

BOLETIN DE SANIDAD VEGETAL

Fuera de Serie - N.º 16 - 1989



FITOPATOLOGIA DEL CASTAÑO (*Castanea sativa* Miller)

PABLO COBOS SUAREZ



MINISTERIO DE AGRICULTURA PESCA Y ALIMENTACION

**Nuestra portada:
Erizos abiertos
con las castañas
totalmente maduras
a punto de caer**

Indice

INTRODUCCION	11
Aspectos botánicos del castaño (<i>Castanea sativa</i> MILLER)	13
Antecedentes: Hongos parásitos del género <i>Castanea</i> en el mundo	23
Distribución de las distintas especies en la matriz	32
Otros enemigos	34
OBJETIVOS	37
MATERIALES Y METODOS	41
RESULTADOS	47
Situación taxonómica de las especies encontradas	49
Descripción de los taxones encontrados	53
<i>Phytophthora cinnamomi</i> RANDS	53
<i>Phytophthora cambivora</i> (PETRI) BUISSMAN	53
<i>Endothia parasitica</i> (MURRILL) P. J. y H. W. ANDERSON	59
<i>Endothiella</i> SACC.	59
<i>Mycosphaerella maculiformis</i> (PERSOON) SCHROET.	65
<i>Cylindrosporium castaneicolum</i> (DESM.) BAUBL.	65
<i>Phyllosticta maculiformis</i> SACC.	65
<i>Melanconis modonia</i> TULASNE	69
<i>Coryneum modonium</i> (TUL.) GRIFF. y MAUBL.	69
<i>Diatrypella quercina</i> (PERSOON) COOKE	75
<i>Libertella faginea</i> DESM.	75
<i>Hypoxylon mediterraneum</i> (DNTRS.) CES ET DNTRS	79
<i>Valsa ceratophora</i> TUL. ET C. TUL.	83
<i>Cytospora</i> spp. EHRENB. EX FR.	83
<i>Tubercularia vulgaris</i> TODE EX FR.	87
<i>Cytospora chrysosperma</i> (PERSOON) FR.	89
<i>Ceratocystis</i> spp. ELLIS Y HALST	91
<i>Graphium</i> CORDA	91
<i>Nectria</i> spp. FR.	95
<i>Fusarium</i> spp. LINK EX FR.	95
<i>Coryneum</i> spp. NEES EX LINK	97

<i>Basidiomycotina</i>	98
<i>Armillaria mellea</i> (VAHL.) KUMMER	98
<i>Fistulina hepatica</i> SCHAEFF. EX FR.	99
<i>Daedalea quercina</i> L. EX FR.	100
<i>Nematoloma fasciculare</i> KARS.	101
<i>Schizophyllum commune</i> FR.	102
<i>Coriolus versicolor</i> (L. EX FR.)	102
<i>Fomes fomentarius</i> (L. EX FR.) KICKX	103
<i>Collibia fusipes</i> (BULL. EX FR.) QUEL.	103
<i>Phellinus torulosus</i> (PERS.) BOURD. ET GALZ.	104
<i>Ganoderma australe</i> (FR.) PAT.	104
<i>Stereum hirsutum</i> (WILLD EX FR.)	104
<i>Polypilus intybaceus</i> FR.	105
<i>Corticium caeruleum</i> SCHRAD.	105
<i>Peniophora quercina</i> (PERS. EX FR.)	106
<i>Crepidotus variabilis</i> (PERS. EX FR.)	106
<i>Poliporus arcularius</i> BATSCH. EX FR.	106
<i>Tremella mesenterica</i> RETZ. EX FR.	107
<i>Naucoria erinacea</i> FR.	107
<i>Mycena inclinata</i> FR.	108
<i>Dichomitus campestris</i> (QUEL.) DOM. ET ORL.	108
Otros hongos detectados	109
CONCLUSIONES	111
GLOSARIO	115
BIBLIOGRAFIA	123

Prólogo

Presentar un trabajo como éste tiene una fuerte carga emotiva agri dulce. Por un lado representa el paso y peso de los años propios profesionales, que engañosamente hacen creer al que leyera que me dan cierta autoridad, pero nada más incierto. La parte dulce es ver como surgen llenos de ilusiones personas que aún creen en el trabajo y en la especialización. Que duda cabe que esta norma la cumple perfectamente Pablo Cobos, y su entusiasmo y vocación inevitablemente me transportan a épocas de mi vida remotas en las que personalmente pasé por procesos análogos.

Estamos en presencia de un trabajo que tipifica a un futuro especialista en fitosanidad forestal y que ya es una realidad, como lo demuestra el meritorio premio recibido.

No se merece el autor el más mínimo asomo de adulación por mi parte, y sí en cambio el mostrarle mi agradecimiento por habernos enseñado que sí merece la pena confiar en la generación profesional que nos sucede.

Adolfo Rupérez Cuéllar
*Catedrático de Zoología Forestal
y Enfermedades y Plagas Forestales
de la E. U. de Ingeniería Técnica Forestal
de la Universidad Politécnica
de Madrid.*

Agradecimientos

Este trabajo ha sido posible gracias a la dirección del profesor don Adolfo Rupérez Cuéllar, director de la EUIT Forestal y Catedrático de Zoología Forestal y Enfermedades y Plagas Forestales de dicha escuela; mi agradecimiento a todos los componentes de la cátedra y en especial la inestimable ayuda proporcionada por la profesora doña María del Carmen Muñoz López, por sus consejos, orientación y enseñanzas sin las cuales no habría llegado a buen término la realización de este trabajo, así como por haberme introducido en el fascinante mundo de la Patología Forestal, también agradecerle la cesión de parte del material fotográfico de laboratorio que ilustra esta publicación.

Mi agradecimiento al doctor don Domingo Cadahia Cicuendez, jefe del Servicio de Campañas y Lucha Preventiva de la Subdirección General de Sanidad Vegetal, por facilitar el acceso a los laboratorios de dicho organismo y al personal por todas las molestias causadas, así mismo agradecerle la publicación de este trabajo dentro de las monografías del Boletín de Sanidad Vegetal del que es redactor jefe; sin olvidar a doña Concha Pastor, secretaria de redacción, por las ayudas prestadas.

Agradecer a los componentes del tribunal del «Premio Jorge Pastor» por el accésit otorgado al presente trabajo y en especial a

don Eugenio Morales Agacino por sus consejos y orientación bibliográfica.

Al doctor ingeniero de Montes, don Santiago Soria Carreras, por su valioso apoyo y ayuda prestadas.

A mi hermano José María, doctor ingeniero de Montes, por su inestimable ayuda, consejos y enseñanzas, así como por los ánimos necesarios para la continuación en el perfeccionamiento de este trabajo hasta concluir en la presente publicación, también agradecerle la ayuda prestada en la elaboración del material fotográfico de campo.

Agradecer a mi buen amigo Juan Pedro Domínguez San Segundo su agradable compañía en las labores de guía en las prospecciones de los castañares del Valle del Tiétar, así como sus conocimientos rurales sobre el castaño que me han sido de gran valor.

A mis amigos y compañeros José Luis del Pozo Barrón, Juan Pedro Alvarez Martín, Sergio Salillas de la Parra, Jorge Suárez Torres y Javier de la Cita por su amistad y apoyo que me brindaron en todo momento. A mi hermana Ana por la ayuda en la labor mecanográfica.

Y finalmente, agradecer a mis padres los ánimos y consejos, así como la paciencia demostrada durante el largo proceso de este trabajo hasta su conclusión en esta monografía.

Introducción

Aspectos botánicos del castaño

(*Castanea sativa* MILLER)

EL GENERO *CASTANEA*

El género *Castanea* comprende trece especies en la zona templada septentrional, de Eurasia y Norteamérica Atlántica (JAYNES, 1981).

Entre las más importantes (Fig. 2) destacan:

Castanea sativa MILL. (Europa, Norte de Africa y Asia Menor).

Castanea crenata SIEB. y ZUCC. (Japón).

Castanea korianensis (Corea).

Castanea mollissima BLUME (China).

Castanea henryi REHDER y WILSON (China).

Castanea seguinii DODE (China).

Castanea dentata BORKHAUDEN (EE.UU.).

Castanea pumila MILLER (EE.UU.).

Castanea argentea D.C. (Java).

EL CASTAÑO. *Castanea sativa* MILL.

Orden: *Fagales*.

Familia: *Fagaceae*.

Subfamilia: *Castaneoideae*.

Sinonimias: *Castanea vesca* GAERTN.

Castanea vulgaris LAMK.

Castanea castanea KARST.

Fagus castanea L.

Nombres vulgares españoles:

Castaño.

Castaño regoldo (Al no injertado).

Castanyer (Cataluña).

Caztiañondo (Vascongadas).

Castiñeiro (Galicia).

Nombres vulgares extranjeros:

Castagno (Italia).

Châtaigner (Francia).

Edelkastanie (Alemania).

Esskastanie (Alemania).

Marone (Alemania).

European chestnut U.S. (Inglaterra).

Spanish chestnut (Inglaterra).

Sweet chestnut (Inglaterra).



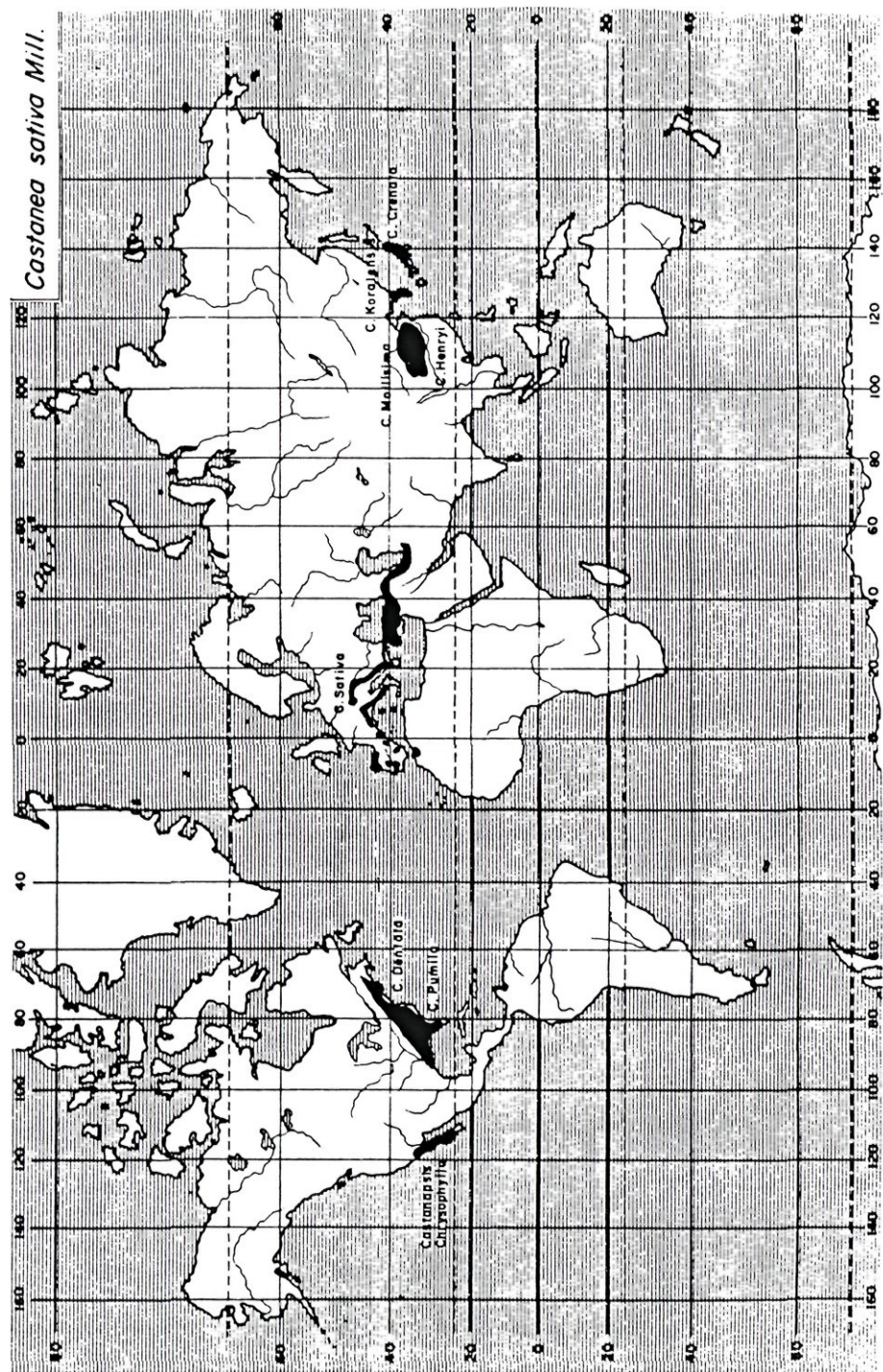


Fig. 2. Distribución de las principales especies del género *Castanea* en el mundo (RAMOS, 1979).

HABITACION EN ESPAÑA

El castaño en España se encuentra extendido por la mayor parte de las provincias (Fig. 3), ya sea en rodales o aislados, siendo más escaso en Valencia y Murcia (NÁJERA y LÓPEZ, 1969). Se encuentra en toda la zona baja del litoral cantábrico penetrando hasta Navarra, Valle del Baztán, no continuando por los Pirineos y volviendo a aparecer en la cordillera costera catalana en Gerona, Barcelona y algunos pies sueltos en Tarragona. En el centro aparece en los Montes de Toledo y en las provincias de Avila, Salamanca y Cáceres (zona de Béjar y Hervás) por las estribaciones de Gredos y el Valle del Tietar. En el sur se encuentra en Sierra Nevada (Valle de Lanjarón, Serranía de Ronda y Sierra de Aracena, en donde existen unas 600 Ha. de masa continua) (RAMOS, 1979). La extensión ocupada en España por el castaño en masas puras es de 127.000 Ha., siendo la región más poblada Asturias con 48.000 Ha. seguida de Galicia con 29.000 Ha., Andalucía con 14.000 Ha. y Castilla y Cataluña con 12.000 Ha. cada una (ICONA, 1972). Datos posteriores nos proporcionan una superficie total de 126.000 Ha. (ICONA, 1980).

HABITACION EN EL MUNDO

Los autores coinciden en la dificultad de precisar el origen del castaño, el cual sitúan en las partes de Asia y Europa que rodean inmediatamente el Mar Mediterráneo. Otros autores sitúan el origen del castaño en Irán, desde donde se extendió su cultivo por toda Europa en el siglo V de nuestra era, aclimatándose principalmente en las montañas silíceas (RIVOLIER, 1981). Según PARDIÑAS (1987), fue llevado a Grecia en el siglo V a. C. y desde allí a Italia, Francia y España cinco siglos más tarde, siendo los romanos los encargados de introducir el castaño en España.

Hoy en día se extiende por Portugal, España, Francia, Sur de Bélgica, Alemania (donde no pasa del paralelo de Francfort), Suiza, Italia, Austria, Hungría, Yugoslavia, Rumanía, difuso en Grecia, pequeños grupos en Turquía septentrional a lo largo de la costa del Mar Negro y llega por el Cáucaso hasta el Mar Caspio, que constituye su límite oriental, encontrándose también en Argelia y en pies aislados en el norte de Marruecos (RAMOS, 1979).

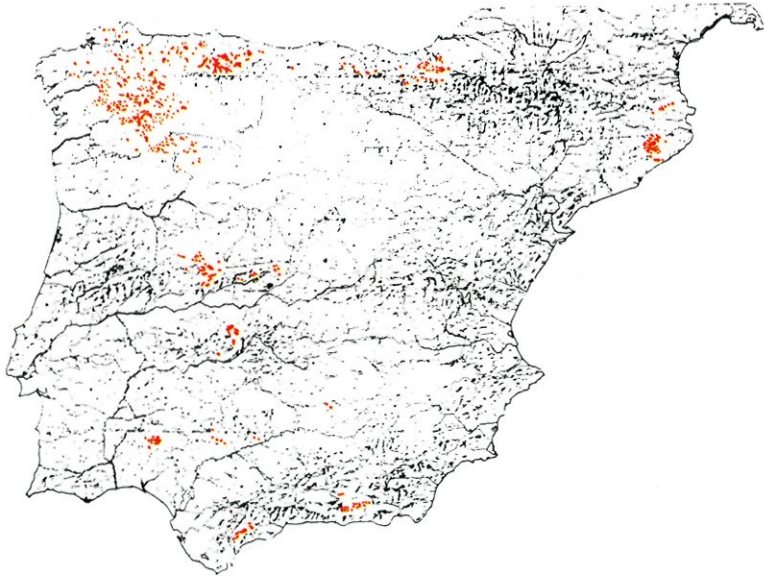


Fig. 3. Distribución geográfica del castaño en España (CEBALLOS, 1966).



Fig. 4. Disposición alterna de las hojas.

MORFOLOGIA

Las hojas son simples, alternas y caedizas, aunque con cierta marcescencia. Pecíolo corto y limbo oblongo-lanceolado, agudo o acuminado, de 15×5 cm. en los regoldos y más grande y ancho en los domésticos, hasta 25 cm. de largo, más o menos heteromorfo (Fig. 4). Glabrescente o pubescente en el envés, al menos junto a los nervios. Bordes con dientes de sierra más regulares (Fig. 5), mucronados; color variable según razas y variedades, siempre con diferencia acusada

de tonalidad entre haz y envés (Fig. 7), verde amarillenta en los regoldos, verde oscuro intenso en las cultivadas. Nerviación pinnada muy regular, destacada en el envés; los nervios laterales terminan en los dientes.

Los amentos masculinos son erectos e interrumpidos, formados por glomérulos de 5-6 flores, a veces hasta 10, con una bráctea común ligeramente trilobulada; flor masculina con periantio doble, trímero de 8-12 estambres exertos, y un rudimento de ovario. Una vez abiertas las flores, el amento parece continuo (Figs. 6, 8 y 9). Las flores femeninas se disponen en pequeños grupos, al pie de las inflorescencias masculinas o separadas de estas. Se reúnen de tres-siete, amparadas por una cúpula común, acrescente, coriácea y espinosa. La flor femenina presenta un ovario ínfero de tres o seis carpelos, lóculos y estilos, soldado a un perigonio urceolado de siete lóculos. El fruto, castaña, es nuez o aquenio ovoide a subgloboso, ancho, con cicatriz de inserción en la base, pericarpio duro, lustroso, con típico color castaño (Fig. 10), tomentoso-afelpado en el interior. La cúpula o «erizo» es primero verde (Fig. 11), luego amarillenta, con espinas largas, ramosas, cubiertas por una pubescencia clara; a la madurez se hienden irregularmente en 2-4 valvas (Fig. 12) (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Los pies silvestres o regoldos, que crecen en espesura, presentan fustes rectos y lim-

Fig. 5. Detalle del borde dentado y mucronado de las hojas.





Fig. 6. Amentos masculinos.

pios alcanzando a veces más de 20 m. de altura (Fig. 13) y los injertados tienen el tronco grueso, corto y muy ramoso (Fig. 14) (NÁJERA y LÓPEZ, 1969). El castaño puede alcanzar 35 m. de talla y los fustes de regoldo pueden sobrepasar los 25 m. (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

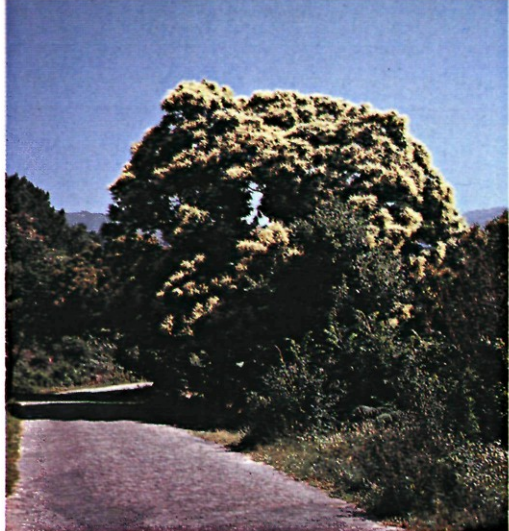
El sistema radical es potente, medianamente profundo, pero muy extendido y robusto, casi tan desarrollado como el de los robles, en terreno suelto y ligero o cultivado, las raíces laterales, bastante someras, se extienden profusamente en todas direcciones, cesando el crecimiento de la principal al detenerse el de la copa en altura (CEBALLOS y R. TORRE, 1971). La raíz principal tiende a profundizar (1-1,5 m.). Las raíces secundarias son menos profundas y muchas son someras (ALLUÉ, 1987).

Es importante señalar el diámetro de los castaños, dado que es uno de los árboles que alcanzan mayores circunferencias (Fig. 15 y 16), citando el castaño de Folguería en Sobrado de Picato (Lugo), con 16 m. de perímetro normal, el de Chantada, al pie del monte Faro, con perímetro normal de 13,20 m. (RAMOS, 1979). También hay referencias a castaños notables como el de Poqueira (Sierra Nevada), cuyo tronco servía de vivienda a una familia de moriscos con su telar, en la época de la guerra de las Alpujarras; el de Béjar, en el que vivía un tornero que hacía vasos con su misma madera; y el de Hervás, cuyo tronco servía de encerra-

dero para un toro. El más famoso de todos es el castaño de Los Cien Caballos, en el Monte Etna (Italia), de 52 m. de circunferencia que recibe su nombre porque doña Juana de Aragón se refugió en él cuando iba de España a Nápoles con todo su séquito en una tempestad. Según Ceballos y R. Torre este castaño era una mata grande (cepa en corona, con renuevos).

Fig. 7. Diferencia de tonalidad entre el haz y el envés.





Figs. 8 y 9. El castaño en flor posee una gran belleza ornamental.

ESTACION: CLIMA Y SUELO

Es una especie de clima templado a templado-frío. Soportando temperaturas de -18°C , necesitando temperaturas más elevadas para su producción frutal que para su madera. Respecto a la humedad se clasifica de semi-seco a muy húmedo, necesita un período de aridez que no supere los dos meses. Prefiere exposiciones de umbría. En España se encuentran desde el nivel del mar hasta los 1.500 m. (Lanjarón), para castaños de fruto la altitud óptima son 200-600 y para castaños de madera de 500-1.000. Prefiere suelos silíceos, silíceo-arcillosos, profundos y sustanciosos, pero tolera calizos descalcificados. Es exigente en cuanto a la humedad o frescor del suelo. Rehuye los sue-

los muy húmedos encharcados o pantanosos, Ph = 5-7 (ALLUÉ, 1987).

TEMPERAMENTO Y LONGEVIDAD

En España está considerado el castaño como una especie de media sombra, mientras que en el centro de Europa se considera de luz (NÁJERA y LÓPEZ, 1969). El castaño es mesotermo, mesófito, poco sociable y muy exigente respecto al suelo (ALLUÉ, 1987). Alcanzan gran longevidad, pasado el siglo de vida suele ahuecarse el tronco (Fig. 17), persistiendo con gran vitalidad varios siglos más, se citan castaños milenarios con el de los Cien Caballos del Etna (CEBALLOS y R. TORRE, 1971). Podemos clasificarlo como muy longevo, de 500-700 años (ALLUÉ, 1987).

Fig. 10. Castañas maduras diseminadas en el suelo.





Fig. 11. Erizo verde, abierto prematuramente mostrando las castañas inmaduras.

CRECIMIENTO

El crecimiento, lo mismo longitudinal que volumétrico, es rápido, pues en los brinzales en los primeros diez años pueden alcanzar hasta 7 m. de altura, siendo superior la de los chirpiales; crecimiento que se paraliza y corona a los 70-80 años con alturas de 20-30 m. (RAMOS, 1979).

VEGETACION ASOCIADA

La vegetación indicadora del castaño es:

Alnus glutinosa (L.) GAERTN.; *Rhamnus frangula* L.; *Fraxinus angustifolia* VAHL.; *Crataegus monogyna* JACQ.; *Sarothamnus vulgaris* WIMM.; *Adenocarpus hispanicus* LAMCK.; *Ulex europaeus* L.; *Thymus zygis* L. (ALLUÉ, 1987).

Manifiesta una clara tendencia a formar masas puras, densas y con escasas especies asociadas, pues la abundancia de taninos en su humus excluye a muchos posibles competidores. Los contactos o mezclas más frecuentes tienen lugar con masas de las siguientes especies: *Quercus robur* L.; *Quercus pyrenaica* WILLD., *Q. suber* L., *Pinus pinaster* AIT., *Pinus sylvestris* L. y *Fagus sylvatica* L.; menos frecuentes y en orden de incidencia decreciente, con: *Quercus ilex* L., *Pinus pinea* L., *Quercus petraea* (MATT) LIEBL., *Quercus pubescens* WILLD., *Pinus halepensis* HILL y *Quercus faginea ssp. alpestris* LAMK.

Compañeros frecuentes del castaño son:

Alnus glutinosa (L.) GAERTN., *Rhamnus frangula* L., *Fraxinus angustifolia* VAHL., y, en los claros: *Crataegus monogyna* JACQ., *Sarothamnus vulgaris* WIMM., *Adenocarpus hispanicus* LAMCK., *Adenocarpus intermedius* P. COUTH., *Adenocarpus decorticans* B., *Ulex europaeus* L., *Ulex parviflorus* WBB., *Lavandula pedunculata* MILL., *Lavandula stoechas* L., *Cytisus multiflorus* SWEET., *Thymus zygis* L., etcétera (CEBALLOS y R. TORRE, 1971).

Fig. 12. Erizos abiertos con las castañas totalmente maduras a punto de caer.





Fig. 13. Castaño regoldo mostrando un fuste recto y limpio.

FITOPALEONTOLOGIA

El género *Castanea* aparece desde el Eoceno (Alaska y Grönland) y nuestra actual especie *Castanea sativa* M. desde el Mioceno del Oeste de Europa. Es frecuente en el Plioceno, Villafranquiense, Magdalenense y Edad de Bronce del Centro-Oeste y sur de Europa (CEBALLOS y R. TORRE, 1971). Parece ser que por lo menos ya en la Edad del Bronce el hombre del Sur de Europa favorecería la difusión del Castaño, modificando el ritmo natural de las migraciones ya de por sí bastante intensas, que experimentaron las especies arbóreas después de la última desglaciación. Dados los testimonios sobre su presencia, varios miles de años antes de la Era cristiana en el Sur de Francia, parece lógico suponer también su presencia por entonces en la Península Ibérica donde pudo haber encontrado buenos refugios en las épocas glaciales anteriores, ayudado por las aves en sus desplazamientos (MOLINA, 1984).

FENOLOGIA

La foliación se verifica en abril o principios de mayo, y aunque caedizas, las hojas

Fig. 14. Tronco grueso, corto y ramoso de castaño injertado.





Fig. 15. El castaño de fruto puede alcanzar grandes diámetros como el de la foto, sito en Huelva (Foto: Archivo Subdirección General de Sanidad Vegetal).

suelen permanecer secas en el árbol gran parte del invierno, sobre todo en los castaños beneficiados en monte bajo. Florece a finales de primavera (mayo-junio) (NÁJERA y LÓPEZ, 1969). Tiene maduración anual, en los pies silvestres se verifica en octubre-noviembre y desde septiembre en los injertados (CEBALLOS y R. TORRE, 1987). La diseminación es inmediata (ALLUÉ, 1987).

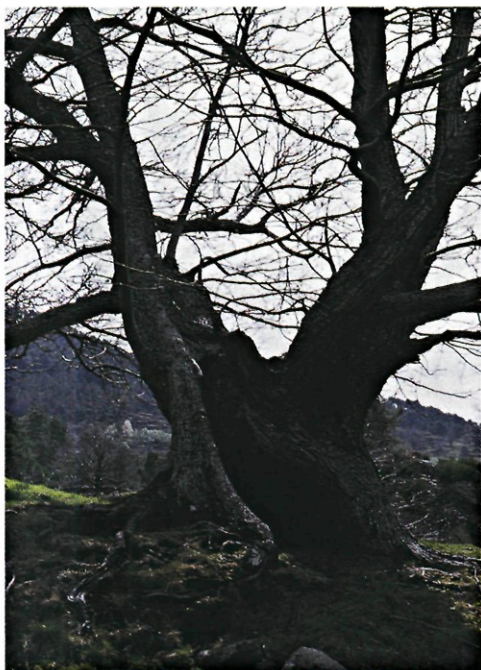


Fig. 17. Pasado el siglo de vida el tronco suele ahuecarse.



Fig. 16. Hermoso ejemplar de gran diámetro situado en el Pueblo de Mijares en la ladera sur de la Sierra de Gredos.

REPRODUCCION

Se reproduce el castaño por semilla y se regenera perfectamente por brotes de cepa y raíz (RAMOS, 1979). Los chirpiales fructifican a los 4-5 años y los brinzales no fructifican hasta los 15-20 años. Es una especie vecera con un tiempo de vecería de 2-4 años y con una posibilidad de germinación del 60-75 por 100. Pierde fácilmente la facultad germinativa por deshidratación (ALLUÉ, 1987). Brota muy bien de cepa (Fig. 18), dando numerosos retoños, manteniéndose la facultad de rebrote hasta los 80 años de edad de la cepa (RAMOS, 1979). La repoblación debe hacerse por siembra y ésta debe ser en otoño o en principios de marzo, siendo más aconsejable en marzo a causa de los roedores. En otoño deben sembrarse a una profundidad de 4-5 cm. y en marzo esta profundidad es menor 2-3 cm., procurando poner de 2-3 castañas por golpe (ALLUÉ, 1987).

TRATAMIENTOS

En el método de beneficio de monte alto tenemos dos tratamientos para monte regular:

- Cortas a hecho con turnos de 100 años para fruto o para madera, principalmente de ebanistería.
- Cortas selectivas seguidas de plantación con turnos de 100 años para madera de ebanistería (ALLUÉ, 1987).

En método de beneficio de monte bajo (Fig. 19), en turnos cortos de 4 ó 5 años, para aros de tonelería y a turnos más largos que van de los 12 a los 20 años, según las estaciones, para la obtención de duelas y también postes o apeas, en estos casos los turnos pueden llegar hasta los 50 años. También se usan los turnos cortos para leñas destinadas a la producción de taninos (RAMOS, 1979).

UTILIZACION Y PRODUCCION

La madera es de color «amarillo claro», M.512 y M.514 (UNE48103). Al envejecer toma tonalidades más oscuras. Duramen y albura bien diferenciados, semipesada, semidura, con líneas oscuras en el despieze tangencial. Estas líneas aparecen en la sección tangencial como consecuencia del corte longitudinal de los vasos de primavera, de gran diámetro, y los de otoño, de pequeño diámetro. Anillos anuales bien diferenciados y textura homogénea. La madera se emplea en carpintería, especialmente en puertas y ventanas. Es muy estimada en tonelería y en general para la construcción en el más amplio sentido, usándose mucho en la naval. También se emplea en ebanistería y es una de las maderas que más se consume en la industria de parquet. La corteza se emplea para la preparación de extractos tánicos para la industria curtiente (NÁJERA y LÓPEZ, 1969). La producción española es de 150.000 m³/año con una media próxima a 1 m³/Ha./año. Las leñas son malas como combustibles, arden mal, con mucho humo y dando poco

calor. Su principal aprovechamiento era la obtención de curtientes. La producción frutal en nuestros montes no es importante en su conjunto, alcanzando un valor de 60 millones de ptas./año. Se utiliza como alimento humano y del ganado, para la obtención de almidón y para la fabricación de diversos productos de pastelería (CEBALLOS y R. TORRE, 1971).

El castaño tiene un gran valor ornamental aún como árbol agrícola, especialmente cuando se halla entero su porte, por la robustez del tronco, la frondosidad de su copa y el color verde intenso del follaje. Las masas de regoldos ofrecen un colorido más claro e intenso y dan reflejos plateados al ser onduladas por el viento las copas. El valor protector de las masas es considerable, por la densidad de la cubierta, la profundidad de la capa foliosa y el espesor y consistencia esponjosa de la cubierta muerta. El castaño no ha sido utilizado en España como especie ornamental, creemos con notable injusticia, pues sería especie apta para la plantación lineal en paseos y carreteras, dentro de su ámbito ecológico, así como para emplearse aislado o en grupos en medio de masas de césped aunque tiene el inconveniente de arrojar los erizos pinchudos en otoño sobre el suelo. El castañar es un monte umbroso y fresco en verano, que contribuye un poco al desarrollo turístico-recreativo interior de muchas comarcas. Son numerosos los rodales de este tipo de monte que sirvieron de asiento a santuarios y ermitas objeto de importantes romerías (CEBALLOS y R. TORRE, 1971).

Fig. 18. El castaño brota muy bien de cepa.



Fig. 19. Tratamiento a monte bajo del castañar de Rozas de Puerto Real (Madrid).



Antecedentes

Hongos parásitos del género *Castanea* en el mundo

Siendo el castaño una de nuestras frondosas más preciadas, de gran importancia socio-económica, son escasos los trabajos advirtiendo el peligro que representan las enfermedades criptogámicas para su pervivencia en nuestro país. A pesar de reconocer la franca decadencia de la especie en las últimas décadas, la creencia popular es la existencia de una sola enfermedad.

Ciertas enfermedades del castaño están muy estudiadas, como es el caso de la «Tinta» y el «Cancro cortical», por los graves daños que provocan. Por otra parte, existen otras muchas especies cuya incidencia en el castaño puede ser importante debido a los daños que producen en otras matrices.

A continuación y a modo de antecedente, se relacionan los principales hongos parásitos del género *Castanea* en el mundo, ordenados taxonómicamente así como las referencias bibliográficas donde se citan.

Los hongos actuales (*Mycota*) se pueden agrupar primeramente, en los que presentan un plasmodio o estructuras similares a plasmodios en su ciclo de vida (*Myxomycota*) y

aquellos carentes de plasmodios (*Eumycota*), los hongos que a continuación se citan pertenecen a esta última división. A su vez los *Eumycota* se subdividen en: *Mastigomycotina*, los que presentan fase móvil; *Ascomycotina*, en los cuales el estadio perfecto se caracteriza por la presencia de esporas contenidas en ascós; *Basidiomycotina*, hongos que producen esporas de origen sexual en un basidio; *Deuteromycotina*, son los hongos que se han agrupado atendiendo solo a su estadio imperfecto o reproducción asexual; queda finalmente *Zygomycotina* que se reproduce por aplanosporas, pero de esta última subdivisión no tenemos ninguna referencia bibliográfica sobre el castaño. El tipo y grado de complejidad de las fructificaciones son características importantes en la clasificación a nivel de clases, en el cuadro inferior se relacionan las clases de cada subdivisión que han sido citadas sobre el castaño. La clasificación está basada en varios autores: LANIER, 1978; FAO, 1985; VON ARX, 1981; VIENNOT-BOURGIN, 1949; GARCÍA-ROLLAN, 1984; UPADHYAY, 1981.

DIVISION <i>EUMYCOTA</i>	}	Subdivisión <i>Mastigomycotina</i>	{ Clase <i>Oomycetes</i>
		Subdivisión <i>Ascomycotina</i>	{ Clase <i>Discomycetes</i>
			{ Clase <i>Loculoascomycetes</i>
			{ Clase <i>Pyrenomycetes</i>
		Subdivisión <i>Basidiomycotina</i>	{ Clase <i>Hymenomycetes</i>
			{ Clase <i>Agomycetes</i>
		Subdivisión <i>Deuteromycotina</i>	{ Clase <i>Coelomycetes</i>
			{ Clase <i>Hyphomycetes</i>

CLASE OOMYCETES

ORDEN PERONOSPORALES

Familia *Phytophthoraceae*

Phytophthora DE BARY.

Ph. cryptogea PETHYBR. & LAFFERTY.
(SMITH *et al.*, 1988).

Ph. cactorum (LEBERT & COHN) SCHÖ-
TER.
(SMITH *et al.*, 1988).

= *Blepharospora* PETRI.

B. cambivora PETRI = *Ph. cambivora*
(PETRI) BUISSMAN
(PETRI, 1917) (PIMENTEL y LOPES, 1945)
(VIENNOT-BOURGIN, 1949) (PASINETTI,
1953) (GRENTE, 1961) (GOIDANICH, 1964)
(CEBALLOS y R. TORRE, 1971) (URQUIJO,
1971) (TORRES JUAN, 1975) (LANIER *et al.*,
1978) (TAVEIRA, 1979) (TOVAL y ANA-MAGAN,
1979) (VIEITEZ *et al.*, 1984) (ARRONDO,
1986) (SMITH *et al.*, 1988) (TURCHETTI,
1986) (AGRIOS, 1988).

= *Pseudopythium* SIDERIS.

P. phytophthoron SIDERIS = *Ph. cinna-*
moni RANDS
(MILBURN y GRAVATT, 1932) (DAY,
1938) (CRANDALL, GRAVATT y MILBURN,
1945) (PIMENTEL y LOPES, 1945) (URQUI-
JO, 1947) (GRENTE, 1961) (CEBALLOS y R.
TORRE, 1971) (TORRES JUAN, 1975) (LA-
NIER *et al.*, 1978) (TAVEIRA, 1979) (TOVAL
y ANA-MAGAN, 1979) (VIEITEZ *et al.*, 1984)
(VROT y GRENTE, 1985 a) (ARRONDO,
1986) (TURCHETTI, 1986) (SMITH *et al.*,
1988) (AGRIOS, 1988).

CLASE DISCOMYCETES

ORDEN HYMENOSCYPHALES

Familia *Dermaceae*:

Discophaerina HUDSON.

Anamorfo: *Aureobasidium* VIALA & BO.

D. fagi (HUDSON) BARR.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Gorgoniceps KARST.

G. charnwoodensis GRADDON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Pyrenopeziza FUECKEL.

Anamorfo:

Cylindrosporium GREV.

Phialophora MEDLAR.

P. nericola (DESM.) BOUD.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Familia *Hyaloscyphaceae*:

Arachnopeziza FUECK.

A. eriobasis (BERK.) KORF.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Arachnoscypha BOUD.

A. aranea (DE NOT.) BOUD. EX DENNIS.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Betulina GRADDON.

B. fuscostipitata GRADDON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Crocicreas BULL.

C. subhialinum (REHM.) S. CARP.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Dasyscyphus GRAY.

D. castaneicola GRADDON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

D. ciliaris (SCHRADER.) SACC.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

D. coruscatus GRADDON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Hyalopeziza FUCH.

= *Urceolella* BOUD.

= *Unguicularia* VON HÖHN.

= *Hyalotricha* DENNIS.

H. spinicola GRADDON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Psilachnum VON HÖBN.

P. auranticolor GRADDON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Familia *Hymenoscyphaceae*:

Hymenoscyphus GRAY.

H. caudatus (P. KARSTEN.) DENNIS.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

H. epiphyllus (PERS.) REHM. EX KAUF.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

H. phyllogenus (REHM.) O. KUNTZE.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

= *Helotium* SACC.

Hel. humile SACC.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

= *Pezizela* VELEN.

P. roburnea VELEN.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

= *Phialea* DENNIS.

(ELLIS y ELLIS, 1985).

Familia *Hypodermaceae*:

Coccomyces DE NOT.

Anamorfo:

Leptothyrium.

Ceuthospora GREV.

C. dentatus (KUNZE & SCHM.) SACC.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Familia *Sclerotinaceae*:

Discohainesia NANNF.

D. oenotherae (COOKE & ELLIS) NANNF.
Anamorfo: *Hainesia lytri* (DESM.) HÖH.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Rutstroemia KARST.

Anamorfo: *Myrioconium* SYD.

R. americana (DURAND.) WHITE
(ELLIS y ELLIS, 1985).

R. echinophila (BULL.) HÖHNEL.
(ELLIS y ELLIS, 1985) (MENDOZA y DÍAZ
MONTROYA, 1987).

R. sydowiana (REHM.) WHITE
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Sclerotinia FUECKEL.

Anamorfo:

Botrytis PERS. EX FR.
Myrioconium SYD

S. candolleana (LEV.) FUECKEL.
= *Ciborinia c.* (LEV.) WHETZEL.
(BROOKS, 1953).

S. hirtella BOUD.
= *Ciborinia h.* (BOUD.) BATRA & KORF.
(DENNIS, 1968) (ELLIS y ELLIS, 1985).

S. fuckeliana (DE BARY) FUECKEL.
= *Botryotinia f.* (DE BARY) WHETZEL.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

S. pseudotuberosa REHM.
Anamorfo:

Rhacodiella castanea PEYR.
Harziella c. BAINIER.
(PEGLION, 1906) (BAINIER, 1908) (MANGIN, 1918) (PEYRONEL, 1919) (PEYRONEL, 1920) (ARNAUD y BARTHELET, 1936) (VIENNOT-BOURGIN, 1949) (PASINETTI, 1953) (SMITH *et al.*, 1988).

CLASE *LOCULOASCOMYCETES*

ORDEN *DOTHIDEALES*

Familia *Mycosphaerellaceae*:

Mycosphaerella JOHANSON.

Anamorfo:

Phleospora WALLR.

= *Septoria* FR.

Cladosporium LINK. EX FR.

Heterosporium COOKE.

Ramularia UNGER.

Ovularia SACC.

Passalora FR.

Cercospora FERS.

Polythrincium KUNZE EX FR.

M. castanicola KLEB.
(LANIER *et al.*, 1978).

M. masculiformis (PERS.) SCHROET.
= *Sphaerella m.* (PERS.).

Anamorfo:

Phyllosticta maculiformis SACC.

Phleospora castanicola (DESM.) D.
SACC.

= *Cylindrosporium castaneicolum*
(DESM.) BERL.

= *Septoria castanicola* (DESM.).

(PICONNE, 1881) (ROUMEGNERE, 1889)
(BERLESSE, 1893) (CUBONI, 1896) (CASTE-

LLARNAU *et al.*, 1909) (VIENNOT-BOURGIN, 1949) (PASINETTI, 1953) (URQUIJO, 1971) (LANIER *et al.*, 1978) (PHILLIPS y BURDEKIN, 1982) (ELLIS y ELLIS, 1985) (TURCHETTI, 1986) (SMITH *et al.*, 1988).

M. punctiformis (PERS. EX FR.) SCHROET.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

ORDEN MICROTHYRIALES

Familia Microthyriaceae:

Mycrothyrium DESM.

M. ilicinum DE NOT.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

M. microscopicum DESM.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

ORDEN PLEOSPORALES

Familia Pleosporaceae:

Didymosphaeria FUECKEL.

Anamorfo: *Coniothyrium* CORDA.

D. superapplanata SIVA.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Valsaria CES. ET DE NOT.

V. foedans (P. KARSTEN) SACC.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

CLASE PYRENOMYCETES

ORDEN ERYSIPTHALES

Familia Erysiphaceae:

Microsphaera LEVEILLE.

M. alphitoides GRIFFON ET MAUBLANC
= *M. quercina* (SCHW.) CKE & PECK P.P.
= *M. alni* (WALLR.) WINT P.P.
(DUCOMET, 1909-1913) (TROTTER, 1916)
(VIENNOT-BOURGIN, 1949) (CENTRE TECHNIQUE..., 1973) (LANIER *et al.*, 1978) (PHILLIPS y BURDEKIN, 1982) (SMITH *et al.*, 1988).

Phyllactinia.

P. guttata (WALLR.) LÈV.

= *P. corylea* (PERS.) P. KARSTEN.
= *P. suffulta* (REBENT.) SACC.
(SMITH *et al.*, 1988).

ORDEN HYPOCREALES

Familia Nectriaceae:

Nectria FR.

Anamorfo:

Tubercularia TODE EX FR.

Fusarium LINK. EX FR.

Cylindrocarpon WOLLENW.

Stilbella LINDAU IN ENG. & PRAN.

Gliocladium CORDA.

Verticilium NEEEX EX LINK.

Acremonium LINK. EX FR.

Mycrothecium TODE EX FR.

N. cinnabarina (TODE) FR.

Anamorfo: *Tubercularia vulgaris* TODE
EX FR.

(CASTELLARNAU *et al.*, 1909) (VIENNOT-BOURGIN, 1949).

N. wegeliniana (REHM.) HÖHNEL.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Sphaerostilbe TUL.

Anamorfo:

Stilbum.

Calostilbella.

S. gracilipes (TUL.).
(LANIER *et al.*, 1978).

ORDEN SPHAERIALES

Familia Ophiostomataceae:

Ceratocystis ELLIS & HALTS.

Anamorfo:

Chalara (CORDA) RABENH.

Graphium CORDA.

C. eucastaneae DAVIDSON.

(DAVIDSON, 1978) (DAVIDSON y KUHLMAN, 1978) (RUSSIN y SHAIN, 1984).

Familia Diatrypaceae:

Valsa FR.

Anamorfo: *Cytospora* EHRENB. EX FR.

V. ceratophora TUL. ET C. TUL.
(LANIER *et al.*, 1978) (ELLIS Y ELLIS, 1985).

Familia *Gnomoniaceae*:

Sphaerognomonia POTEBNIA EX HÖHNEL.

Anamorfo: *Monistichella* HÖHNEL.

S. carpineae (FR.) POTEB. EX HÖHNEL.
(ELLIS Y ELLIS, 1985).

Familia *Sphaeriaceae*:

Cryptodiaporthe PETRAK.

C. castanea (TUL.) WEHM.

Anamorfo:

Diplodia castaneae PRILL. ET DEL.

= *Discella castanea* (SACC.) ARX.

= *Fusicoccum castaneum* (SACC.)
SACC.

(CASTELLARNAU *et al.*, 1909) (DUFRENOY,
1921) (LANIER *et al.*, 1978) (ELLIS Y ELLIS,
1985) (SMITH *et al.*, 1988).

C. etrusca (MOR.).
(TURCHETTI, 1986).

Endothia FR.

Anamorfo: *Endothiella* SACC.

E. parasitica (MURRIL) P. J. & H. W.
ANDERSON.

= *Diaporthe p.* MURR.

= *Valsonectria p.* REHM.

= *Cryphonectria p.* (MURR.) BARR.

(MERKEL, 1906) (ELORRIETA, 1949) (VIENNOT-BOURGIN, 1949) (PASINETTI, 1953) (KOBAYASHI e ITO, 1956) (GOIDANICH, 1964) (CEBALLOS y R. TORRE, 1971) (URQUIJO, 1971) (CENTRE TECHN. 1973) (TORRES JUAN, 1975) (LANIER *et al.*, 1978) (BARR, 1978) (EPO, 1980) (MOLINA, 1984) (De ANA-MAGAN, 1984) (JAYNES DE PALMA, 1984) (VROT y GRENTE, 1985 b) (TURCHETTI, 1986) (SMITH *et al.*, 1988) (AGRIOS, 1988).

Melanconis TUL.

M. modonia TUL.

= *M. perniciosus* BRIOSI ET FARNETI.

= *Pseudovalsellia modonia* (TUL.) KOBAYASHI.

Anamorfo:

Fusicoccum perniciosum BRIOSI ET FARNETI.

Coryneum modonium (TUL.) GRIFF. ET MAUBL.

= *C. perniciosum* BRIOSI ET FARNETI.

= *C. Kunzei* var. *castanea* SACC.

= *C. castaneae* (SACC.) PETR.

(BRIOSI y FARNETI, 1907) (GRIFFON y MAUBLANC, 1910) (MANGIN, 1913) (BRIOSI y FARNETI, 1915) (DUFRENOY, 1922) (VIENNOT-BOURGIN, 1949) (URQUIJO, 1971) (LANIER *et al.*, 1978) (De ANA-MAGAN, 1984).

Familia *Pleosporaceae*:

Physalospora NIESST.

P. cydoniae. ARN.

= *P. obtusata* (SCHW.) CKE.

= *P. malorum* SHEAR.

= *Melanops quercuum* (SCHW.) REHM.

Anamorfo:

Sphaeropsis malorum PECK.

= *S. pseudo-diplodia* (FCK.) DEL. P.P.

= *Diplodia pseudo-diplodia* FCK. P.P.

= *Macrophoma malorum* (BERK.)

BERL. ET VOGL.

= *Botrydiplodia mali* BRUN.

= *Diplodia maura* C. ET ELL.

(VIENNOT-BOURGIN, 1949).

ORDEN XYLARIALES

Familia *Xylariaceae*:

Hypoxylon BULL. EX FR.

Anamorfo:

Nodulisporium PR. IN KLOT.

Geniculisporium CHES. IN GREEN.

H. confluens (TODE) WESTEND.

(ELLIS Y ELLIS, 1985).

H. howeianum PECK.

(ELLIS Y ELLIS, 1985).

H. mediterraneum (DNTRS.) CES. ET DNTRS.

(TORRES JUAN, 1968) (OLIVA y MOLINAS, 1984).

H. serpens (PERS.) FR.

(ELLIS Y ELLIS, 1985).

Rosellinia DE NOT.

- R. necatrix* (R. HARTING) BERLESSE.
Anamorfo: *Dematophora necatrix* HAR.
(De ANA-MAGAN, 1984).

Ustulina TULASNE.

- U. maxima* (WEBER) WETTST.
= *U. zonata* (LEV.) SACC.
= *U. vulgaris* TUL.
= *U. deusta* FR.
= *Sphaeria Maxima* WEBER.
(VIENNOT-BOURGIN, 1949).

Xylaria HILL. EX GEV.

Anamorfo: *Nodulisporium* PREUSS IN KLOTZSCH.

- X. filiformis* (FR.) FR.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

CLASE HYMENOMYCETES

ORDEN AGARICALES

Familia Tricholomaceae:

- Armillaria mellea* (VAHL) KUMMER.
= *Armillariella m.* (VAHL. EX FR.) KARST.
= *Clitocybe m.* (VAHL) RICKEN.
(De ANA-MAGAN, 1984) (PASINETTI, 1953)
(TURCHETTI, 1986) (SMITH *et al.*, 1988).

- Collibia fusipes* (BULL. EX FR.) QUÉL.
(MENDAIZA y DÍAZ MONTOYA, 1987).

- Mycena inclinata* FR.
(GARCÍA ROLLAN, 1984).

ORDEN APHYLLOPHORALES

Familia Corticiaceae:

- Peniophora quercina* (PERS. EX FR.) COOKE.
(LANIER *et al.*, 1978) (MENDAIZA y DÍAZ MONTOYA, 1987).

Familia Fistulinaceae:

- Fistulina hepatica* SCHAEFF. EX FR.
= *Ceratomyces h.* SACC.
(LANIER *et al.*, 1978) (PHILLIPS y BURDEKIN, 1982) (GARCIA ROLLAN, 1984) (MEN-

DAZA y DÍAZ MONTOYA, 1987) (SMITH *et al.*, 1988).

Familia Poliporaceae:

- Daedalea quercina* L. EX FR.
= *Lenzites q.* (L. EX FR.) KARST.
= *Trametes q.* PIL.
(GARCÍA ROLLAN, 1984) (MENDAIZA y DÍAZ MONTOYA, 1987).

- Fomes fomentarius* (L. EX FR.) KICKX.
= *Ungulina fomentaria* PAT.
= *Placodes fomentarius* QUÉL.
= *Ochroporus fomentarius* SCHROET.
= *Elfvíngia fomentaria* MURR.
(LANIER *et al.*, 1978) (GARCÍA ROLLAN, 1984).

- Ganoderma applanatum* (PER. EX WALLR.)
= *Fomes a.* GILL.
= *Placodes a.* QUÉL.
= *Elfvíngia megaloma* MURR.
(TELLEIRA *et al.*, 1975).

- Ganoderma lucidum* (LEYSSER) KARST.
(SMITH *et al.*, 1988) (MENDAIZA y DÍAZ MONTOYA, 1987).

- Hapalopilus croceus* (PERS. EX FR.) DONK.
= *Polyporus C.* PAT.
= *Ochroporus C.* SCHROE.
= *Polyporus pilotae* SCHW.
= *Aurantiporus pilotae* MURR.
= *Polyporus heteroclitus* BOLT.
(GARCÍA ROLLAN, 1984).

- Inonotus cuticularis* (BULL. EX FR.) KARST.
= *I. perplexus* MURR.
= *Xanthochrous cuticularis* PAT.
(GARCÍA ROLLAN, 1984).

- Inonotus hispidus* (BULL. EX FR.) KARST.
= *Xanthochrous h.* PAT.
= *Polyporus h.* BULL. EX FR.
= *Inodermus h.* QUÉL.
= *Inonotus hirsutus* SCOP. EX MURR.
(TELLEIRA *et al.*, 1975).

- Phellinus dryadeus* (PERS. EX FR.) PAT.
= *Inonotus d.* (PERS. EX FR.) MURR.
= *Placodes d.* QUÉL.

= *Fomes d.* KONR ET MAUBL.
= *Polyporus d.* PERS EX FR.
(LANIER *et al.*, 1978) (GARCÍA ROLLAN,
1984).

Phellinus robustus (KARST.) BOURD. ET
GALZ.

= *Fomes r.* KARST.
= *Polyporus r.* LUND ET NAM.
= *Placodes roburneus* QUÉL.
= *Ochroporus robustus* DONK.

(LANIER *et al.*, 1978) (GARCÍA ROLLAN,
1984) (SMITH *et al.*, 1988).

Piptoporus soloniensis (DUB.) PIL.

= *Polyporus s.* DUB.
= *Ungulina s.* BOURD ET GALZ.

(GARCÍA ROLLAN, 1984).

Polypilus frondosus (DICK. EX FR.)
KARST.

= *Polyporus f.* FR.
= *Caloporus f.* QUÉL.
= *Grifola frondosa* GRAY.

(GARCÍA ROLLAN, 1984).

Polyporus arcularius BATSCH ET FR.

= *Leucoporus a.* QUÉL.
= *Flavolus a.* AMES.
= *Polyporus rhombiporus* PERS.
= *Polyporus arculariellus* MURR.

(GARCÍA ROLLAN, 1984).

Polyporus sulphureus BULL. EX FR.

= *Laetiporus s.* (BULL. EX FR.) MURR.
= *Leptoporus s.* QUÉL.
= *Tyromices s.* DONK.
= *Grifola s.* PIL.

(CASTELLARNAU *et al.*, 1909) (PASINETTI,
1953) (URQUIJO, 1971) (LANIER *et al.*,
1978) (PHILLIPS y BURDEKIN, 1982) (GAR-
CÍA ROLLAN, 1984) (MENDOZA y DÍAZ
MONTAYA, 1987) (SMITH *et al.*, 1988).

Familia *Schizophyllaceae*:

Schizophyllum alneum (L.) SCHROET.
(PASINETTI, 1953).

Familia *Stereaceae*:

Stereum gausapatum FR.

(LANIER *et al.*, 1978) (GARCÍA ROLLAN,
1984) (SMITH *et al.*, 1988).

Stereum purpureum PERSOON & FRIES.

= *Thelephora purpurea* FR.
= *Stereum lilacinum* PERS. EX BATSCH.
= *Chondrostereum purpureum* (FR.)
POUR.

(URQUIJO, 1971) (De ANA-MAGAN, 1984).

CLASE AGONOMYCETES

ORDEN AGONOMYCETALES

Familia *Agonomycetaceae*:

Rhacodium PERSOON.

R. cellare PEGLION.
(URQUIJO, 1971).

CLASE COELOMYCETES

ORDEN MELANCONIALES

Familia *Melanconiaceae*:

Coryneum NEES EX LINK.

C. modonium (TUL.) GRIFF. ET MAUBL.
= *C. perniciosum* BRIOSI ET FARNETI.
= *C. kunzei* var. *castanea* SACC.
= *C. castaneae* (SACC.) PETR.

Teleomorfo:

Melanconis modonia TUL.
= *M. pernicioso*: BRIOSI ET FARNETI.
= *Pseudovalsella modonia* (TUL.) KO-
BAYASHI.

(BRIOSI y FARNETI, 1907) (GRIFFON y
MAUBLANC, 1910) (MANGIN, 1913) (BRIOSI
y FARNETI, 1915) (DUFRENOY, 1922)
(VIENNOT-BOURGIN, 1949) (URQUIJO,
1971) (LANIER *et al.*, 1978) (De ANA-MA-
GAN, 1984) (TURCHETTI, 1986).

Monochaetia (SACC.) ALLESCH.

= *Pestalotia* DE NOT.

Teleomorfo:

Broomella SACC.
Lepteutypa PETRAK.

Monochaetia spp.
(LANIER *et al.*, 1978).

ORDEN *SPHAEROPSIDALES*

Familia *Shaeropsidaceae*:

Coniella HÖHNEL.

C. castaneicola (ELLIS & EV.) SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Coniothyrium CORDA.

Teleomorfo:

Paraphaeosphaeria O. ERIKSSON.
Dydimosphaeria FUECKEL.
Massarina SACC.

Coniothyrium spp.
(LANIER *et al.*, 1978).

Cytospora EHRENB. EX FR.

Teleomorfo:

Valsa FR.
Leucostoma (NITS.) HÖHNEL.

Cytospora spp.
(LANIER *et al.*, 1978).

C. ambiens SACC.
Teleomorfo: *Valsa ambiens* (PERS. EX FR.) FR.
(GOIDANICH, 1964) (LANIER *et al.*, 1978).

Diplodia FR.

Teleomorfo:

Massarina SACC.
Cucurbitaria S. F. GRAY.
Botryosphaeria CES. & DE NOT.

Diplodia spp.
(LANIER *et al.*, 1978).

Phoma SACC.

Teleomorfo:

Leptosphaeria CES. & DE NOT.
Pleospora RABENH.
Didymella SACC.
Cucurbitaria S. F. GRAY.

Phoma spp.
(LANIER *et al.*, 1978).

Phomopsis (SACC.) SACC.

Teleomorfo: *Diaporthe* NITSCHKE.

P. castaneae (MOR.)
(TURCHETTI, 1986).

P. endogena (SPEG.) CIF.
= *Phoma e.* (SPEG.).
(PASINETTI, 1953) (URQUIJO, 1971).

Pilidium KUNZE.

= *Topospora* FR.

Teleomorfo: *Godronia* MOUG. ET LEV.

P. acerinum KUNZE.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

CLASE *HYPHOMYCETES*

ORDEN *HYPHALES*

Familia *Dematiaceae*:

Alternaria NEES EX FR.

Teleomorfo:

Pleospora RABENH.
Clathrospora.

A. chartarum.
(LANIER *et al.*, 1978).

A. tenuissima (KUNZE) WILTSHIRE.
(LANIER *et al.*, 1978).

Botrytis PERS. EX FR.

Teleomorfo: *Sclerotinia* FUECKEL.

B. cinerea (FR.) PERS.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Candelabrum spinulosum VAN BEVERWIJK.

(ELLIS y ELLIS, 1985).

Chalara (CORDA) RABENH.

Teleomorfo:

Ceratocystis ELLIS & HALTS.
Cryptendoxyla MALL & CAIN.
Pyxidiosphora BREFELD & TAVEL.

C. aurea (CORDA) HUGHES.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

C. cylindrica KARSTEN.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Cladosporium LINK. EX FR.

Teleomorfo: *Mycosphaerella* JOHANSON.

C. herbarum (PERS.) LINK.
(LANIER *et al.*, 1978).

Pseudomicrodochium SUTTON.

P. aciculare SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

P. cylindricum SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Pullulaira DE BY.

P. pullulans (DE BY) BERKH.
= *Aureobasidium p.* (DE BY) ARA.
(LANIER *et al.*, 1978).

Familia **Moniliaceae**:

Anavirga SUTTON.

A. laxa SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Acrospeira BERK. & BR.

A. mirabilis BERK. & BR.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Clathrosphaerina VAN BERVERWIJK.

Teleomorfo: *Hyaloscypha* (DESCALS & WEBSTER).

Clathrosphaerina spp.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Codinaea MAIRE.

Teleomorfo: *Striatosphaeria* (SAMUELS & MÜLLER).

C. britannica M. B. ELLIS.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Fusidium SACCARDO.

Teleomorfo: *Nectria* FRIES.

F. aeruginosum LINK.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

F. griseum LINK.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Penicillium LINK. EX GRAY.

Teleomorfo:

Eupenicillium LUDWING.
Hamigera STOLK & SAM.
Talaromyces C. R. BENJ.
Penicillioopsis SOLMS-LAU.
Trichocoma JUNGH.

Penicillium spp.
(LANIER *et al.*, 1978).

P. crustaceum FR.
= *P. glaucum*.

Teleomorfo: *Eupenicillium crustaceum*
LUDWING.

(PASINETTI, 1953) (URQUIJO, 1971).

Phialocephala KENDRICK.

P. fumosa (ELLIS & EV.) SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

P. truncata SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Pleurotheciopsis pusilla SUTTON.

(ELLIS y ELLIS, 1985).

Polyscytalum RIESS.

P. fecundisimum RIESS.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Scolecobasidium ABBOTT.

S. echinophilum SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Tricladium INGOLD.

T. castanicola SUTTON.
(ELLIS y ELLIS, 1985).

Verticillium NEES EX LINK.

Teleomorfo: *NECTRIA* FR.

V. dahliae KLEBAHN.
(LANIER *et al.*, 1978).

ORDEN **TUBERCULARIALES**

Epicoccum LINK. EX FR.

E. nigrum LINK. EX FR.
= *E. purpurascens* EHRENB EX
SCHLECHT.
(LANIER *et al.*, 1978).

Distribución de las distintas especies de hongos en la matriz

TRONCO Y RAMAS

Ceratocystis microspora (DAVIDS) DAVIDSON.
Ceratocystis eucastaneae DAVIDSON.
Coryneum modonium (TUL.) GRIFF. Y MAUBL.
Cryptodiaporthe castanea (TUL.) WEHM.
Cytospora ambiens SACC.
Daedalea quercina L. EX FR.
Didymosphaeria superapplanata SIVAN.
Diplodina castaneae PRILL ET DEL.
Endothia parasitica (MURRIL). P. J. Y H. W. ANDERSON.
Fistulina hepatica SCHAEFF EX FR.
Fomes fomentarius (L. EX FR.) KICKX.
Ganoderma applanatum (PERS. EX WALLR) PAT.
Hapalopilus croceus (PERS. ET FR.) DONK.
Hypoxylon confluens (TODE) WESTEND.
Hypoxylon howeanum PECK.
Hypoxylon mediterraneum (DNTRS.) CES. ET DNTRS.
Hypoxylon serpens (PERS.) FR.
Inonotus cuticularis (BULL. EX FR.) KARST.
Inonotus hispidus (BULL. EX FR.) KARST.
Melanconis modonia TUL.
Mycena inclinata FR.
Nectria cinnabarina (TODE) FR.
Nectria wegeliniana (REHM.) HÖHMEL.
Peniophora quercina (PERS. EX FR.) COOKE.
Phellinus robustus (KARST.) BOURD ET GALZ.
Physalospora cydoniae ARN.
Piptoporus soloniensis (DUB.) PIL.
Polypilus frondosus (DICK. EX FR.) KARST.
Polyporus arcularius BASTCH. EX FR.
Polyporus sulphureus BULL EX FR.
Psilachnum auranticolor GRADDON.
Schizophyllum alneum (L.) SCHROET.
Sphaerostibe gracilipes (TUL.)
Stereum gausapatum FR.
Stereum purpureum PERSOON Y FRIES.
Ustulina maxima (WEBER) WETTST.
Valsa ceratophora TUL. Y C. TUL.
Valsaria foedans (P. KARSTEN) SACC.
Verticillium dahliae KLEB.

RAICES

Armillaria mellea VALH.
Phellinus dryadeus (PERS. ET FR.) PAT.
Phytophthora cambivora (PETRI) BUIS.
Phytophthora cinnamomi RANDS.
Rosellinia necatrix (R. HARTIG.) BERLESSE.

HOJAS

Arachnopeziza eriobasis (BERK.) KORF.
Charala aurea (CORDA) HUGHES.
Chalara cilindrica KARSTEN.
Ciborinia hirtella (BOUD.) BATRA Y KORF.
Coccomyces dentatus (KUNZE Y SCHM.) SACC.
Coniella castaneicola (ELLIS Y ER.) SUTTON.
Crocicreas subhyalinum (REHM.) S. CARP.
Dasyscyphus ciliaris (SCCRADER) SACC.
Dasyscyphus coruscatus GRADDON.
Discohainesia oenotherae (COOKE Y ELLIS) NANNE.
Discosphaerina fagi (HUDSON) BARR.
Fusidium aeruginosum LINK.
Fusidium griseum LINK.
Hymenoscyphus caudatus (P. KARSTEN) DENNIS.
Hymenoscyphus epiphyllus (PERS.) REHM. EX KAUFMANN.
Hymenoscyphus phyllogenus (REHM.) O. KUNTZE.
Microsphaera alphitoides GRIFFON Y MAUBLANC.
Microthyrium ilicinum DE NOT.
Microthyrium microscopicum DESM.
Mycosphaerella castanicola KLEB.
Mycosphaerella maculiformis (PERS.) SCHROET.
Mycosphaerella punctiformis (PERS.) STARB.
Pezizella roburnea VELEN.
Phialea sp. DENNIS.
Physalospora cydoniae ARM.
Pilidium acerinum KUNZE.
Pyrenopeziza nervicola (DESM.) BOUD.
Rutstroemia sydowiana (REHM.) WHITE.

Sclerotinia candolleana (LEV.) FUECKEL.
Sclerotinia hirtella BOUD.
Sphaerognomonia carpinea (FR.) POEBNIA EX
HÖHNEL.
Xylaria filiformis (FR.) FR.

FRUTOS (castañas)

Acrospeira mirabilis BERK. Y BR.
Endothia parasitica (MURRIL) AND.
Penicillium crustaceum FR.
Phomopsis endogena (SPEG.) CIF.
Phyalospora cydoniae ARM.
Polyscytalum fecundissimum RIESS.
Rhacodium cellare PEGLIÓN.
Rutstroemia americana (DURAND) WHITE.
Sclerotinia pseudo-tuberosa RHEM.

INVOLUCROS (erizos)

Anavirga laxa SUTTON.
Arachnoscypha aranea (DE NOT.) BOUD. EX
DENNIS.
Betulina fuscostipitata GRADDON.
Botryotinia fuckeliana (DE BARY) WHETZEL.
Candelabrum spinulosum VAN BEVERWIJK.
Chalara spp.
Clathrosphaerina spp.
Codinaea britannica M. B. ELLIS.

Dasyscyphus castaneicola GRADDON.
Gorgoniceps charnwoodensis GRADDON.
Helotium humile SACC.
Halopeziza spinicola GRADDON.
Phialocephala fumosa (ELLIS Y EV.) SUTTON.
Phialocephala truncata SUTTON.
Pleurotheciopsis pusilla SUTTON.
Polyscytalum fecundissimum RIESS.
Pseudomicrodochium aciculare SUTTON.
Pseudomicrodochium cylindricum SUTTON.
Rutstroemia americana (DURAND) WHITE.
Rutstroemia echinophila (BULL) HÖHNEL.
Scolecobasidium echinophilum SUTTON.
Tricladium castanicola SUTTON.

ESCAMAS DE LAS YEMAS

Alternaria chartarum.
Alternaria tenuissima (KUNZE) WILTSHIRE.
Botrytis cinerea (FR.) PERS.
Cladosporium herbarum (PERS.) LINK.
Coniothyrium spp. CORDA.
Cystospora spp. EHREMB. EX FR.
Diplodia spp. FR.
Diplodina castaneae PRILL ET DEL.
Endothia parasitica (MURR.) AND.
Epicoccum nigrum LINK EX FR.
Monochaetia spp. (SACC.) ALLESCH.
Penicillium spp. LINK EX GRAY.
Phoma spp. SACC.
Pullularia pullulans (DE BY) BERKN.

Otros enemigos

FANEROGAMAS PARASITAS

Familia Lorantaceae:

Loranthus europaeus JACQ.
(URQUIJO, 1971).

Familia Orobanchaceae:

Lathraea squamaria L.
(TORRES JUAN, 1975).

INSECTOS QUE ATACAN AL CASTAÑO

Defoliadores

Lepidópteros:

Acronicta psi L.; *Noctuidae*. (GÓMEZ AIZPURUA, 1985).

Dasychira pudibunda L.; *Lymantriidae*.
(MANSILLA, 1984).

Dicranura iberica TEMPL. ET ORT; *Notodontidae* (BACHILLER *et al.*, 1981).

Euproctis chrysorrhoea L.; *Lymantriidae*.
(CEBALLOS y R. TORRE, 1971) (CENTRE
TECHNIQUE, 1973) (BACHILLER *et al.*,
1981).

Lasiocampa quercus L.; *Lasiocampidae*
(MANSILLA, 1984).

Lymantria dispar L.; *Lymantriidae* (CEBALLOS y R. TORRE, 1971) (BACHILLER *et al.*, 1981) (MANSILLA, 1984) (CENTRE TECHNIQUE..., 1973) (AGENJO, 1959).

Mimas tiliae L.; *Sphingidae* (GÓMEZ BUSTILLO y F. RUBIO, 1976).

Orgyia antiqua L.; *Lymantriidae* (MANSILLA, 1984).

Phalera bucephala L.; *Notodontidae* (MANSILLA, 1984) (GÓMEZ BUSTILLO, 1979).

Coleópteros:

Agelastica alni L.; *Chrysomelidae* (TISCHLER, 1977).

Brachyderes lusitanicus F.; *Curculionidae*
(MANSILLA, 1984).

Cneorhinus dispar GRAELL.; *Curculionidae*
(MANSILLA, 1984).

Cneorhinus hispanus HERBST.; *Curculionidae*
(MANSILLA, 1984).

Phyllobius spp.; *Curculionidae* (MANSILLA, 1984).

Himenópteros:

Triodontella aquila; *Scarabeidae* (BACHILLER *et al.*, 1981).

Perforadores

Lepidópteros:

Cossus cossus L.; *Cossidae*. (BALACHOWSKY, 1966) (GÓMEZ BUSTILLO y F. RUBIO, 1976) (GÓMEZ AIZPURUA, 1986).

Synanthedon vespiformis L. *Aegeriidae*
(MANSILLA, 1984).

Zeuzera pyrina L.; *Cossidae* (BALACHOWSKY, 1966) (GÓMEZ AIZPURUA, 1986) (MANSILLA, 1984).

Coleópteros:

Agrilus spp. CURTIS; *Buprestidae* (EPO, 1980).

A. angustulus ILLIGER; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

A. biguttatus FABR.; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

A. cyanescens RATZEBURG; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

A. hastulifer RATZEBURG; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

A. laticornis ILLIGER; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

A. olivicolor KIESENW.; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

A. sulcicollis LACORF.; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

Coraeus florentinus HERBST.; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

C. undatus FABR.; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

Eurythyrea quercus HERBST.; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

Nalanda fulgidicollis LUCAS.; *Buprestidae* (COBOS, 1986).

Phymatodes alni L.; *Cerambycidae* (MANSILLA, 1984).

Xyleborus dispar FABR.; *Scolytidae* (BALACHOWSKY, 1963).

Minadores

Lepidópteros:

Caloptilia alchimiella SCOP.; *Tineidae* (MANSILLA, 1984).

Lithocolletis roboris Z.; *Tineidae* (MANSILLA, 1984).

Enrolladores

Lepidópteros:

Archips xylosteana L.; *Tortricidae* (SWATSCHEK: 1958) (DAHL *et al.*, 1961) (BALACHOWSKY, 1966) (BRADLEY *et al.*, 1973).

Perforadores del fruto

Lepidópteros:

Laspeyresia splendana HUBNER; *Tortricidae* (MANSILLA, 1984) (BACHILLER *et al.*, 1981) (BREISCH, 1984 b).

Coleópteros:

Balaninus elephas GYLL. *Curculionidae* (MANSILLA, 1984) (BACHILLER *et al.*, 1981) (BREISCH, 1984 b).

Chupadores

Tisanópteros:

Heliothrips haemorrhoidalis BCH.; *Tripidae* (MANSILLA, 1984).

Homópteros:

Lachnus roboris, *Lachnidae* (MANSILLA, 1984).

Acaros:

Panonychus ulmi. (KOCH); *Tetranychidae* (COBOS, 1988).

Descomponedores

Coleópteros:

Dorcus parallelepipedos L.; *Lucanidae* (MANSILLA, 1984).

Mematodos y vectores del cancro

Nematodos:

Pseudhalenchus spp. (YAMAMOTO y NASUDA, 1971).

Pseudhalenchus anchilispomus (YAMAMOTO y NASUDA, 1973).

Vectores:

Lehmannia marginata MÜLLER.; (Limaco) (TURCHETTI y CHELAZZI, 1984).

Aphaenogaster lamellidens; (Himenóptero) (ALBAUGH, 1982).

Objetivos

El castaño, *Castanea sativa* MILLER, es una especie arbórea muy preciada, tanto por sus interesantes aprovechamientos como por sus frutos, utilizados para consumo humano y una fuente importante de alimento para la vida silvestre. Además el castañar puede proporcionar otros aprovechamientos; como la producción de pasto simultánea durante los diez primeros años, en los castañares de fruto; la producción de setas bajo el castañar, que esta empezando a tener importancia económica y finalmente resaltar el valor ornamental de esta especie, debido a su extensa copa y a la gran sombra que proyecta.

Desde finales del siglo pasado, los castañares españoles han sufrido un constante deterioro, principalmente debido a la acción patógena de dos especies del género *Phytophthora* (*Ph. cambivora* (PETRI) BUISSMAN y *Ph. cinnamoni* RANDS.), causantes de la enfermedad de la «tinta», posteriormente

por el ascomiceto *Endothia parasitica* (MURRIL) AND. que produce el denominado «cancro americano» o «cancro cortical». Se ha escrito mucho sobre estas enfermedades, en los últimos años se incide con más frecuencia sobre el cancro, debido a la existencia de una cepa hipovirulenta que nos puede ayudar en la lucha contra este hongo.

El principal objetivo de este estudio es el aislamiento e identificación de todos aquellos hongos presentes en las distintas partes del castaño, ya sean patógenos, oportunistas o saprofitos que puedan ayudar a la degeneración del árbol. De esta forma intentamos recopilar el mayor número posible de hongos presentes en el castaño, con su descripción y numerosas fotos que puedan ayudar a su identificación. Así mismo se hace una extensa recopilación bibliográfica de todas las citas de hongos detectados sobre el castaño en el mundo.



Materiales y métodos

La metodología empleada en el laboratorio ha sido la siguiente:

1. Observación de las muestras a través de binocular, intentando localizar cuerpos de fructificación, micelio, etcétera. En caso positivo se realizaban preparaciones microscópicas directas practicando cortes de material vegetal, utilizando como medio de montaje lactofenol y tinción de azul algodón para facilitar la visualización de las estructuras.

Dado que los caracteres biométricos de los hongos se consideran importantes en la taxonomía de los mismos, se han realizado mediciones de los distintos componentes estructurales, es decir, diámetro del cuerpo de fructificación, longitud de las ascas, longitud y anchura de las ascosporas, longitud de los conidióforos, longitud y anchura de los conidios, etcétera. Para obtener los límites

máximos, mínimos y las medias, se han realizado 50 mediciones en cada caso.

2. En caso de no encontrar cuerpos de fructificación maduros sobre el material vegetal analizado, debido fundamentalmente al largo período de muestreo que en algunos casos no coincidía plenamente con los períodos óptimos de reproducción de los distintos agentes en condiciones naturales, se ha forzado su desarrollo por métodos de laboratorio. Fundamentalmente se han utilizado para este fin los siguientes:

a) *Método de cámara húmeda*. Este método consiste en crear artificialmente unas condiciones de humedad y temperatura óptimas para el desarrollo de los hongos.

Esto se consigue utilizando recipientes, en nuestro caso placas Petri de plástico o cristal. La base de estas placas se recubre de papel absorbente, después se deposita la mues-

Fig. 21. Medios de cultivo artificial.



tra que puede ser: micelio, una sección del carpóforo o de la madera dañada, corte de una hoja, etcétera; una vez en la placa se recubre con agua destilada procurando empañar bien el papel y mojando ligeramente la muestra.

Después se debe vigilar cada 24 horas, debido a que se facilita, no sólo el desarrollo del hongo en cuestión, sino también el desarrollo de gran variedad de saprófitos que nos dificultan la observación.

b) *Siembra en medio de cultivo artificial*: consiste en crear, no sólo una temperatura y humedad propicia, sino también un alimento artificial sustitutivo para poder vigilar mejor el desarrollo del hongo.

Existen muchos medios de cultivo artificial, sólo vamos a reseñar los utilizados en este trabajo. Para lo cual vamos a citar las fórmulas para la fabricación de estos cultivos:

Agar de patata glucosado

Echandi 1971 (PDA)

Patatas peladas y partidas	200 gr.
Dextrosa (glucosa)	20 gr.
Agar	17 gr.
Agua destilada	1.000 ml.

Medio Ponchet (P)

PONCHET *et al.*, 1972

Este medio es selectivo para *Phytophthora* spp.

Agua destilada	1.000 ml.
Agar	17 gr.
Malta	10 gr.
Penicilina G (400.000 VI)	2 cajas
Polymixina 75 %	0,25 gr.
PNCB 75 %	0,134 gr.
Benomilo 50 %	0,03 gr.

Agar malta

Medio para micoflora total de suelos.

Malta extrac.	33 gr.
Agar técnica	10 gr.
H ₂ O destilada	1 litro

Medio Komada

Es selectivo para *Fusarium* en suelo.

A. Agua destilada o desionizada	1.000 ml.
---------------------------------------	-----------

Asparagina	2 gr.
Fosfato bipotásico	1 gr.
Sulfato de Magnesio ..	0,5 gr.
Cloruro Potásico	0,5 gr.
Galactosa	10 gr.
Agar	20 gr.

B. Solución de Sulfato ferroso

EDTA	37,5 gr.
SO ₄ Fe. 7H ₂ O	27,85 gr.
Agua destilada	1.000 ml.

De esta solución se añaden 2 ml. a la formulación indicada en A, deben prepararse cantidades acordes, dado que no se puede conservar.

Después, estos medios de cultivo se meten en matraces y se esterilizan en el autoclave durante un tiempo variable según el medio.

Una vez tenemos el medio de cultivo, se vierte en placas Petri con un dispensador automático a razón de 20 cc. por placa y se disponen sobre la bancada del laboratorio durante 24 horas para observar la existencia de posibles contaminaciones de dichas placas durante el proceso de elaboración del medio, y se guarda envuelto en papel de aluminio en cámara frigorífica hasta su utilización. Debe anotarse el tipo de cultivo y la fecha de elaboración del medio en las placas, dado que algunos tienen un tiempo de caducidad.

El proceso de siembra debe ser lo suficientemente rápido para evitar la infección del cultivo. Debe realizarse cerca de una llama, para poder desinfectar el instrumental: asa de siembra, aguja enmangada o bisturí. Una vez realizada la siembra las placas se sellan con papel de parafilm para evitar desecación y la contaminación del cultivo.

3. Existe una micoflora edáfica, muy importante y de difícil aislamiento; para poder estudiar estos hongos del suelo, utilizamos materia orgánica de origen vegetal como «trampa» en un medio líquido, para poder captar las esporas flageladas de este tipo de hongos. En nuestro caso hemos utilizado pétalos de clavel y en raras ocasiones aguacate.

El método es el siguiente:

Primero hemos recogido tierra de la rizos-

fera de los árboles afectados. Después, ya en laboratorio, la tierra se tritura y tamiza. Luego se mezclan 100 gr. con 1 litro de agua, se revuelve y se deja reposar.

Después se vierten 20 ml. de la mezcla en placas Petri y se añaden de 3-4 pétalos de clavel por placa (han de ser de capullos de clavel sin abrir, que su desarrollo no se haya completado), se pone fecha y código de identificación.

Se deben preparar unas cinco placas por muestra. Estas se observarán cada 24 horas durante el tiempo necesario para que se fijen los esporangios.

Las observaciones y microfotografías se realizaron con los siguientes equipos ópticos:

Microscopios:

NIKON OPTIPHOT AFX-III con cámara NIKON-35.

NIKON LABOPHOT.

Binoculares:

NIKON SMZ-10 con cámara NIKON FX-35.

NIKON de 0,9-4 aumentos.

CARL-ZEISS de 2-4 aumentos.

En todos ellos se utiliza una película EKTACROME 50 con luz de tungsteno.

El material fotográfico de campo estaba compuesto por las cámaras NIKON AF-3 con un macro de 35 mm. (1:28) y MINOLTA SRT 303 con un macro de 50 mm. La película utilizada ha sido ECKTACROME 50 luz de día.

Resultados

Situación taxonómica de las especies encontradas

Ascomycotina

CARACTERES DE IDENTIFICACION

Son hongos cuyo aparato vegetativo está formado por un micelio tabicado más o menos desarrollado y ramificado. Se reproducen sexual y asexualmente.

En la reproducción sexual, al conjunto de hifas fértiles se le denomina himenio que se transforma en ascas, en cuyo interior están las ascosporas, generalmente ocho.

Mezcladas con las ascas fértiles aparecen sobre el himenio otras ascas estériles que reciben el nombre de paráfisos, otras hifas del micelio las van recubriendo con una capa protectora de tejido pseudoparanquimático llamado excípulo o peridio.

El excípulo, el himenio, las ascas y los paráfisos constituyen los cuerpos de fructificación, que pueden ser superficiales o estar hundidos en el huésped. Pueden ser esféricos, de forma de pera o botella (peritecas) o en forma de disco o copa (ascomas). Las peritecas pueden ser cerradas o abrirse por una pequeña abertura denominada ostiolo.

Las esporas asexuales o conidios se forman sobre hifas especiales denominadas conidióforos, o en el interior de cuerpos de fructificación parecidos a las peritecas, denominados picnidios.

CLASE *LOCULOASCOMYCETES*

ORDEN *DOTHIDEALES*

Familia *Mycosphaerellaceae*:

Mycosphaerella maculiformis
(PERS.) SCHROET.

= *Sphaerella m.* (PERS.) AUERSW.
= *Mycosphaerella castanicola* KLEB.

CLASE *PYRENOMYCETES*

ORDEN *HYPOCREALES*

Familia *Nectriaceae*:

Nectria spp. FR.

ORDEN *SPHAERIALES*

Familia *Ophiostomataceae*:

Ceratocystis spp. ELLIS y HALST.

Familia *Diatrypaceae*:

Diatrypella quercina (PERSOON) COOKE.

Valsa ceratophora TUL. ET C. TUL.

Familia *Sphaeriaceae*:

Endothia parasitica (MURRIL) P. J. y H. W. ANDERSON.

= *Diaporthe p.* MURRIL.

= *Valsonectria p.* REHM.

= *Cryphonectria p.* (MURR.) BARR.

Melanconis modonia TULASNE.

= *M. pernicioso* BRIOSI y FARNETI.

= *Pseudovalsella modonia* (TUL.) KOBAYASHI.

ORDEN *XYLARIALES*

Familia *Xylariaceae*:

Hypoxylon mediterraneum (DNtrs) Ces et DNtrs.

Basidiomycotina

CARACTERES DE IDENTIFICACION

Los basidiomicetos tienen el cuerpo vegetativo formado por un micelio tabicado más o menos desarrollado y ramificado. Sus hifas se entrelazan a veces muy estrechamente y forman tejidos pseudoperanquimáticos. Su micelio puede ser efímero y durar solamente hasta la producción de sus cuerpos de fructificación. Otras veces perenne.

La reproducción viene determinada por la producción de los basidios, sobre los cuales aparecen posteriormente las basidiosporas.

Los cuerpos de fructificación se denominan carpóforos.

CLASE HEMIBASIDIOMYCETES

ORDEN TREMELLALES

Familia Tremellaceae:

- Tremella mesenterica* RETZ. EX FR.
- = *T. chrysocoma* BULL.
- = *T. lutescens* (PERS. EX PERS.) FR.

CLASE HYMENOMYCETES

ORDEN AGARICALES

Familia Cortinariaceae:

- Naucoria erinacea* FR.
- = *Phaeomarasmium erinaceus* SHERF.
- = *P. aridus* (PERS.) SING.

Familia Pleurotaceae:

- Crepidotus variabilis* (PERS. EX FR.) QUEL.
- = *C. pubescens* FL. DAN.
- = *Dochmiopus variabilis* (PERS. EX FR.) PAT.

Familia Strophariaceae:

- Nematoloma fasciculare* KARSTEN.
- = *Hypholoma f.* (HUDSON EX FRIES) KUMMER.
- = *Geophila fascicularis* QUEL.

Familia Tricholomaceae:

- Armillaria mellea* (VAHL.) KUMMER.
- = *Armillariella m.* (VAHL. IN FL. DAN. EX FR.) KARST.
- = *Clitocybe m.* RICKEN.
- Collibia fusipes* (BULL. EX FR.) QUEL.

- Mycena inclinata* (FR.) QUEL.
- = *M. calopus* SS RI. BRES.
- = *M. galericulata* var. *calopoda* (FR.) KARST.

ORDEN APHYLLOPHORALES

Familia Corticiaceae:

- Corticium caeruleum* (SCHRAD.) FR.
- = *Pulcherricum c.* (SCHARD. EX FR.) PARM.
- = *Thelephora c.* FR.

- Peniophora quercina* (PERS. EX FR.) COOKE.
- = *Thelephora q.* PERS. EX FR.
- = *T. ciliata* FR.
- = *Peniophora corticalis* (BULL.) BRES.

Familia Fistulinaceae:

- Fistulina hepatica* SCHAEFF. EX FR.
- = *F. sarcoides* ST-AM.
- = *F. buglosa* (RETZ.) EX KRAUSE.
- = *Ceriumyces hepatica* SACC.

Familia Polyporaceae:

- Coriolus versicolor* (L. EX FR.) QUEL.
- = *Trametes v.* (L. EX FR.) PILAT.
- = *Polyporus v.* L. EX FR.

- Daedalea quercina* L. EX FR.
- = *Lenzites q.* QUEL.
- = *Trametes q.* (L. EX FR.) PIL.

- Dichomitus campestris* (QUEL.) DOM. ET ORL.
- = *Trametes c.* QUEL.
- = *Coriolellus c.* (QUEL.) BOUD.

- Fomes fomentarius* (L. EX FR.) KICKX.
- = *Ungulina fomentaria* PAT.
- = *Polyporus mirus* KALCHBR.
- = *Placodes fomentarius* QUEL.

- Ganoderma australe* (FR.) PAT.
- = *G. adpersum* (SCHULTZ) DONK.
- = *G. europaeum* STEY.

Phellinus torulosus (PERS.) BOURD. ET GALZ.
= *Polyporus t.* PERS.
= *Fomes fuscopurpureus* OBE.

Polyporus arcularius BATSCH. EX FR.
= *Leucoporus a.* QUEL.
= *Favulus a.* AMES.

Polypilus intybaceus FR.
= *Caloporus i.* QUEL.
= *Polyporus i.* FR.

Familia *Schizophyllaceae*:

Schizophyllum commune FR.

Familia *Stereaceae*:

Stereum hirsutum (WILLD. EX FR.) GRAY.
= *Thelephora hirsuta* WILL.
= *Auricularia reflexa* BULL.

Deuteromycotina

CARACTERES DE IDENTIFICACION

Son hongos cuyo ciclo evolutivo no presenta procesos sexuales. Si los tiene son desconocidos. Algunos Deuteromicetos resultan ser Basidiomicetos o Ficomicitos, pero la mayoría son Ascomicetos y por ello figuran a continuación de estos.

La reproducción es muy sencilla. Sus conidios se forman en los extremos de conidióforos, que pueden estar encerrados en cuerpos de fructificación tipo picnidio, con excípulo y ostiolo, o pueden originarse libremente, sueltos o agrupados sobre el micelio.

Los picnidios pueden ser superficiales o estar hundidos en el huesped. Pueden formarse aisladamente o estar agrupados dentro de masas de estroma. Su excípulo puede faltar. A veces los picnidios son completos o bien puede faltar su mitad superior o inferior. También puede ocurrir, cuando faltan los picnidios, que los conidióforos y conidios se formen debajo de la epidermis, que necesitan desgarrar para quedar en libertad, o que se formen sobre la superficie de los órganos afectados.

CLASE *COELOMYCETES*

ORDEN *MELANCONIALES*

Familia *Melanconiaceae*:

Coryneum spp. NEES EX LINK.

Coryneum modonium (TUL.) GRIFF. ET MAUBL.

= *C. pernicioso* BRIOSI ET FARNETTI.

= *C. kunzei* var. *castanea* SACC.

= *C. castaneae* (SACC.) PETRI.

Libertella faginea DESM.

= *L. fusca* BON.

ORDEN *SPHAEROPSIDALES*

Familia *Sphaeropsidaceae*:

Cylindrosporium castaneicolum (DESM.) BERL.

= *Septoria castanicola* KLEB.

Cytospora spp. EHRENB. EX FR.

Cytospora chrysosperma (PERS.) FR.

Endothiella spp. SACC.

Phyllosticta maculiformis SACC.

CLASE *HYPHOMYCETES*

ORDEN *HYPHALES*

Familia *Dematiaceae*:

Alternaria spp. NEES. EX FR.

Aureobasidium spp. VIALA ET BOYER.

Cladosporium spp. LINK. EX FR.

Familia *Moniliaceae*:

Fusarium spp. LINK. EX FR.

Fusarium moliniformis LINK. EX FR.

Trichoderma viride PER. EX GRAY.

Trichothecium roseum LINK.

Familia *Stilbaceae*:

Graphium spp. CORDA.

ORDEN *TUBERCULARIALES*

Familia *Tuberculariaceae*:

Tubercularia vulgaris TODE EX FR.

Mastigomycotina

Son hongos que poseen un aparato vegetativo formado por un micelio aseptado, y que poseen una fase móvil en su desarrollo. Concretamente los Oomicetos se caracterizan por poseer zoosporas biflageladas y una reproducción sexual por medio de oosporas. Las Peronosporales se reproducen asexualmente por medio de zoosporangios bien diferenciados de las hifas del micelio, que a su vez producen zoosporas.

CLASE *OOMYCETES*

ORDEN *PERONOSPORALES*

Familia *Phytophthoraceae*:

Phytophthora cambivora (PETRI) BUISMMAN.
= *Blepharospora c.* PETRI.

Phytophthora cinnamomi RAND.
= *Pseudopythium phytophthoron* SIDERIS.

Familia *Pythiaceae*:

Pythium spp. PRINGS.

Zygomycotina

Los hongos pertenecientes a esta subdivisión poseen un micelio aseptado, se reproducen sexualmente por medio de zigosporas, formadas aisladamente, como resultado de la fusión de dos ramas del micelio que actúan como gametangios. El estado asexual es por medio de aplanosporas (no móviles). Las Mucorales son muy frecuentes en el suelo, normalmente actúan como saprófitos y algunas veces como parásitos débiles.

CLASE *ZYGOMYCETES*

ORDEN *MUCORALES*

Familia *Mucoraceae*

Rhizopus spp. EHRENB.

A continuación describimos las especies encontradas en este trabajo siguiendo un posible orden de importancia fitopatológica en relación con el castaño.

Descripción de los taxones encontrados

Phytophthora cinnamomi RANDS *Phytophthora cambivora* (PETRI) BUISSMAN

Las primeras citas sobre la enfermedad de la tinta se dan en los castaños de los montes del pueblo de Jarandilla, situado en la falda meridional de la Sierra de Gredos, que se extendió por toda la comarca de La Vera de Plasencia, causando graves daños en 1726 (MERINO DE VARGAS, 1797-1803). Hasta mediados del siglo pasado no se vuelven a tener citas de la enfermedad, obteniéndose en los bajos Pirineos (BLANCO, 1925). En 1871 y 1872 hace su aparición en los castañares de las costas del Cantábrico, entre Ondárroa y Lekeitio (GOICOECHEA, 1900). Algún tiempo después se había desarrollado ya en algunas comarcas de Galicia. En Pontevedra los daños eran muy graves, como se deduce de la siguiente nota dirigida a la Real Sociedad Española de Historia Natural: «... Los castaños mueren a millares, de modo que, de continuar como hasta aquí, la enfermedad acabará con los pocos que todavía quedan en pie.» (CRESPI, 1897). Algunos autores no quisieron opinar sobre si la enfermedad de Jarandilla en 1726 era la misma que azotaba el norte de la península, sin embargo, otros afirmaron que se trataba de la misma enfermedad y que en sus días continuaba causando estragos en la zona (GOICOECHEA, 1900; ELORRIETA, 1949). La enfermedad se extendió por las cuatro provincias de Galicia, Asturias, Santander, Vizcaya y Guipúzcoa y por el Valle de Baztán en Navarra (CASTELLARNAU *et al.*, 1909). También se cita en los alrededores de Avila (CRIÉ, 1898) y en la vertiente meridional de la Sierra de Gredos (GOICOECHEA, 1900; PRUNET, 1906).

En Portugal la enfermedad apareció en 1853, se tenían noticias del mal en la cuenca del Miño, pero hasta 1878 no se dio cuenta de la enfermedad a la Academia de Ciencias de París (PLANCHON, 1878). En Italia, que es donde se denuncia por primera vez el mal, empezó en los alrededores de Graglia, en el Piamonte, hacia el año 1842; luego se propagó por la Liguria y la Toscana (SELVA, 1872). En Francia se creía que la infección fue llevada desde Italia a los Cévennes (PRUNET, 1906). La expansión de la enfermedad llegó hasta las Azores (FOUQUÉ, 1876). En América del Norte se conocía la enfermedad desde 1824 (CRANDALL *et al.*, 1945).

Fig. 22. Aspecto de un ejemplar afectado por la «tinta».





Fig. 23. Características ramas puntisecas en un árbol muy afectado por la enfermedad.

Se presentan grandes dificultades al querer averiguar la causa originaria de la enfermedad. Con alguna rara excepción, casi todos los autores coinciden en que la causa se encuentra en las raíces, pero al querer tratar de averiguar el agente aparecen las discrepancias. Algunos sostenían que debía atribuirse al micelio del *Agaricus melleus*, que en su forma *Rhizomorpha subcorticalis* invadía las raíces produciendo su muerte (PLANCHON, 1878). Otros autores se lo atribuyen al micelio de otro hongo designado con el nombre provisional de *Torula exitiosa* que también ataca a las raíces (SEYNES, 1879). También se pensó que se trataba de una degeneración gomosa del contenido de

las células radicales. (GIBELLI, 1883). Otras hipótesis se lo atribuían a las micorrizas, es decir, que las raíces son víctimas del mismo micelio que en circunstancias normales les proporciona alimentos y les favorece para la absorción del agua del suelo (DELACROIX, 1897). Otros opinaron que la capa de micelio que envuelve los ápices radicales para formar las micorrizas, es destruida por un hongo que se desarrolla parasitariamente sobre ella, al cual denominan *Mycelophagus castaneae* (MANGIN, 1913). También se atribuye la enfermedad a un hongo que vive sobre las hojas, y al cual denomina *Phytophthora castanicola* (GOICOECHEA, 1900).

Hubo que esperar unos años, hasta 1917

Fig. 24. Caída prematura de las hojas en ejemplares afectados.

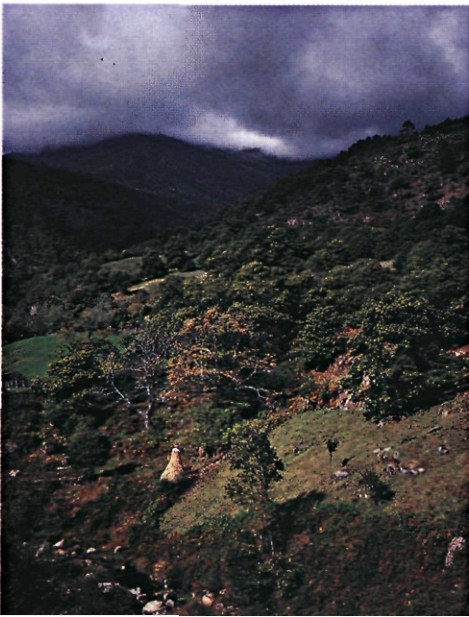


Fig. 25. Según avanza la enfermedad se produce el aborto de los frutos.





Fig. 26. Numerosos castaños secos en una zona invadida por el hongo.

para que se descubriera el agente que ha llegado hasta nuestros días, el hongo *Phytophthora cambivora* (PETRI) BUISS. (PETRI, 1917). Unos años más tarde se descubrió otra especie, hermana de la anterior, en Inglaterra (DAY, 1938), y en EE.UU. (MILBURN y GRAVATT, 1932): *Phytophthora cinnamomi* que producía los mismos efectos perniciosos. En Portugal es en 1945 cuando se aíslan y determinan los dos grandes agentes responsables de la enfermedad de la tinta (PIMENTEL, 1945). En Francia en 1961 se reconoce la existencia de las dos especies (GRENTE, 1961). En España, después de varios trabajos, se confirma la suposición de que el hongo productor de la enfermedad de la «tinta» del castaño en Galicia no es la especie *Phytophthora cambivora* (PETRI) BUISS., aplicando la clave de Leonian se identifica como de la especie *Phytophthora cinnamomi* RANDS. (URQUIJO, 1947). También en EE.UU. algunos autores han rectificado comprobando que se trataba de *P. cinnamomi* (CRANDALL, GRAVATT y MILBURN, 1945).

Los hongos causantes de la enfermedad son Ficomycetos Oomicales de la familia Peronosporáceos. El micelio de estos hongos semiparásitos vive en forma saprófita, sobre las partículas de materia orgánica del suelo, siendo transportado con la tierra a grandes distancias por el hombre y los animales. Cuando el micelio en su desarrollo alcanza las zonas vivas del árbol comienza su acción parasitaria, invade los tejidos vivos y los desorganiza. Si las raíces invadidas son delgadas se ennegrecen y reblandecen, pero en las

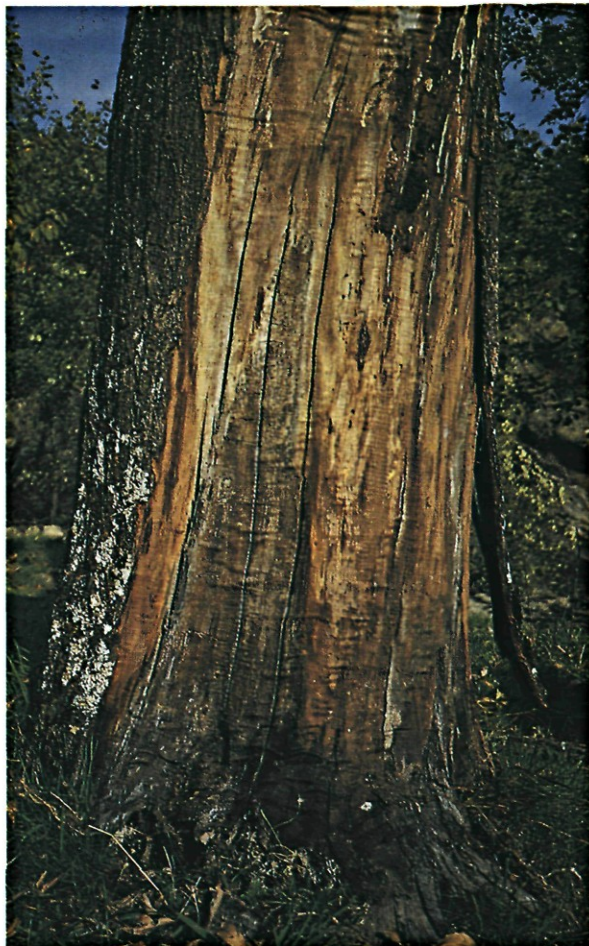


Fig. 27. Tronco de castaño descortezado permitiendo ver la lesión producida por la enfermedad de la «tinta».

raíces de mayor diámetro, debido a la alteración de la corteza y del cambium, la invasión se exterioriza cuando el crecimiento diametral de las partes sanas provoca el desgarramiento de la corteza que recubre las placas donde el cambium ha sido destruido. Los tubos cribosos y vasos leñosos se llenan de una sustancia gomosa, teñida de negro por las sustancias fenólicas oxidadas, producida en reacción contra el parásito, que por oscurecer las zonas enfermas ha dado el nombre de «tinta» a esta micosis (TORRES JUAN, 1975). La propagación del hongo se realiza, bien por el crecimiento del micelio, o bien por mediación de esporas que pueden ser de varios tipos:



Fig. 28. Característica mancha oscura en forma de llamas.

- Zoosporas o esporas nadadoras.
- Clamidosporas o esporas de resistencia.
- Esporas de origen sexual u oosporas. (ARRONDO, 1986).

Los síntomas aparecen siguiendo una secuencia casi constante. Primeramente se observan ramas puntisecas (Figs. 22 y 23). Las hojas son más pequeñas, se aclaran y progresivamente amarillean. La caída de las hojas es a veces prematura (Fig. 24), generalmente antes del otoño. A medida que el hongo invade los tejidos del huésped, se van acentuando los síntomas de la enfermedad, aborto de los frutos (Fig. 25), ramas muertas y pudrición de raíces. Cuando la pudrición ha llegado al cuello de la raíz o base del tronco, los árboles mueren, entonces la corteza se desprende muy fácilmente y las necrosis negras aparecen sobre la madera presentando el exudado de un líquido de color oscuro. Los tejidos afectados y sanos se delimitan claramente por una zona de tejido decolorada que es donde se desarrolla activamente el parásito. (TAVEIRA, 1979). Este proceso es muy variable según los casos, pudiendo durar varios años o bien desarrollán-

dose con rapidez (Fig. 26) (URQUIJO, 1971). La necrosis formada en la base del tronco es de color oscuro con bordes dentados hacia arriba (TORRES JUAN, 1975), o, dicho de otra manera, en forma de llamas (Figs. 27, 28 y 29) (URQUIJO, 1971).

Como en todos los hongos de este grupo, el micelio es grueso de 2,5 a 3 micras (URQUIJO, 1971), aunque a *Phytophthora cambivora* le dan de 4-6 micras de diámetro (LANIER, 1978), existe en general una diferencia marcada entre las dos especies: *Phytophthora cambivora* (PETRI) BUISSMAN tiene el micelio liso (Fig. 30), mientras que *Phytophthora cinnamomi* RAND es mucho más ramoso, dendroide, con protuberancias laterales y a menudo presenta numerosas formas esféricas con apariencia de clamidosporas, que bien pueden ser órganos de reserva (Fig. 31) (URQUIJO, 1971). Otro carácter diferencial es el tamaño de los esporangios:

Phytophthora cambivora: $43 \times 25 \mu$ de media (URQUIJO, 1971); $50-55 \times 29-32$ micras (VIENNOT-BOURGIN, 1949); $60-75 \times 40-45$ micras (GOIDANICH, 1964).

Phytophthora cinnamomi: $55 \times 31 \mu$ de media (URQUIJO, 1971); $55 \times 38 \mu$ de media (VIENNOT-BOURGIN, 1949), $50-55 \times 29-32$ micras (LANIER, 1978).

En el tamaño de las oosporas todos los autores están de acuerdo, 20-27 micras de diámetro para ambas especies.

Fig. 29. Detalle de la rápida descomposición de los tejidos afectados.





Fig. 30. *Phytophthora cambivora*. A) micelio; B) micelio y esporangios; C) micelio con oogonio y anteridio en formación, en una célula de tejido radical del castaño; D) oogonio con anteridio anfigino; E) oospora madura bien diferenciada; F) esporangio con zoosporas maduras; G, H) zoosporas libres (GOIDANICH; 1964).

La diferencia que se establece en la clave dicotómica de Leonian para separar las dos especies es que *Phytophthora cambivora* no crece en verde malaquita al 1:8.000.000, mientras que *P. cinnamomi* tiene un desarrollo vigoroso, también la primera produce esporangios en agua destilada, cosa que no sucede en *Phytophthora cinnamomi* (LEONIAN, 1934). Las temperaturas óptimas de crecimiento son para *Phytophthora cambivora* 30° C y para *Phytophthora cinnamomi* 25° C (URQUIJO, 1947). De las dos especies el castaño, *Castanea sativa* es mucho más sensible a *Phytophthora cinnamomi* (VROT y GREENTE, 1985).

El tratamiento contra cualquier hongo edáfico es poco eficaz y de difícil aplicación. Contra la «tinta del castaño» el método más eficaz comprende las tres siguientes operaciones:

1. Descalze del tronco y raíces más gruesas hasta 40 ó 50 cm. de profundidad, poniéndolas al descubierto y cepillándolas con una escoba o cepillo de alambre para limpiarlas bien de toda tierra adherida.

2. Mojar todas las partes descubiertas con agua sola, o mejor con un adherente. En la práctica se ha hecho con aparatos pulverizadores de presión previa, con boquilla de chorro para completar la limpieza del tronco y raíces o simplemente con la de pulverización fina.

Se han usado como adherentes la cola de carpintero y mejor los productos a base de resina.

3. Espolvorear toda la superficie mojada

con una sal insoluble de cobre. Se recomienda la siguiente fórmula:

Carbonato u oxiclورو de cobre del 17 por 100	2 partes
Oxido cuproso	1 parte
Caolín o yeso	2 partes

Una vez bien espolvoreado (con fuelle de azufre o espolvoreador de mochila), de modo que una capa de la sustancia cubra toda la corteza de las raíces y tronco en su parte enterrada, se tapa nuevamente con tierra, echándola con cuidado para que el producto adherido a la raíz no sea arrastrado por la tierra.

Es aconsejable esperar un poco antes de cubrir con tierra, pero es más importante dejarle cubierto antes de que sobrevenga alguna lluvia (URQUIJO, 1971).

Los métodos químicos o directos, como el expuesto anteriormente son poco eficaces (TOVAL, 1979), por lo que se recurre a la obtención de castaños resistentes. En España, en 1925, la misión biológica de Galicia consigue los primeros castaños resistentes; las hibridaciones iniciadas bajo la dirección de Cruz Gallastegui (1926), se continuaron en el INIA con Urquijo (1942). Y es en el centro Forestal de Lourizan, del antiguo IFIE, hoy INIA, junto con el departamento de Fisiología Vegetal de la Facultad de Santiago de Compostela (VIEITEZ, 1960) donde se aborda definitivamente la posible solución del problema. En el programa de obtención de Castaños resistentes a *Phytophthora cinnamomi* y *Phytophthora cambivora* desarrollado por Vieitez (1960), después de haber si-

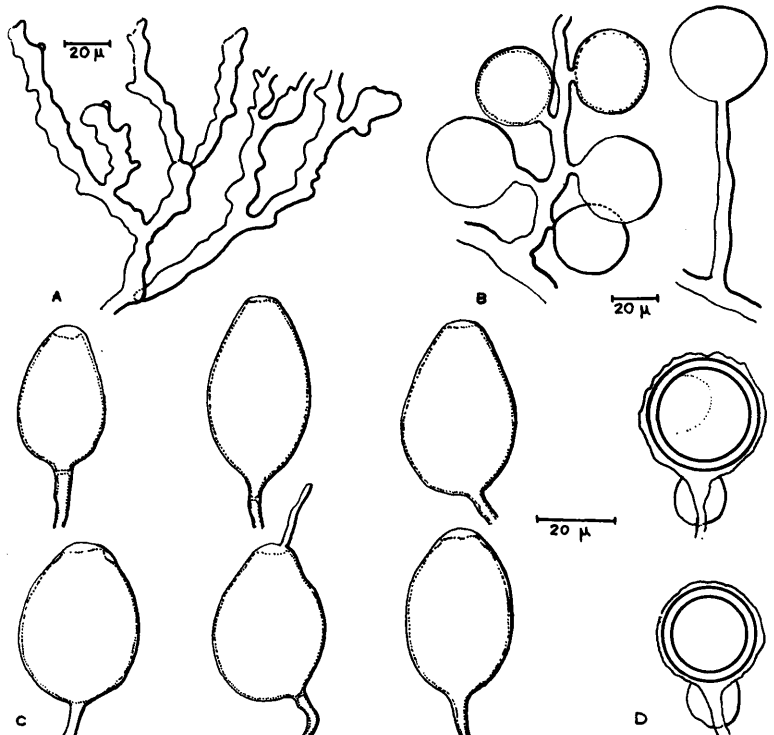
do inoculados 263.000 castaños con mezcla de 19 estirpes de aquellos patógenos, se puso de relieve la existencia de castaños que no fueron afectados por los mismos, después de haber repetido la prueba de inoculación durante tres años sucesivos. Estos castaños fueron considerados como resistentes a la enfermedad de la «tinta», que en número de algo más de 10.000 constituye la mayor colección del mundo de castaños resistentes a dicha enfermedad. Dicha colección fue depositada en el centro forestal de Lourizán y sirvió para producir varios cientos de miles de barbados resistentes que fueron plantados por los más variados puntos de la geografía española e incluso en países extranjeros (VIEITEZ *et al.*, 1984). Desde el año 1958 se han producido más de 380.000 castaños (actualmente 25.000 plantas anuales) que al repartirse por toda la geografía permiten la repoblación de bosques atacados y creación de nuevos castañares (TOVAL, 1979).

Desde el punto de vista genético, la resistencia a la enfermedad de la «tinta», viene determinada por genes recesivos que en los castaños híbridos proceden de los progenitores padres, *Castanea crenata* (70-100 % resistentes) y o *Castanea mollissima* (100 % resistente) (VIEITEZ *et al.*, 1984). Muchos au-

tores admiten que la resistencia a un determinado patógeno puede estar condicionada por la presencia de ciertos compuestos químicos en cantidades significativas, en los tejidos epidérmicos, tales como fenoles, terpenos, esteroides, alcaloides, quinonas, poliamidas alifáticas, etcétera (FARKAS y KIRALY, 1962; MACE y HEBERT, 1963). Estos compuestos al acumularse en las células muertas del peridermo pueden afectar marcadamente al crecimiento de las hifas del hongo patógeno y la concentración de estos compuestos determinan el grado de resistencia a la invasión del hongo (NIMO y VIEITEZ, 1976). Concretamente, la resistencia del castaño europeo a la «tinta», pudiera estar relacionada con su mayor o menor contenido en ácido gálico (NIMO, 1973). Otro carácter positivo de los castaños híbridos es la facultad de rebrotar con gran vigor y de regenerarse por semillas con profusión, siendo esta descendencia altamente resistente a la tinta (MOLINA y VIEITEZ, 1968).

Es de tener en cuenta para la lucha biológica el antagonismo *in vitro* de algunos hongos a *Phytophthora cinnamomi*: *Boletus bovinoides*, *Heleboma cylindrosporium*, *Amanita Caesarea*, *Clitocybe sp.*, *Laccaria laccata*, *Cantharellus sp.*... (VROT y GREUTE, 1985).

Fig. 31. Caracteres microscópicos de *Phytophthora cinnamomi*, RANDS A) Aspecto coraloides de filamentos jóvenes sobre medio de malta 1 % gelificado; B) Vesículas sobre harina de avena gelificada; C) Zoosporangios obtenidos en extracto de tierra de aguacate; D) Oosporas y anteridios formados sobre harina de avena gelificada en cultivo mixto entre *Phytophthora cinnamomi* RANDS y *P. cryptogea* PETHYBRIDGE (VEGH y BOURGEOIS; 1974).



Endothia parasitica (MURRILL) P. J. y H. W. ANDERSON Anamorfo: *Endothiella* SACC.

La enfermedad fue detectada por primera vez en América del Norte, en el parque zoológico de New-York en 1904 (Merkell, 1906); respecto a su origen se establecieron dos hipótesis; la existencia de un organismo indígena que hubiera acrecentado su poder patógeno (CLINTON, 1909), o la introducción de la enfermedad por medio de plantas de procedencia oriental (METCLAFF, 1908), el hongo también fue descubierto en China (MEYER, 1913), y también en Corea y Japón (KOBAYASHI e ITÔ, 1956). Los daños en los países asiáticos son poco importantes, debido a la resistencia de los castaños indígenas, en comparación con los daños en USA, que en el intervalo 1904-1950 esta enfermedad causó la casi completa destrucción del *Castanea dentata* en el este del país (HEPTING, 1974).

En Europa, se cita el «cancro» por primera vez en Italia, en 1938 en Liguria, extendiéndose rápidamente y afectando a casi toda Italia (GOIDANICH, 1960). En Francia es descubierta en 1956 en Genestelle (Ardeche) por un maestro, M. Vaginay. Poco después aparece en Tardets (Pirineos atlánticos), extendiéndose por todo el país, de tal forma que se la considera una enfermedad más grave que la «Tinta». La enfermedad es también descubierta en Suiza en 1948 y en Yugoslavia en 1949. (LANIER, 1978).

En España los primeros casos fueron observados en Galicia en 1940, en una plantación de *Castanea crenata* con planta oriunda de Francia situada en Corgoma de Valdeorras. Este ataque fue estudiado por Rodríguez Sardiña que identificó el agente como *Endothiella gyrosa* SACC. forma *Tamba* comprobándose entonces que no atacaba al *Castanea sativa* solo al *C. crenata Tamba*. (MOLINA, 1984). En Vizcaya es detectada en 1947 (ELORRIETA, 1949) aunque en principio no presentaba la virulencia de las estirpes americanas o italianas que devastaron los castaños en estos países. Más tarde se vuel-

Fig. 32. Micelio afieltrado de *Endothia parasitica*.

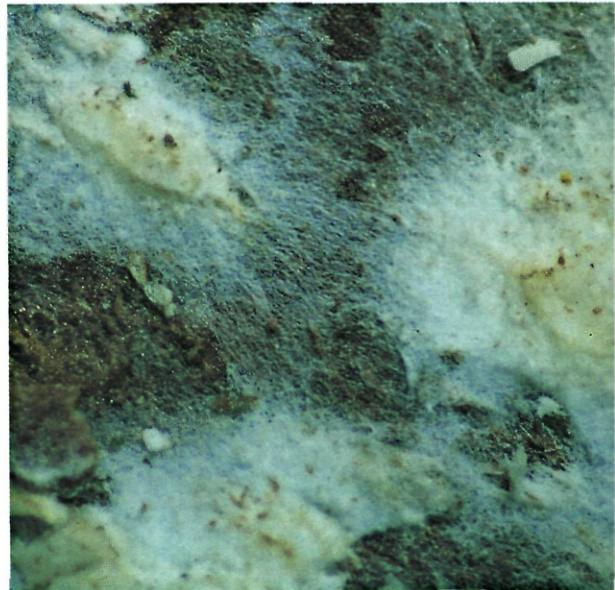
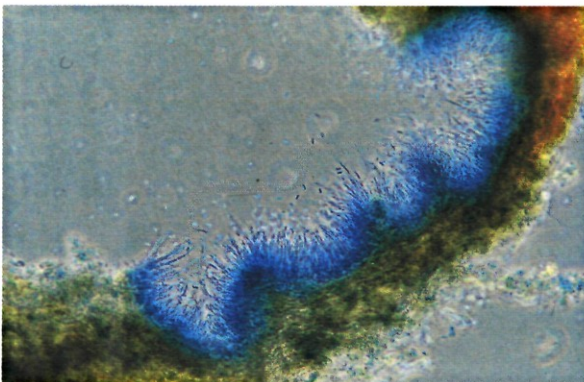




Fig. 33. Detalle del estroma del hongo.

ve a citar en Guipúzcoa y Vizcaya (TORRES JUAN, 1975). En Galicia en 1972, se determinó la *Endothia parasitica* por primera vez en castaños híbridos, en las proximidades de Vigo (DE ANA-MAGÁN, 1984). En 1978 se descubrió otro foco de infección en la comarca de Bierzo en la localidad de Bemibre sobre *Castanea sativa* (DE ANA-MAGÁN, 1984). En años sucesivos este ataque se extendió a lo largo de la carretera general que une a Vigo-Orense y León con focos muy importantes por su virulencia, pero siempre en una zona de plantaciones que bordean a las carreteras afectando a castaños de todas las edades y que no habían sido podados en los últimos años o que lo habían sido de ma-

Fig. 34. Conidióforos de *Endothiella*.



la forma dejando daños por los que penetró la enfermedad. Por lo que se supone que los agentes transmisores han sido los camiones con materiales procedentes de otras partes de España-Francia. Hoy esta enfermedad tiene un nivel de infección muy alto en Navarra, País Vasco y Cataluña, importante en León y Asturias y se inicia con fuerza en Galicia (DE ANA-MAGÁN, 1984).

El agente del cancro del castaño es el ascomiceto *Endothia parasitica* (MURR) AND., su estado conidial pertenece al género *Endothiella* SACC. El micelio forma masas afieltradas de color blanco que se torna crema-amarillento, el cual se desarrolla en el espesor de los tejidos corticales adquiriendo un aspecto ramificado radial, en forma de abanico (Fig. 32). Presenta estromas de color amarillo-anaranjado que oscurecen con la edad (Fig. 33), a veces se agrupan formando masas de aspecto afieltrado-algodonoso, donde se diferencian los picnidios y las peritecas. Los primeros forman cavidades irregulares y expulsan al exterior los conidios en forma de cirros amarillentos, estos conidios son oblongos, a veces algo curvos, redondeados en sus extremos, hialinos, con medidas entre $3-5 \times 1,25-2$ micras y con una media de $3,5 \times 1,5$ micras (Figs. 34 y 35). Las peritecas son menos frecuentes, son subcórceas y se encuentran muy hundidas en el estroma. Las ascas son elípticas con ocho ascosporas en disposición biseriada (Figs. 36

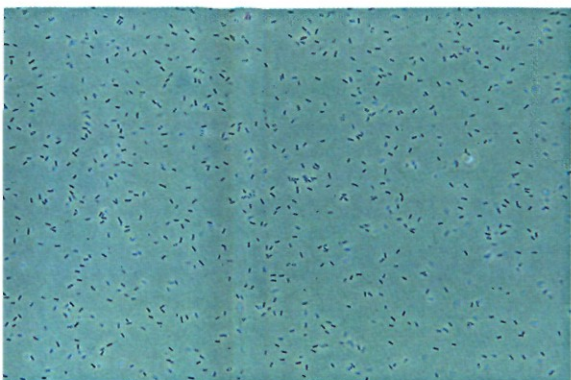


Fig. 35. Conidios de *Endothiella*.

y 37), con un intervalo de $32,5-42,5 \times 7,5-10$ y una media de $37,5 \times 8$ micras. Las ascosporas son hialinas, bicelulares con un tabique central, a veces ligeramente estranguladas a nivel del tabique, de $7,5-10,5 \times 2,5-4$ con una media de $8,5 \times 3$ micras (Figs. 38 y 39).

Los primeros síntomas de la enfermedad se presentan en ramas jóvenes, en forma de áreas rojo-anaranjadas (Fig. 40), en las cuales la epidermis se desprende con relativa facilidad dejando ver el micelio afieltrado, blanco, en forma de abanico del patógeno. Posteriormente sobre ramas más gruesas se produce un engrosamiento, una hipertrofia que origina grietas y hendiduras en la corteza en sentido vertical. Sobre esta corteza

Fig. 37. Ascas y ascosporas de *Endothia parasitica*.

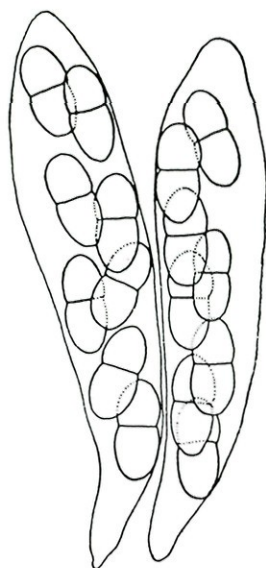
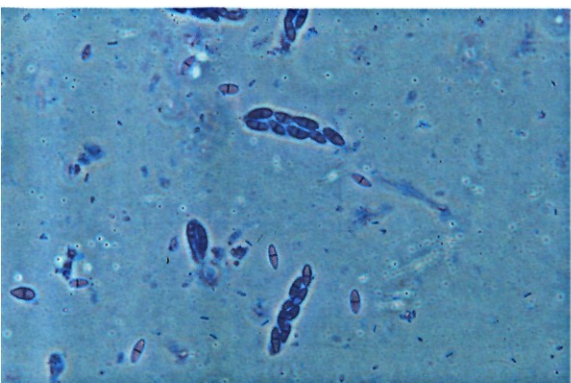


Fig. 36. Ascas y ascosporas de *Endothia parasitica* (MURR) ANDERSON; según HEAL (1913).

se aprecian numerosas pustulas de vivos colores que varían desde amarillo a rojizo según la humedad.

La enfermedad del cancro ataca a las partes aéreas, nunca a las subterráneas (VROT y GRENTE, 1985); los frutos también pueden ser atacados por este hongo (LANIER, 1978; JAYNES y DE PALMA, 1984), sin embargo las hojas y las flores no son parasitadas (LANIER, 1978).

Según URQUIJO (1971) y VIENNOT-BOURGIN (1949) las ascas poseen unas medidas de $30-60 \times 7-9$ micras; las ascosporas: $8-9 \times 4-4,5\mu$ (URQUIJO, 1971), $9 \times 4,5\mu$ (LANIER, 1978), $7-11 \times 3,5-5\mu$ (VIENNOT-BOURGIN, 1949; GOIDANICH, 1960), $10 \times 4\mu$ (EPO, 1980) y los conidios según los distintos autores tienen las siguientes medidas: $2,5-5 \times 1,2-2,5\mu$ (URQUIJO, 1971), $3,5 \times 1,2-2\mu$ (VIENNOT-BOURGIN, 1949), $3,6 \times 1,3\mu$ (LANIER, 1978; GOIDANICH, 1960), $2-3 \times 1$ micras (EPO, 1980). Como se puede apreciar coincidimos con los resultados de los distintos autores en las medidas de las ascas y los conidios, mientras que en las ascosporas, concretamente en el grosor, nuestras medidas son algo más pequeñas.

La diseminación está favorecida por el ai-

re (MURRILL, 1906; MICKIEBOROUGH, 1909), también se han encontrado como vectores a los animales y a los insectos (HODSON, 1908; STUDHALTER, 1914). La contaminación es favorecida por las heridas naturales o artificiales, así como por las galerías de los insectos (*Agrilus* spp) (EPP0, 1980). Las ascosporas al salir están recubiertas de un mucílago que permite que se adhieran al punto donde caen, una vez que han sido proyectadas con violencia al exterior (URQUIJO, 1971), esta expulsión se realiza en períodos de mucha humedad (RANKIN, 1912; ANDERSON, 1913; HEALD y GARNER, 1913; HEALD, GARNER y STUDHALTER, 1915), particularmente durante el mes de agosto (VIENNOT-BOURGIN, 1949). Entre los últimos estudios sobre los vectores de la *Endothia* se han encontrado hormigas (*Aphaenogaster lamellidens*) (ALBAUGH, 1982) y limacos (*Lehmannia marginata*) (TURCHETTI y CHELAZZI, 1984).

Dada la importancia de esta enfermedad se han estudiado profundamente los métodos para combatirla. A continuación vamos a hacer referencia a los principales métodos de lucha así como breves explicaciones de distintos autores para hacer más comprensible el texto.

La resistencia que presentan las raíces y la zona del cuello a la infección permitiendo que los tocones permanezcan vivos, aunque se seque la parte aérea, así como la reproducción de los rebrotes, ha servido de base para el tratamiento «BIRAGHI» (URQUIJO, 1971). Consiste este tratamiento en cortar todos aquellos pies que presenten los síntomas de la enfermedad, para evitar que las cepas puedan llegar a infectarse. Si alguno de los nuevos brotes de una cepa vuelve a enfermar, hay que volverlo a cortar y repetir la operación una o más veces a turno muy corto, pues se ha comprobado que las cortas repetidas en breves períodos de tiempo hacen más activa la reacción defensiva. Al cabo de uno o varios cortes de los brotes de cepa de los castaños enfermos del cancro, se observa generalmente, que los últimos renuevos crecen sanos y vigorosos, por haber perdido las cepas que los producen la predisposición a esta enfermedad. Sin embargo, en los castaños viejos de fruto cuyas cepas no den nuevos brotes, debido a su

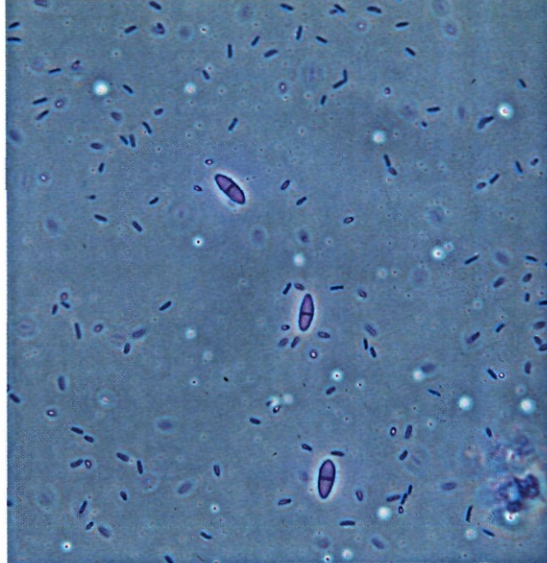


Fig. 38. Ascosporas de *Endothia parasitica*.

avanzada edad, se tendrá que recurrir al injerto de las variedades selectas en patrones que hayan adquirido inmunidad contra el cancro y cuyos frutos sean de la calidad requerida (TORRES JUAN y DE MATEO, 1968).

Otro método de lucha es la utilización de híbridos resistentes. Los castaños japoneses y chinos (*Castanea crenata* y *mollissima*) son muy resistentes; *C. Sequini*, *pumila*, *ozarkensis* son entre resistentes a sensibles; el *Castanea henryi* es sensible, mientras que *C. sativa* y *C. dentata* son muy sensibles. (LANIER, 1978). Sin embargo, se ha comprobado que en los Castaños chino *C. mollissima*, japonés *C. crenata* y el español *C. sativa*, existen manifestaciones de inmunidad activa que se oponen con el mismo mecanismo al ataque del hongo *Endothia parasitica*. La única diferencia observada entre las tres especies es la distinta velocidad e intensidad de reacción de cada una de ellas contra la infección. Estas velocidades e intensidades de reacción, que pueden variar dentro de la misma especie, son las que hacen que el *C. mollissima* sea totalmente resistente al cancro, y que el *C. crenata* y el *C. sativa* lo sean discreta y moderadamente (TORRES JUAN, 1975). Desde un punto de vista genético, la resistencia de *Castanea dentata* al cancro, la producen por lo menos dos genes recesivos (CLAPPER, 1954). La resistencia probablemente es horizontal más que vertical. La resistencia horizontal es estable y usualmente de naturaleza poligénica, la resistencia vertical es inestable y está controlada por relativamente

pocos genes en el huésped y puede ser anulada por la mutación de un simple gen en el patógeno (VAN DER PLANK, 1968). Otros autores también se inclinan por aceptar como horizontal la resistencia del castaño al «Cancro» (JAYNES, 1974), sobre todo teniendo en cuenta que la *Endothia parasitica* es variable (ANDES, 1961) y las estirpes pueden ser no patógenas o hipovirulentas (GRENTE, 1965; PUCHALA y ANAGNOSTAKIS, 1971). Otros autores consideran la cutícula como una barrera mecánica a la infección que retarda o impide la penetración del hongo, desconociéndose las condiciones de la misma que confieren protección contra el patógeno (MARTÍN, 1964). Como ya vimos en la «Tinta», muchos autores admitían que la resistencia a un determinado patógeno puede estar condicionada por la presencia de ciertos compuestos químicos, pues la resistencia del castaño americano a la *Endothia parasitica* es considerada dependiente del contenido en determinados taninos (NIENSTAEDT, 1953). Según parece, la *Endothia parasitica* puede utilizar los taninos de la corteza de castaño. Los castaños europeos y americanos susceptibles al cancro, contienen grandes cantidades de hamamello tánico, pero está ausente en los castaños chinos y japoneses resistentes (ELKINS *et al.*, 1982).

También las reservas en almidón pueden tener un papel importante en la aptitud del castaño a responder a una infección de *Endothia parasitica*. (OSTROFSKY y SHIGO, 1984).

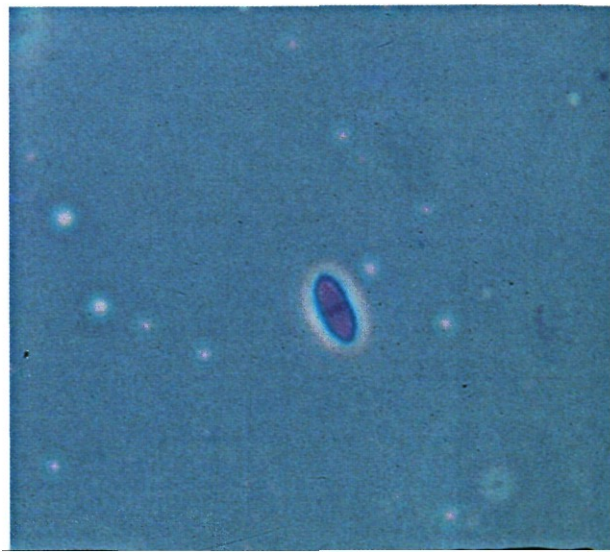
La hipovirulencia como método de lucha biológica: «La *Endothia* es una enfermedad epidémica del castaño y la hipovirulencia, una enfermedad epidémica de la *Endothia*.» (GRENTE y VROT, 1984). En los últimos años se ha observado una notable regresión de cancro del castaño en Italia (ZECHINI D'AULERIO y ZAMBONELLI, 1987), esta regresión se traduce por una cicatrización espontánea de los cancos (TURCHETTI, 1982 y 1984; MUTTO ACCORDI, 1984 y LUISI y VANNINI, 1985). Una corteza nueva agarra en los tejidos del cancro, esta nueva corteza no es atacada por el parásito, repone las partes enfermas hacia el exterior oponiéndose a la progresión del cancro en la superficie. Poco después todas las partes enfermas son aisla-

das de la planta, se secan y la corteza cae como ritidoma (VROT y GRENTE, 1985). El análisis de esta cicatrización espontánea ha mostrado que es debida a una pérdida del poder patógeno del hongo, esta pérdida de la virulencia es consecuencia de una transformación del parásito. Se pueden aislar de los cancos en vías de curación, nuevas cepas del hongo, cepas hipovirulentas. Se ha demostrado que estas cepas están siempre asociadas con el fenómeno de cicatrización. Las cepas hipovirulentas no son capaces de atravesar las barreras de la corteza, cuando su formación se completa como es en el caso de las cepas virulentas. Las defensas de la planta son suficientemente eficaces contra estas nuevas formas anormales, lo que explica la cicatrización de los cancos. (VROT y GRENTE, 1985).

Una cepa hipovirulenta posee tres propiedades esenciales:

1. No ocasiona más que lesiones limitadas que cicatrizan rápidamente (hipovirulencia).
2. Protege a la planta contra una infección por una cepa normalmente virulenta, cuando ha sido inoculada al árbol, en el punto de infección, antes o al mismo tiempo que la cepa virulenta (poder de protección).
3. Cuando es inoculada en la periferia de un cancro en desarrollo, provocado por una cepa virulenta, evoluciona hacia la cicatrización en algunos meses, reconstruyendo así los fenómenos observados en Italia (poder de exclusión) (VROT y GRENTE, 1985).

Fig. 39. Ascospora con un ligero estrechamiento a nivel del tabique.



Por medio de ensayos de laboratorio se ha podido comprender como se producen tales fenómenos. La cepa hipovirulenta es portadora de una anomalía celular, que es infecciosa. Es decir, que cuando una cepa hipovirulenta entra en contacto con una virulenta, la primera transmite a la segunda sus caracteres, la contagia. La cepa virulenta pierde sus características patógenas y las defensas naturales del árbol pueden eliminarla cuando antes eran ineficaces contra una cepa normal (VROT y GRENTE, 1985; ZECHINI D'AULERIO, *et al.*, 1982). La capacidad curativa de la cepa hipovirulenta de *Endothia parasitica* está estrechamente ligada a la compatibilidad vegetativa (ANAGNOSTAKIS y WAGGONER, 1981; ANAGNOSTAKIS, 1983). Se ha demostrado que el factor de hipovirulencia está determinado por la presencia de RNA, que, como cualquier partícula viral, se transmite por contacto (DODDS, 1979). Solamente entre cepas vegetativamente compatibles es posible la formación de anastomosis hifal y la transmisión del RNA citoplasmático, transformando la cepa virulenta en hipovirulenta (GRENTE y BERTHELAY-SAURET, 1978; ANAGNOSTAKIS y DAY, 1979).

El principio de la aplicación es introducir en el medio, sobre las lesiones en evolución, las cepas hipovirulentas adaptadas, es decir, compatibles a las cepas virulentas. Como no se pueden tratar todos los canchros, se introduce el inóculo solamente en ciertos puntos encuadrando la zona atacada. Se comienza por elegir los canchros situados en el medio de los focos de la enfermedad. Actualmente se aconseja tratar los primeros años alrededor del 10-15 por 100 de los canchros presentes en la parcela. Los años siguientes es necesario continuar interviniendo sobre los nuevos canchros. De esta forma la cepa hipovirulenta se generaliza por toda la zona tratada (VROT y GRENTE, 1985). Las modalidades de esa introducción consisten en la inoculación de la cepa hipovirulenta en la periferia de los canchros, sobre los troncos y las ramas de corteza lisa. Para practicar esta inoculación es necesario:

1. Delimitar cuidadosamente la parte enferma: con un cuchillo, levantamos la capa

superficial de la corteza, sobre todo el contorno de la lesión. El límite de los tejidos sanos y enfermos aparece ahora de forma evidente.

2. Hacer agujeros con sacabocados con toda la profundidad de la corteza y toda la longitud del límite. Los agujeros deben distar los unos de los otros 2-3 cm. como máximo; deben situarse exactamente en la parte sana, en el borde del límite que ellos deben tocar.

3. Situar en cada agujero una gota de pasta seleccionada para el tratamiento del castañar en cuestión (VROT y GRENTE, 1985).

Fig. 40. Arbol afectado por *Endothia parasitica*.



Mycosphaerella maculiformis (PERSOON) SCHROET
Anamorfos: *Cylindrosporium castaneicolum* (DESM.)
BERL.
Phyllosticta maculiformis SACC.

Esta enfermedad, denominada vulgarmente como la «Socarrina de las hojas del castaño» (URQUIJO, 1971) o «enfermedad de las manchas y la desecación de las hojas» (CASTELLARNAU *et al.*, 1909), ya se conocía a finales del siglo pasado, en que se demostró que tanto el *Cylindrosporium* como la *Phyllosticta* no eran más que formas evolutivas del hongo perfecto *Sphaerella maculiformis* (PERS.) AUERSW (BERLESE, 1893). La incidencia de este hongo sobre la planta depende de la abundancia, no llega a ser mortal salvo en el caso de que se desarrolle en exceso, entonces altera las funciones nutritivas, lo que se traduce en una defoliación prematura y es causa de que los erizos no lleguen a madurar. Sólo en este caso constituye una verdadera plaga, como ocurrió en los alrededores de Génova en 1880 (PICCONNE, 1881), y posteriormente en varias comarcas de Francia (ROUMEGNERE, 1889) e Italia (CUBONI, 1896).

El causante de la enfermedad es el ascomiceto *Mycosphaerella maculiformis* (PERS.) SCHROET. que posee dos formas imperfectas: *Phyllosticta maculiformis* SACC. y *Cylindrosporium castaneicolum* (DESM.) BERL.. Sobre las hojas del castaño aparecen unas manchas pequeñas de color pardo, con el borde más claro, amarillento (Figs. 41 y 42), estas manchas son visibles también por el envés, pueden ser muy numerosas, confluentes, llegando a cubrir todo el limbo; las hojas se enrollan y provoca la caída prematura. En la su-

perficie de estas manchas, en la parte superior del limbo, se forman los acervulos de *Cylindrosporium* (Fig. 43), produciendo conidios tritabcados (Fig. 44), excepcionalmente con cuatro tabiques (Fig. 45), hialinos, vermiformes, con unas medidas entre 25-38 × 2,5-3,5 micras y una media de

Fig. 41. Hojas afectadas por el hongo.





Fig. 42. Hojas prensadas, donde se aprecia el daño producido por el hongo.

30,5 × 3 micras. Más tarde aparecen unas áreas decoloradas de forma irregular, en cuyo interior se aprecian unos pequeños puntos negros, circulares, gruesos, que corresponden a los picnidios de *Phyllosticta* (Figs. 46 y 47), con un diámetro que oscila entre 125-225 micras, que liberan conidios pequeños (Fig. 48), alargados, cilíndricos, con un intervalo de medidas de 3,75-4 × 1 micras y una media de 4 × 1 μ. Por último, en las hojas caídas, durante el invierno se forman las peritecas de *Mycosphaerella*, expulsando ascas con ocho ascosporas tabicadas de 12,5-17,5 × 2,5-3,75 μ y una media de 14,27 × 3,32 micras.

Fig. 44. Conidios tritabicados de *Cylindrosporium*.

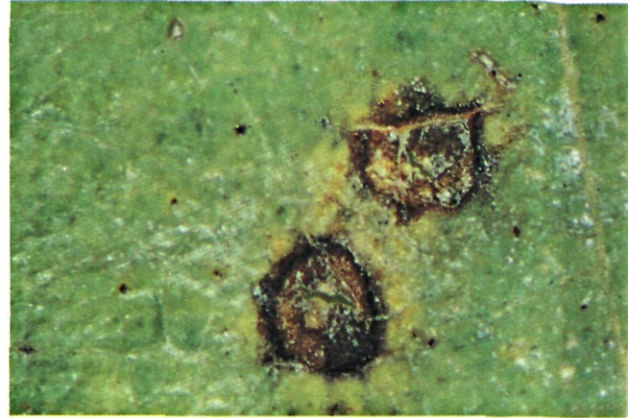


Fig. 43. Acérvulos de *Cylindrosporium castaneicolum*.

URQUIJO (1971) y PASINETTI (1953) denominan la facies conídica como *Phleospora castanicola* (DESM.) SACC. y describen los conidios como hialinos, tritabcados y algo curvados en el ápice, con unas medidas de 28-32 × 4 micras. Mientras que los demás autores lo identifican como *Cylindrosporium* con unas medidas en los siguientes intervalos: 30-40 × 4-4,5 μ (LANIER, 1978), 30-40 × 3-4,5 micras (ELLIS y ELLIS, 1985). VIENNOT-BOURGIN (1949) describe este hongo por medio de un dibujo que concide plenamente con los conidios observados al microscopio en este trabajo, incluso dibuja alguno con cuatro tabiques, mientras que el

Fig. 45. Conidio con cuatro tabiques.





Fig. 46. Picnidios de *Phyllosticta maculiformis*.

dibujo ilustrativo de PASINETTI (1953) no se parece en la forma, incluso dibuja los conidios adelgazados en los extremos. Respecto a los picnidios de *Phyllosticta* los autores coinciden en sus medidas: 4×1 micras (URQUIJO, 1971), $4-6 \times 1 \mu$ (VIENNOT-BOURGIN, 1949), $4-5 \times 1 \mu$ (LANIER, 1978) que coinciden con nuestra media de 4×1 micras. La facies perfecta del ascomicete *Mycosphaerella*, por el cual se conoce esta enfermedad, es más difícil de localizar, dado que durante el invierno se descomponen las hojas siendo invadidas por numerosos hongos saprófitos dificultando el aislamiento de dicho hongo; las medidas dadas por los autores consultados son: $14 \times 3-4 \mu$ (URQUIJO,

1971; PASINETTI, 1953), $12 \times 2 \mu$ (LANIER, 1978) que coinciden con las obtenidas en este trabajo.

El mejor tratamiento para combatir esta enfermedad, es la quema de las hojas caídas, de esta forma se corta el ciclo evolutivo del hongo, este tratamiento es costumbre en los castañares de fruto, donde se queman las hojas y los erizos como medida de limpieza del suelo y para favorecer la recogida del fruto. Sólo en el caso de plantaciones jóvenes, como en viveros, puede ser eficaz un tratamiento químico, se recomienda el caldo bordeles, pero este producto ha quedado obsoleto.

Fig. 47. Corte microscópico de un picnidio.

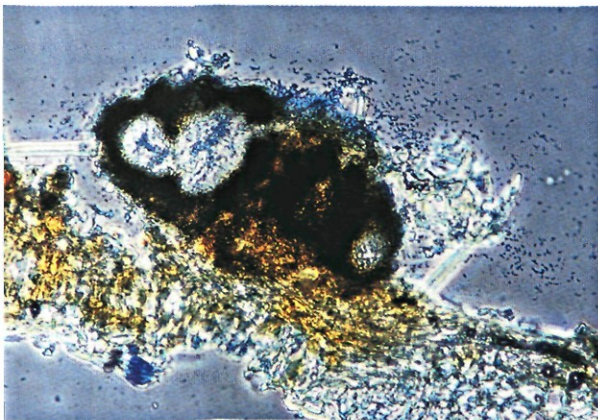
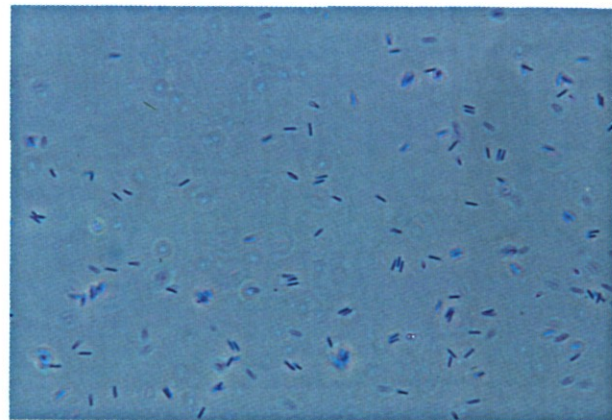


Fig. 48. Conidios de *Phyllosticta*.



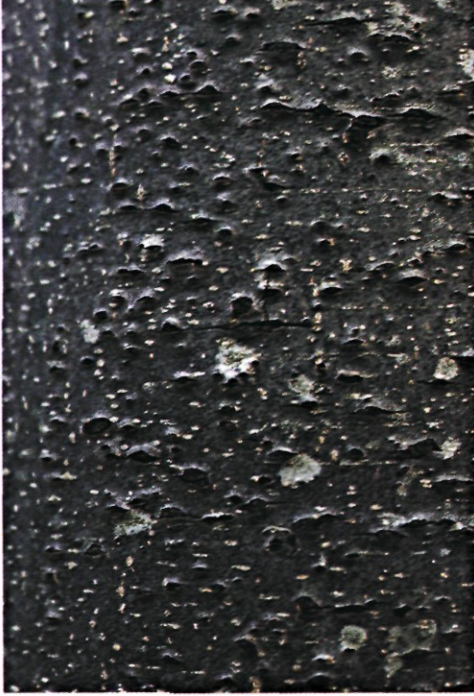


Fig. 49. Aspecto del tronco de un castaño afectado por *Melanconis modonia*.



Fig. 50. Cuerpos de fructificación.

Fig. 51. Detalle de la disposición de las peritecas.



Melanconis modonia TULASNE
Anamorfo: *Coryneum modonium* (TUL.) GRIFFON
y MAUBLANC

Este parásito, denominado vulgarmente «Peste del castaño» (URQUIJO, 1971), ha sido estudiado por BRIOSI y FARNETI (1907-1915) que lo describieron bajo el nombre de *Coryneum perniciosum* considerando una facies picnídica, *Fusicoccum perniciosum*, y un estado perfecto correspondiente al hongo *Melanconis perniciosa*. En 1910 GRIFFON y MAUBLANC observan la enfermedad en los castañares de la Haute-Vienne, las características correspondían a las descritas por los autores italianos, pero del estudio del hongo, cuyos picnidios no fueron encontrados, concluyen que el ascomiceto descrito por BRIOSI y FARNETI corresponde a *Melanconis modonia* observada por TULASNE en los castañares de los alrededores de París y de Poitiers. En la misma época, FUCHEL había detectado el hongo en la provincia del Rin. Aparte de estas zonas, *Coryneum modonium*

fue encontrado en los castañares del Macizo Central, Alto Loira, Herault, Gard y Ardeche. Aparece en Córcega en 1908; desde esta época es frecuente en Bretaña (VIENNOT-BOURGIN, 1949).

En España SARDIÑA menciona la presencia del hongo y le da un papel saprofítico (DE ANA-MAGAN, 1984). Mientras BRIOSI y FARNETI le atribuían a *Melanconis* un papel activo en la aparición de la enfermedad de la Tinta, los estudios de MANGIN (1913) permitieron separar definitivamente los síntomas debidos a la *Phytophthora* de los causados por *Coryneum* que se comporta la mayoría de las veces como parásito secundario, no ocasiona daños graves más que a los árboles debilitados por otra causa como puede ser la misma enfermedad de la tinta (URQUIJO, 1971).

El género *Melanconis* se caracteriza por

Fig. 52. Ascas y parafisos de *Melanconis*.

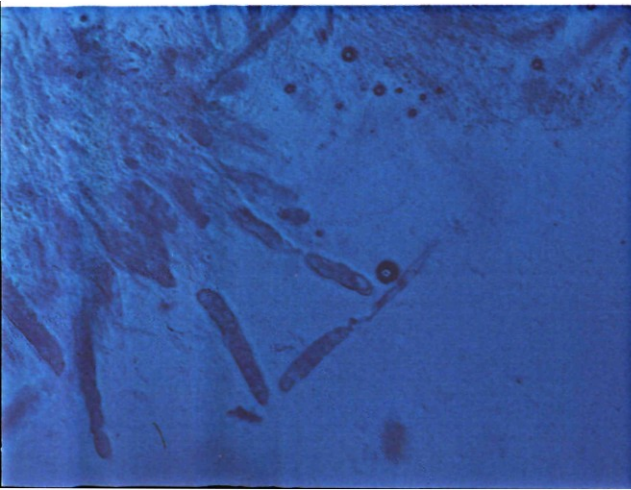


Fig. 53. Asca madura con ocho ascosporas.

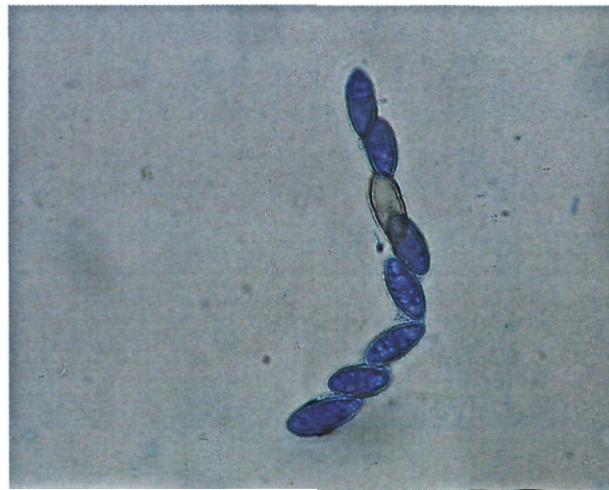




Fig. 54. Asca inmadura, obsérvese que las ascoporas no tiñen bien con azul algodón, y la diferencia de tonalidades con la figura anterior.

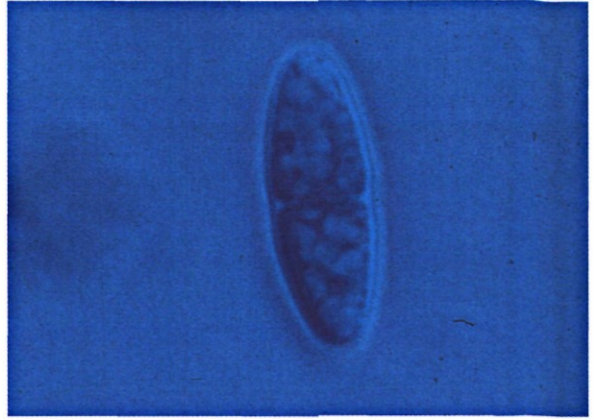
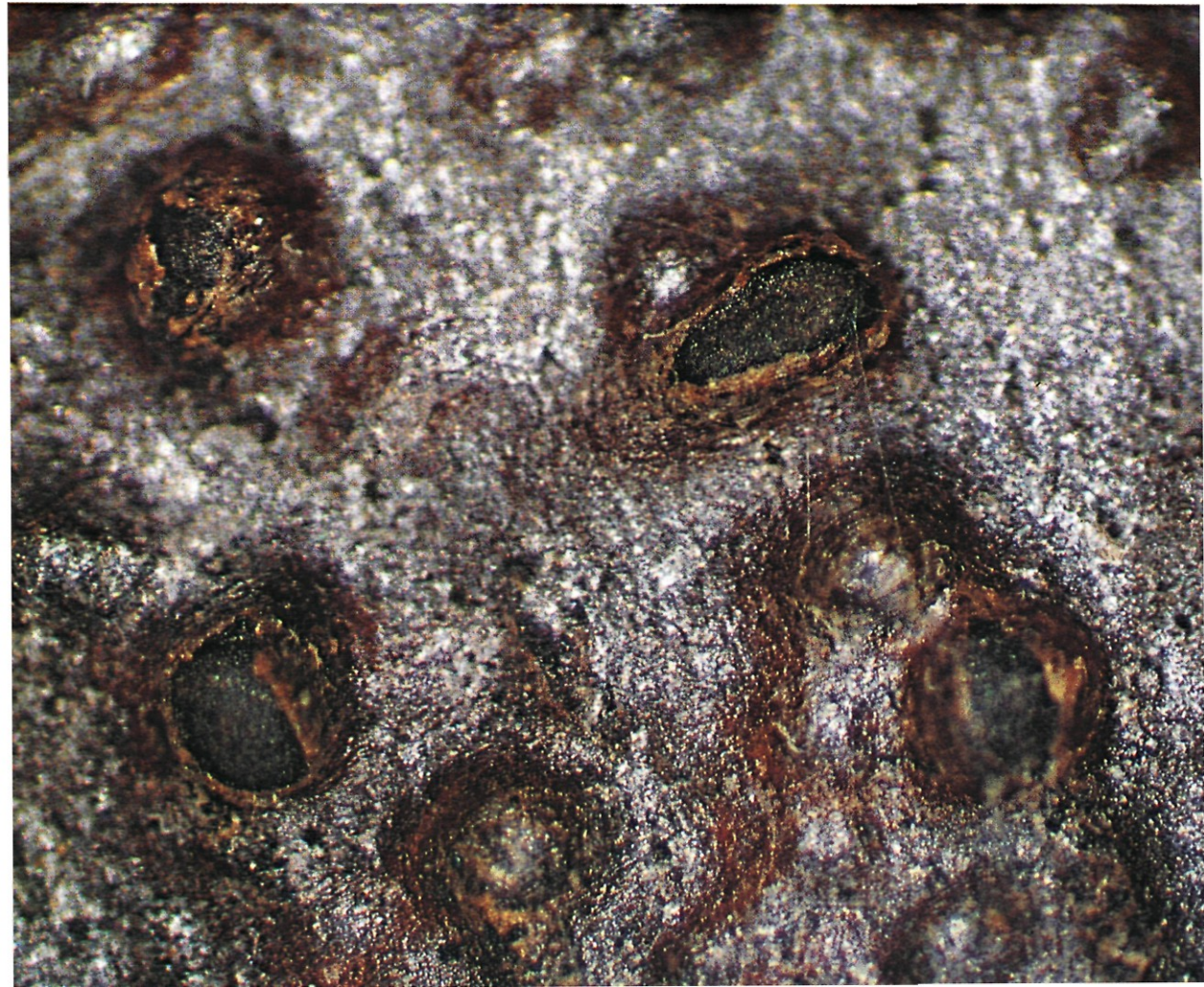


Fig. 55. Detalle de una ascospora.

Fig. 56. Acérvulos de *Coryneum modonium*.



poseer ascosporas hialinas, bicelulares y un estado conidial perteneciente al género *Coryneum* (Clase *Coelomycetes*, Orden *Melanconiales*, Familia *Melanconiaceae*). Los cuerpos de fructificación de *Melanconis modonia* TUL. se presentan macroscópicamente a modo de pequeñas aberturas, en forma de ojales (Fig. 49), por donde salen al exterior con forma variable y de color negro (Fig. 50). Las peritecas se encuentran agregadas e incluidas en el estroma (Fig. 51), posee ascas cilíndricas con parafisos (Fig. 52); las ascosporas son hialinas, que al teñirlas de azul algodón no se colorean uniformemente, sino de una forma moteada, a manchas, incluso con diferentes coloraciones según la madurez de las ascosporas (Figs. 53 y 54), están ligeramente estranguladas a nivel de un tabique central que las divide en dos partes iguales (Fig. 55), las medidas de las ascosporas están dentro del siguiente intervalo: $20-37,5 \times 7,5-12,5$ micras con una media de $27 \times 9,5$ micras.

La facies imperfecta *Coryneum* se presenta en forma de manchas negras, subepidérmicas, circulares que presionan la epidermis levantándola hasta romperla (Fig. 56) dejando ver unos cuerpos de fructificación ne-

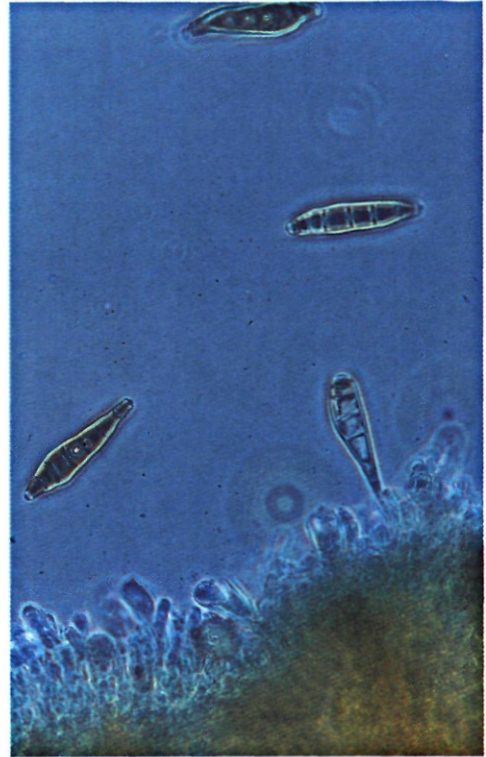
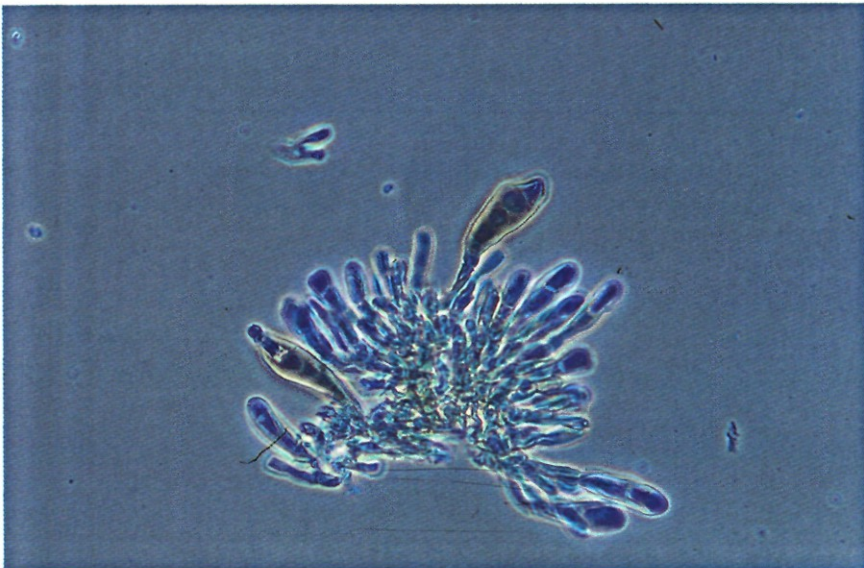


Fig. 57. Conidios de *Coryneum*.

Fig. 58. Disposición fasciculada de los conidióforos.



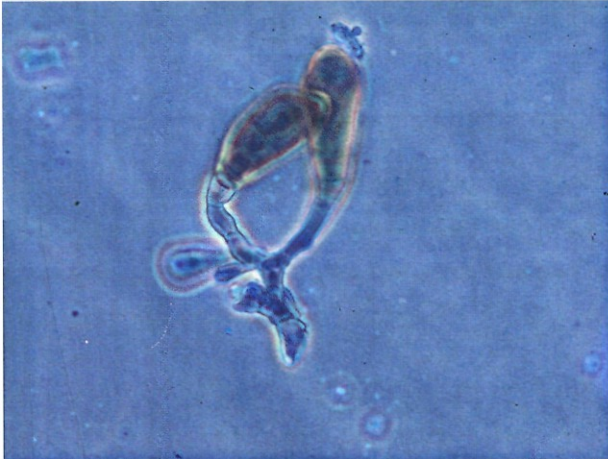
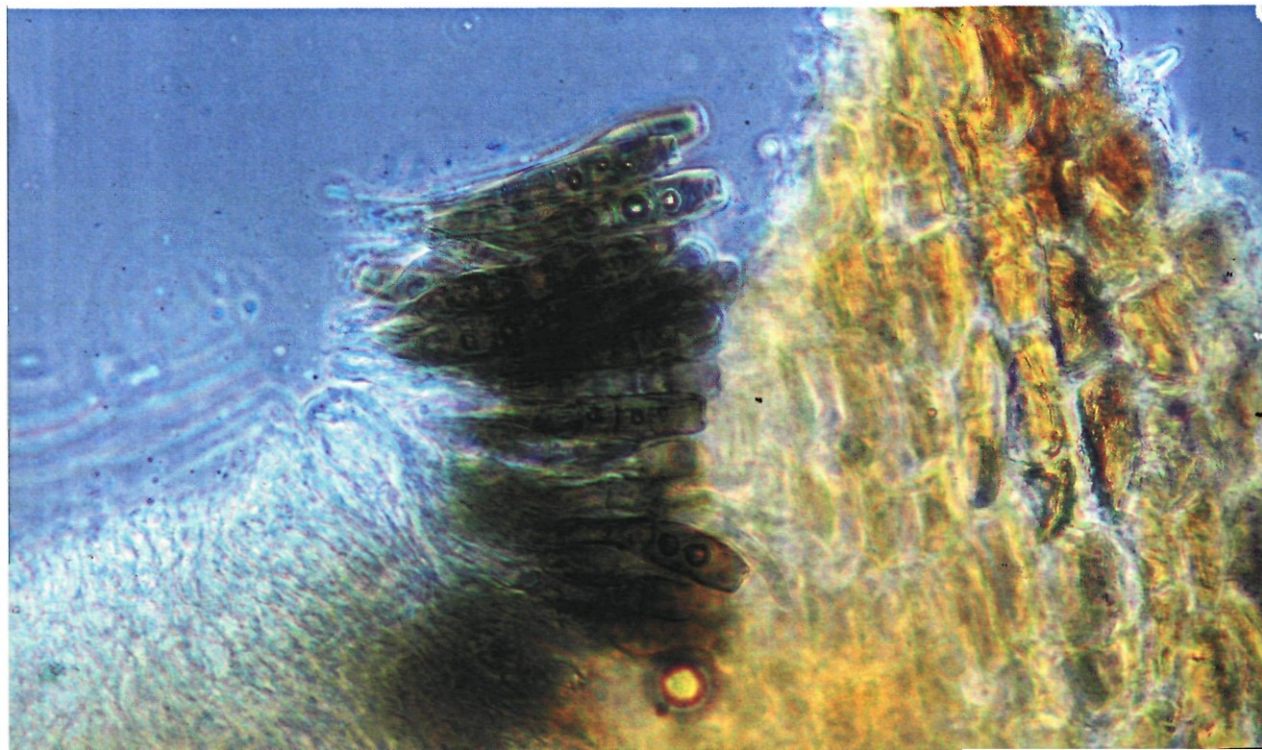


Fig. 59. Detalle de conidióforos entrelazándose.

gros, esféricos, cuyo examen microscópico nos los delata como acérvulos. Los conidios son grandes, gibosos, de color marrón claro que oscurece con la edad, tabicados transversalmente y algunas veces gutulados entre los tabiques (Fig. 57), están sostenidos por conidióforos fasciculados y septados (Fig. 58), que tienden a entrelazarse unos con otros (Fig. 59). Los conidios en la madurez se disponen en forma de empalizada (Fig. 60). El intervalo de las medidas es $47,5-72,5 \times 12,5-20$ micras con un número de tabiques variable entre 5 y 8. La media es de $59,8 \times 15,03$ micras con 6 a 7 tabiques.

Fig. 60. Conidios maduros dispuestos en forma de empalizada.



La facies perfecta, *Melanconis*, se encuentra menos difundida que su teleomorfo, este sin embargo se encuentra con facilidad. Se ha detectado conjuntamente *Melanconis* con la facies imperfecta *Coryneum* (Fig. 61). VIENNOT-BOURGIN (1949) resalta la presencia constante del estado *Coryneum*, mientras que la forma ascófora es menos frecuente, lo que podemos ratificar por las observaciones obtenidas en este trabajo. También señala este autor que los peritecios se encuentran habitualmente en las mismas zonas colonizadas previamente por los acérvulos de *Coryneum*. Esta peculiaridad de coincidir teleomorfos con sus correspondientes anamorfos es frecuente en algunas especies de hongos del orden Melanconiales. Por esta razón cuando se realizan observaciones al microscopio suelen estar presentes ascosporas y conidios en las preparaciones microscópicas, lo cual no debe interpretarse como una coincidencia en el tiempo de las dos facies del hongo, ya que según la época de muestreo sólo encontramos en actividad una de ellas. GRIFFON y MAUBLANC (1910) en un amplio estudio sobre la enfermedad en los castañares del Haute-Vienne, no encontraron la forma picnódica (*Fusicoccum perniciosum*) que describieron unos años antes BRIO-

SI y FARNETI (1907-1915), nosotros tampoco lo hemos detectado en los estudios realizados.

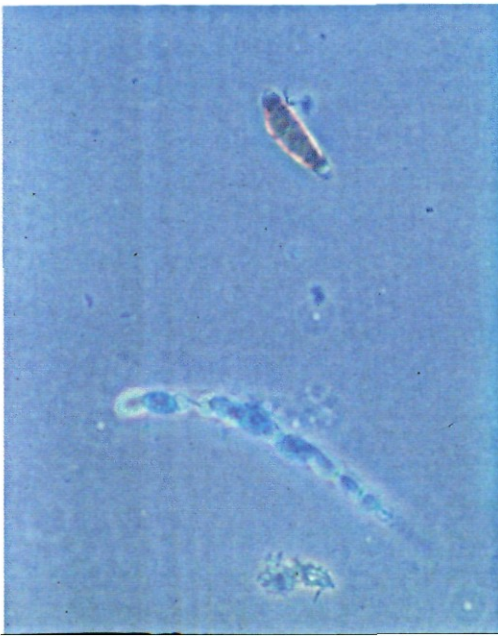
Los cuerpos de fructificación de *Melanconis modonia* TUL. han sido detectados en fustes jóvenes, de corteza lisa (Fig. 62) a una altura de 1-1,5 metros, aunque es muy probable que se encuentre en ramas junto con su facies imperfecta; esta se encuentra muy difundida en ramas delgadas, raramente sobre ramas gruesas y troncos delgados. Según URQUIJO (1971), el ataque comienza por la parte aérea, en ramas delgadas, descendiendo a las más gruesas y finalmente al tronco, excepto en árboles desmochados, en los cuales la enfermedad avanza hacia arriba. Nosotros hemos localizado en este trabajo, peritecios a media altura, este árbol no estaba desmochado, pero había sido podado excesivamente hacia poco tiempo, por lo que puede considerarse perteneciente a la excepción citada anteriormente. La forma conídica se ha detectado constantemente en ramas y renuevos, es importante resaltar que los brotes de cepa afectados por el calor o directamente por las llamas de los fuegos de limpieza de hojarasca, son colonizados rápidamente por estos conidios.

Coincidimos con los distintos autores en la forma, coloración y número de tabiques de los conidios, sin embargo, en las medidas existen discrepancias incluso entre los autores; según URQUIJO (1971) las medidas con

Fig. 62. Fuste de corteza lisa colonizado por *Melanconis modonia*.



Fig. 61. Coincidencia de las dos facies del hongo en la misma zona.



40-50 × 13-15 micras; LANIER (1978), 40-70 × 13-20 micras y según DUFRENOY (1922) son 60-70 × 15-18 micras; como se puede observar el intervalo obtenido en este trabajo engloba todas estas medidas.

En las ascosporas hay diversidad de opiniones; VIENOT-BOURGIN (1949) consideran que el tabique no divide en dos partes iguales a las ascosporas, lo que no corrobora URQUIJO (1971) que considera un tabique central, nosotros secundamos esta última opinión, tal y como puede observarse en las figuras. Las medidas poseen diferencias aún más notables que en los conidios; URQUIJO (1971) 35-38 × 15-18 micras, LANIER (1978) y VIENNOT-BOURGIN (1949) 30-40 × 10-13 micras, mientras que nuestro intervalo es de 20-37,5 × 7,5-12,5 micras. Como se puede apreciar las medidas obtenidas por nosotros discrepan de las recogidas por URQUIJO (1971) y coinciden con las de los demás autores.

Los daños de *Melanconis modonia* TUL. no podemos precisarlos con exactitud dado que, en el castaño donde fueron detectados

en primeros muestreos los peritecios, apareció posteriormente otro patógeno, *Valsa cetratophora* TUL., que se extendió rápidamente por todo el tronco hasta la copa, pudiéndose apreciar una paralización de la actividad de la *Melanconis*, no sabemos a ciencia cierta si fue debida a la acción antagonista de *Valsa* o a la presencia junto a los peritecios de *Trichoderma viridis* PERS. EX GRAY cuya acción antibiótica inhibe el desarrollo de diferentes patógenos. El resultado final fue la muerte del árbol en el período de un año. Los daños de *Coryneum modonium* (TUL.) GRIFF. Y MAUBL. no son muy graves siempre y cuando la infección no esté muy extendida, destruye numerosas ramas de pequeño diámetro y renuevos del año, a veces se extiende secando grandes ramas donde se desarrolla como saprófito diseminándose a otros puntos a partir de estas ramas secas que se convierten en focos de infección. Este hongo generalmente seca por completo las ramas en las que se hospeda y la influencia del viento termina por desprenderlas del árbol.

Diatrypella quercina (PERSOON) COOKE
Anamorfo: *Libertella faginea* DESM.

Se han detectado sobre ramas de castaño numerosos cuerpos de fructificación (Fig. 63), en forma de protuberancias semiesféricas que rompen la cutícula al emerger, de color negro, con puntos brillantes que corresponden a los ostiolos de los cuellos de los peritecios (Fig. 64), estos son de un negro brillante, de cuyo examen microscópico se obtuvieron ascas de un color dorado en masa, con numerosas ascosporas (características del género *Diatrypella*) (Figs. 65 y 66), con unas medidas de $130-150 \times 9-12\mu$, poseen un aparato apical claramente visible para la expulsión de las

ascosporas (Fig. 67), estas son unicelulares, con un color dorado en masa, en forma de «C», gruesas (Fig. 68) con unas medidas de $7,5-11,5 \times 2,5-3$ micras. Se han observado junto a la facies ascófora, cirros amarillo-anaranjados e incluso rojizos (Figs. 69 y 70), que al levantar la cutícula se apreciaba un estroma anaranjado (Fig. 71), a veces en forma circular con numerosos lóculos; al microscopio se observaron conidios filiformes, unicelulares, hialinos, curvos (Fig. 73) de $17,5-25 \times 0,75-1$ micras en proyección, con unas medidas aproximadas estirados de $27,5-37,5 \times 0,75-1$ micras. Los peritecios es-

Fig. 63. Aspecto de una rama infectada por *Diatrypella quercina*.





Fig. 64. Detalle de los ostiolos y corte mostrando los cuellos de los peritecios, lo que nos indica que están muy incluidos en el estroma.

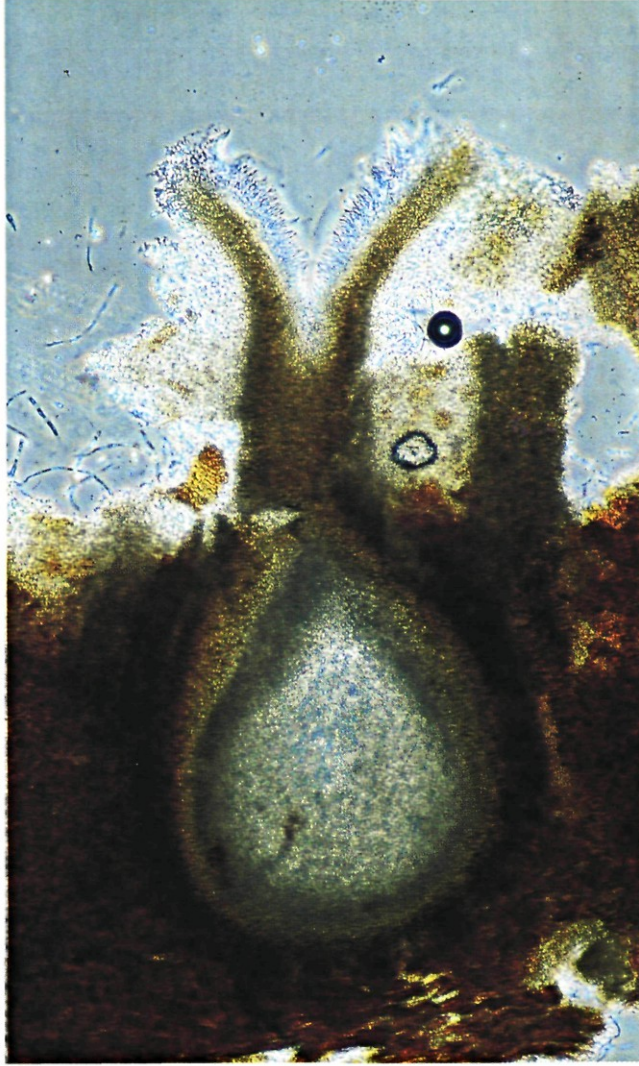


Fig. 65. Corte de un peritecio visto al microscopio óptico.

Fig. 66. Coloración dorada de las ascas en masa, característica del género *Diatrypella*.

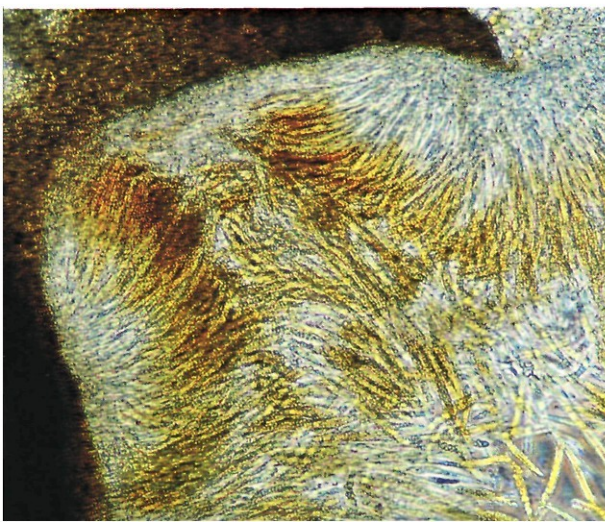


Fig. 67. Asca polisporácea de *Diatrypella quercina*.





Fig. 68. Ascospora en forma de «C».



Fig. 69. Coincidencia de la facies ascófora con la forma asexual.



Fig. 70. Cirro rojizo de *Libertella faginea*.



Fig. 71. Estroma anaranjado del anamorfo.

Fig. 72. Peritecios de *Diatrypella quercina* rodeados de lóculos de *Libertella faginea*.



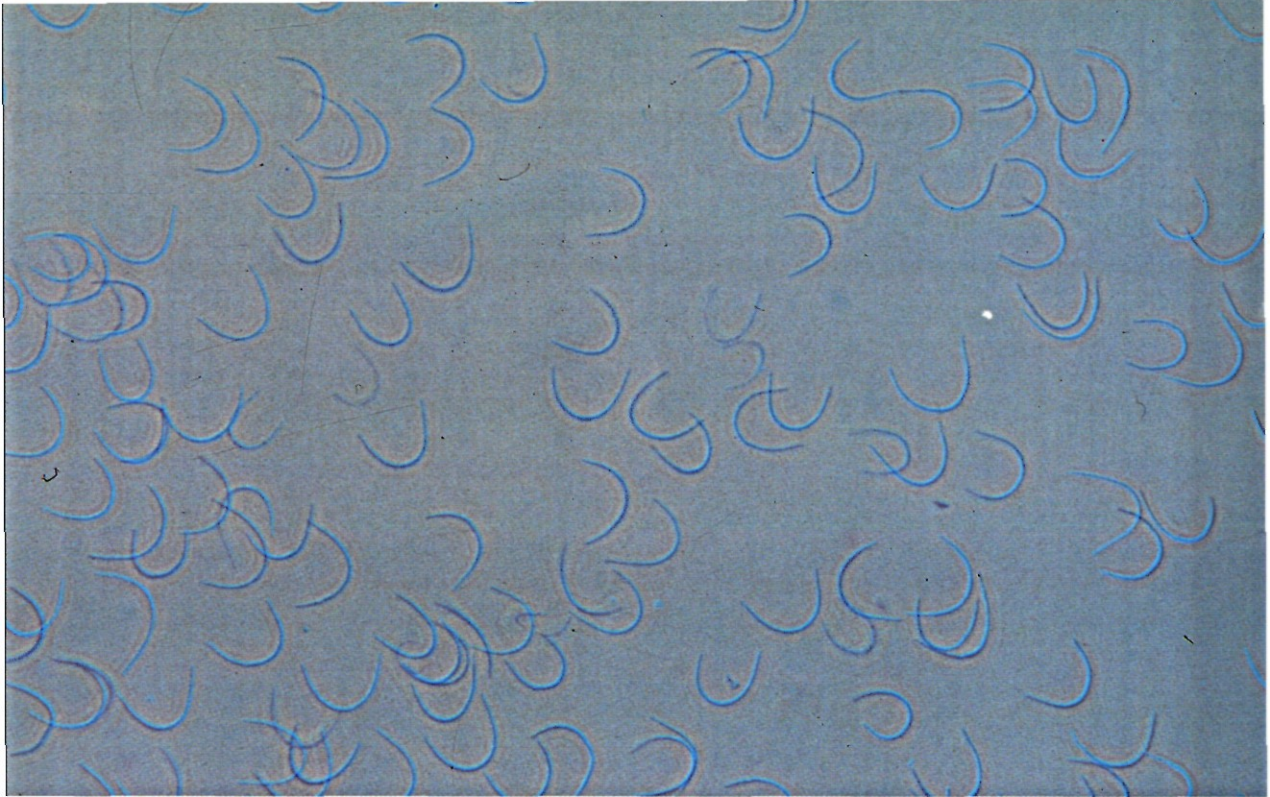


Fig. 73. Conidios filiformes de *Libertella faginea*.

tán muy hundidos en el estroma, mientras que los acervulos son subcorticales, más superficiales. Se han observado acervulos alrededor de las peritecas.

La *Diatrypella quercina* no está citada específicamente sobre castaño, si lo está sobre ramas muertas de encina (LANIER, 1978) y sobre ramas caídas de *Quercus* (ELLIS y ELLIS, 1985). LANIER (1978) nos da unas medidas de ascas de $120 \times 12\mu$ y ascosporas de $8-13 \times 2,5-3$ micras, muy parecidas a las $8-12 \times 2-3\mu$ del otro autor, como se puede apreciar las medidas son casi idénticas a las obtenidas en este trabajo. El género *Libertella* está citado como anamorfo de *Diatrypella*, entre otros, (VON ARX, 1981), aunque no hemos encontrado ningún autor que relacione la *Libertella faginea* con la *Diatrypella quercina*. Los autores consultados la citan sobre haya, con unas medidas de $17-26 \times 0,5-0,75\mu$ (LANIER, 1978) y $15-19 \times 1-1,5$ micras (ELLIS y ELLIS, 1985),

que coinciden plenamente con nuestras medidas en proyección, ya que ningún autor especifica si estas medidas deben tomarse alargando la espora o tal y como se observa en las preparaciones, nos atrevemos a pensar que se trata de esta última fórmula dada la inexactitud al considerar estirados los conidios.

El hecho de detectar en la misma rama los dos hongos y de encontrar peritecas, no sólo formadas, sino en formación, en medio del estroma anaranjado de la *Libertella*, nos atrevemos a confirmar que se trata de las facies imperfecta del hongo *Diatrypella quercina* (PERS.) COOKE, y según sus características morfológicas y mediciones concretamos que se trata de la Melanconial *Libertella faginea* DESM., dado que esta coincidencia en el mismo lugar, que no en el mismo tiempo, de las dos facies del hongo es característico de las Melanconiales.

Hypoxylon mediterraneum (DNTRS.) CES ET DNTRS.

Este ascomiceto está muy estudiado en España y en Portugal dado que se manifiesta con gran intensidad sobre alcornoque (*Quercus suber* L.) aunque ataca también a otras especies forestales entre las que se encuentra el castaño (TORRES JUAN, 1968; OLIVA y MOLINAS, 1984). Su área de distribución se extiende por Europa, Africa, América y Asia. En Europa comprende Alemania, Italia, Francia, Portugal y España. (TORRES JUAN, 1968).

Las costras carbonosas, características del género *Hypoxylon*, se encuentran con facilidad en castaños muertos o muy degenerados, y con menos frecuencia en castaños relativamente sanos (Fig. 74). Este estroma fúngico o placa carbonosa, posee dimensiones muy variables (Fig. 75) en la superficie sobresalen las aberturas de los peritecios (Fig. 76), característica distintiva del *Hypoxylon mediterraneum*, estos se encuentran incluidos en el estroma, en su interior

Figs. 74 y 75. Placa carbonosa característica de *Hypoxylon mediterraneum* sobre troncos de castaños.



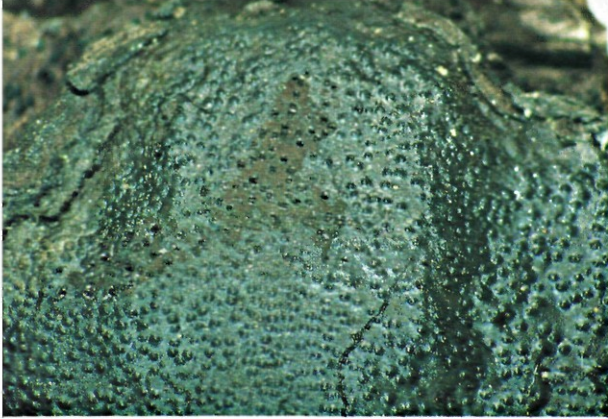


Fig. 76. Detalle de los ostiolos.



Fig. 77. Ascas con ascosporas en disposición monoseriada.

se encuentran las ascas, de forma cilíndrica y disposición monoseriada de sus ascosporas (Fig. 77). Estas son elipsoides, unicelulares, normalmente gutuladas, de color marrón claro que oscurece con la edad (Figs. 78 y 79).

Para verificar su identificación se procedió a tomar medidas, comparándolas con las procedentes de una muestra de *Hypoxylon* extraída de alcornoque, recolectado en Higuera de Vargas (Badajoz). El aspecto de la costra carbonosa es idéntico, así como la forma en que sobresalen las aberturas de los peritecios. Las ascosporas de las dos matrices son idénticas en forma y coloración. Las medidas son las siguientes, en micras: para el castaño obtenemos un intervalo de $12,5-20 \times 6,25-8,75$ y una media de $15,75 \times 7,37\mu$, para el alcornoque tenemos $12,5-18,75 \times 6,25-7,5\mu$ y una media de $15,29 \times 7,2$. Observamos que en el intervalo existe una diferencia marcada por dos medidas de $20 \times 8,75\mu$ en el castaño de las 50 medidas tomadas; y la diferencia en la media, ligeramente superior en el castaño, es insignificante, por lo que podemos asegurar que se trata de la misma especie.

Según TORRES JUAN (1968) el primer síntoma es un exudado oscuro, nosotros lo hemos observado en cámara húmeda, en muestras que todavía no habían adquirido

un aspecto carbonoso, sino que estaban cubiertas de una costra corchoide de un tono pardo-rojizo, en el campo no hemos observado una exudación patente. Es característico del *H. mediterraneum* las protuberancias formadas por los cuellos de los peritecios (Fig. 80), dato que hemos observado en el castaño, así como los peritecios incluidos en el estroma y la forma y color de las ascosporas coincidiendo con las descripciones de TORRES JUAN (1968) y OLIVA y MOLINAS (1984). Sin embargo, las medidas de OLIVA y MOLINAS (1984) $8-12 \times 7-10\mu$, no coinciden con las obtenidas por nosotros en el castaño $12,5-20 \times 6,25-8,75\mu$ con una media de $15,75 \times 7,35$ que coincide con las medidas que hemos determinado en los aislamientos del hongo sobre alcornoque.

Las placas carbonosas han sido detectadas, tanto en tronco como en ramas, de todos los diámetros, parece ser que suele preferir ramas y troncos delgados. Hemos encontrado árboles con *Hypoxylon mediterraneum* cuya corteza se desprendía en tiras longitudinales, cuyas grietas estaban marcadas por las susodichas placas carbonosas. Otros ejemplares, de aspecto sano, cuya corteza estaba bien adherida, pero presentaban grietas, poseían placas de considerables proporciones. Los castaños en que la corteza se desprendía, tenían numerosos saprófitos y estaban totalmente muertos.

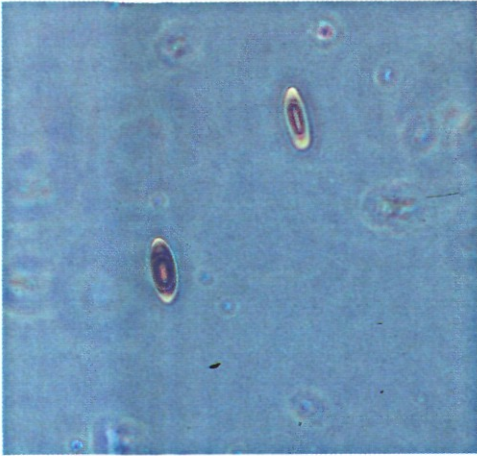


Fig. 78. Ascoporas jóvenes con coloración marrón claro.

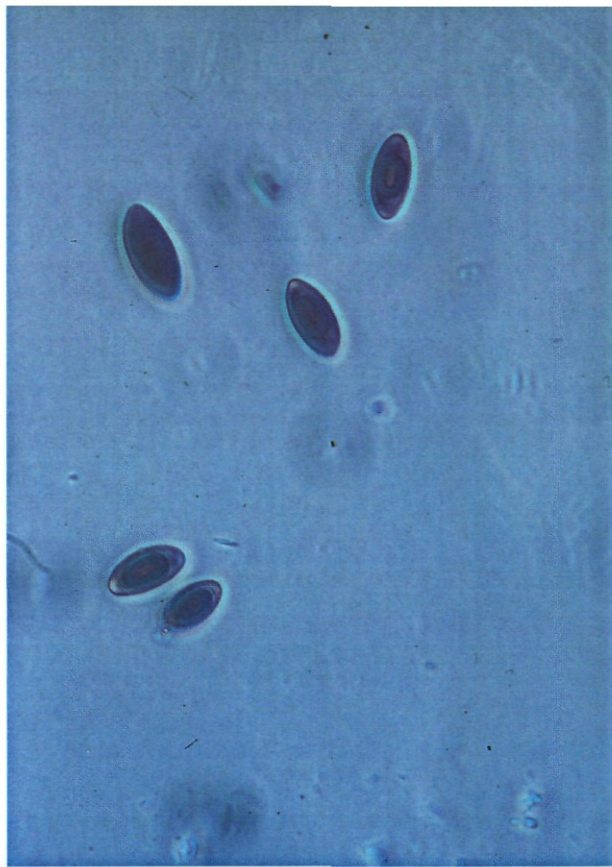
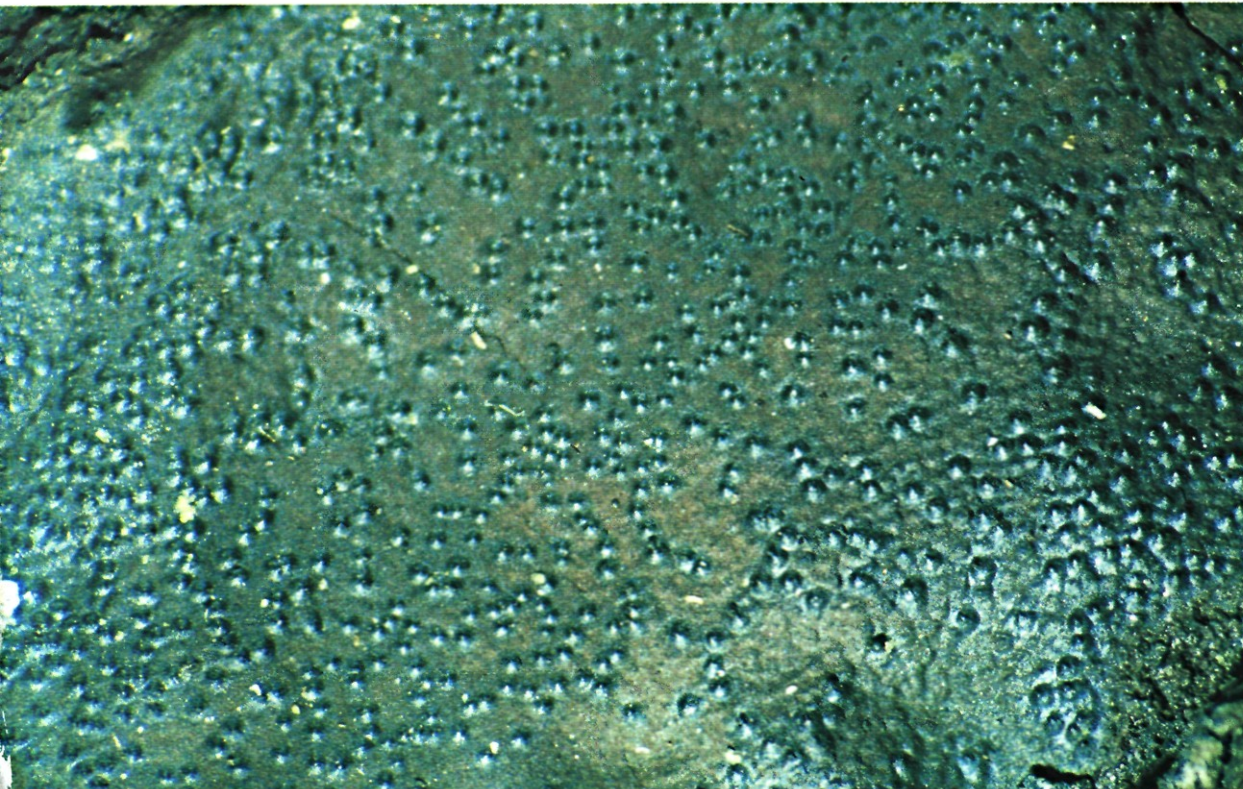


Fig. 79. Ascoporas maduras con coloración más oscura.

Fig. 80. Detalle de las protuberancias formadas por los cuellos de los peritecios, característica del *Hypoxylon mediterraneum*.





Figs. 81 y 82. Fustes agrietados longitudinalmente por efecto del ascomiceto *Valsa ceratophora*.



Fig. 83. Coloración rojiza que delata el avance subepidérmico del hongo en tiempo húmedo.

Valsa ceratophora TUL. ET C. TUL.
Anamorfo: *Cytospora* EHRENB. EX FR.

En troncos con la corteza lisa, se ha observado una separación de la epidermis, la cual se desprendía posteriormente en forma de fina película, dejando a la vista una madera oscura, ennegrecida, agrietada en período seco (Figs. 81 y 82), en período húmedo no se aprecian las grietas y se puede comprobar el avance subepidérmico de la enfermedad por la coloración rojiza en las zonas donde no se ha desprendido todavía la epidermis (Fig. 83). En la madera descubierta, ennegrecida, se observan numerosas protuberancias, su observación al binocular nos

delata la presencia de un número variable de peritecios en cada protuberancia, cuyos cuellos sobresalían ostensiblemente al exterior (Fig. 84). Una primera observación microscópica nos evidencia la presencia de conidios del género *Cytospora*, acompañados de esporas parecidas pero de mayor tamaño (Fig. 85). Al mantener una muestra en cámara húmeda, se pudo observar la expulsión de una masa lechosa constituida por esporas de los dos tipos. Al romper las protuberancias y extraer los peritecios (Fig. 86), se aprecia la expulsión de numerosas ascas,

Fig. 84. Detalle de los cuellos de los peritecios.



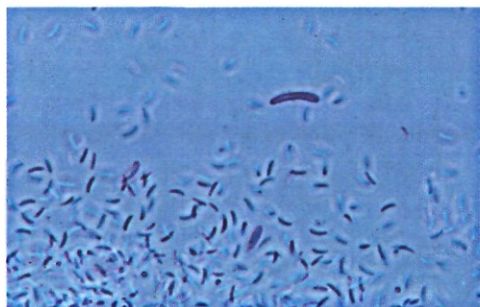


Fig. 85. Comparación del tamaño de las ascosporas y los conidios.

con ocho ascosporas, del género *Valsa*. Las ascas son alargadas, adelgazadas en sus extremos, normalmente engrosadas en el centro donde se encuentran las ocho ascosporas (Fig. 87), estas son hialinas, alantoides, de bordes redondeados (Fig. 88). Los conidios son también alantoides, hialinos, pero más pequeños por lo que no se aprecia la redondez de sus extremos. Es de resaltar que se hallaban normalmente, conidios y ascosporas juntos, estas últimas tiñen bien con azul algodón, no así los conidios. Los peritecios poseen un diámetro alrededor de 275μ . Las medidas son las siguientes: $27,5-32,5 \times 3,75-5\mu$ y una media de $29 \times 4,28\mu$ para las ascas; $7,5-10 \times 1,25-2,5$ con una media de $8,12 \times 1,62\mu$ para las ascosporas; $3,75-5 \times 1$ micras con media de 4×1 para los conidios.

Este hongo no está muy extendido, se encuentra en fustes jóvenes, cuya corteza todavía es lisa. No se ha localizado en ramas. Hemos podido apreciar el principio del proceso, en la primavera no había costras negras, ni ningún daño, en diciembre se apreciaron ya grandes costras que con las lluvias caídas durante el invierno de 1987-1988 se vio favorecido el desarrollo del hongo que se propagaba de abajo arriba, con orientación sur. El árbol en cuestión había sido muestreado y señalado en febrero de 1987, sin tener ningún signo de *Valsa*, en el otoño se apreciaron las placas muy desarrolladas, y en febrero el árbol estaba muerto, dato que se deduce de la aparición de numerosos carpóforos de *Schizophyllum* en las ramas de la parte alta del árbol. No sabemos si este

basidiomiceto pudo influir en la degeneración del árbol o no.

No se han encontrado citas de este hongo sobre el castaño en España, anteriormente ha sido citado en Inglaterra por ELLIS (1985) y en Francia por LANIER (1978). El género *Valsa* FR. se caracteriza por formar grupos de peritecios incluidos en el estroma, con unos cuellos que convergen en la parte superior. Poseen formas imperfectas del género *Cytospora* EHR. EX FR. Según ELLIS (1985) los peritecios poseen un diámetro entre $0,2-0,4$ mm. coincidiendo con las medidas obtenidas en este trabajo ($0,275$ mm.). Es característico de esta especie los largos cuellos de los peritecios que sobresalen al exterior tal y como afirman ELLIS (1985) y LANIER (1978) lo que ratificamos en este trabajo como puede apreciarse en las fotos que se aportan. Según LANIER (1978) las ascas miden $32-40 \times 4-5\mu$, ascosporas $6-8 \times 1,5-2\mu$ mientras que ELLIS (1985) da ascosporas de $7-10 \times 1,5-2\mu$, medidas que coinciden con las nuestras. La forma asexual *Cytospora*, no está identificada por ningún autor, simplemente citan el estado conidial con el género, sin mencionar ninguna especie. ELLIS (1985) obtiene unas medidas de los conidios idénticas a las determinadas en este trabajo, $4-5 \times 1\mu$.

Se ha podido apreciar en este trabajo que la *Valsa ceratophora* posee una virulencia muy fuerte, dado que en el período de un año se extendió desde la base hasta la copa del árbol, sin haber detectado su presencia en los primeros muestreos. El castaño se seco por completo, no sabemos si el ejemplar estaba muy débil por otras causas anteriores, no obstante observamos en la cara opuesta del tronco la presencia en los primeros muestreos de *Melanconis modonia* TUL. que posteriormente detuvo su desarrollo por una posible acción antagonista de *Valsa* que rápidamente invadió el pie. Hay que resaltar la aparición posterior de *Schizophyllum commune* FR. invadiendo la copa de numerosos carpóforos, tanto en ramas como en la parte superior del tronco. Dada la virulencia de este hongo, deberían efectuarse estudios más profundos y test de patogenicidad para averiguar su poder patógeno sobre el castaño.

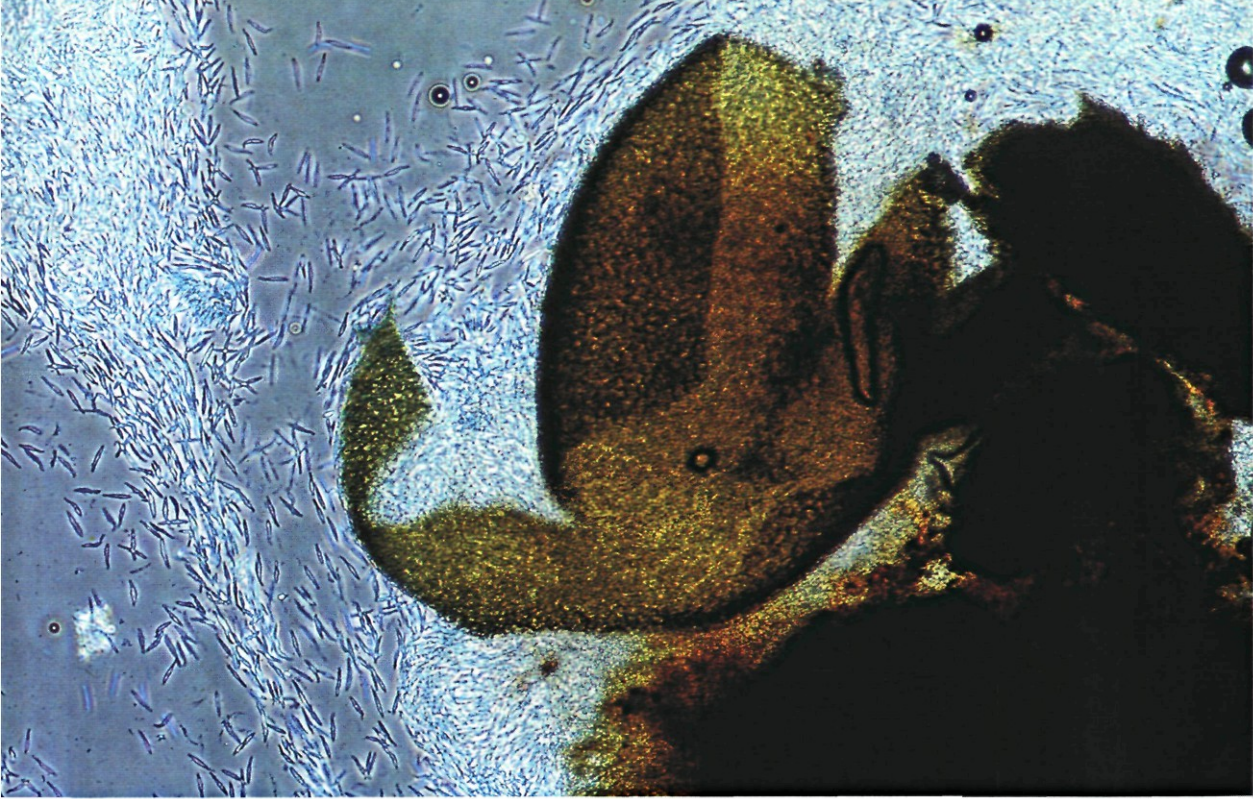


Fig. 86. Peritecio roto expulsando numerosas ascas de *Valsa ceratophora*.

Fig. 87. Ascas con ocho ascosporas.



Fig. 88. Detalle de las ascosporas.

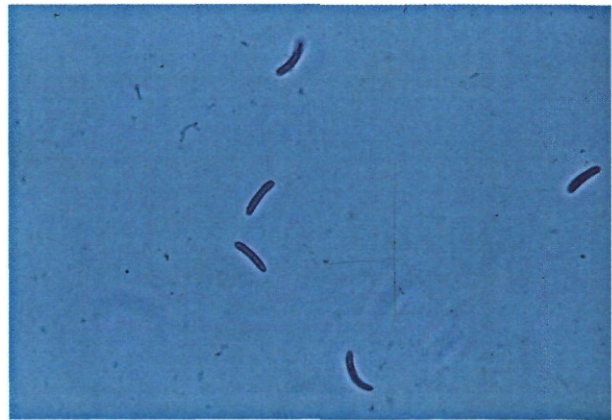




Fig. 89. Cuerpos de fructificación de *Tubercularia vulgaris* sobre madera de castaño.

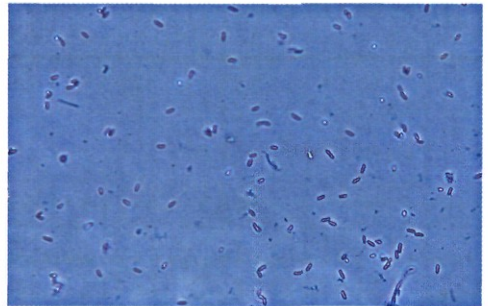
Fig. 90. Detalle de los esporodoquios.



Fig. 91. Detalle de un conidio surgiendo lateralmente del conidióforo.



Fig. 92. Conidios de *Tubercularia*.



Tubercularia vulgaris TODE EX FR.

Se han detectado en la corteza de castaños, unos cuerpos de fructificación de color rojo-anaranjado que resultaron ser esporodocios de *Tubercularia vulgaris* TODE EX FR. (Figs. 89 y 90). La facies perfecta *Nectria cinnabarina* (TODE) FR. no ha sido detectada. La cita más antigua de *Nectria cinnabarina* sobre castaño data de 1909, en las inmediaciones del pueblo de San Pedro de Oza (Galicia), donde fueron encontrados «los frutos esféricos de color rojo vivo de la *Nectria cinnabarina*» (CASTELLARNAU *et al.*, 1909). También está citada sobre castaño por VIENNOT-BOURGIN (1949).

Los conidióforos son hialinos, tabicados, ramificados, produciendo conidios terminales o laterales (Fig. 91). El corte de los cuerpos de fructificación deja ver colores anaranjados y rosáceos (Fig. 93). Los conidios son unicelulares, hialinos, de forma elipsooidal (Fig. 92). Las medidas de los conidios son de $5-7,5 \times 2-3\mu$ y la media es de $6,52 \times 2,6\mu$.

Según Lanier (1978), el género *Tubercularia* se identifica por esporodocios hemisféricos, naranjas, con conidióforos hialinos o débilmente coloreados, ramificados, septados, produciendo conidios terminales o laterales, unicelulares hialinos, ovoides a elipsoides; con lo que coincide plenamente con nuestros datos. Las medidas de LANIER para los conidios son $6-10 \times 1,5-2\mu$ que es semejante a las nuestras, pero PHILLIPS (1982) da el siguiente intervalo: $5-7 \times 2-3$ que es exactamente el mismo resultado que nosotros hemos obtenido.

Es de resaltar el hecho de no haber aislado la forma sexual *Nectria*. Dados los importantes daños producidos por la *Nectria* en otras matrices, debe considerarse la importancia de este hongo en el castaño. Sin embargo, según TORRES JUAN (1975) este hongo no adquiere el grado de virulencia necesario para producir daños importantes debido a los factores climáticos de nuestro país.

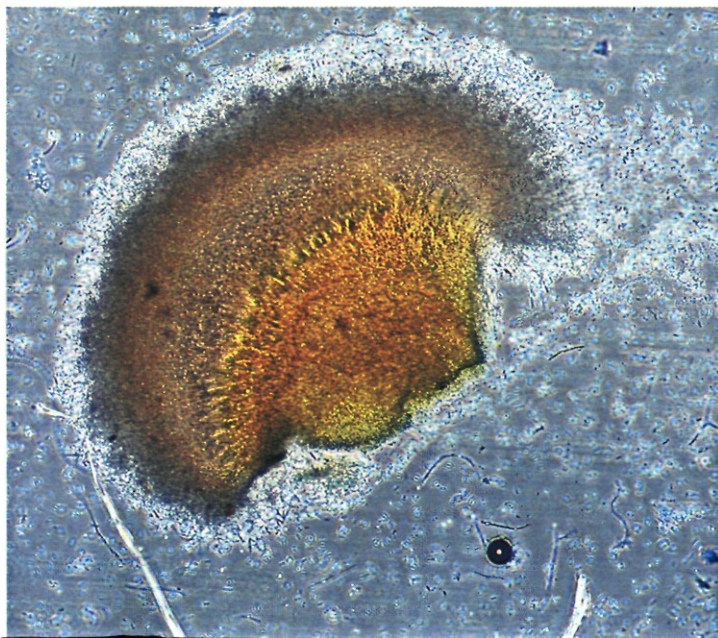


Fig. 93. Corte de un cuerpo de fructificación.

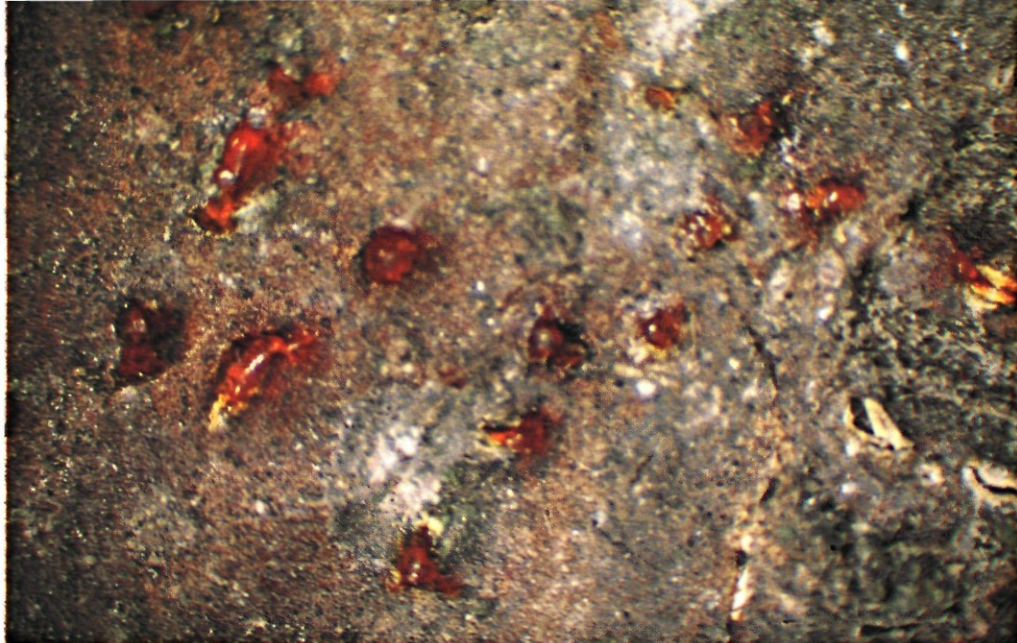


Fig. 94. Masas de color rojo de conidios de *Cytospora chrysosperma* sobre castaño.

Fig. 95. Típicos conidios alantoides que caracterizan al género *Cytospora*.

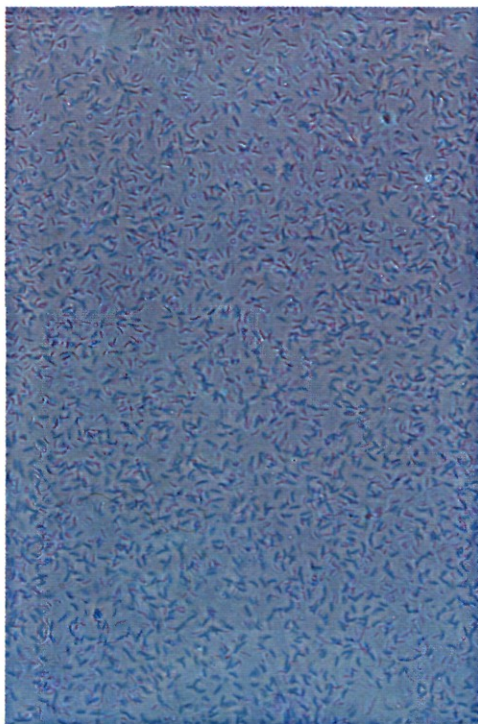
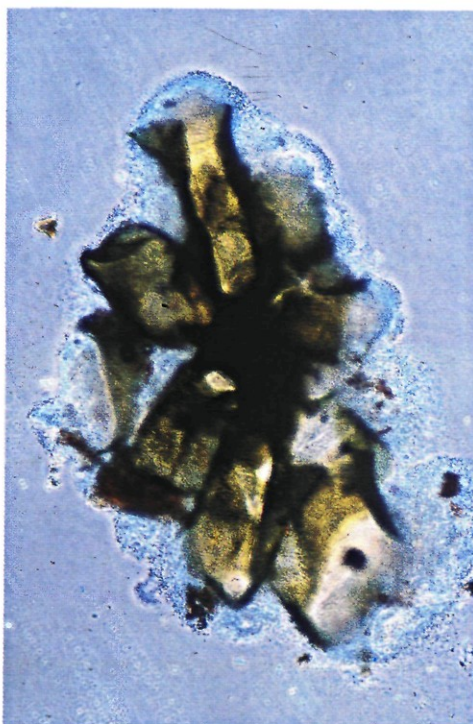


Fig. 96. Lóculos dispuestos radialmente.



Cytospora chrysosperma (PERSOON) FR.

Este hongo se encuentra con facilidad en castaños debilitados o decadentes a causa de condiciones adversas o por otras enfermedades. Se desarrolla debajo de la corteza, expulsando en tiempo húmedo zarcillos de color rojo-anaranjado que son agrupaciones de conidios (Fig. 94), estos cirros salen de sus picnidios corticales. El estroma tiene una característica forma ondulada y un color anaranjado al microscopio (Fig. 97). También son característicos los lóculos que forma el estroma, a veces dispuestos radialmente (Fig. 96). Los conidios son alantoides, más curvados que en otras especies del mismo género (Fig. 95). El intervalo en que están incluidas las medidas es de $4-5 \times 1\mu$ y la media $4,6 \times 1\mu$. Según las medidas, el estroma anaranjado y los cirros rojo-anaranjado, se trata de *Cytospora chrysosperma* FR. cuya forma perfecta *Valsa sordida* NITS no ha sido detectada.

Se encuentra sobre ramas, ramillos y tronco. Se ha detectado igualmente en árboles

vivos como en ramas muertas caídas en el suelo. Los cirros rojos han sido encontrados en la primavera y otoño. Las muestras en cámara húmeda sueltan inmediatamente masas anaranjadas de conidios. El hongo se desarrolla subepidérmicamente, creando un abollamiento de la corteza con una coloración rojiza. Posteriormente la corteza se levanta, dejando ver los picnidios.

Esta especie de *Cytospora* está citada sobre numerosas frondosas, pero no específicamente sobre castaño. Según PHILLIPS (1982) y LANIER (1978) las medidas oscilan entre $4-5 \times 1\mu$ las cuales coinciden plenamente con nuestros datos. TORRES JUAN (1985) resalta los daños producidos en América en forma de cancrs corticales, pero que en nuestro país nunca ha producido daños de consideración. Siempre ha sido detectado por él en ejemplares decadentes por sequías, condiciones ecológicas o climáticas desfavorables, al igual que hemos observado en el castaño.

Fig. 97. Estroma anaranjado de forma ondulada visto al microscopio óptico.

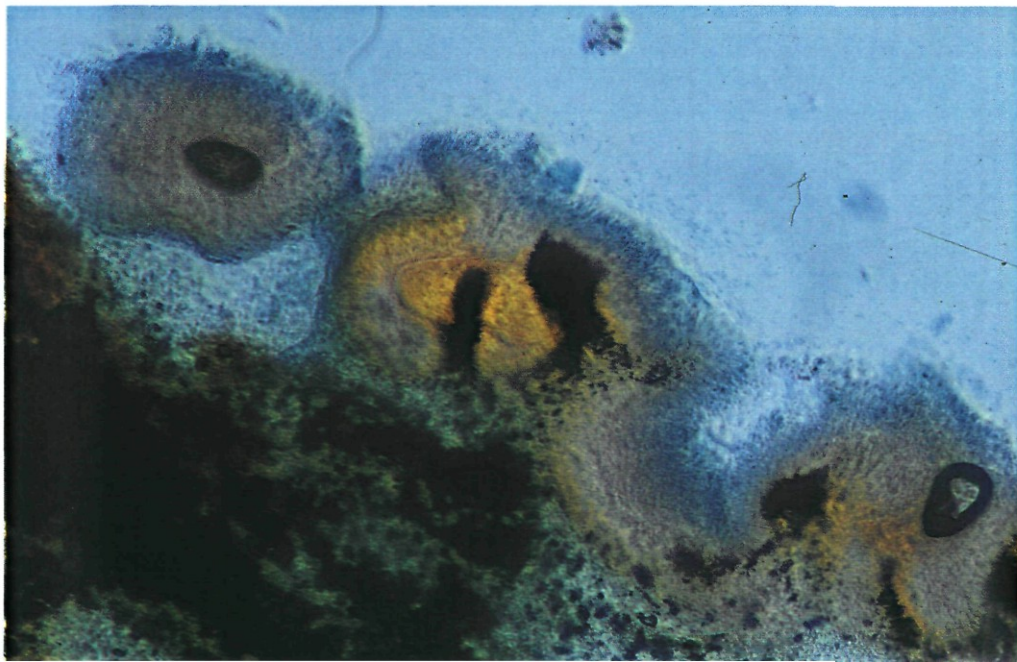




Fig. 98. Peritecios libres, no incluidos en estroma, de *Ceratocystis* spp. sobre madera de castaño.

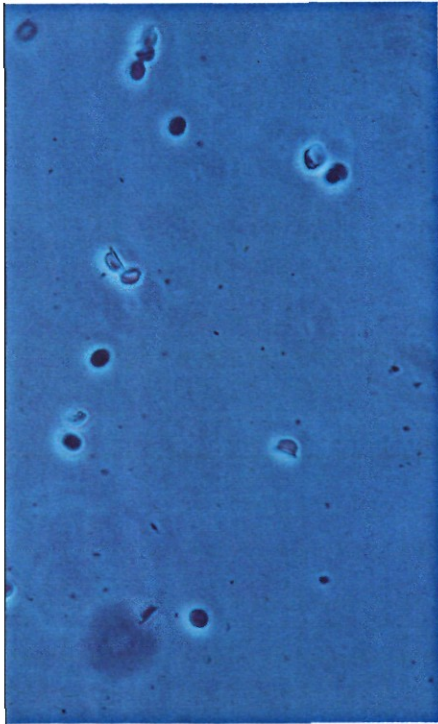


Fig. 99. Ascosporas con forma de sombrero.

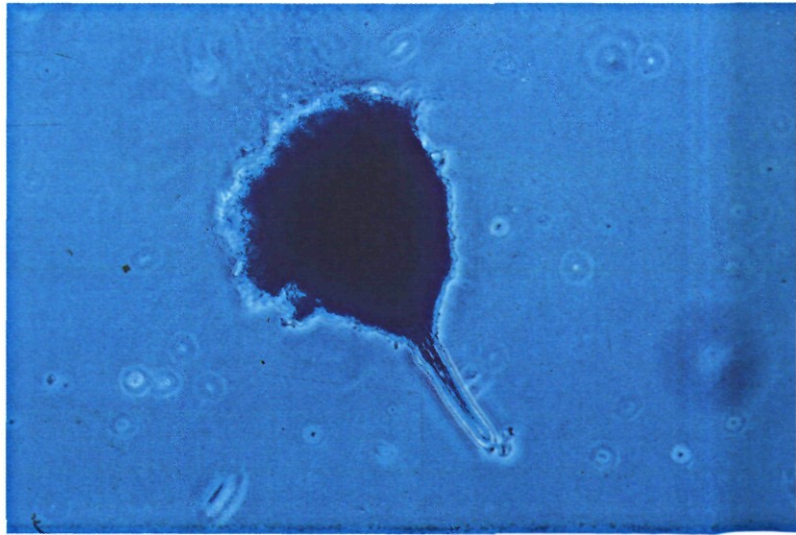


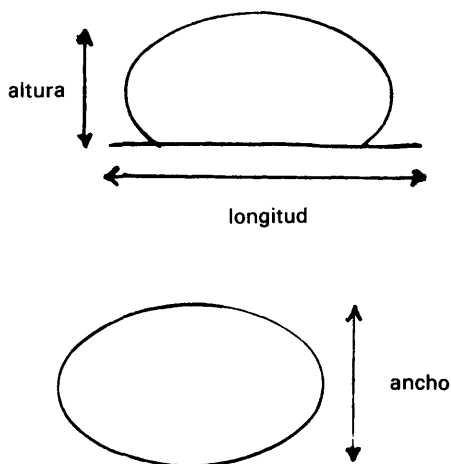
Fig. 100. Peritecio de cuello corto.

Ceratocystis spp. ELLIS Y HALST. Anamorfo: *Graphium* CORDA

El análisis microscópico de la parte interna de la corteza de algunos castaños, determinó la presencia de cuerpos de fructificación, peritecios, de *Ceratocystis* (Fig. 98). Al observar sus ascosporas se pudo comprobar la existencia de dos especies diferentes, una de ellas con ascosporas en forma de sombrero, y otra especie con ascosporas alantoides.

a) Ascosporas con forma de sombrero

Estas ascosporas son hialinas, ovoides con un ala que le da aspecto de sombrero (Fig. 99). Para tomar las medidas vamos a considerar las siguientes magnitudes:



Por tanto, las medidas son las siguientes: altura: 2,5-3 μ , media 2,5; anchura 3-4,5 μ , media 4,1; longitud: 4,5-5, media 5. Los pe-

ritecios son de cuello corto, negros de base irregular (Fig. 100), presentando una corona de hifas ostiolares, hialinas, a modo de espinas (Figs. 101 y 102). Los peritecios presentan las siguientes medidas:

Longitud del cuello: 110-190 μ .
Diámetro basal del cuello: 17,5 μ .
Diámetro apical del cuello: 10-15 μ .
Diámetro base del peritecio: 150-160 μ .

Las hifas ostiolares poseen una longitud de 10-15 μ con un diámetro de 1-1,5 μ en la base. El número de estas hifas es difícil de determinar, dado que se unen unas con otras imposibilitando su diferenciación, hemos podido constatar alrededor de 10 hifas ostiolares.

b) Ascosporas alantoides

Estas ascosporas son cilíndricas ligeramente curvadas, se suelen encontrar mezcladas con las ascosporas en forma de sombrero, aunque este tipo está mucho menos difundido. El intervalo de las medidas es de 3-5 \times 1-1,5 y la media 3,58 \times 1,1 μ . Los peritecios poseen un cuello muy largo, negro, con una base perfectamente esférica de un color más claro en su parte inferior (Fig. 103). A veces presenta un engrosamiento en la parte superior del cuello. Posee hifas ostiolares.

Las medidas de los peritecios son las siguientes:

Longitud del cuello: 600-1.200 μ .
Diámetro basal del cuello: 37,5 μ .
Diámetro apical del cuello: 15 μ .
Diámetro del peritecio: 125-150 μ .



Fig. 101. Detalle de las hifas ostiolares.

La siembra realizada en medio de cultivo Agar-malta dio como resultado la producción de coremios que se determinaron como pertenecientes al género *Graphium* CORDA.

El género *Ceratocystis* es, desde el punto de vista taxonómico uno de los más complicados. La clasificación de su sistemática ha sido, durante mucho tiempo, motivo de estudio por los taxónomos, dando lugar a monografías, tesis doctorales, etcétera. Este interés está basado en diversas circunstancias que concurren en el mismo, tales como gran variedad de huéspedes, su presencia habitual como hongo cromógeno de la madera (los conocidos azulados) y recientemente más aun, si cabe, por la extraordinaria virulencia de muchas de sus especies. Recordemos la Grafiosis del Olmo producida por *C. ulmi* (BUISS) MOREAU; el cancro colorado del plátano producido por *C. fimbriata* ELL. Y HALTS y el denominado «Oak wilt» de los robles debido a *C. fagacearum* (BRETA) y recientes estudios sobre la importancia patológica de algunos *Ceratocystis* presentes en coníferas.

En estos momentos hay descritas 75 especies del género (UPADHYAY, 1981); muchas de las cuales presentan entre sí caracteres tan próximos que ni siquiera los especialistas se definen claramente, apareciendo continuamente trabajos tendentes por un lado a simplificar el problema eliminando espe-

cies supuestamente sinónimas para el autor, o bien por el contrario describiendo otras como nuevas, dando más importancia a otros caracteres y considerando a su vez distintas formas especializadas según el huésped atacado. Este problema es aún más grave en las especies polífagas donde los distintos huéspedes permiten una gran variabilidad de formas y tamaños de sus cuerpos de fructificación y de sus especies.

El conseguir el ciclo biológico completo del hongo parece, por tanto, un hecho muy importante para la identificación de esta problemática. Así pues formas sexuales, con peritecios, ascas, ascosporas e hifas ostiolares muy similares, sin embargo pueden considerarse especies distintas cuando sus anamorfos son diferentes. El problema se complica si recordamos que muchos *Ceratocystis* tienen más de un anamorfo. No obstante, las posibilidades que ofrecen en la actualidad los medios de cultivo en laboratorio pueden aportar nuevos datos mediante el estudio de las colonias de micelio, aspecto, velocidad de crecimiento, temperatura y humedad óptima, etcétera, facilitando la labor de identificación.

Nosotros hemos intentado reproducir el ciclo biológico de los *Ceratocystis* encontrados en el laboratorio basándonos en la metodología empleada en otras especies del género más ampliamente estudiadas. A partir de la siembra en medios de cultivo de peritecios, procedentes del material vegetal, con

Fig. 102. Salida de las ascosporas por el cuello del peritecio.

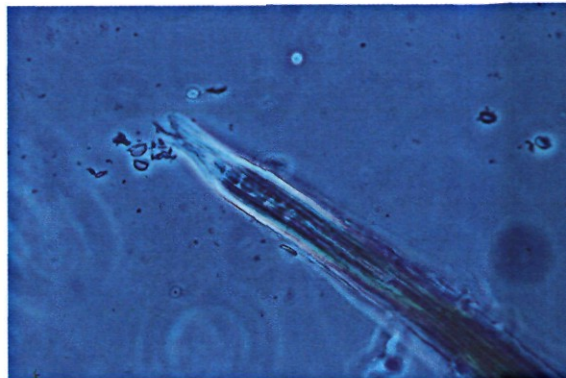




Fig. 103. Peritecio de cuello largo de *Ceratocystis* spp.

ascosporas alantoides, hemos conseguido la continuación de su ciclo biológico con la formación de estructuras asexuadas del tipo *Graphium* CORDA. A pesar de poseer la forma asexual, existen numerosas especies muy parecidas:

Según HUNT (1956) podría tratarse de *C. floccosa* (MATHIESEN) HUNT. con una longitud de cuello de 940-1.600 μ , un diámetro de la base de 150 μ y ascosporas de 3,3-4,7 \times 1,5-2,6 μ ; medidas muy parecidas a las obtenidas en este trabajo. También es muy similar *C. piceae* (MÜNCH) BAKSHI. con diámetro de la base del peritecio de 80-180 μ , 1.000 μ de longitud de cuello y ascosporas entre 3-4,5 \times 1,5-2 μ . Sin embargo, según GRIFFIN (1968) su clave nos conduce a *C. tetropii* (MATHIESEN) HUNT. pero HUNT (1956) indica que su estado asexual es del tipo *Leptographium*, si nos salimos de esporas alan-

toides y nos introducimos en «orange section-shaped» (gajo de naranja) volvemos a encontrarnos con *C. floccosa* y *C. piceae*.

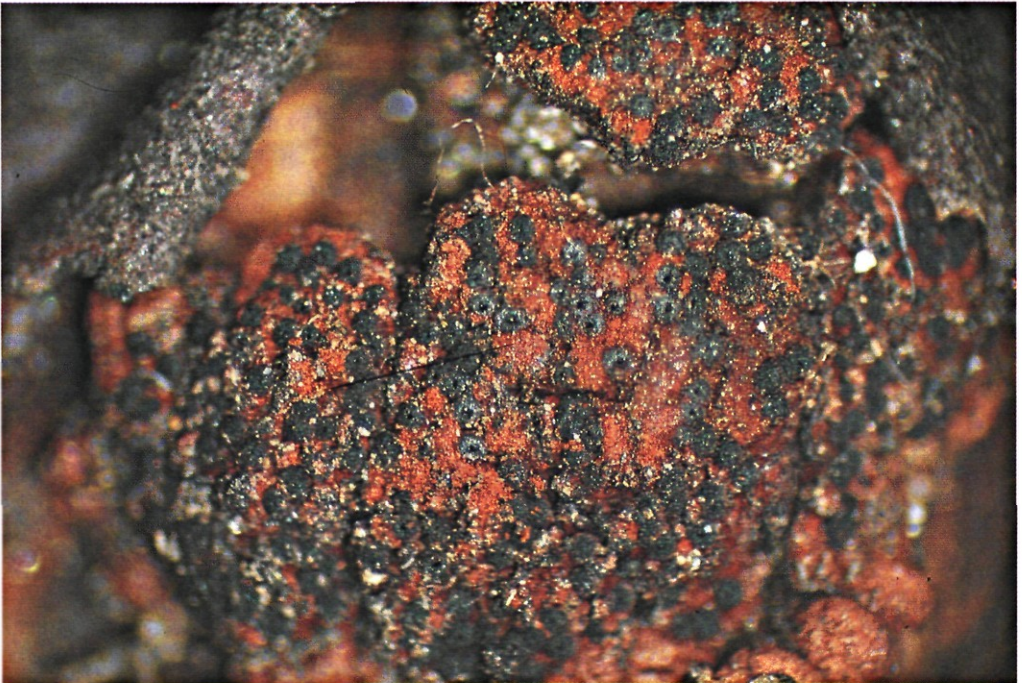
Respecto al *Ceratocystis* de ascosporas tipo sombrero, al existir menos especies con esta característica los dos autores coinciden con dos especies: *C. fimbriata* ELLIS Y HALST y *C. variospora* (DAVIDS) C. MOREAU, con características similares a las obtenidas en este trabajo. Al no haber conseguido en laboratorio la forma asexual de este tipo de ascospora, nos es imposible especificar la especie detectada en el castaño. Sin embargo, es de resaltar que UPADHYAY (1981) considera que *C. fimbriata* y *C. variospora* son la misma especie.

Dada la importancia y los daños producidos por algunas de estas especies en otras matrices, debe considerarse el estudio más profundo de las mismas.



Fig. 104. Fuste afectado por *Nectria* spp.

Fig. 105. Detalle del cuerpo de fructificación, apreciándose los ostiolos de los peritecios.



Nectria spp. FR.
Anamorfo: *Fusarium* LINK EX FR.

Se ha podido apreciar en los renuevos que fueron afectados por un incendio, hace varios años, que sus cortezas estaban invadidas de unas masas subglobosas que sobresalían después de haber roto la corteza (Fig. 104), estas masas son de color rojoherrumbre, llenas de puntos negros que son los peritecios de una especie de *Nectria* no identificada (Fig. 105). Estos peritecios están incluidos en el estroma. Al examinar con lupa binocular se pueden apreciar los ostiolos de los peritecios. Microscopicamente se observan los peritecios con las ascas (Fig. 106). Las ascas son cilíndricas, poseen ocho ascosporas de color marrón claro (Fig. 107), aovadas, con un tabique central muy marcado, se le aprecian unas ligeras rugosidades. Cultivada una muestra en medio de cultivo Komada, dio como resultado el desarrollo de *Fusarium* spp., *Cladosporium* spp. y *Alternaria* spp.

Para las ascas obtenemos un intervalo de $80-105 \times 10-12,5 \mu$ y una media $90,8 \times 10,9 \mu$; las ascosporas: $12,5-16,25 \times 7,5-10 \mu$ y la media es de $13,75 \times 7,92 \mu$. Se localiza en troncos, en fustes jóvenes de rebrotes de cepa, los cuales han sido afectados por un incendio sin llegar a destruirlos. El daño es principalmente en el tronco, pero este avanza y continúa por las ramas.

La aparición de peritecios negros, agrupados en masas estromáticas coloreadas, y las ascosporas bicelulares nos conducen al género *Nectria* FR. No obstante, con las observaciones y medidas obtenidas se intentó determinar a qué especie podrían pertenecer

las estructuras sexuales observadas. El hecho de que las ascosporas estén coloreadas, nos reduce el número de especies posibles. Según la clave taxonómica de este género realizada por ELLIS (1985) nos encontramos con la especie *N. wegeliniana* (RHEN) HÖHNEL, detectada en el castaño, que presenta unas medidas de las ascosporas de $15-19 \times 8-10 \mu$; el color y la forma coinciden

Fig. 106. Corte de los peritecios, apreciándose las ascas.





Fig. 107. Ascas de *Nectria*, detalle del color y tabique central de las ascosporas.

con nuestros datos, así como las medidas, sin embargo, las ascosporas son verrucosas en el margen, dato que no hemos observado con claridad en nuestras muestras. Así mismo, *N. mammoidea* PHILL. PLOUR. con ascosporas marrón claro de $16-19 \times 6-8\mu$, entra dentro de nuestras medidas, pero posee peritecios color naranja o marrón-rojizo cuando los observados en este trabajo son negros. Por último, *N. flavo-viridis* (FUCKEL) WELLENW, ascosporas con medidas $10-16 \times 5-7$, marrón claro, con borde ligeramente verrucoso; posee además conidios tipo *Fusarium*, que es el obtenido en este tra-

bajo, sin embargo, esta especie no posee estroma. Nuestras observaciones no se ajustan totalmente a las características taxonómicas de las especies descritas por los autores consultados. Parcialmente sí coinciden algunos aspectos, pero por el momento nos parecen insuficientes para asegurar la identificación de esta especie.

Desde el punto de vista patológico las especies de *Nectria* frecuentemente son causa de canchales y alteraciones corticales y del cambium, por lo que no es de extrañar que en el caso que nos encontramos pueda llegar a producir daños importantes.

Coryneum spp. NEES EX LINK.

Sobre renuevos jóvenes, todavía con la corteza rojiza, se han detectado unos cuerpos de fructificación como consecuencia directa de la acción del calor, producido por la quema de la hojarasca demasiado cerca de la cepa; lo cual suele favorecer la colonización de los brotes de cepa por diversos patógenos.

Los cuerpos de fructificación, son acérvulos en forma de manchas negras, subepidérmicas de forma circular (Figs. 108 y 109). Los conidios son del tipo *Coryneum*, con tres tabiques, excepcionalmente cinco (han sido detectadas dos con cinco tabiques de 50 medidas). Las hifas estériles no están tabicadas y miden alrededor de $0,5-1,25\mu$ de diámetro. Los conidios son elipsoidales, hialinos, con un ligero sombreado en las células centrales (Fig. 110). El intervalo de las mediciones oscila entre $12,5-20 \times 5-6,25\mu$ con 3-5 tabiques, la media es de $16,17 \times 5,46\mu$ y de 3 tabiques.

Los conidios septados y los cuerpos de fructificación en forma de acérvulos nos han conducido al género *Coryneum*, sin poder determinar la especie. Muñoz y Rupérez (1987) describen el *C. microstictum* que presenta tres tabiques con dos células híalinas apicales y las centrales amarillentas, con unas medidas de $15-17,5 \times 5-6\mu$ que coinciden con las nuestras $12,5-20 \times 5-6,25\mu$, con la diferencia de que están citadas sobre hojas cuando en este trabajo se ha aislado sobre ramas.

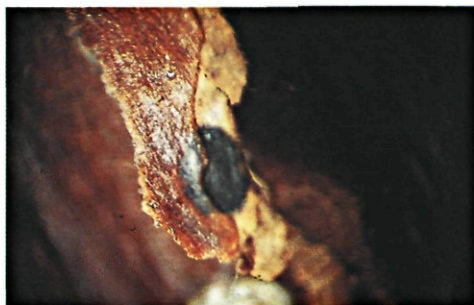
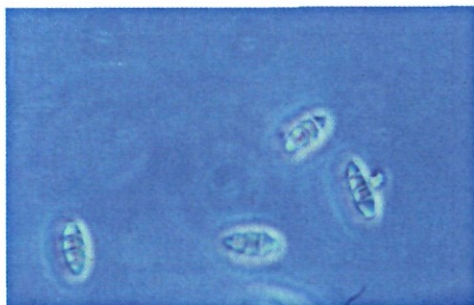


Fig. 108. Acérvulo subepidérmico.



Fig. 109. Detalle de la forma circular del acérvulo.

Fig. 110. Conidios de *Coryneum* spp.



Basidiomycotina

Armillaria mellea (VAHL.) KUMMER



Fig. 111. Vista del anillo y del margen revuelto de los carpóforos de *Armillaria mellea*.

Se han detectado carpóforos de este hongo entre la micoflora de los castañares muestreados, aunque no hemos detectado pies claramente afectados por la enfermedad, es importante resaltar la presencia de este basidiomiceto. El micelio de este hongo se desarrolla en el suelo colonizando restos de materia orgánica; muy abundante en los castañares así como hojas, erizos y castañas. El hongo en condiciones normales no coloniza pies sanos, salvo en circunstancias especiales como es abundancia de agua y exceso de materia orgánica, condiciones normales entre los castañares, en que se desarrolla como virulento.

Presenta fructificaciones en forma de seta de mediano tamaño y en grupos (Fig. 113); estos carpóforos poseen pie o estipe con anillo, el sombrero es de color miel más o menos oscuro (Fig. 112), se encuentra salpicado de pequeñas escamas más oscuras que el sombrero, el cual es al principio convexo, más tarde plano e incluso llega a ser cóncavo con el margen revuelto (Fig. 111). Los carpóforos se han observado en noviembre.

Fig. 112. Forma clara.



Fig. 113. Forma oscura.



Fistulina hepatica SCHAEFF. EX FR.

El carpóforo de este hongo se encuentra con facilidad en la base de numerosos castaños, sobre todo de ejemplares viejos.

Su identificación es fácil con el carpóforo, que posee forma de hígado, la parte superior es de un rojo sangre, cinabrio; de tacto gelatinoso (Fig. 115). Al cortar longitudinalmente parece el corte de una lengua (Fig. 114) debido a unas estriás radiales que son más rojizas que el resto de la carne. Por la parte inferior es de color crema, amarillento. Suele formar ondulaciones, posee forma de lengua que sobresale perpendicular al tronco y paralelo al suelo. Las esporas son ovoides, globosas, acuminadas en la base, gutuladas ligeramente. Las medidas oscilan entre $5-6 \times 3-4 \mu$ la media es de $5,38 \times 3,67 \mu$.

Se localiza en las partes bajas de los tron-



Fig. 114. Corte transversal del carpóforo.

cos, sobre todo si están huecos, e incluso entre las raíces que sobresalen en el suelo. Aparece en el otoño, después de las primeras lluvias abundantes; es muy común en castaños viejos. Aunque no se ha podido comprobar en este trabajo, producen lenta podredumbre parda del corazón.

Fig. 115. Carpóforo de *Fistulina* al pie de un castaño.



Daedalea quercina L. EX FR.

Los carpóforos encontrados sobre castaño de este hongo poseían formas variables, con tendencia unglada, de ancha inserción, sin pie, algunos imbricados (Fig. 117); la parte superior es de color cenizo, a veces rugosa pero más lisa y surcada hacia el borde que es de color más oscuro (Fig. 116). El himenio es de apariencia laberíntica, salvo en el borde donde hay poros más regulares, el color de la cara inferior es parecido al resto, algo más crema u ocráceo pálido (Fig. 118). Hemos encontrado los carpóforos tanto en tronco como en ramas, incluso ramas delgadas, persistiendo varios años.

LANIER (1978) cita este hongo sobre castaño y lo define como esencialmente saprófito, nosotros lo hemos detectado sobre un castaño con apariencia sana, salvo por la presencia de numerosos carpóforos en tronco y ramas.



Fig. 116. Carpóforo de *Daedalea*.

Fig. 117. Forma unglada.



Fig. 118. Detalle del himenio de apariencia laberíntica.



Nematoloma fasciculare KARS.

Este hongo se encuentra comunmente en la base de castaños viejos, muertos o cepas cortadas. Se encuentra en grandes grupos (Fig. 119).

Es un hongo con sombrero globoso, liso, convexo, amarillo algo leonado en el centro. El pie es alto y delgado, amarillo más anaranjado hacia la base. Las láminas son amarillentas, luego se oscurecen volviéndose verdosas. Las esporas tienen un color violáceo y poseen un característico poro germinativo. El intervalo es de $5-6,5 \times 3-4,5\mu$. La media es de $6 \times 4\mu$. Los cistidios son en forma de maza.

Este hongo aparece después de las lluvias, ya sea en primavera o en otoño. Según distintos autores puede causar podredumbre blanca.



Fig. 119. Carpóforos de *Nematoloma fasciculare* al pie de un castaño.

Fig. 120. Carpóforos de *Schizophyllum commune*.



Schizophyllum commune FR.

Este hongo ha sido detectado sobre troncos y ramas caídas, aunque también es común en árboles en pie en proceso de degeneración. El carpóforo tiene forma de concha o abanico, de 1-4 cm., de consistencia coriácea; la cara superior es blanca, vellosa, con el borde ondulado, el himenio posee láminas de color rosa-cárneo con el filo hendido en dos. Las esporas son cilíndricas, con las siguientes medidas: $3-6 \times 1-2,5$ micras y una media de $4,48 \times 1,9\mu$. Se encuentra generalmente en grupos muy numerosos (Fig. 120), durante todo el año.

PASINETTI (1953) cita en Italia el *S. alneum* L. en el castaño como causante de una Micosis cortical, no sabemos si estas dos especies son distintas o son sinónimas, las características externas son las mismas y las medidas son $5-7 \times 2-3\mu$ para *S. alneum* y $5-7 \times 2-4\mu$ para *S. commune*.

En nuestro trabajo las medidas de las esporas son $3-6 \times 1-2,5\mu$ con una media de $4,48 \times 1,9\mu$. La identificación por el carpóforo es inconfundible.

Fig. 121. Detalle de la coloración de los carpóforos de *Coriolus*.



Coriolus versicolor (L. EX FR.)

Este hongo es muy abundante, se encuentra con suma facilidad en cualquier parte del árbol, troncos, ramas y tocones; se localiza sobre todo sobre madera en cualquier época del año.

El carpóforo tiene forma de membrana coriácea, conchoide, en abanico. Se encuentra en grupos, normalmente soldados por la base o imbricados. La cara superior posee unas zonas concéntricas de diversos colores (Figs. 121 y 122). El himenio es blanco. Las esporas son cilíndricas, cortas y un poco arqueadas, con un intervalo de medidas de $5-6,5 \times 2-2,5\mu$ y una media de $5,65 \times 2,18$ micras. Produce podredumbre blanca activa.

Fig. 122. Disposición imbricada de *Coriolus* sobre castaño.



Fomes fomentarius
(L. EX FR.) KICKX.

En la parte baja de tocones se han encontrado ménsulas en forma de casco de caballo, con una ancha base, pero que se sujeta al árbol sólo por una zona pequeña. La parte superior es lisa con surcos concéntricos, suele ser de color gris claro o ligeramente leonado (Fig. 123). Se encuentra en cualquier época del año dado que persiste en el árbol durante varios años, esporulando en primavera. Causa podredumbre blanca.



Fig. 123. Forma ungulada de *Fomes fomentarius*.

Collibia fusipes
(BULL. EX FR.) QUEL.

Hongo de sombrero convexo, generalmente deformado, liso, pardo; el pie es muy ancho, duro, asurcado longitudinalmente de una forma característica; las láminas son anchas, espaciadas.

Crece en grupos apretados al pie de los troncos (Fig. 124), se ha encontrado al pie de árboles vivos y entre las raicillas de plántulas de castaño. Aparece en la época lluviosa de otoño desgradándose rápidamente. Según LANIER (1978) este basidiomiceto puede causar daños importantes en robles y encinas.



Fig. 124. Agrupación de carpóforos de *Collibia fusipes* al pie de un castaño.



Fig. 125. Carpóforo en forma de costra de *Phellinus torulosus*.

Phellinus torulosus
(PERS.) BOURD. ET GALZ.

Según diversos autores este hongo tiene un aspecto y tamaño variables. Nosotros lo hemos localizado en la base de castaños viejos, entre las raíces y grietas del cuello del árbol, en forma de una costra relativamente delgada que se separa por la parte superior dejando ver una superficie vellosa, con surcos, alternando partes aterciopeladas de color ocre-herrumbre, con otras ásperas casi negras, exudando a veces gotitas doradas. Causa podredumbre de corazón, parda, creemos que es uno de los principales causantes del ahuecamiento de los castaños viejos. (Fig. 125).

Fig. 126. Vista inferior de *Ganoderma australe*.



Ganoderma australe (FR.) PAT.

Sombrero sin pie, los encontrados sobre castaño son de aspecto unglado (Fig. 126), muy parecidos a *Fomes fomentarius*, con surcos o grietas amplias, de color gris leonado a pardo, el borde es redondeado, de color blanco, gris y al final del color del sombrero. Ha sido detectado a media altura en el fuste.

Stereum hirsutum (WILLD. EX FR.)

Forma costras delgadas, redondeadas u onduladas, con el borde superior despegado y saliente, a veces son totalmente resupinados, formando sombreros salientes de pocos centímetros (Fig. 127). La cara superior es blanquecina, más oscura con humedad, grisácea, zonada y erizada de pelos hirsutos muy característicos, borde amarillento. El himenio es liso, amarillo o anaranjado, pasando a parduzco o grisáceo con la edad; causa podredumbre blanca activa.

Fig. 127. Carpóforos de *Stereum hirsutum*.





Fig. 128. Cuerpo de fructificación de *Polypilus intybaceus* al pie de un castaño.

Polypilus intybaceus FR.

Crece al pie de árboles viejos (Fig. 128), sobre el castaño está citado el *Polypilus frondosus* que al igual que este, está formado por un pie grueso, blanco, del que parten numerosas ramificaciones cortas, que en el *frondosus* tienen forma de espátula, mientras que *intybaceus* tiene sombreros con tendencia horizontal, y lobulado, delgados, casi circulares, de color gris oscuro; el himenio es blanco, los poros son más irregulares y su borde se pone amarillento con la edad (Fig. 129).



Fig. 129. Detalle del borde amarillento de las ramificaciones de *Polypilus*.

Corticium caeruleum SCHRAD.

Es una costra membranosa, ancha, de color azul oscuro (Fig. 130), con el borde más claro, incluso blanco; su carne consta de una sola capa. Con la humedad se vuelve más oscuro. Las esporas son ovales, acuminadas en la base, de color azul con unas medidas de $7-10 \times 5-6,5\mu$ y una media de $8 \times 5,7$ micras. Se encuentra sobre madera muerta de castaño, durante todo el año, en el verano se encuentra en zonas resguardadas del calor donde conserva la humedad.



Fig. 130. Arbol seco invadido por *Corticium caeruleum*.



Peniophora quercina (PERS. EX FR.)

Se encuentra en ramas, a las que invade a modo de costras rugosas de color cárneo (Fig. 131). Es característico de esta especie que los bordes se levanten enrollándose, dejando ver la parte inferior que posee un color oscuro, negro. Posee cistidios hialinos cónicos; las esporas son cilíndricas, acuminadas lateralmente con un intervalo de $9-11 \times 3-4\mu$ y una media de $9,88 \times 3,2$ micras. Se encuentra sobre ramas muertas.

Fig. 131. Ramas de castaño invadidas por *Peniophora quercina*.



Crepidotus variabilis (PERS. EX FR.)

Carpóforo sin pie, en todo caso rudimentario, pequeño, reniforme o conchoide, casi circular con un estrechamiento en la inserción; cara superior finamente tomentosa, lanosa o sedosa, con el margen enrollado; cutícula gelatinosa, color blanco (Fig. 132). Sobre ramas y troncos caídos.

Fig. 132. Carpóforo de *Crepidotus variabilis*.



Poliporus arcularius
BATSCH. EX FR.

Ha sido detectado sobre ramas caídas en el mes de agosto. Posee sombrero de color pardo-acastañado con pie central y una ligera depresión en la parte superior central, más oscura, y con el margen levantado. Pie corto, no hueco, cilíndrico del mismo color del sombrero. (Fig. 133).

Fig. 133. *Poliporus arcularius*, fotografiado en agosto.

Fig. 134. Masa amarilla gelatinosa de *Tremella mesenterica*.

Tremella mesenterica RETZ. EX FR.

Pequeña masa tuberculosa de color amarillo anaranjado (Fig. 134), muy común en zonas húmedas. Se sujeta al soporte por un pequeño espacio central. En período seco se endurece. Se encuentra sobre ramas muertas causando podredumbre blanca.

Naucoria erinacea FR.

Sombrero pequeño, característico por poseer escamas levantadas a modo de pequeños pinchos. Pie color pardo herrumbroso (Fig. 135). Sobre madera muerta de castaño, muy común sobre los apoyos, palos ahorquillados del mismo árbol, de las ramas que se extienden horizontalmente en los castaños de fruto.



Fig. 135. Carpóforo de *Naucoria erinacea* sobre castaño.





Fig. 136. Agrupación de carpóforos de *Mycena inclinata* en el hueco de un castaño viejo.

Mycena inclinata FR.

Saprófito muy común en tocones y huecos de los castaños viejos, crece en grupos (Fig. 136). El sombrero es acampanado más o menos abierto, de color gris a castaño claro, el pie es largo, hueco, de color blanco por arriba y pardo-amarillento a castaño-rojizo por la base.

Dichomitus campestris
(QUEL.) DOM. ET ORL.

Costras redondeadas con aspecto de almohadilla, consistencia corchosa y luego leñosa. Color pardo. Se ha detectado sobre ramas muertas (Fig. 137).

Fig. 137. *Dichomitus campestris*.



OTROS HONGOS DETECTADOS

Existe una serie de hongos que viven en el suelo a expensas de la materia orgánica. Entre estos hongos se encuentra el causante de la enfermedad de la Tinta (*Phytophthora cinnamomi* RANDS.). En los distintos análisis efectuados con el objetivo de aislar este patógeno, han sido detectados diversos géneros, que son componentes habituales de la micoflora edáfica. Algunos de estos hongos están considerados como patógenos en distintas matrices forestales, sobre todo en sus primeros estados de desarrollo. El más abundante de todos ha sido *Pythium* spp. PRINGS, aislado reiteradamente en muestras de tierra analizadas por el método de pétalo de clavel, así como en medio PONCHET; los esporangios son esféricos, subglobosos, con apéndices en forma de espinas que le dan un aspecto erizado (con un diámetro de 16-23 μ , media 19,23 micras), en posición intercalar y terminal en las ramificaciones del micelio; a las oosporas se les aprecia claramente la segunda membrana (Fig. 138).

Fig. 138. Oosporas de *Pythium* spp.

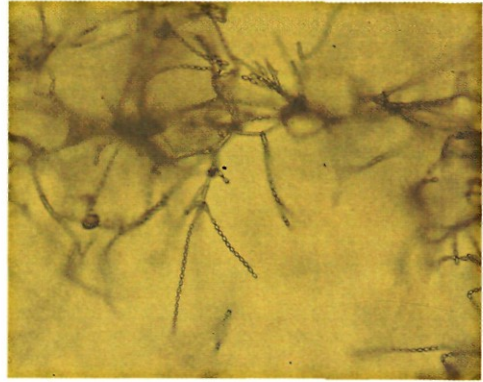
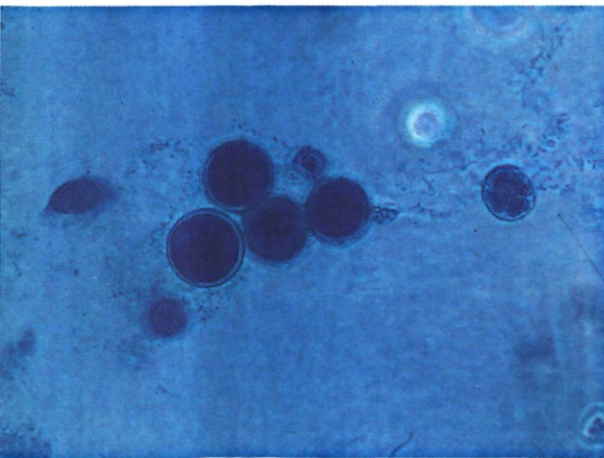


Fig. 139. Microconidios en cadena de *Fusarium moliniformis*.

En medio KOMADA, repicado procedente de pétalos de clavel, se pudo apreciar la formación de *Fusarium* spp. LINK. ex FR. Así mismo en medio PONCHET con trozos de raicillas de plántulas de castaño, también se aisló el género citado, que al repicarlo en medio KOMADA (selectivo para *Fusarium*) y observar su evolución, se pudo identificar la especie al obtener la producción de microconidios en cadena a partir de las filíidas, que emergen directamente (Fig. 139), estas características son exclusivas de la especie *F. moliniformis* LINK ex FR. También se han aislado en medio PONCHET los géneros *Aureobasidium* spp. VIALA et BOYER y *Rhizopus* spp. EHRENB.

Como ya hemos citado anteriormente, en los daños producidos por *Melanconis modonia* se ha detectado el hongo antagonista *Trichoderma viride* PERS. ex GRAY, cuya función inhibitoria del crecimiento del patógeno podría ser importante. También debemos constatar la presencia del saprófito *Trichothecium roseum* LINK. en la parte baja de fustes de una misma cepa, en una zona descortezada a un metro del suelo, con un espesor de 30 cm., con la finalidad de secar los pies; en la madera descubierta se apreciaba con claridad el micelio rosado orientado en la cara norte, la forma de los conidios y su disposición al final de los conidióforos identifica claramente la especie.

Conclusiones

De todos los hongos contemplados en este trabajo, consideramos importantes por su poder patógeno, en el castaño o en otras matrices en que hayan sido estudiados, los siguientes taxones: *Phytophthora cinnamomi* RANDS., *Endothia parasitica* (MURR) AND., *Mycosphaerella maculiformis* (PERS) SCHROET., *Nectria* spp. FR., *Ceratocystis* spp. ELLIS y HALST., *Melanconis modonia* TUL., *Hypoxyton mediterraneum* (DNtrs) Ces et DNtrs, *Pythium* spp. PRINGS., *Fusarium* spp. LINK. ex FER., *Armillaria mellea* (VAHL) KUMMER. Esto no quiere decir que el resto de los hongos detectados no constituyan peligro para el castaño, algunos sólo se comportan saprofiticamente, como algunos basidiomicetos (*Naucoria erinacea* FR., *Tremella mesenterica* RETZ. ex FR., etcétera), sin embargo la mayoría constituye un factor de-

terminante al evitar la recuperación del árbol cuando ha sido debilitado por un parásito activo. Normalmente, al hablar de la patología del castaño, sólo se citan dos enfermedades, la Tinta y el Cancro, sin embargo, somos de la opinión que la *Phytophthora*, la mayoría de las veces, no destruye por sí sola el árbol, sino la acción conjunta con otros parásitos oportunistas, que aprovechan el débil estado de la planta al defenderse del ataque radical de este hongo, la que acaba con la vida del árbol. Esta es la razón de este estudio sobre la micoflora del castaño, para conocer estos parásitos de equilibrio que nos van a señalar cuando están los castaños debilitados y obrar en consecuencia para favorecer la recuperación del árbol.

Respecto a las medidas culturales, la que-

Fig. 140. La quema de hojarasca al pie de los castaños, daña gravemente el cuello del árbol.





ma de la hojarasca está muy extendida, evitando de esta manera la propagación de la *Mycosphaerella maculiformis* (PERS) SCHROET., sin embargo existe la costumbre de encender estos fuegos muy cerca de la base de los pies, cepas y renuevos, lo que conlleva a graves lesiones en el cuello del árbol (Fig. 140), favoreciendo la penetración de hongos de pudrición, ocasionando la caída de grandes ramas e incluso el desgajamiento del fuste (Fig. 141), la destrucción total de las cepas, y la rápida colonización de los renuevos afectados por el calor de diversos hongos, sobre todo *Coryneum* spp.

Finalmente, queremos resaltar que este trabajo contribuye al conocimiento de la patología del castaño, para completar dicho conocimiento se requieren posteriores esfuerzos, que permitan profundizar sobre la biología de las especies citadas y su posible virulencia en la matriz, así como muestreos para intentar completar la micoflora del castaño.

Fig. 141. Los hongos de pudrición ayudan a la degeneración de la mayoría de los castaños.

Glosario

El siguiente glosario, a fin de favorecer la comprensión de este trabajo, está extraído de la recopilación de términos científicos relacionados con los micromicetos de MARTÍNEZ (1985).

- Acérvulo** (acervullus). Conidioma constituido por una capa de células conidiógenas desarrollado a partir de un estroma pseudoparenquimatoso aplanado, situado sobre la superficie basal de una cavidad cubierta por una capa de tejido del hospedador que se rompe en la madurez.
- Alantoide** (allantoide). De forma cilíndrica ligeramente curvada y con los extremos redondeados; en forma de morcilla.
- Anamorfo** (anamorph). Estado asexual o imperfecto de un hongo.
- Aplanogameto** (aplanogamete). Gameto inmóvil.
- Aplanospora** (aplanospore). Espora inmóvil.
- Atenuado** (attenuate). Dícese del patógeno con baja virulencia o patogenicidad. Aplícase a las estructuras que se estrechan en un extremo.
- Carbonáceo** (carbonaceous). Friable y de color oscuro.
- Celomicetos** (coelomycetes). Deuteromicetos con conidiomas de tipo picnidio, acérvulo, estroma o picnotirio, delimitados por tejido del hongo o de la planta. La división tradicional en dos órdenes (*Melanconiales*, con conidiomas acervulares, y *Sphaeropsidales*, con conidiomas picnidiales), no suele mantenerse actualmente ante la existencia de formas de transición.
- Cisto** (cyst). Vesícula, especialmente cuando constituye una estructura de resistencia derivada de una espora o esporangio.
- Clamidospora** (chlamydospore). Espora asexual, originada por modificación de un segmento de hifa, con forma globosa y pared gruesa (incluyendo una pared secundaria interna) que posee principalmente una función de resistencia (no de diseminación).
- Conidio** (conidium). Espora asexual externa e inmóvil, que suele separarse de la célula que lo produce (célula conidiógena).
- Conidióforo** (conidiophore). Hifa simple o ramificada (hifa fértil) que o bien soporta a las células productoras de conidios (células conidiógenas) o bien produce directamente los conidios, actuando como célula conidiógena.
- Coremio** (coremium). Ver sinema, como término más recomendable.
- Coriáceo** (coriaceous). Con textura recia pero flexible, como la del cuero.
- Cuerpo fructífero** (fruit-body) = fructificación.
- Deuteromicetos** (*Deuteromycetes*). Grupo heterogéneo de hongos que carecen de teleomorfos (estados sexuales o perfectos), conocidos y se agrupan en la subdivisión *Deuteromycotina*, que agrupa a los hongos anamórficos de la división *Eumycota*. Las otras dos subdivisiones, *Ascomycotina* y *Basidiomycotina*, agrupan diferentes teleomorfos.
- Dicótomo** (dichotomous). Dícese del tipo de ramificación, frecuentemente sucesiva que da lugar a dos ramas aproximadamente iguales.
- Ectoparásito** (ectoparasite). Parásito que vive sobre la superficie del hospedador, en el caso de los hongos, nutriéndose frecuentemente a través de haustorios.
- Edáfico** (edaphic). Perteneciente o relativo al suelo; dícese del organismo que vive en el suelo, por oposición a otros hábitats terrestres o acuáticos.
- Endoconidio** (endoconidium). Conidio formado en el interior de una hifa.
- Endoparásito** (endoparasite). Parásito que vive en el interior del hospedador.
- Esclerocio** (sclerotium). Masa compacta de hifas generalmente de forma redondeada, en ocasiones incluyendo tejido del hospedador o suelo, y sin esporas en la superficie o en el interior.
- Espinoso** (spiny). Dícese de las estructuras

con espinas o salientes delgados muy puntiagudos (frecuentemente aplicado a las esporas).

Espora (spore). Término general para designar a los corpúsculos reproductores de hongos, bacterias y plantas criptógamas. En ocasiones se la define como unicelular, de forma que las esporas pluricelulares de los hongos en las que cada célula germina separadamente, podría considerarse como esporas múltiples.

Esporangio (sporangium, sporange). Órgano productor de esporas asexuales endógenas (esporangiosporas).

Esporangióforo (sporangiphore). Hifa especializada para soportar un esporangio.

Esporocisto (sporocyst). Cisto que produce esporas asexuales.

Esporodoquio (esporodochium). Conidioma típico de los tuberculariáceos, constituido por un estroma pulvinado con la superficie superior cubierta por cortos conidióforos o células conidiógenas, que no se encuentra en ningún momento cubierto por tejido del hospedador. Se recomienda conidioma esporodoquial.

Estroma (stroma, pl. stromata). Masa o matriz de hifas vegetativas, más o menos diferenciadas, a veces en forma de esclerocio o con tejidos del hospedador o sustrato, producida por pirenomicetos y deuteromicetos en (o sobre) la que se producen esporas.

Eumicetos (*Eumycetes*) = hongos superiores.

Fiálide (phialide). Dícese generalmente de la célula conidiógena alargada o en forma de botella que desarrolla una o varias aberturas a través de las cuales produce una sucesión basípeta de conidios sin que tenga lugar un incremento de su longitud.

Ficomicetos (*Phycomycetes*). Grupo de hongos pertenecientes a la antigua clase *Phycomycetes*, que agrupaba a las actuales subdivisiones *Mastigomycotina* y *Zygomycotina*; utilizado como término trivial es aproximadamente sinónimo de hongos inferiores (con hifas carentes de septos).

Fructificación (fructificación). Término ge-

neral para denominar a los órganos que soportan las esporas.

Glabro (glabrous). Desprovisto de pelos.

Globoso (globose). De forma aproximadamente esférica, globoide, globular y globuloso.

Granuloso (granulose). Con la superficie cubierta por pequeñas partículas o granos; granular y granulado.

Gutulado (guttulate). Aplícase a las esporas que contienen una o varias gotas, generalmente de aspecto oleoso, en su interior.

Hialino (hyaline). Transparente, translúcido o al menos de color claro.

Hifa (hypha). Cada uno de los filamentos que constituyen el cuerpo vegetativo, micelio, de los hongos, formado por células cilíndricas separadas por septos generalmente perforados o de estructura cenocítica, carente de septos, en cuyo caso se le aplica la denominación de sifón.

Hifa fértil (fertile hypha). Ver conidióforo.

Hifomicetos (*Hyphomycetes*) Deuteromicetos filamentosos (antigua clase *Hyphomycetes*) que producen estructuras conidiógenas libres, no incluidas en ningún tipo de cavidad.

Hiperparásito (hyperparasite). Parásito que se desarrolla sobre otro parásito.

Hirsuto (hirsute). Con pelos rígidos y dispersos, aplícase también a este tipo de pelos.

Hongo (fungus). Organismo eucariota, saprófito o parásito, osmótrofo, constituido generalmente por micelio filamentosos y diferentes tipos de cuerpos fructíferos, pertenecientes al Reino Fungi (del que parece apropiado excluir a los hongos mucosos de la División *Myxomycota*).

Hongos imperfectos (imperfect fungi) = deuteromicetos.

Hongos inferiores (lower fungi). Dícese de los quitridiomicetos, hifoquitridiomicetos, oomicetos, zigomicetos y tricomicetos.

Hongos superiores (higher fungi). Dícese de los ascomicetos, basidiomicetos y deuteromicetos, sin. eumicetos.

Huésped = hospedador (ver parásito).

Imbricado (imbricate). Dícese de los elementos que se cubren parcialmente unos a otros como las tejas de un tejado.

Incrustado (incrusted). Aplícase preferentemente a las hifas de paredes rugosas recubiertas por material excretado por el hongo.

Laciniado (lacinate). Dividido en finas cintas irregulares (lacinias).

Lanoso (lanose). Cubierto por pelos largos y suaves que recuerdan a la lana, sin. lanudo.

Lanuginoso (lanuginose). Cubierto de pelos cortos y finos con aspecto de pelusa.

Lenticular (lenticular). Con forma de lenteja o de lente biconvexa.

Leñoso (ligneous). Con dureza o consistencia como la de la madera.

Lignícola (lignicolous). Dícese del organismo que vive sobre la madera.

Lobulado (lobulate). Dividido en lóbulos.

Lóculo (locule). Cavidad de un conidioma, delimitada por tejido del hongo o de la planta hospedadora.

Macroconidio (macroconidium). Dícese del conidio de mayor tamaño, y frecuentemente más característico, producido por un hongo que también forma pequeños conidios (microconidios).

Membranáceo (membranaceous). Con aspecto semejante a una membrana o piel fina.

Meristógeno (meristogenous). Se aplica al tipo de desarrollo de ciertas estructuras (por ejemplo, picnidios), formadas a partir de una sola hifa que crece y se ramifica.

Métula (métula). Ramificación del conidióforo sobre las que se disponen las fiálides.

Micelio (mycelium). Talo de los hongos filamentosos compuesto por una masa de hifas discretas, generalmente muy ramificadas.

Micosis (mycosis, pl. mycoses). Enfermedad infecciosa producida por hongos; se aplica más frecuentemente a las producidas en el hombre y animales. Los hongos pueden dar lugar también a enfermedades no

infecciosas, como las de tipo alérgico y las micotoxicosis.

Microconidio (microconidium). Conidio pequeño de un hongo que también produce conidios de tamaño mayor (macroconidios).

Moho (mould). Dícese vulgarmente de los micromicetos con aspecto aterciopelado o algodonoso, consecuencia de la producción de masas de esporas o micelio (frecuentemente hifomicetos o zigomicetos), generalmente saprófitos y algunos de ellos de gran importancia económica.

Moniliforme (moniliform). Con hinchamientos a intervalos regulares como una hilera de cuentas.

Monopodial (monopodial). Aplícase al tipo de ramificación en la que un eje produce ramas aisladas, frecuentemente en disposición helicoidal o alternada.

Monoverticilado (monoverticillate). Dícese del penicilo compuesto sólo de fiálides (penicilo simple); aplícase con fines taxonómicos para la diferenciación de especies del género *Penicillium*.

Mucronato (mucronate). Terminado en una punta corta y aguda, mucrón.

Necrosis (necrosis). Muerte en las células, en ocasiones como consecuencia de una infección producida por un hongo.

Obligado (obligate). Dícese del parásito que en la naturaleza únicamente puede vivir como tal; se utiliza en ocasiones por aquel que no ha podido ser cultivado en laboratorio; se opone a facultativo.

Oblongo (oblong). Alargado con los extremos redondeados.

Oogonio (oogonium). Se aplica al órgano sexual femenino de los oomicetos.

Oospora (oospore). Espora de resistencia de los oomicetos formada a partir de la oosfera fecundada.

Oportunista (opportunistic). Dícese del organismo que generalmente vive como saprófito, pero en ocasiones es capaz de causar enfermedades en un hospedador que se ha convertido en susceptible.

Ostiolo (ostiole, ostiolum). Poro de una

fructificación (picnidio o ascoma), a través de la cual se liberan las esporas.
Ovoide (ovoid). Con forma de huevo, con el extremo estrecho hacia arriba.

Paráfisis (paraphysis, paraphyse). Hifa estéril con el extremo apical libre situada entre las ascas de una ascoma o entre las células conidiógenas de un picnidio (u otro conidioma), surgiendo de la capa basal. sin. paráfisis.

Paráfisis = Paráfisis.

Parásito (Parasite). Dícese del organismo que vive en (o sobre) otro hospedador (Huésped), del que se nutre.

Parásito de debilidad (weakness parasite) = parásito oportunista.

Patógeno (pathogen). Parásito capaz de causar enfermedad en el hospedador.

Peridio (peridium). Pared o membrana limitante de cualquier cuerpo fructífero.

Picnidio (pynidiium). Conidioma frecuentemente globular y ostiolado formado por tejido fúngico y con la superficie interior cubierta de células conidiógenas.

Picnidiospora (pynidiospore). Conidio producido en el interior de un picnidio; picnoconidio resulta preferible aunque es menos utilizado.

Pirófilo (pyrophilous). Dícese del organismo que vive preferentemente en lugares quemados.

Planogameto (Planogamete) = zoogameto.

Planospora (Planospore) = zoospora.

Plecténquima (plectenchyma). Tejido grueso en el que las hifas se encuentran entrelazadas y unidas. Cuando los elementos pueden distinguirse como hifas se habla de prosénquima o prosoplecténquima y cuando no pueden distinguirse se denomina pseudoparénquima o paraplecténquima.

Pubescente (pubescent) = lanuginoso.

Rama (ramus). Se aplica a la ramificación del conidióforo que soporta un verticilo de métulas con sus correspondientes fiá-lides.

Reniforme (reniform). Con forma de riñón.

Saprófito (saprophyte). Organismo heteró-

trofo que utiliza materia muerta como alimento, causando comúnmente su descomposición; se aplica generalmente a plantas, hongos y bacterias. Algunos autores consideran que saprobio sería el término más conveniente en el caso de los hongos.

Segmento (segment). Dícese de las porciones de una dictiospora separadas por un septo transversal.

Septo (septum). Tabique que separa las células de las hifas o esporas de los hongos.

Sésil (sessile). Dícese de cualquier órgano o parte orgánica que carece de pie o soporte.

Seta (seta). Hifa modificada de ápice libre y usualmente de pared gruesa y pigmentada. Vulgarmente carpóforo de basidiomicetos.

Seudoparénquima (pseudoparenchyma). Plecténquima en el que no es posible diferenciar las hifas que lo constituyen.

Simple (simple). Dícese de conidióforo carente de ramificaciones; sencillo.

Simpodial (sympodial). Aplicase a la célula conidiógena que tras la producción de un conidio terminal, continúa su crecimiento y la producción de conidios, simpodioconidios, sobre una serie de ápices sucesivos originado cada uno al lado y por detrás del anterior.

Sinema (synnemata). Conidioma compuesto por un conjunto más o menos compacto de conidióforos o hifas erectas, que producen conidios en el ápice o también en los lados.

Subgloboso (subglobose). Que se aproxima a la forma esférica.

Taxón (taxón). Unidad o categoría taxonómica de cualquier rango.

Teleomorfo (teleomorph). Forma o fase sexual o perfecta de un hongo.

Tomentoso (tomentose). Cubierto con densas matas de pelos blandos y frecuentemente ramificados.

Tubérculo (tubercle). Protuberancia o saliente en forma de pequeña verruga.

Verrugoso (verrucose). Con pequeños salientes redondeados o verrugas.

Zigospora (zygospore). Espora sexual de resistencia de los zigomicetos resultado de la fusión de dos ramas que actúan como gametangios.

Zoospora (zoospore). Espora móvil.

Zoosporangio (zoosporangium, zoosporange). Esporangio productor de esporas móviles.

Bibliografía

- AGENJO, R., 1959: Monografía de las especies españolas de la Fam. *Lymantriidae* HAMPSON, 1892, *Graellsia*, 15: 5-143.
- AGRIOS, G. N., 1988: *Plant Pathology* 3rd Edition. Academic Press, USA.
- ALBAUGH, T. J., 1982: Ants as vectors of *Endothia parasitica* (Summary). *Forestry Abstracts* (1984) 45: (7) 398.
- ALLUÉ ANDRADE, J. L., 1987: Selvicultura E. U. Ingeniería Técnica Forestal. Universidad Politécnica de Madrid. No publicado.
- ANAGNOSTAKIS, S. L., 1983: Conversion to curative morphology in *Endothia parasitica* and its restriction by vegetative compatibility. *Mycologia*; 75: 777-780.
- ANAGNOSTAKIS, S. L.; DAY, P. R., 1979: Hypovirulence conversion in *Endothia parasitica*, *Phytopathology*, 69: 1226-1229.
- ANAGNOSTAKIS, S. L.; WAGGONER, P. W., 1981: Hypovirulence, vegetative incompatibility and the growth of cankers of chestnut blight, *Phytopathology* 71: 1198-1202.
- ANDERSON, P. J., 1913: Wind dissemination of the chestnut blight organism, *Phytopathology*.
- ANDES, J. A., 1961: Cultural variation in *Endothia parasitica*, *Phytopathology* 51: 808.
- ARNAUD, G.; BARTHELET, J., 1936: Le Nerume ou Porriture noire des Châtaignes. *Ann Epiphyties*, N. S., 1934-1935.
- ARRONDO ODRIOZOLA, 1986: La tinta del castaño. *Gorosti* 3: (1986). 79-82.
- ASCASIBAR, I.; GARCIA, E.; MARTINEZ ELCORO, 1984: Panorama actual del Castaño en el País Vasco, *Congreso Internacional sobre el castaño*, (Págs. 165-171) Lourizan (Pontevedra), 1984.
- BACHILLER, P.; CADAHIA, D.; CEBALLOS, P.; COBOS, J. M.; CUEVAS, P.; DAFUCE, C.; DAVILA, J.; GONZALEZ, J. R.; HERNANDEZ, R.; LEDESMA, L.; MALLÉN, J. A.; MOLINA, J.; MONTOYA, R.; NEIRA, M.; OBAMA, E.; RIESGO, A. ROBREDO, F.; ROMANYK, N.; RUPEREZ, A.; SANCHEZ, A.; SORIA, S.; TOIMIL, F. J.; TORRENT, J. A.; 1981: *Plagas de insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- BAINIER, G.; 1908: *Harziella castanae* s. p. nov et *Stachylidium bicolor*. *Bull. soc. myc.* France.
- BALACHOWSKY, A., 1963: *Entomologie appliqué a L'agriculture*. Tome I: Coleoptere, Vol. 2, Paris.
- BALACHOWSKY, A., 1966: *Entomologie appliqué a L'agriculture*. Tome II, Lepidopteres, Vol. 1, Paris.
- BARR, M. E., 1978: The *Diaporthales* in North America. *Mycologia Memoir*, 7: 232 Págs.
- BERLESE, A. N., 1893: «Il seccume del Castagno». *Revist. di Patologie vegetale*. Avelino, 1893, año II, Núms. 5-9.
- BLANCO ANDRAY, A., 1985: Estudio comparativo de los habitats de *Castanea sativa* y *Pinus pinaster* en la Sierra de Gredos. *Bol. Est. Central de Ecología* (1985), 14: (27) 35-45.
- BLANCO, R., 1925: Apuntes sobre la enfermedad del castaño. Lugo.
- BONNEMAISON, L., 1964: *Enemigos animales de las plantas cultivadas y forestales*. Ed. Occidente, Barcelona.
- BOUNOUS, G.; OTTINO, M., 1984: Rilievi fenologici su 14 cultivar di Castagno giapponese ed eurogiapponese in Piemonte. *Congreso internacional sobre el Castaño*. (Págs. 63-84). Lourizan (Pontevedra).
- BRADLEY, J. D.; TREMEWAN, W. G.; SMITH, A.; 1973: *British Tortricoid moths Cochylidae and Tortricidae: Tortricinae*. The Ray Society No. 147, London.
- BRAUN-BLANQUET, J., 1979: *Fitosociología. Bases para el estudio de las comunidades vegetales*. H. Blume Ediciones, Madrid.
- BREISCH, H., 1984a: Les varietes des marrons diffusees en France pour la plantation de vergers modernes. *Congreso internacional sobre el Castaño*. (Págs. 101-103), Lourizan (Pontevedra).
- BREISCH, H., 1984b: Lutte chimique contre les insectes parasites des châtaignes. *Congreso internacional sobre el Castaño*. (Págs. 237-242), Lourizan (Pontevedra).
- BRIOSI, G.; FARNETI, R., 1907: Sulla Moria dei castagnei. *Atti dell'Istituto bot. d. r. Università di Pavia*.
- BRIOSI, G.; FARNETI, R., 1915: Il «Mall dell'inchostro» nelle Giovani Pianticelle dei Castagnei e dei semenzai. *Atti dell'istituto bot. d. r. Università di Pavia*.
- BROOKS, F. T., 1953: *Plant Diseases*. Oxford University Press. London.
- CASTELLARNAU, J. M.; NAVARRO, L.; ROBREDO,

- L. M., 1909: *Memoria sobre la enfermedad del castaño*. Madrid.
- CEBALLOS, L.; 1966: Mapa Forestal de España. Ministerio de Agricultura. Dirección General de Montes, Caza y Pesca fluvial.
- CEBALLOS, L.; RUIZ DE LA TORRE, J., 1971: *Arboles y arbustos de la España peninsular*. Esc. Tec. Sup. Ingenieros de Montes. Universidad Politécnica. Madrid.
- CENTRE TECHNIQUE DU GENIE RURAL DES EAUX ET DES FORESTS; 1973: *Information technique pour la surveillance et la protection phytosanitaire de la forêt*. División Protección de la Nature de C.T.G.R.E.F. St. MARTIN D'HERES.
- CLAPPER, R. B., 1954: Chestnut breeding, techniques and results, *J. Hered* 45: 106-114 y 201-208.
- CLINTON, 1909: Según recoge LANIER, 1978, II, Pág. 323.
- COBOS, A., 1986: *Fauna Ibérica de Coleopteros Buprestidae*, Conj. Sup. Inv. Científicas, Madrid.
- COBOS SUÁREZ, J. M.; 1988: Contribución al conocimiento de la fauna de artrópodos parásitos del aliso [*Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER] y su control. Boletín de Sanidad Vegetal. Fuera de Serie n.º 14.
- CRANDALL, B. S.; GRAVATT, G. F.; MILBURN, M., 1945: Root disease of *Castanea* species and some coniferous and broadleaf nursery stocks caused by *Phytophthora cinnamomi*, *Phytopathology* 35: 162-180.
- CRESPI, A., 1897: Una enfermedad del castaño. *Bol. de la Sociedad española de his. Nat.* diciembre 1897.
- CRITÉ, L., 1898: «Rapport sur la maladie des châtaigniers dans les Pyrénées, les Pays-Basques, L'Espagne, et le Portugal.» *Bull. Minst. d'Agricult.* Paris.
- CUBONI, G., 1896: «La malattia del Castagno nell'anno 1896». Roma.
- DAHL, F.; DAHL, M.; BISCHOFF, H.; 1961: *Die tierwelt Deutschlands teil 48. Kleinschmetterlinge oder microlepidoptera I. Die Wickler (5 str.) (tortriciidae)*. VEB. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- DAVIDSON, R. W., 1978: A new species of *Ceratocystis* on *Endothia parasitica* canker of American chetnut. *Mycologia* 70: 856-858.
- DAVIDSON, R. W.; KUHLMAN, E. G., 1978: A species of *Ceratocystis* closely associated with *Endothia* cankers on american chetnut in eastern United States. *Mycologia* 70: 853-855.
- DAY, W. R., 1938: Root rot Of sweet chestnut and booch caused by species of *Phytophthora*. I. Cause of Symtoms of disease its relation to soil conditions. *Forestry* 12, 101-116.
- DE ANA-MAGÁN, F. J. F., 1984: Patología de los Castaños híbridos, *Congreso internacional sobre el Castaño*, Pág. 201-215. Lourizán, Pontevedra.
- DELACROIX, G. 1897: «La maladie des châtaigniers en France». *Bull. de la société Mycologique de France*, Tom, XIII, Pág. 242.
- DODDS, J. A., 1979: Double stranded RNA and virus-like particles in *Endothia parasitica*. *Am. Chest. Symp. Proc.* Morgantown. 1978.
- DENNIS, R. W. G., 1968: British Ascomycetes. J. Cramer, Lehre.
- DUCOMET, V., 1909: Recherches sur quelques maladies de Plantes Cultivees, I. Un nouveau parasite du Ray-Grass (*Fusarium loliaceum* sp. nov.). *Ann. Ecole nat. Agric.* Rennes 1908.
- DUCOMET, V., 1913: Recherches sur les maladies du chêne et du Châtaignier en Bretagne. *Ann. Epiphyties*.
- DUFRENOY, J., 1921: Sur les tumeur chancreuses de *Diplodina castaneae* obovees sur le châtaignier en France, *Cr. Soc. Biologie*.
- DUFRENOY, J., 1922: Les maladies du châtaignier, *Cr. Cong. region a Brive*.
- ELKINS et al., 1982: Según recoge VIEITEZ, BALLESTER, MANTILLA y VIEITEZ, 1984.
- ELLIS, M. B.; ELLIS, J. P., 1985: *Microfungi on land plants an identification handbook*. Croom Helm, London & Sydney.
- ELORRIETA, A., 1949: El castaño en España, IFIE, Madrid.
- EPP0, listas del A2, 1980, París.
- FAO; 1985: *Manual para patólogos vegetales*. Oficina regional de la FAO para América Latina y Caribe.
- FARKAS, G. L.; KIRALY, Z., 1962: Role of Phenolic compounds in the physiology of plants diseases and disease resistance, *Phytopathology* 2, 44: 105-150.
- FERNANDEZ LOPEZ, J., 1984: Situación actual y perspectivas de los castañares tradicionales gallegos. *Congreso internacional sobre el Castaño* (Págs. 105-119) Lourizán (Pontevedra).
- FERNANDEZ LAMUÑO, J. A., 1984: Variedades del castaño como árbol frutal en el occidente de Asturias, *Congreso internacional sobre el Castaño*, (Págs. 133-150) Lourizán (Pontevedra).
- FOUQUÉ, 1876: (Nota sobre la enfermedad que padecen los castaños en las islas Azores), *Revue des Deux-mondes* 15 de abril de 1876, Pág. 837.
- GARCIA ROLLAN, M., 1984: *Setas de los árboles. Hongos basidiomicetes de la madera*. Ministerio Agricultura, Pesca y Alimentación, Madrid.
- GALLASTEGUI, C., 1926: Técnica de la hibridación artificial del Castaño. *Bol. Real Sociedad, Esp. hist. Natur.* Tomo XXVI, Pág. 88-94.
- GIBELLI, G., 1883: Nuovi studii sulla malattia del Castagno detta dell'inchioistro, Bolonia.
- GOICOECHEA y ALZUARÁN, J. M., 1900: Memoria sobre la enfermedad del castaño, presentada a las Excmas. Diputaciones de Gupúzcoa, Navarra y Vizcaya. Bilbao.
- GOIDANICH, G., 1960: *L'Avversità Delle Piante Agrarie*, Vol. II. Págs. 97-104 Ramo editoriale degli agricoltori Roma.
- GOIDANICH, G., 1964: *Manuale di Patologia vegetale*. Vol. II. Ed. Agricole Bologna.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R.; FERNÁNDEZ RUBIO, F., 1976: *Mariposas de la península Ibérica III*. Ministerio de Agricultura. Madrid.

- GÓMEZ BUSTILLO, M. R.; FERNÁNDEZ RUBIO, F., 1979: *Mariposas de la península Ibérica IV*. Ministerio de Agricultura. Madrid.
- GÓMEZ DE AIZPURUA, C., 1985: *Biología y morfología de las orugas*, I. Boletín de Sanidad Vegetal. Fuera de serie Núm. 5. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación.
- GÓMEZ DE AIZPURUA, C., 1986: *Biología y morfología de las orugas*, II. Boletín de Sanidad Vegetal. Fuera de serie Núm. 6. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación.
- GREUTE, J., 1961: La maladie de l'encre du Châtaignier II, Les agents pathogenes: *Phytophthora cambivora* et *Phytophthora cinnamomi*. *Ann Epiphyties*, 12, 25-29.
- GREUTE, M. J., 1965: Les formes hipovirulentes d'*Endothia parasitica* et les espoires de lutte contre le chancre de chataignier. *Compte. Rend. Hebb Seances Acad. Agr.*
- GREUTE, J.; BERTHELAY-SAURET, S., 1978: Biological control of chestnut blight in France. *Am. Ches. Symp. Proc. West Wrig-Univ.*, Morgantown, 30-34.
- GREUTE; VROT, F., 1984: Epidemiologie de l'hypovirulence chez *Endothia parasitica*. *Congreso Internacional sobre el Castaño*. (Pág. 191-199) Lourizán (Pontevedra).
- GRIFFIN, H. D., 1968: The Genus *Ceratocystis* on Ontario. *Canadian Journal et Botany*, 46: 689-717.
- GRIFFON, E.; MAUBLANC, A., 1910: Sur une maladie des perches de chataignier, *CR Acad. Sc. Paris*.
- HEALD, F. D.; GARDNER, M. W., 1913: The relation prevalence of the chestnut blight fungus during the winter, *Phytopathology*.
- HEAL, F. D.; GARDNER, M. W.; STUDHALTER, R. A., 1915: Air and wind dissemination of ascospores of the chesnut-blight fungus. *Phytopathology*.
- HEPTING, G. H., 1974: Death of the American chetnut. *Journal Forest History* 18 (3): 60-67.
- HUNT, J., 1956: Taxonomy of the genus *Ceratocystis*. *Lloydia*, 19 (1): 1-58.
- I.C.O.N.A., 1972: Las frondosas en el inventario forestal nacional. Min. Agr., Madrid.
- I.C.O.N.A., 1980: Las frondosas en el primer inventario forestal nacional. Minis. Agric., Madrid.
- JAYNES, R. A., 1974: Genetics of Chestnut. *For. Ser. Res. U.S. Dept. Agr.* Who-17, 1B.
- JAYNES, R. A., 1981: *Nut tree culture in North America*. Northern Nut Growers associaton, Inc., Hamden, Conn. 466 Págs.
- JAYNES, R. A.; DE PALMA, N. K., 1984: Natural infection of Nuts of *Castanea dentata* by *Endothia parasitica*. *Phytopathology* (1984) 74 (3) 296-299.
- KOBAYASHI, T.; ITÔ, K., 1956: Notes on the genus *Endothia* in Japan, I. Species of *Endothia* collected in Japan. *Bull. For. Exp. Sta.* Meguro, Tokyo 95, 81-98.
- LANIER *et al.*, 1978: *Mycologie et pathologie forestieres I y II*. Edit. Mason.
- LEONIAN, L. H., 1934: Identification of «*phytophthora*» species. Bulletin 262. Agricultural Experiment station. College of Agriculture, West Virginia University, Morgantown.
- LUISI, N.; VANNINI, A., 1985: Ipoivirulenza in *Endothia parasitica*: sua caratterizzazione e contenimento naturale della malattia nei castagneti del viterbese. *La difesa delle piante*, 2, 197-206.
- MACE, M. C.; HERBERT, T. T., 1963: Naturally occurring quinones in wheat and barley their toxicity to loose smut fungi. *Phytopathology*, 53: 692-700.
- MANGIN, L., 1913: Sur la maladie du chataigner causee par le *Mycelophagus castaneae* *Comp. Rend. de l'Academie de Sciences*, 1-470.
- MANGIN, L., 1918: La pourriture des chataignes. *CR Acad. Agric. France*.
- MANSILLA, J. P. 1984: Algunos insectos del castaño en Galicia. *Congreso internacional sobre el Castaño*, págs. 227-236. Lourizán. Pontevedra.
- MARTIN, S. T., 1964: Role of cuticule in the defense against plant disease. *Ann. Rev. Phytopathology* 2: 81-100.
- MARTINEZ, *et al.*, 1985: Términos científicos relacionados con los micromicetos. *Rev. iber. micol*, Vol. 2, Núm. 1, 36-78, junio 1985.
- MENDEZA RINCÓN DE ACUÑA, R.; DIAZ MONTOYA, G., 1987: *LAS SETAS. Guía fotográfica y descriptiva*. Sección de Micología. IBERDUERO.
- MENDOZA, C., sin fecha: *La leyenda de las plantas*. Establecimiento Tipolitográfico editorial de Ramón Molinas, Barcelona.
- MERINO DE VARGAS, L. P., 1797-1803: Diccionario universal de Agricultura..., del Abate Rozier, traducido por D. Juan Alvarez Guerra. Madrid. (Nota al artículo «Castaño»).
- MERKEL H. W., 1906: A deadly fungus on the american chetnut. 10th. *Ann Rot N. Y. Zool Soc.*
- METCLALF, 1908: Según recoge LANIER, 1978, II, Pág. 323.
- MEYER, 1913: Según recoge LANIER, 1978, II, Pág. 323.
- MICKLEBOROUGH, J., 1909: A report on the chestnut tree blight, the fungus, *Diaporthe parasitica* Murril. *Penn Dept. Forestry*.
- MILBURN, M.; GRAVATT, G. F., 1932: Preliminary note on a *Phytophthora* root disease of chetnut. *Phytopathology* 22, 977-978.
- MITCHELL, A., 1979: *Guía de campo de los árboles de Europa*. Ediciones Omega. Barcelona.
- MOLINA, F.; VIEITEZ, E., 1968: Defensa del castaño contra sus enfermedades en España. IFIE.
- MOLINA RODRIGUEZ, F., 1984: Cuarenta años de investigación sobre el castaño en el departamento forestal de Lourizán. *Congreso Internacional Sobre el Castaño*, (Págs. 23-28), Lourizán. Pontevedra.
- MUÑOZ, M. C.; RUPEREZ, A., 1987: La patologia de la encina (*Q. ilex* L.), en España. *Bol. San. Veg. Plagas*, 13: 203-212, 1987.
- MURRIL W. A., 1906: A new chestnut disease. *Torreya*.

- MUTTO ACCORDI, S., 1984: Problematiche del cancro della corteccia del Castagno nel Veneto. Atti Couregno « Problemi fitopatologici delle piante forestali », 82-92.
- NAJERA Y ANGULO, F.; LOPEZ FRAILE, V., 1969: *Estudio de las principales maderas comerciales de frondosas peninsulares*. Ministerio de Agricultura, Instituto Forestal de investigaciones y experiencias.
- NIESNTAEDT, H., 1953: Tannin as factor in the resistance of chetnut, *Castanea* spp, to chetnut blight fungus, *Endothia parasitica* (Murr.). A. and A. *Phytopathology*, 43: 32-38.
- NIMO, M. R., 1973: Estudio de los posibles compuestos que determinan la resistencia del castaño a la enfermedad de la «tinta». Tesis doctoral, Universidad de Santiago de Compostela.
- NIMO, M. R.; VIEITEZ, E., 1976: Estudios sobre la resistencia del Castaño a la enfermedad de la tinta. *An. Edaf. Agrob.* XXXV, Núm. 5-6, 523-534.
- OLIVA ESTANYOL, M.; MOLINAS DE FERRER, M. L., 1984: Incidencia de *Hypoxylon mediterraneum* en los alcornocales gerundenses. *Bol. Est. Cent. Ecología* 13 (25) 9-16.
- OSTROFSKY, A.; SHIGO, A. L., 1984: Relationship between canker size and wood starch in american chestnut. *Europ. Journal of for. Pat.* (1984) 14 (2) 65-68.
- PARDIÑAS SALVADÓ, M., 1987: *El castaño*. Ed. Síntesis. Barcelona.
- PASINETTI, L., 1953: *Malattie dell Pianta*. Ed. Ulrico Hoepli. Milano.
- PEGLION, V., 1906: Il Nerume della Castagne. L'Italia agricola.
- PETRI, L., 1917: Richerche sulla morfologia e biologia dell *Blepharospora cambivora* parasita del Castagno. *Rend. R. Acad. Lincei* 26, 297-299.
- PEYRONEL, B., 1919: Sul Nerume o Marciune nero delle Castagne. *Staz. Sper. Agrar. Ital.*
- PEYRONEL, B., 1920: La Forma ascofora della *Rhacodiella castagnea* agente dell Nerume dell castaigne. *Rc. Accd. Lincei*.
- PHILLIPS, D. H., BURDEKIN, D. A., 1982: *Diseases of Forest and ornamental trees*. Scientific and Medical División. London and Basingstoke.
- PICCONE, 1881: Sullo straordinario sviluppo della *Septoria castaneae* nella provincia de genova durante l'automno 1880. *Giorn. Bot. Italiane*. Aprile 1881, Vol. XIII.
- PIMENTEL, A.; LOPES, A., 1945: Novas observaçoes sobre morfologia, biologia e fisiologia de dois fungos de genero *Phytophthora* de Bary, parasitas de castanheiro. *Agron. Lusit.* 7 (4): 337-353.
- PLANCHON, 1878: «La maladie des châtaigniers dans les Cévennes». *Comp. rend. de l'Acadaemic des Sciences*, 1878, 2.º, Pág. 583.
- PRUNET, 1906: *Le châtaignier et ses maladies*. Toulouse.
- PUERTAS, F., 1984: Panorama actual de las masas de castaño en Navarra. *Congreso internacional sobre el castaño* (Págs. 173-177), Lourizán Pontevedra.
- PUHALLA, J. E.; ANAGNOSTAKIS, S. L., 1971: Genetic and nutricional requeriments of *Endothia parasitica*. *Phytopathology*. 61: 169-173.
- RAMOS FIGUERAS, J. L., 1979: *Selvicultura*. Esc. Tecn. Sup. Ing. Montes. Universidad Politécnica. Madrid.
- RANKIN, W. H., 1912: The chestnut tree canker disease. *Phytopathology*.
- RIVOLIER *et al.*, 1981: *Secretos y virtudes de las plantas Medicinales*. Selecciones Readers Digest (iberia) S. A. Madrid.
- ROUGMEGNERE, 1889: La maladie des Chataigniers. *Revue Mycologique*.
- RUSSIN, J. S.; SHAIN, L., 1984: Colonization of chetnut bight cankers by *Ceratocystis microspora* & *C. eucastaneae*. *Phytopathology* 74 (10) 1257-1261.
- SELVA, F., 1872: *Memoria per servire allo studio della malattia dei Castagnei*. Biella.
- SEYNES, J., 1879: «Sur la maladie de Châtaigniers». *Comp. ren. de L'Academie des Sciences*. I.
- SMITH, I. M.; DUNEZ, J.; LELLIOTT, R. A.; PHILLIPS, D. H.; ARCHER, S. A., 1988: *European Handbook of Plant Diseases*. Blanckwell scientific Publications LONDON.
- SWATSCHKE, B., 1958: *Die larvalsystematik der wickler (tortriciidae und Carposinidae)*. Akademie-Verlag, Berlin.
- TAVEIRA, C., 1979: Enfermedad de la tinta del castaño. *Bol. Ser. Plagas* 5 (1) 59-66.
- TELLERIA, M. T., MORENO, G.; CALONGE, F. D., 1975: Algunos hongos que viven sobre sustrato leñoso. *Bol. Est. Central de Ecología* 4 (8) 29-38.
- TISCHLER, W., 1977: Kontinuität des biosystems Erle (Alnus) Erlenblattkäfer (*Agelastica alni*). *Zeitschrift fur angewandte Zoologie*. 64 (1) 69-92.
- TORRES JUAN, J., 1968: Grave enfermedad del Alcornoque en España. *Bol. Ser. Plagas Forestales*, 22: 87-90.
- TORRES JUAN, J., 1975: *Principales enfermedades de nuestras especies forestales*. Esc. Tec. Sup. Ing. Montes. Madrid.
- TORRES JUAN, J.; DE MATEO, J., 1968: El tratamiento «BIRAGHI» contra el chancro del castaño. *Bol. Serv. Plagas Forestales*, 22: 123-125.
- TOVAL HERNANDEZ, G.; FERNANDEZ DE ANA MANGAN, F. I., 1979: Castaños resistentes a la tinta. *Agricultura XLVIII* (571) 879-881.
- TROTTER, A., 1916: L'Oidium du chêne sur le châtaignier en Italie. L'Alpe, Serie 3.
- TURCHETTI, T., 1982: Hypovirulence in chestnut blighth (*Endothia parasitica* Murr. And), and some practical aspects in Italy. *Eur. Jour. For. Path.*, 12, 414-417.
- TURCHETTI, T., 1984: Fitopatologici negli innesti di castagno. *Atti convegno «Problemi fitopatologici delle piante forestali»*. 97-106.
- TURCHETTI, T., 1986: Alcuni aspetti delle principali malattie criptogamiche del castagno. *L'Informatore Agrario Verona*, XLII (2): 51-53.
- TURCHETTI, T.; CHELAZZI, G., 1984: Possible role of

- slugs as vectors of the chestnut blight fungus. *Europ. journal of For. Pat.* 14 (2) 125-127.
- UPADHYAY, H. P., 1981: A monograph of *Ceratocystis* and *Ceratocystiopsis* Ed the University of Georgia Press. Athens, Georgia.
- URQUIJO LANDALUCE, P., 1942: Iniciación de estudios para obtención de híbridos resistentes. Memoria de la estación de Fitopatología Agrícola de la Coruña.
- URQUIJO LANDALUCE, P., 1947: Revisión taxonómica de los hongos productores de la enfermedad del castaño llamada la «tinta», *Bol. Pat. Veg. y Ent. Agrícola* 15: 253-269.
- URQUIJO LANDALUCE, P., 1971: *Patología vegetal agrícola*. Ed. Mundi prensa. Madrid.
- VAN DER PLANK, J. E., 1968: *Disease resistance in plants*. Academic Press. N. Y. and London, 206 Pág.
- VEGH, I.; BOURGEOIS, M., 1974: Observations préliminaires sur l'étiologie du dépérissement des conifères d'ornement dans les pépinières françaises, rôle du *Phytophthora cinnamomi* RANDB. *Journée d'études de l'horticulture et des pépinières: Les problèmes sanitaires actuels en pépinières*, XI, Paris, Págs. 63-83.
- VIEITEZ, E., 1960: Obtención de Castaños resistentes a la enfermedad de la tinta. CREIEF de Lourizán, Pontevedra.
- VIEITEZ, J.; BALLESTER, A.; MANTILLA, J, L. G.; VIEITEZ, E., 1984: Sobre la resistencia del castaño a *Phytophthora cinnamomi* y *Ph. cambivora*. *Congreso Internacional sobre el castaño*. Lourizán, Pontevedra.
- VIENNOT-BOURGIN, G., 1949: *Les champignons parasites des plantes cultivées*. Masson & Cte. Ed. Paris.
- VON ARX, J. A., 1981: *The genera of fungi sporulating in pure culture*. J. Cramer. Germany.
- VROT, F.; GREENTE, J., 1985a: Recherche d'un moyen de lutte biologique contre la maladie de l'encercle par utilisation de la symbiose mycorrhizienne. *europ. journal of forest. Pat.* 15 (5-6) 379-383.
- VROT, F.; GREENTE, J., 1985b: Le chancre de L'ecorce du châtaigner. *Phytoma*. 366, 35-37.
- YAMAMOTO, K; ICHINOHE, M.; NASUDA, K., 1973: *Pseudhalenchus* sp. detected from chestnut roots with «Tachigare-Sho». *In 17 th annual Meeting of the japanese Society of Applied Entomology and Zoology*. Nagano, Japan 141.
- YAMAMOTO, K; NASUDA, K., 1971: *Pseudhalenchus* sp., a nematode detected from root of wilted chestnuts. *In Annual Meeting of the japanese Society of Applied Entomology and Zoology*. Fuchû, Tockio, 27.
- ZECHINI D'AULERIO, A. CARBONE, W.; DELLA VALLE, E., 1982: Il cancro della corteccia del Castagno: Prove di lotta biologica. *Informatore fitopatologico*. 32 (6) 43-46.
- ZECHINI D'AULERIO, A. ZAMBONELLI, A., 1987: Virulenza ed ipovirulenza di *Endothia parasitica* in un castagneto de frutto. *Monti e Boshi*. Núm. 2, Pág. 20-24.

FITOPATOLOGIA DEL CASTAÑO
(*Castanea sativa* Miller)

PABLO COBOS SUAREZ

*La responsabilidad por las opiniones
emitidas en esta publicación corresponde
exclusivamente al autor de la misma.*

Edita: Secretaría General Técnica
Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación
ISBN: 84-7479-777-2
Depósito Legal: 39429-1989
NIPO: 251-89-079-6
Imprime: GRAFOFFSET, S. L. Getafe (Madrid)