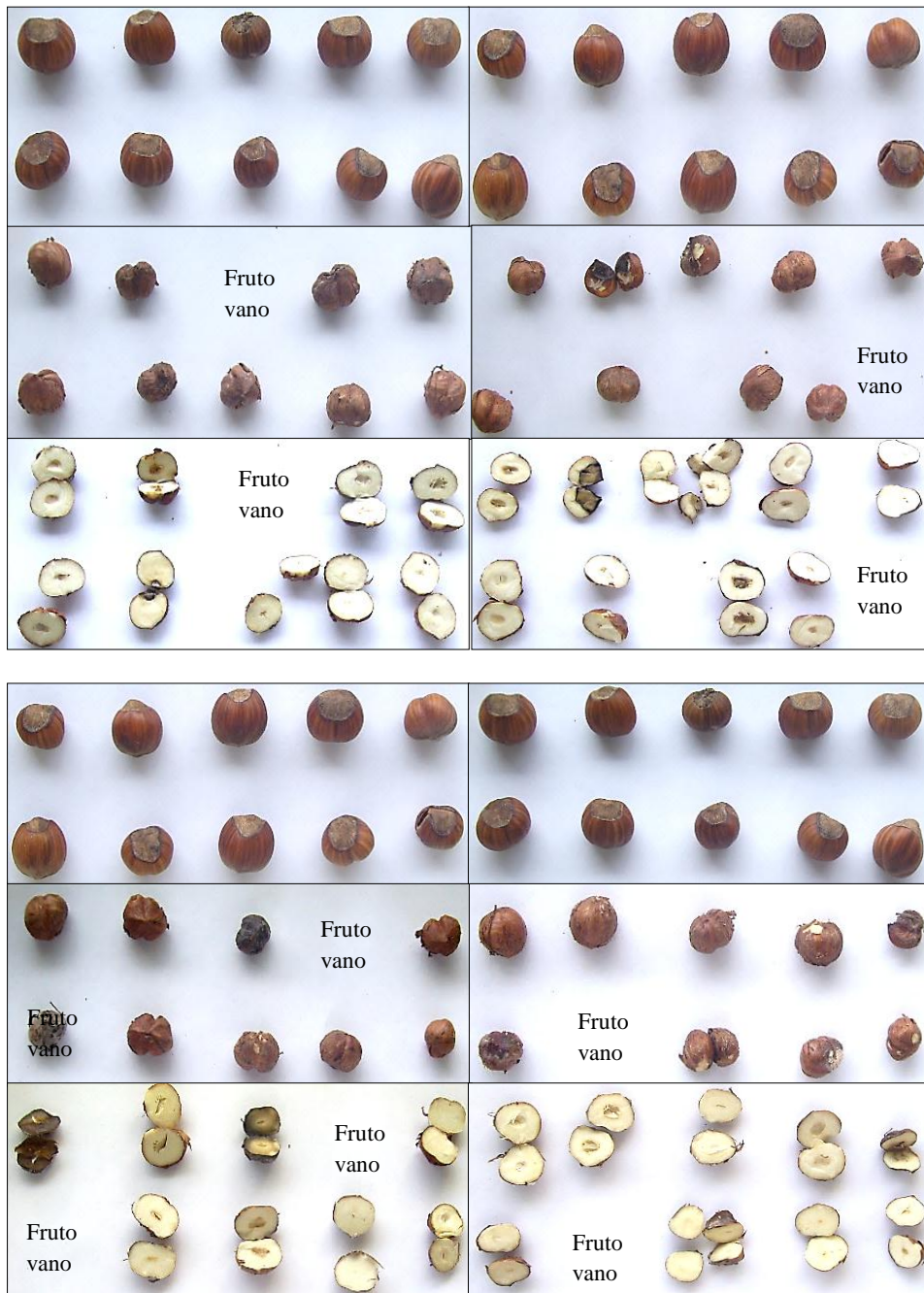
Anexo 7e. Patogenicidad de *Fusarium oxysporum* en perisperma y daño por infección en su interior, cv. Giffoni (día 14).



Anexo 7f. Patogenicidad de *Fusarium oxysporum* en Semilla cv Giffoni (día 14).



Anexo 7g. Patogenicidad en tratamiento *testigo* en pericarpio y daño por infección en su perisperma y semilla. cv. Giffoni (día 14).



Anexo 7h. Patogenicidad en tratamiento *testigo* en perisperma y daño por infección en su interior. cv. Giffoni (día 14).



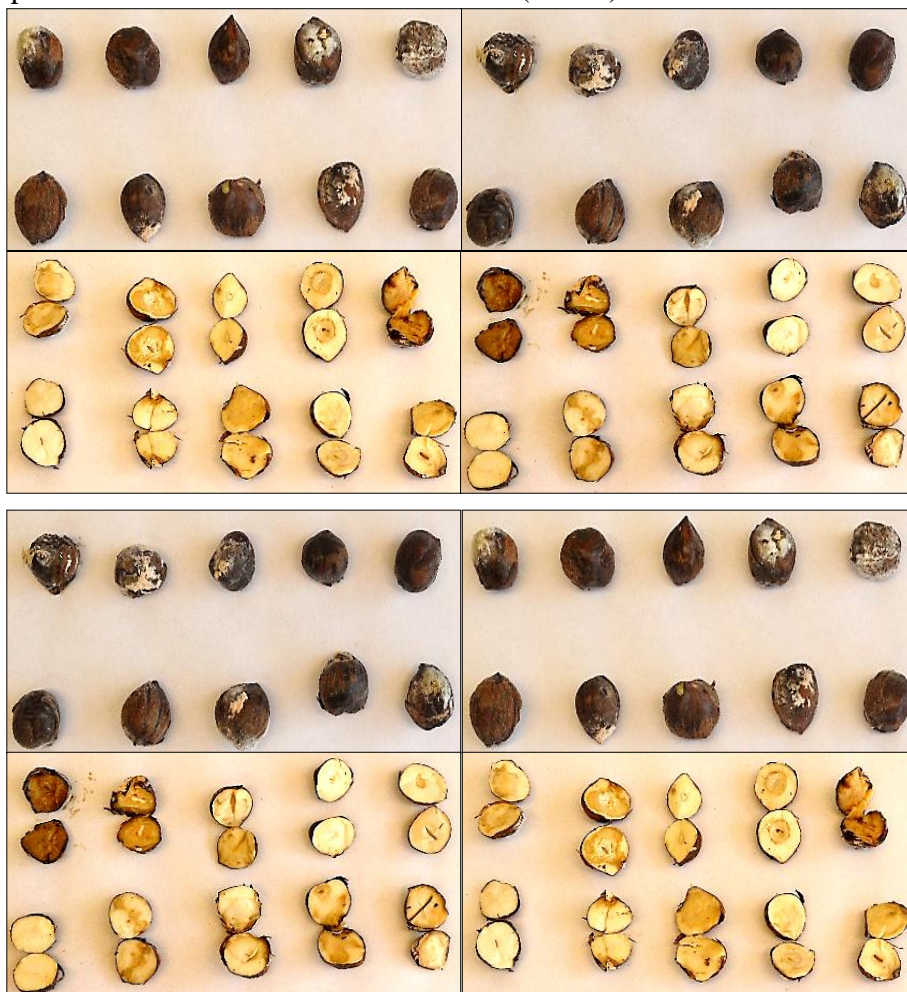
Anexo 7i. Patogenicidad de tratamiento *testigo* en Semilla y daño por infección. cv. Giffoni (día 14).



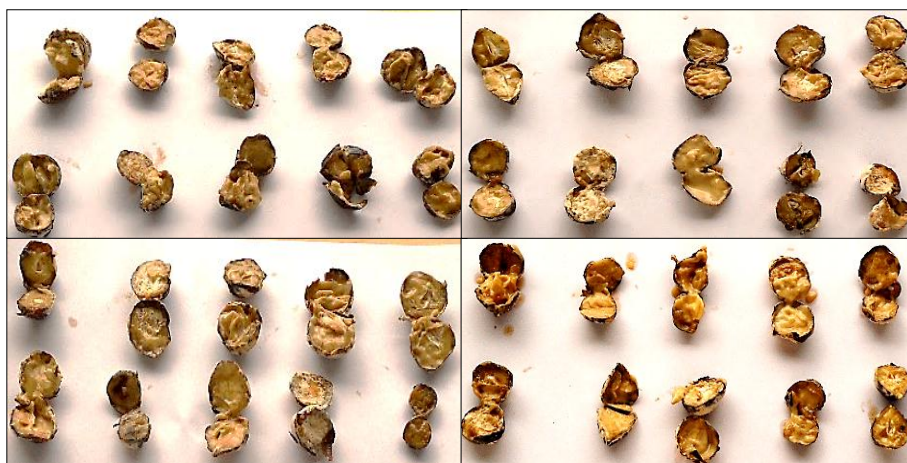
Anexo 7j. Patogenicidad de *Trichothecium roseum* en pericarpio y daño por infección en su perisperma y semilla cv. Barcelona (día 14).



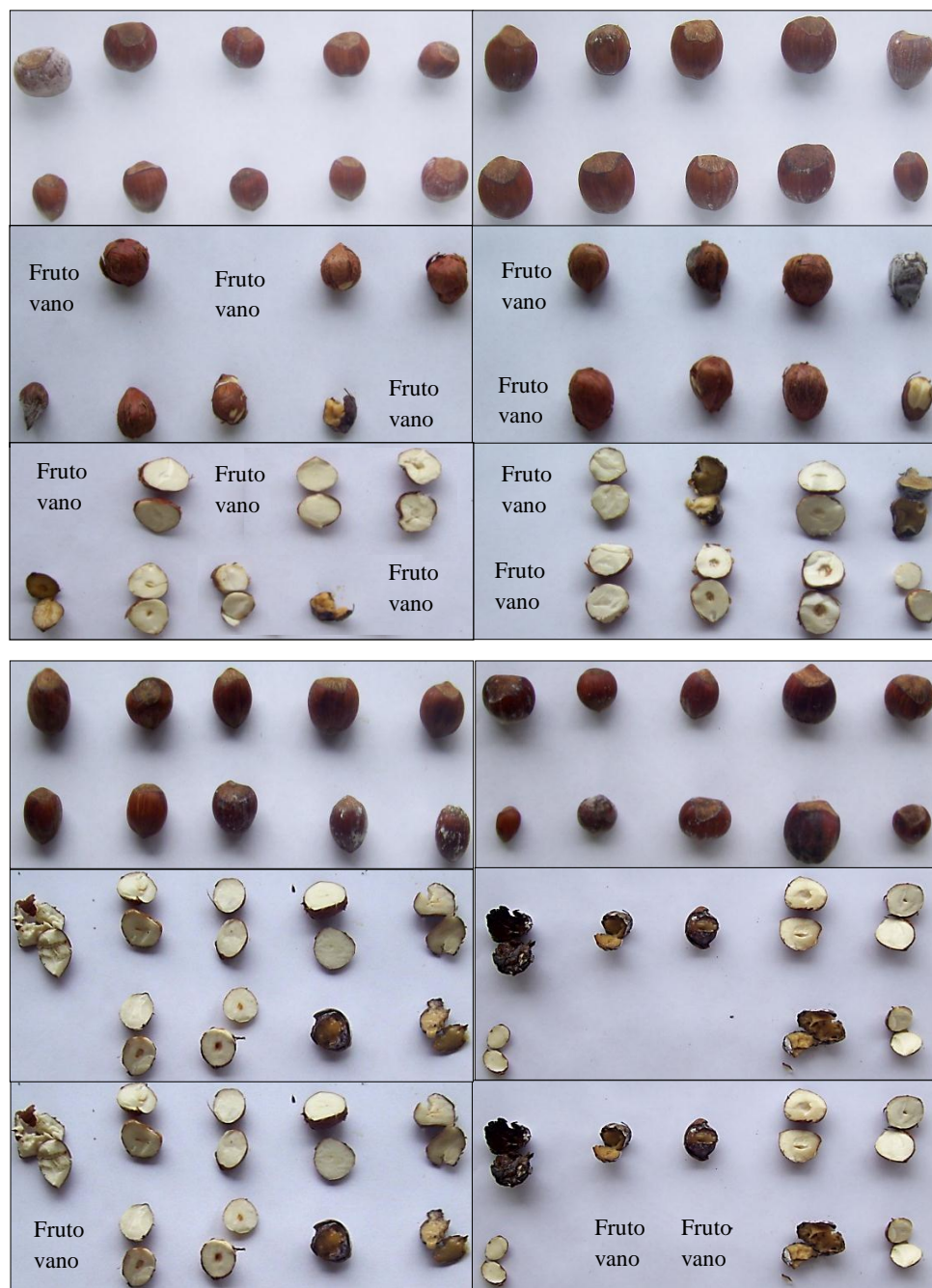
Anexo 7k. Patogenicidad de *Trichothecium roseum* en perisperma y daño por infección en semilla. cv. Barcelona (día 14).



Anexo 7l. Patogenicidad de *Trichothecium roseum* en semilla y daño por infección. cv. Barcelona (día 14).



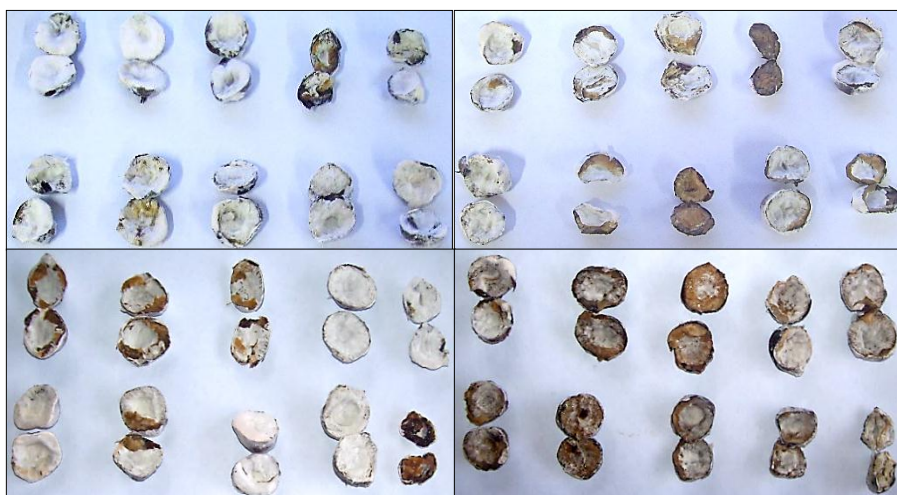
Anexo 7m. Patogenicidad de *Fusarium oxysporum* en pericarpio y daño por infección en su interior (perisperma y semilla), cultivar Barcelona (día 14).



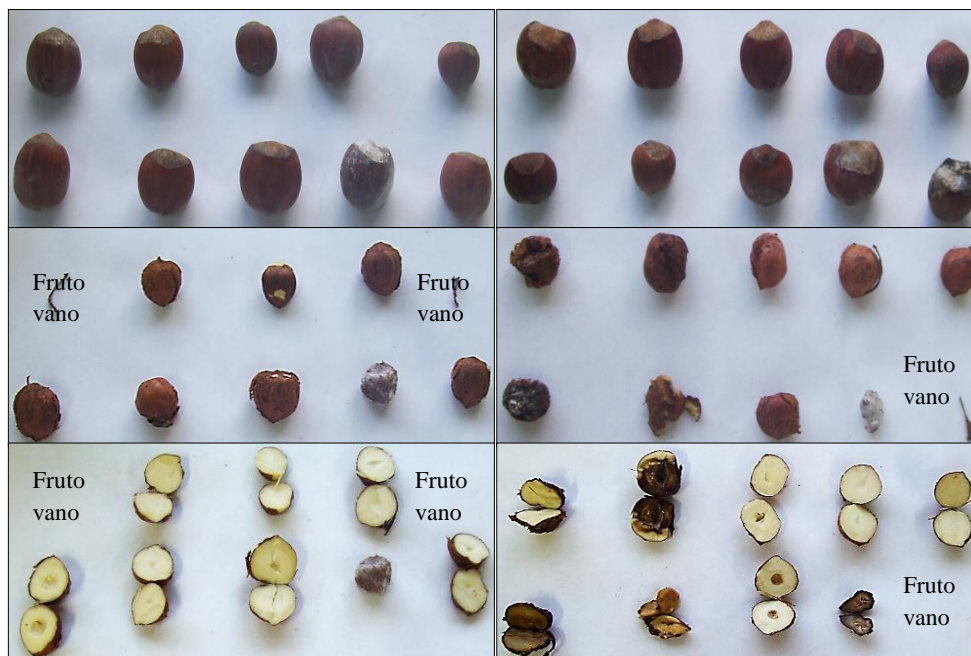
Anexo 7n. Patogenicidad de *Fusarium oxysporum* en perisperma y daño interno cv. Barcelona (día 14).



Anexo 7o. Patogenicidad de *Fusarium oxysporum* en endosperma, cv. Barcelona (día 14).



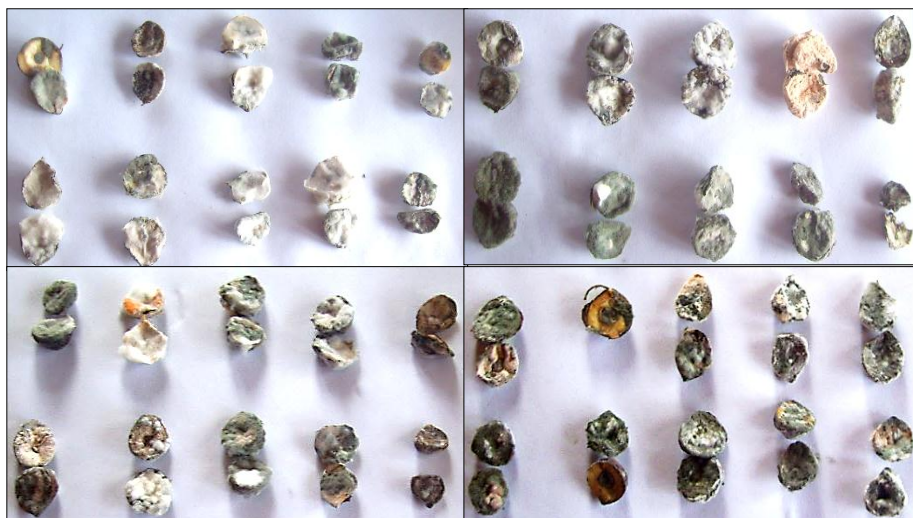
Anexo 7p. Patogenicidad de tratamiento *testigo* en pericarpio y daño por infección en su perisperma y endosperma cv. Barcelona (día 14).



Anexo 7q. Patogenicidad de tratamiento *testigo* en perisperma y daño por infección en endosperma cv. Barcelona (día 14).



7r. Patogenicidad de tratamiento *testigo* en endosperma y daño por infección .
cv. Barcelona (día 14).



Anexo 8a. Análisis de calidad de semillas de avellano europeo cv. Barcelona, tratamiento *testigo*.

| | | | | |
|------------------------------|--|--|--|--|
| INFORME DE ENSAYO | | | | |
| AREA ALIMENTOS Y AGUA | | | | |
| N°1168/11 | | | | |

| | | | | |
|-----------------|------------|--|--|--|
| N° solicitud | 17012 | | | |
| Fecha recepción | 21-12-2011 | | | |
| Fecha informe | 2-12-2012 | | | |
| Página | 1 de 3 | | | |

1. IDENTIFICACIÓN DEL CLIENTE

| | | | | |
|-----------|----------------------------|----------|--------------|--|
| Empresa | Universidad de la Frontera | | | |
| Atención | Dominga Curihuinca | | | |
| Dirección | Fco .Salazar 01145 | Fono/Fax | 45-325451 | |
| Ciudad | Temuco | RUT | 87.912.900-1 | |

2. IDENTIFICACIÓN DE LA MUESTRA

| | | | |
|------------------------|------------------|-----------------|-----------------|
| Muestra | Avellana Europea | Tipo de muestra | alimento |
| Identificación muestra | 17012 | N° de muestras | 1 |
| Responsable muestreo | Cliente | | |
| Fecha muestreo | 21-12-2011 | Hora muestreo | Sin información |
| Fecha ingreso | 21-12-2011 | Hora ingreso | 12:01hrs |

3. RESULTADOS

17012-1
Testigo N°1

| PARÁMETRO | METODOLOGÍA | FECHA ANÁLISIS | UNIDAD | RESULTADO |
|--------------------------------------|--|----------------|-------------------------|-----------|
| ACIDEZ , expresada como acido oleico | Volumetría Acido base medio alcohólico (1) | 26-12-2011 | % | 0.55 |
| INDICE DE PEROXIDO | Volumetría redox (1) | 26-12-2011 | Mieq O ₂ /kg | 0,86 |

17012-2
Testigo N°2

| PARÁMETRO | METODOLOGÍA | FECHA ANÁLISIS | UNIDAD | RESULTADO |
|--------------------------------------|--|----------------|-------------------------|-----------|
| ACIDEZ , expresada como acido oleico | Volumetría Acido base medio alcohólico (1) | 26-12-2011 | % | 0.53 |
| INDICE DE PEROXIDO | Volumetría redox (1) | 26-12-2011 | Mieq O ₂ /kg | 0,84 |

17012-3
Testigo N°3


| PARÁMETRO | METODOLOGÍA | FECHA ANÁLISIS | UNIDAD | RESULTADO |
|--------------------------------------|--|----------------|-------------------------|-----------|
| ACIDEZ , expresada como acido oleico | Volumetría Acido base medio alcohólico (1) | 26-12-2011 | % | 0.53 |
| INDICE DE PEROXIDO | Volumetría redox (1) | 26-12-2011 | Mieq O ₂ /kg | 0,72 |



AGROINDUSTRIA
UNIVERSIDAD DE LA FRONTERA
Instituto Agroindustria
Fono 56 (45) 325050 - 325052
Fax 56 (45) 325053
Casilla 54 - D
Temuco - Chile

Anexo 8b. Análisis de calidad de semillas de avellano europeo cv. Barcelona, tratamiento *T. roseum*.

| | | | | |
|--|--|-----------------------|-------------------------|------------------|
| INFORME DE ENSAYO AREA ALIMENTOS Y AGUA N°1168/11 | | | | |
| N° solicitud | 17012 | | | |
| Fecha recepción | 21-12-2011 | | | |
| Fecha informe | 2-12-2012 | | | |
| Página | 2 de 3 | | | |
| 17012-4 | | | | |
| T- Roseum 1 | | | | |
| PARÁMETRO | METODOLOGÍA | FECHA ANÁLISIS | UNIDAD | RESULTADO |
| ACIDEZ , expresada como ácido oleico | Volumetría Acido base medio alcohólico (1) | 29-12-2011 | % | 1,61 |
| INDICE DE PEROXIDO | Volumetría redox (1) | 29-12-2011 | Mieq O ₂ /kg | 0,46 |
| 17012-5 | | | | |
| T- Roseum 2 | | | | |
| PARÁMETRO | METODOLOGÍA | FECHA ANÁLISIS | UNIDAD | RESULTADO |
| ACIDEZ , expresada como ácido oleico | Volumetría Acido base medio alcohólico (1) | 29-12-2011 | % | 2,13 |
| INDICE DE PEROXIDO | Volumetría redox (1) | 29-12-2011 | Mieq O ₂ /kg | 0,66 |
| 17012-6 | | | | |
| T- Roseum 3 | | | | |
| PARÁMETRO | METODOLOGÍA | FECHA ANÁLISIS | UNIDAD | RESULTADO |
| ACIDEZ , expresada como ácido oleico | Volumetría Acido base medio alcohólico (1) | 29-12-2011 | % | 1,7 |
| INDICE DE PEROXIDO | Volumetría redox (1) | 29-12-2011 | Mieq O ₂ /kg | 0,63 |



INSTITUTO
AGROINDUSTRIA
 UNIVERSIDAD DE LA FRONTERA
 Instituto Agroindustria
 Fono 56 (45) 325050 - 325052
 Fax 56 (45) 325053
 Casilla 54 - D
 Temuco - Chile

**INFORME DE ENSAYO
AREA ALIMENTOS Y AGUA
N°1168/11**

| | |
|-----------------|------------|
| N° solicitud | 17012 |
| Fecha recepción | 21-12-2011 |
| Fecha informe | 2-12-2012 |
| Página | 3 de 3 |

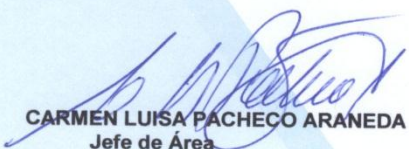
17012-7

T- Roseum 4

| PARÁMETRO | METODOLOGÍA | FECHA ANÁLISIS | UNIDAD | RESULTADO |
|--------------------------------------|--|----------------|-------------------------|-----------|
| ACIDEZ , expresada como ácido oleico | Volumetría Acido base medio alcohólico (1) | 29-12-2011 | % | 1,72 |
| INDICE DE PEROXIDO | Volumetría redox (1) | 29-12-2011 | Mieq O ₂ /kg | 0,44 |

OBSERVACIONES:

(1) Manual de Métodos de Análisis Físico-químicos de Alimentos, Aguas y Suelos. Ministerio de Salud. Instituto de Salud Pública. 1998


CARMEN LUISA PACHECO ARANEDA
Jefe de Área

MVT/lcs


MARIO VILLARROEL TUDESCA
Representante Comité Técnico


**INSTITUTO
AGROINDUSTRIA**
UNIVERSIDAD DE LA FRONTERA
Instituto Agroindustria
Fono 56 (45) 325050 - 325052
Fax 56 (45) 325053
Casilla 54 - D
Temuco - Chile

