

El Agárico blanco («*Ungulina officinalis*» Pat.) en los cedrales del Marruecos español

Por

José Benito Martínez

CONTENIDO: A) Preámbulo.—B) *Ungulina officinalis* Pat., en su aspecto sistemático: I. Sinonimia; II. Descripción del basidiocarpo: a) Caracteres macroscópicos externos. b) Caracteres macroscópicos internos. c) Caracteres microscópicos: 1. Hifenquima; 2. Himenio. d) Forma anormal del basidiocarpo. e) Características de los ejemplares recolectados en los cedros del Marruecos español; III. Distribución geográfica y matrices.—C) *Ungulina officinalis* Pat., en su aspecto biológico: I. Estado natural; II. Cultivos artificiales: a) Técnica empleada. b) Caracteres de los cultivos en agar-patata glucosado de Fritz: 1. Morfología macroscópica y velocidad de crecimiento; 2. Olor del cultivo; 3. Caracteres microscópicos del micelio inmerso y del micelio aéreo. c) Influencia que ejerce el compuesto nitrogenado del substrato sobre los subcultivos obtenidos en los medios agar-Czapeck con glucosa. d) Influencia que ejerce el hidrato de carbono del substrato sobre los subcultivos obtenidos en los medios agar-Czapeck con nitrato sódico. e) Reacción de la oxidasa y crecimiento de los subcultivos sobre medio-ácido agálico y medio-ácido tánico. f) Decoloración del agar-Czapeck coloreado con verde malaquita o azul de anilina. g) Influencia de la temperatura. h) Influencia que ejerce el pH en los cultivos directos sobre varios medios y en los subcultivos sobre los mismos medios adicionados de distintos porcentajes de decocción de madera de cedro.—D) Aplicaciones de *Ungulina officinalis*: I. Recolección y comercio; II. Composición de la resina; III. Aplicaciones medicinales; IV. Otras aplicaciones; V. Falsificaciones.—E) ¿Es posible que España tenga o pueda llegar a tener existencias suficientes de agárico blanco para atender a sus necesidades medicinales?—F) Resumen en idiomas extranjeros: I. Zusammenfassung; II. Résumé; III. Summary; IV. Riassunto.—G) Bibliografía consultada.—Láminas.

A) PREAMBULO

A fines de agosto de 1943 se recibieron en el Laboratorio de Hongos del Instituto Forestal varios ejemplares de poliporáceos, parásitos de los cedros del Marruecos español, recolectados—y remitidos para su determinación específica—por el ingeniero de Montes Santiago Sánchez Cozar, del Servicio Forestal de la Región Central (Tetuán).

Uno de ellos, procedente de los cedrales del Afestal, resultó ser *Ungulina officinalis* Pat., lo cual no dejó de sorprendernos, pues teníamos la creencia de que esta especie no se encontraba en las coníferas de nuestra zona marroquí. Intentamos cultivarle, pero, tal vez porque se trataba de un ejemplar muy viejo, todas las siembras dieron resultado negativo.

Posteriormente—a fines de noviembre último—recibimos otro lote de poliporáceos, recolectados también por el ingeniero Sánchez Cozar. Entre éstos venía un basidiocarpo (receptáculo) de *U. officinalis*, procedente de los montes de cedro de Yebel-Tizziren, más joven, por su aspecto exterior (color más blanquecino y poros menos obstruidos), que el ejemplar del Afestal, pero muy deteriorado por su cara superior, pues sólo conservaba un pequeño trozo de corteza. Inmediatamente hicimos una siembra de ensayo sobre agar-malta para comprobar su fertilidad. El resultado francamente positivo de estos cultivos y el interés que presentan las aplicaciones del agárico blanco, especialmente las medicinales, han sido los motivos que nos han impulsado a realizar el presente estudio.

Por aquel entonces llegó a nuestras manos el *Bolletino della R. Stazione di Patologia vegetale*, núm. 3, que contiene un trabajo del Dott. Prof. Giovanni Borzini titulado "Primo contributo allo studio della possibilità di una coltivazione artificiale del *Fomes officinalis* (Will.) Fr.", en el cual se estudia la influencia del pH en los cultivos de *U. officinalis* sobre agar-decocción de madera de alerce, así como el influjo que ejerce, en las velocidades del crecimiento del hongo sobre varios medios de reacción neutra (pH = 7), la adición a estos medios de distintos porcentajes de decocción de madera de alerce. Hace después algunas consideraciones sobre la posibilidad de obtener artificialmente basidiocarpos, mediante inoculaciones de micelio en alerces vegetando en buenas o en malas condiciones y en alerces derribados

por la nieve o por el viento, y—sin tener para nada en cuenta las matrices en que vive este hongo—propone incluso la inoculación de frondosas (árboles derribados). Por último, en vista de la facilidad con que se obtiene en los cultivos "in vitro" micelio aéreo abundante, indica la conveniencia de que se investigue si el ácido agaricínico se encuentra también en este micelio.

Conocíamos a su vez los caracteres del cultivo de *U. officinalis* sobre agar-mosto de cerveza (partiendo del basidiocarpo o de la madera de alerce atacada) que figuran en la publicación rusa del profesor S. I. Vanin: *Mietody issliedavaniya gribnyj boliesniei liesa* (Métodos de investigación de las enfermedades micósicas del bosque), quien, además de estudiar las características culturales macro y microscópicas de los principales hongos destructores de la madera, hace un ensayo de clave para su determinación por los caracteres de los cultivos.

Además, a últimos de diciembre recibimos de Noruega el excelente trabajo del Prof. Hakon Robak: *Cultural studies in some Norwegian wood-destroying fungi*, que viene a ser la síntesis de los métodos biológicos más modernos aplicados a la investigación de algunos teleforáceos y poliporáceos (entre los cuales no figura *U. officinalis*), que destruyen las maderas noruegas.

Con esta información previa como base emprendimos nuestras investigaciones, cuyos resultados—aunque incompletos por ahora—juzgamos de bastante interés para darlos a conocer en esta primera nota, dejando para una segunda algunos detalles sistemáticos y biológicos que no han sido ultimados todavía, así como el estudio de las alteraciones de la madera causadas por este hongo.

Cuando llevábamos bastante adelantada la investigación biológica nos enteramos, al consultar algunas obras clásicas en el Laboratorio de Botánica de la Facultad de Farmacia de Madrid, de la existencia de una publicación del ilustre Dr. César González Gómez, catedrático-director del Instituto de Farmacognosia, titulada *El agárico blanco de nuestro comercio como fuente de ácido agaricínico y sus falsificaciones*. Este documentado estudio, que, como dice muy bien su autor, tiene un aire monográfico, nos releva del compromiso de tratar algunos puntos de los que pensábamos ocuparnos—como por ejemplo del aspecto histórico—, dada la extensión y competencia con que están en él desarrollados. Al mismo tiempo hemos de hacer constar que ha facilitado en gran parte nuestras investigaciones sobre el hifenquima de este poli-

poráceo, dado que no habiendo podido consultar las publicaciones de Tunmann y Tschirch (excepto *Die Harze und die Harzbehälter*), nos hemos servido de la reseña de las mismas que se expone en el epígrafe "Anatomía". Aparte de esto hemos entresacado del referido trabajo algunos datos sobre recolección, comercio y acción farmacológica de la droga, que justifican nuestro propósito de explorar detenidamente las masas de algunas especies de coníferas—posibles matrices de este hongo—de la Península Ibérica e Islas Canarias y sobre todo del Marruecos español, y de ensayar, mediante la inoculación de los cultivos ya obtenidos en el Laboratorio, la reproducción artificial de los basidiocarpos en la naturaleza. En lo que afecta a las falsificaciones, en cambio, ampliamos un poco, en el aspecto iconográfico, lo expuesto en esa publicación, insertando algunas fotografías y microfotografías de los poliporáceos empleados en este fraude, tomadas de los ejemplares que figuran en la *Exsiccata* de hongos del Instituto Forestal.

La investigación realizada es puramente micológica, abarcando la sistemática y la biología de *U. officinalis*. En sistemática hemos logrado diferenciar un nuevo tipo de hifas (las *hifas vermiformes*) no mencionado por Tunmann y medir los basidios y esterigmas, y en biología hemos aplicado a este hongo los métodos de investigación más modernos, por lo cual es posible que—a pesar de las lagunas que hemos dejado parcial o totalmente inexploradas—nuestro trabajo sea, en conjunto, uno de los más completos que se han hecho sobre el agárico blanco en su aspecto micológico.

Me es grato expresar aquí mi reconocimiento: al ilustre Dr. González Gómez, por haber tenido la atención de dedicarme una "separata" de su referida publicación y de ampliarme verbalmente algunos puntos de ella, y a los catedráticos Bellot y Sesma, de la Facultad de Farmacia de Madrid, por las facilidades prestadas en la consulta de libros del Laboratorio Botánico de la misma.

Me complazco también en dar las gracias por el envío del material de estudio a mi compañero Sánchez Cozar, quien además de demostrar una afición nada común a estas cuestiones, tiene el mérito de haber publicado un trabajo de vulgarización (34) sobre la pudrición de la madera de los cedros causada por *U. officinalis*.

Y por último quiero hacer constar la colaboración activa, y como siempre muy eficaz, que tuvieron en esta investigación los preparadores técnicos del Instituto Forestal: Alvaro Carrero, de Cultivos; Luis Monteagudo, de Microscopia, y Luis Azpeitia, de Microfotografía.

B) *UNGULINA OFFICINALIS* PAT., EN SU ASPECTO SISTEMÁTICO

I.—SINONIMIA (*).

1. *Boletus laricis*:

Rubel, F.: "Agaricum officinale", in Jacquin, N. J.: *Miscellanea austriaca*. Vol. I, págs. 164-203, tab. 20-21. Vindobonae. (1778.)

Decandolle, A. P., in Lamarck et Decandolle: *Flora Française*. T. II, págs. 118-119. Paris. (1805.)

2. *Boletus officinalis*:

Villars, M.: *Histoire des plantes du Dauphiné*. T. III, página 1.041. Paris. (1789.)

3. *Boletus purgans*:

Gmelin, in Linné: *Syst. Nat.*, II, pág. 1.436. Leipzig. (1791.)

Persoon, D. C. H.: *Synopsis Methodica Fungorum*, páginas 531-532. Gottingae. (1801.)

4. *Polyporus officinalis*:

Fries, E. M.: *Systema Mycologicum*. Vol. I, pág. 365. Gryphiswaldiae. (1821.)

Fries, E. M.: *Epicrasis systematis mycologici*. Vol. I, página 462, y vol. II, pág. 555. Upsaliae et Lundae. (1836-38.)

(*) No incluimos en la sinonimia la denominación *Cladomeris officinalis* Will. por las siguientes razones: 1.ª El género *Cladomeris* fué introducido por Quélet (*Enchiridion fungorum*) en 1886, y el único micólogo que se ocupó de Hímentales, cuyo nombre pudiera corresponder a la abreviatura Will., Willdenow, hizo su publicación en fecha anterior a Quélet (Willdenow, C. L.: *Florae Berolinensis Prodomus*, año 1787). 2.ª Porque el género *Cladomeris* fué aplicado por Quélet y por los micólogos posteriores—entre ellos uno de tanta autoridad como Patouillard (27)—a los Poliporáceos ramosos, a cuyo grupo no pertenece el *Polyporus officinalis* Fr.

Probablemente la denominación de *Cladomeris officinalis* dimana de la confusión morfológica que existía entre *Polyporus officinalis* Fr. y *Cladomeris sulfurea* Pat. (= *Polyporus sulfureus* Fr. = *Polyporus caudicinus* Schaeff.), lo cual hace bien patente L. J. Heufler en su *Specimen Florae cryptogamas* (1853) al decir que *Polyporus caudicinus* Schaeff. (= *Cladomeris sulfurea* Pat.) es el famoso *Fungus Laricis aurea* del Mattioli (33).

5. **Polyporus laricis:**

Delle Chiaje: *Icon. piante medica*, tab. 66, f. 3. (1824), in Saccardo, P. A.: "Flora Ital. Cryp.", *Hymeniales*, pág. 976. Firenze. (1915.)

Duby, J. E.: *Botanicon Gallicum*. II, pág. 788. Paris. (1830.)

6. **Leptoporus officinalis:**

Quélet, L.: *Flore mycologique de la France et des pays limitrophes*, pág. 387 (ut var. *L. sulfurei*). Paris. (1888.)

7. **Ungulina officinalis:**

Patouillard, N.: *Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hymenomycetes*, pág. 102. Lons-le-Saunier. (1900.)

8. **Fomes laricis:**

Murrill, W. A.: "A historical review of the genera of the Polyporaceae", in *Journ. of Mycol.*, IX, págs. 87-102. Columbus. (1903.)

9. **Fomes officinalis:**

Faull, J. H. (non Vill.) (*): "*Fomes officinalis* Vill., a timber-destroying fungus", in *Transactions Royal Canadian Institute*, XI, págs. 185-209. (1916.)

10. **Placoderma officinale (**):**

Lindau, G.: *Die höheren Pilze. Basidiomycetes*, págs. 159-160. Berlin. (1928.)

(*) Villars, loc. cit., le denominó *Boletus officinalis* y no *Fomes officinalis*, como pretende Faull; Murrill, loc. cit., fué el primero que le llamó *Fomes*.

(**) *Placoderma officinale* (nec. Vill., nec. Fr.), *Placoderma* parece ser una modificación de *Placodes* (Quélet), género adoptado posteriormente por Patouillard (27) para designar los Poliporáceos apodos, sentados, de tejido blanco o pálido, revestidos de una costra dura, no zonada, o marcada de surcos concéntricos. Posteriormente, al crear Patouillard el género *Ungulina* (Ess. tax., pág. 102, año 1900), llevó a este último género todas las especies de *Placodes*.

II.—DESCRIPCIÓN DEL BASIDIOCARPO.

a) Caracteres macroscópicos externos.

Receptáculos en forma de casco de caballo o de cilindro alargado, de 5-15 cm (alto) (*) \times 8-20 cm (ancho) \times 7-20 cm (grueso), llegando a alcanzar 25-30 cm. de ancho, si son en forma de casco de caballo, y 40-60 cm. de grueso, cuando tienen la forma cilíndrico-alargada.

Cara superior abovedada, con surcos concéntricos poco marcados, cubierta al principio con una corteza delgada, blanca y lisa, que pronto se resquebraja y se transforma en una superficie rugosa, grietosa y pulverulenta, de color amarillento, que con la edad se vuelve pardo-oscura.

Borde obtuso, del mismo color que la cara superior.

Cara inferior, en los ejemplares jóvenes, blanco-amarillenta, tomando muy pronto el color pardo, cada vez más oscuro con la edad, provista con poros irregularmente redondeados, en número de 3-4 por milímetro, que aparecen con frecuencia obstruidos y deteriorados, hasta tal punto que en los ejemplares viejos son difíciles de distinguir. (Véanse láms. I y II.)

b) Caracteres macroscópicos internos.

En la sección axial de un basidiocarpio se observan a simple vista, de arriba a abajo, las siguientes zonas:

Corteza con cutícula, cuya textura no hemos podido apreciar bien, porque de los dos ejemplares estudiados uno tenía la corteza muy deteriorada y ennegrecida y el otro la había perdido casi por completo.

Capa suberoso-aldodonosa (capa subcortical), de 1 cm. de espesor aproximadamente, de textura suberoso-aldodonosa, que aparece constituida por cordones aldodonosos de micelio, dispuestos en empalizada en dirección normal a la corteza.

(*) Con relación a su superficie de apoyo sobre el árbol.

Trama. A continuación empieza la trama propiamente dicha, de textura blanda y tenaz al principio—parecida a la de la capa corchosa, pero mucho menos compacta—y después cretácea y muy friable; de color de cal o ligeramente amarillenta; de olor a harina fresca, y de sabor primeramente dulzaino y después amargo. Su zona superior es generalmente muy resinosa y brillante a la luz, disgregándose fácilmente con la uña en pequeños fragmentos más o menos angulosos, que tienen aspecto de cristales.

Tubos, de 0,2-0,3 mm. de diámetro, dispuestos por capas anuales paralelamente estratificadas, de 5-10 mm. de grueso cada capa, apreciables solamente—y aun con dificultad—desgajando el hongo (no cortándole). Los ejemplares alcanzan una gran longevidad, habiéndose contado a veces hasta 75 capas de tubos.

c) Caracteres microscópicos.

Por tratarse de uno de los poliporáceos de estructura más complicada, estimamos pertinente, para describir con mayor claridad sus características anatómicas, considerarlo dividido en dos partes: 1) Hifenquima (comprendiendo corteza, capa corchosa, trama y paredes de los tubos), y 2) Himenio.

1) *Hifenquima.*—En los tejidos que constituyen el hifenquima de *Ungulina officinalis* Pat. hemos logrado diferenciar los siguientes elementos:

Elementos organizados fundamentales	}	No tñéndose con el azul láctico	Hifas ordinarias (hifas normales de Tunmann).
			Hifas vermiformes.
		Tñéndose muy débilmente con el azul láctico cuando conservan el protoplasma, o no tñéndose cuando están vacíos (sin protoplasma)	Hifas fibriformes (hifas replasmas, o sinógenas de Tunmann).
		Tñéndose intensamente con el azul láctico	Hifas multiformes (hifas mucilaginosas de Tunmann).
			Clamidosporas.

Elementos no organizados intercalares, tiñéndose li- geramente—o no tiñén- dose—de rojo-violeta con ácido sulfúrico adiciona- do de vainillina (*).....	Corpúsculos esferiformes de contorno perfectamente definido. Corpúsculos de tamaño y forma muy variados. Cristales prismáticos aislados o formando drusas pris- máticas (generalmente incoloros, pero algunos de co- lor rojizo). Drusas asteroides.
--	--

Las *hifas ordinarias* (hifas normales de Tunmann) son hialinas, ligeramente amarillentas, generalmente largas, tortuosas, ramificadas, de 2,5-6 μ de grueso, entrelazándose entre sí y con las otras hifas y formando un tejido más o menos compacto, según la zona del hongo en donde se encuentran. (Véase lám. III.)

En la corteza miden 2,5-3 μ de grueso y son relativamente cortas, formando un tejido bastante compacto, y en la cutícula (capa exterior de la corteza) se disponen en empalizada; en la capa suberoso-algodonosa (capa subcortical) miden 3-5 μ de grueso y son más largas que en la corteza, formando en cambio un tejido menos denso; en la trama propiamente dicha miden 4-6 μ de diámetro, son de más longitud que las de la capa suberoso-algodonosa, pero forman un tejido menos apretado que en aquella capa; en las paredes de los tubos miden 3-5 μ de grueso y forman un tejido más compacto que en la trama.

Las *hifas vermiformes* (no mencionadas por Tunmann) son hinchamientos vermiformes muy refringentes, hasta de 80 μ de longitud y 10 μ de grueso. Estas hifas, que se encuentran especialmente en la capa suberoso-algodonosa (capa subcortical), aparecen—en unos casos—unidas a las hifas ordinarias como si fuesen prolongaciones de ellas, con su extremo generalmente enroscado en forma circular o de espiral, y en otros se presentan aisladas en forma de anillo, cuyo diámetro exterior puede llegar a 24 μ . Con alguna frecuencia se observa que el espacio circular limitado por el anillo está ocupado por una materia ligeramente amarillenta, que a veces parece como si tuviese forma prismática y se tratase de un cristal. (Véase lám. III.)

(*) La vainillina o vanillina $C_8H_8O_3$, es el aldehído trimetilprotocatéuico. El colorante en cuestión se compone de ácido sulfúrico, 2 cm.³; agua destilada, 2 cm.³, y vainillina, 0,25 gr. Como colorantes de la resina hemos empleado también tintura de alkanna de Guignard y tintura de alkanna preparada según la fórmula de Tschirch (dos partes de tintura de alkanna de Guignard y cinco partes de agua); solución acuosa de acetato de cobre, según la técnica de Unverdorben y Franchimont; tintura de anilina de Hanstein (solución alcohólica de violeta de anilina y rosanilina, en partes iguales); Sudan III; alkanna y Sudan III disueltos en hidrato de cloral, según la fórmula de Guignard, y la llamada reacción de Raspail (sacarosa y ácido sulfúrico).

No se observan en la corteza ni en la cutícula; son raras en la trama y faltan por completo en los tubos.

Las *hifas fibriformes* (hifas resinógenas de Tunmann), que nosotros llamamos así por su parecido con las fibras leñosas, tienen 16-28 μ de diámetro, llegando hasta 30 μ , y son de paredes muy gruesas (de 4-8 μ), largas, con pocos tabiques (unas veces enteros y otras perforados, con un solo orificio en el centro) y apenas ramificadas; con frecuencia están vacías (sin protoplasma), pero con las paredes enteras y sin sufrir la menor alteración. Estas hifas tienen su membrana estriada, lo cual se hace patente introduciendo los cortes, durante media hora, en una solución de potasa al 60 por 100 y en seguida en *Lugol*, durante unos segundos, y después colocándoles entre un porta y un cubre y haciendo penetrar entre ambos, por capilaridad, ácido sulfúrico diluido en 1/3, de su volumen, de agua. Al poco tiempo aparece la membrana teñida de un color violáceo, distinguiéndose con bastante claridad las estrías. (Véase lám. IV.)

Las hifas fibriformes son en general tan escasas en el hifenquima que es difícil admitir sin objeciones la teoría de Tschirch y de su escuela (Tunmann), que atribuye a estas hifas solamente el proceso de la formación de resina en el *P. officinalis*. Por otra parte, hemos de hacer constar que a pesar de haber examinado más de 200 preparaciones de las diferentes capas de los dos ejemplares marroquíes (uno viejo y otro joven, del cual se obtuvieron los cultivos), no hemos logrado ver en ningún caso una prueba convincente de que la resina tenga su origen exclusivamente en la membrana secundaria de las hifas fibriformes (hifas resinógenas de Tunmann).

Estas hifas faltan en la corteza y en la cutícula, y también en la capa suberoso-algodonosa. En la trama aparecen con alguna frecuencia y no se encuentran, en absoluto, en las paredes de los tubos.

Las *hifas multififormes* (hifas mucilaginosas de Tunmann), que provienen de las ordinarias, son muy polimorfas, generalmente sinuosas, de 3-14 μ de diámetro, con frecuencia gutuladas, tabicadas, ramificadas en forma arracimada, emitiendo brotes delgados, largos (que recuerdan a los esterigmas de los *Dacryomycetales*), que terminan unas veces en expansiones foliáceas y otras digitiformes, piriformes o esferiformes (clamidosporas). (Véase lám. V, figs. 1-2.) Con frecuencia se ven también terminaciones en forma cilíndrica muy alargada, que se asemejan tanto, por su membrana gruesa, diámetro y longitud, a las hifas fibriformes, que inducen a pensar si estos dos tipos de hifas no

serán más que uno solo, en diferentes estados de desarrollo. Otras veces se observan brotes formados por una serie de ensanchamientos y estrangulamientos, cilíndrico-alargados, cuya disposición guarda cierta analogía con la de los conidios del género *Alternaria*.

Estas hifas son escasas—y con pocas ramificaciones—en la corteza y en la cutícula, siendo en cambio más abundantes y más ramificadas en la capa suberoso-algodonosa. En la trama son muy numerosas en algunas zonas, y se presentan a veces en forma arracimada. En las paredes de los tubos se encuentran con bastante frecuencia, especialmente en el subhimenio.

Las hifas multiformes (hifas mucilaginosas) son después de las ordinarias las más numerosas y tienen un gran contenido protoplásmico, por lo cual creemos que han de jugar necesariamente un papel muy importante en la biología del hongo.

Bourdot y Galzin (5), especialistas muy destacados en Himeniales, no hacen mención de estas hifas, tal vez porque les pasaron desapercibidas, debido probablemente a que ellos empleaban de ordinario, como colorante, una solución acuosa de potasa al 5-20 por 100, coloreada con eosina al agua, y con menos frecuencia el azul láctico.

Las *clamidosporas típicas*, que se encuentran solamente en la parte exterior de la cutícula, son esferiformes o elipsoidales, de 7-15 μ de diámetro. En el interior de casi todos los tejidos se observan también formaciones esferiformes, elipsoidales o piriformes, procedentes de las hifas multiformes, que en unos casos parecen órganos de reserva y en otros verdaderas clamidosporas.

Los *corpúsculos esferiformes*, de contorno perfectamente definido, miden 4-9 μ de diámetro. Son bastante abundantes en la capa suberoso-algodonosa de uno de los dos ejemplares (el más viejo) y escasos en el otro.

Los *corpúsculos, de tamaño y forma muy variados*, se encuentran distribuidos por todos los tejidos.

Los *cristales prismáticos, aislados o formando drusas prismáticas*, son generalmente incoloros y a veces de color rojizo-oscuro. Se encuentran también en todos los tejidos, habiendo medido alguno en la corteza hasta de 400 μ ; en las paredes de los tubos se observan a veces drusas prismáticas entre las mallas del tejido, que ocupan casi todo el espesor de la pared. (Véase lám. VI, figs. 2 y 3.)

Las drusas asteroides, que miden 40-45 μ de diámetro, únicamente las hemos observado en la trama propiamente dicha. (Véase lámina VI, fig. 1.)

2) *Himenio*.—En el himenio hemos medido los siguientes elementos:

Basidios hialinos, en forma de maza, de $5 \times 3 \mu$, provistos de 2-4 esterigmas. Esta medición la hemos hecho con 950 aumentos, con bastante seguridad, pero con alguna dificultad por no haberse teñido los basidios con azul láctico, a causa de haber perdido ya el protoplasma.

Esterigmas de 1μ de largo aproximadamente.

Esporas, según Wakefield, elípticas, hialinas, apiculadas, gutuladas, de $4 \times 2,5 \mu$; según Bresadola, amarillentas, oblongo-elipsoideas, con el ápice curvado, a veces punteadas o unigutuladas, de $6-7 \mu \times 2-3 \mu$; según Stevens, ovoideas, lisas, hialinas, de $4-5 \mu$. En nuestros ejemplares hemos observado esporas hialinas, elipsoideas—que se tiñen intensamente con el azul láctico—, de $3-4 \mu \times 2,5-3 \mu$.

Cistidios no presentes.

d) Forma anormal del basidiocarpio.

Tonina (4) cita una forma resupinada de *F. officinalis* que se desarrolla sobre las raíces de alerce, incorporando fácilmente en su crecimiento materias heterogéneas (hojas, hierbas, etc.). Estas formas, que a veces llegan a tener algunos centímetros de grueso y gran diámetro, aun teniendo propiedades no inferiores y conteniendo muchas veces más resina que el tipo, son sin embargo menos apreciadas por el solo hecho de que tienen incorporadas materias extrañas.

e) Características de los ejemplares recolectados en los cedros del Marruecos español.

Ejemplar núm. 1:

Dimensiones: 14 cm. (alto) \times 21 cm. (ancho) \times 18 cm. (grueso).

Peso: 0,91 kg.

Cedrales del Afestel, entre 1.500 y 2.000 m. de altitud, situados a la izquierda de la carretera Tetuán-Melilla (kilómetros 110-116), en la ladera Norte, cuya exposición Sur es el robledal de Bab-Tarigüentz. Agosto de 1943. Leg., Sánchez Cozar; determ., J. Benito Martínez.

Ejemplar núm. 2:

Dimensiones: 11 cm. (alto) \times 17 cm. (ancho) \times 14 cm. (grueso).

Peso: 0,44 kg.

Cedral de Yebel-Tizziren, entre 1.500 y 1.800 m. de altitud, cabila de Beni-Jaled (territorio Gomara-Chauen). Noviebbre de 1943. Leg., Sánchez Cozar; determ., J. Benito Martínez.

III.—DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA Y MATRICES.

Ungulina officinalis Pat. se encuentra en Eurasia, Norteamérica y Norte de Africa, en las zonas y especies forestales que a continuación se indican:

En EURASIA parasita las dos especies de alerce siguientes:

Larix decidua Mill. (= *Larix europaea* D. C.), que vegeta en los Alpes del Delfinado (Francia), Alpes Marítimos (Francia-Italia), Alpes del Valais y Alpes Grisonos (Suiza), Alpes Cozianos y Alpes Réticos (Italia), Alpes del Tirol (Italia-Austria), montes de Croacia, montes Cárpatos (Austria-Rusia), zona montañosa de Polonia meridional (f. *polónica*) y montes Urales de la Rusia europea, en donde se encuentra la forma *uralensis*.

Larix sibirica Ledeb., cuya área de vegetación abarca: Rusia europea (bosques de la región de Archangelsk—especialmente en las cuencas de los ríos Pinega y Sojana—y bosques de Wolodga); Estonia (bosques de Arensburg, en la isla Ösel); Letonia (bosques de Liven); Siberia (cuencas de los ríos Yenisei, Ob y Lena, país de los tunguses, bosques de la República de Yakustk, montes de Kamtschatka, cuenca del río Amur e isla Sachalin); cordillera de Altai (Rusia-China), y Mandchuria sudoriental (China).

En NORTEAMÉRICA distinguiremos Estados Unidos y Canadá e indicaremos en cada uno de estos países las especies en donde causa mayores daños.

Estados Unidos: *Larix occidentalis* Nutall (la especie más atacada), que vegeta en los Estados de Montana, Oregón y Norte de Idaho; *Pinus ponderosa* Douglas (de tres acículas), que vive en las regiones montañosas del Oeste, llegando hasta Méjico; *Pinus Lambertiana* Douglas (de cinco acículas), que se encuentra en las cordilleras del Oeste (Estados de Oregón y California principalmente), y *Pseudotsuga Douglasii* Carr., que ocupa un área extensa en las cordilleras del Oeste, desde el Sur de Colombia Británica (Canadá) e isla Vancouver hasta el Norte de California, abundando en los Estados de Oregón y Wáshington.

Lloyd (20) posee en su Herbario ejemplares de *Ungulina officinalis* recolectados en el NE. de los Estados Unidos.

Canadá: *Pinus strobus* L. (de cinco acículas), que ocupa un área muy extensa en el Sudeste de Canadá, es la especie en donde se encuentra con más frecuencia.

En Norteamérica ataca también, aunque sus daños son menos importantes, a las siguientes especies: *Picea sitchensis* Trautv. et Mey., *Abies grandis* Lindl., *Tsuga mertensiana* Carr. y, en general, a todos los géneros de coníferas.

En NORTE DE AFRICA se encuentra sobre *Cedrus atlantica* Manetti, en Argelia y en Marruecos. En Argelia forma este cedro grandes bosques cerca de Tiaret y en los montes Djebel-Aurès (entre 1.000 y 1.100 metros de altitud), Babor y Tababor (1.000-2.000 m. de altitud). En Marruecos ocupa el Atlas central y sus estribaciones, especialmente la parte SE. de la región Meknès, a una altitud de 1.250 metros en adelante.

En Argelia han sido recolectados ejemplares sobre *Cedrus atlantica* en Teniet el-Had por M. Trabut y en el Haizer por R. Maire e identificados como *U. officinalis* Pat. por el insigne micólogo francés, profesor de la Universidad de Argel, René Maire. No puede de ninguna manera ponerse en duda—como hace Tschirch—la determinación específica hecha por René Maire.

En Marruecos español ha sido recolectado—como ya dijimos—por el ingeniero de Montes S. Sánchez Cozar en los cedrales del Afestal y de Yebel-Tizziren (territorio de Gomara-Chauen) e identificado por nosotros.

C) *UNGULINA OFFICINALIS* PAT., EN SU ASPECTO BIOLÓGICO

I.—ESTADO NATURAL.

La infección de los árboles se origina ordinariamente por las esporas, cuyo micelio—emitido al germinar—penetra a través de las heridas causadas por la rotura de las ramas o por otras causas y llega hasta el duramen, en el cual produce una pudrición parda de tipo prismático, que unas veces se extiende a todo el tronco y otras se localiza en la parte superior o inferior del mismo, según la especie de conífera

parasitada y el punto en donde ha tenido lugar la infección. En ciertos casos, la pudrición llega hasta la periferia del tronco y entonces los árboles atacados se ponen puntisecos.

Los basidiocarpos, que suelen alcanzar gran longevidad (hasta setenta y cinco años), se encuentran, en general, con poca frecuencia. Aparecen de ordinario en la parte alta del tronco y en las ramas de los árboles viejos, y en algunos casos destacan por su blancura en las oquedades carbonizadas que se observan en la parte baja de muchos troncos (véase lám. I) (*). Además, en las masas viejas, pueden encontrarse los receptáculos en el suelo por haberse desprendido de los árboles. A veces aparecen también en los tocones y en los árboles derribados por la nieve o por el viento. Peyronel (4) cita el caso, observado por él en los Alpes Cozianos, a 1.400 m. de altitud, de un corpulento alerce derribado por el viento, en el cual, después de algún tiempo, aparecieron varios basidiocarpos.

Durante los reconocimientos que Borzini (4) practicó en los montes de alerce de Val di Sole y Demaniale di Paneveggio, del Trentino (Alpes del Tirol italiano), pudo comprobar cómo las malas condiciones vegetativas de los árboles y su edad avanzada son los factores que más favorecen la aparición y difusión del hongo. El agárico blanco se encuentra con frecuencia en las solanas y en los sitios de mayor altitud, que es en donde los árboles suelen vegetar peor, en general; pero también en sitios de poca altitud puede presentarse el hongo, cuando concurrén causas fortuitas perjudiciales a la vegetación, como por ejemplo en el monte Demaniale di Paneveggio, en el que a consecuencia de los bombardeos de la última guerra mundial aparecieron en gran número receptáculos de *U. officinalis*, lo cual no sucedió en zonas contiguas de la misma altitud en las que el arbolado no sufrió los efectos de la guerra.

II.—CULTIVOS ARTIFICIALES.

a) Técnica empleada.

Primeramente se intentó el cultivo monospórico por el método de Mounce (31), para lo cual se empezó por preparar una serie de placas Petri esterilizadas (diez placas, una vacía y las demás con una capa

(*) Cavidades producidas por los indígenas con un instrumento cortante, a las que prenden fuego para obtener fraudulentamente el producto llamado vulgarmente *alquitrán* (brea o pez).

de agar-malta). Después se fijó con parafina en la cara interna (cerca de la periferia), de la tapa de la placa vacía, un trozo del hongo, con el himenio hacia abajo. Esta tapa se cambió rápidamente por la de una de las cajas Petri con agar-malta, teniendo cuidado, para evitar infecciones, de no destapar esta caja hasta que la tapa con el hongo no estaba completamente encima de ella. Una vez hecho este cambio se hizo girar la tapa con el hongo 360° , con una cierta velocidad, durante cuya rotación las esporas de los tubos van cayendo sobre el agar-malta. Seguidamente se cambiaron de nuevo las tapas de estas dos cajas, restableciendo la situación inicial, y a continuación se volvió a cambiar la tapa con el hongo por la de otra de las placas Petri con agar-malta, haciéndola girar como antes 360° , y así sucesivamente. Este método tiene el inconveniente de que la velocidad de rotación de la tapa, necesaria para que la dispersión de las esporas sea la más conveniente, hay que determinarla por tanteo, lo cual exige emplear un gran número de placas Petri con agar-malta.

Las cinco placas sembradas, con distintas velocidades de rotación, quedaron estériles, a pesar de haber caído esporas sobre la capa de agar-malta, como luego comprobamos con el microscopio.

En vista de esto, suponiendo que las esporas habían perdido su facultad germinativa, desistimos de hacer el aislamiento, a partir de la espora, y nos limitamos a reproducir vegetativamente el hongo, sembrando trozos de hifenquima en agar-patata glucosado de Fritz, siguiendo la técnica ordinaria (2).

El agar-patata glucosado de Fritz lo preparamos del modo siguiente:

25 gr. de agar desmenuzado se sumergen, durante una noche, en 1.000 cm.³ de agua destilada. El agua no absorbida se sustituye por una cantidad igual de un líquido obtenido autoclavizando juntos, a 128° durante treinta minutos, 400 gr. de patatas cortadas en discos delgados y 1.000 cm.³ de agua destilada. Se liquida después el agar calentando el matraz, que contiene la mezcla, en el autoclave, durante veinte minutos a 128° C., y a continuación se añaden 30 gr. de dextrosa (glucosa). Por último se llenan los tubos y se esterilizan, con su contenido todavía líquido, en el autoclave, durante diez minutos a 128° (de este modo el azúcar se calienta durante poco tiempo y la caramelización es mínima).

b) **Caracteres de los cultivos en agar-patata glucosado de Fritz.**

A continuación exponemos los resultados obtenidos, empleando como inóculo trozos de hifenquima del ejemplar de Yebel-Tizziren y operando a 25°:

1) **MORFOLOGÍA MACROSCÓPICA Y VELOCIDAD DE CRECIMIENTO.**

Al cabo de 4-5 días aparece sobre la superficie del trozo de hifenquima sembrado, un micelio aéreo, blanco, tenue, muy frágil, que termina por cubrir toda la superficie del inóculo. El paso de las hifas, desde el hifenquima al substrato, no se hace patente hasta después de 8-10 días, apareciendo el micelio alrededor del inóculo con un contorno poco definido y a veces en forma radiada. (Véase lámina VII.) El micelio aéreo, con el tiempo, forma un fieltro algodonoso, compacto, de color blanquísimo. El crecimiento es lento: en treinta días la colonia alcanza un diámetro de 40 mm.

2) **OLOR DEL CULTIVO.**

Los cultivos jóvenes son inodoros; en los cultivos viejos, cuyo agar se ha desecado, se nota un olor poco intenso, que recuerda bastante al de los ejemplares secos de *Calvatia máxima* Morgan.

3) **CARACTERES MICROSCÓPICOS.**

a) *Micelio inmerso*. — Para hacer la observación del micelio inmerso se quita primeramente con cuidado, por medio de una aguja de cabeza de víbora o de un escalpelo, el micelio aéreo del substrato (dejándole bien limpio), en las proximidades del inóculo, y después se separa con uno de los instrumentos indicados, de la superficie del substrato, un pequeño trozo de poco espesor, que se pone en un porta-objetos sobre una gota de solución acuosa de potasa al 4-5 por 100, y por último se coloca el cubre-objetos, aplastando ligeramente el agar para que quede reducido a una capa bien fina; conviene introducir una gota de glicerina entre el porta y el cubre para evitar que se seque la preparación.

Las hifas del micelio inmerso son de los mismos tipos que las hifas del basidiocarpo: 1.º Hifas de características análogas a las hifas ordinarias (hifas normales de Tunmann); de 2-4 μ de diámetro y rara vez 5 μ ; de paredes delgadas; con tabiques que apenas tienen hebillas; no muy ramificadas.—2.º Hifas similares a las hifas multiformes (hifas mucilaginosas de Tunmann); de 3-10 μ de diámetro; con mucho plasma y muy refringentes; con frecuencia cortas y de contornos irregulares; bastante ramificadas.—3.º Hifas parecidas a las hifas fibriformes (hifas resinógenas de Tunmann); de 10-24 μ de diámetro y de paredes muy gruesas; largas; con pocos tabiques y hebillas; apenas ramificadas. Estas hifas, que son muy escasas, se disgregan a veces en trozos que tienen la membrana incrustada.

De las tres clases de esporas secundarias que admiten generalmente los micólogos: *conidios verdaderos* (por ejemplo, los conidios de Brefeld de *U. annosa*), *clamidosporas* y *oidios*, se encuentran en el micelio inmerso solamente clamidosporas y oidios.

Las *clamidosporas* son muy numerosas; terminales o rara vez intercalares; aisladas y en algunos casos encadenadas; con plasma muy refringente y de membrana poco gruesa; esferiformes o con más frecuencia elipsoideas; de 10-19 \times 7-12 μ (según Vanin, de 3-14 \times 3-7 μ) (*). (Véase lám. VIII, fig. 3.)

Oidios baciliformes muy escasos, de 4-6 \times 1 μ (Vanin observó oidios bacteriformes y baciliformes de 4-24 μ \times 1-2,5 μ).

Entre los elementos no organizados que se encuentran en el micelio inmerso mencionaremos los siguientes:

Corpúsculos esferiformes de contorno perfectamente definido, de 4-5 μ de diámetro. Muy poco frecuentes.

Cristales prismáticos aislados, incoloros, de tamaño variado, y *drusas prismáticas* incoloras hasta de 14 \times 12 μ .

Drusas cruciformes, incoloras, de 9,5 \times 9,5 μ .

β) *Micelio aéreo*.—En el micelio aéreo se encuentran los mismos elementos que en el inmerso (véase lám. VIII, figs. 1 y 2), con algunas pequeñas diferencias que a continuación exponemos:

Las *hifas ordinarias* presentan con mucha frecuencia hebillas.

Las *hifas multiformes* (hifas mucilaginosas) son mucho más numerosas que las del micelio inmerso.

(*) Vanin hizo el cultivo en agar-mosto de cerveza. Por otra parte, es posible que considerase como *clamidosporas* los corpúsculos esferiformes.

Las *hifas fibriformes* (hifas resinógenas) son también más frecuentes.

Las *clamidoporas* son de menor tamaño en general que las del micelio inmergido y esferiformes en su mayoría (de 5-6 μ de diámetro). Se encuentran también algunas elipsoideas de $9 \times 6 \mu$.

No se observan oidios.

Se ven numerosos corpúsculos esferiformes de 3-6 μ de diámetro y bastantes cristales prismáticos aislados, y drusas prismáticas, incoloros en su mayoría, como los del micelio inmergido, y algunos de color rojizo.

c) **Influencia que ejerce el compuesto nitrogenado del substrato sobre los subcultivos obtenidos en los medios agar-Czapeck, con glucosa.**

Se ensayaron tres compuestos de nitrógeno:

Nitrato sódico (Na NO_3) Merck.....	1,5 gr. por litro.
Esparragina ($\text{CO}_2\text{CHHNH}_2\text{CH}_2\text{CONH}_2$) Merck...	1,5 gr. —
Peptona Merck	20,0 gr. —

con los que se prepararon los tres medios siguientes:

Agar sintético de Czapeck con Na NO_3 = Czapeck I, recomendado por Fritz.—25 gr. de agar desmenuzado se sumergen, durante una noche, en 1.000 cm^3 de agua destilada. El agua no absorbida se la sustituye por una cantidad igual de agua destilada, en la que se han disuelto previamente los siguientes productos Merck:

MgSO_4	0,50 gr.
KH_2PO_4	1,00 gr.
KCL	0,50 gr.
FeSO_4	0,01 gr.
NaNO_3	2,00 gr.

Se liquida después el agar calentando el matraz, que le contiene mezclado con los demás elementos, en el autoclave, durante veinte minutos a 128° , e inmediatamente se añaden 30 gr. de dextrosa (glucosa); por último se llenan los tubos y se esterilizan, con su contenido todavía líquido, en el autoclave, durante diez minutos a 128°C ., como en el caso del agar-patata glucosado.

Agar sintético de Czapeck con esparragina Merck = Czapeck II,

recomendado por Robak.—Lo mismo que el anterior, poniendo 1,5 gramos de esparragina en vez de NaNO_3 (esta cantidad de esparragina contiene un porcentaje de nitrógeno aproximadamente igual al de 2 gramos de NaNO_3).

Agar sintético de Czapeck con peptona Merck = Czapeck III, recomendado por Fritz.—Lo mismo que el Czapeck I, pero con 20 gr. de peptona en vez de NaNO_3 . La peptona debe añadirse al medio al mismo tiempo que la dextrosa.

A continuación exponemos los resultados obtenidos:

INFLUENCIA QUE EJERCE EL COMPUESTO NITROGENADO DEL AGAR SINTÉTICO DE CZAPECK EN LOS SUBCULTIVOS (TRASPLANTES DEL CULTIVO DIRECTO EN AGAR-PATATA GLUCOSADO) DE *Ungulina officinalis* SOBRE ESTE MEDIO. CULTIVOS EN TUBO A LA TEMPERATURA DE 25°.

Longitud total aproximada del bisel del tubo = 80 mm.

Longitud del bisel cubierta por el micelio, en mm = *l*.

T i e m p o transcurrido desde el trasplante al momento de la observación	Agar sintético de Czapeck I (con NaNO_3) <i>l</i>	Agar sintético de Czapeck II (con esparragina) <i>l</i>	Agar sintético de Czapeck III (con peptona) <i>l</i>
10 días	8	5	7
20 días	34	10	11
30 días	35	15	24

OBSERVACIONES.—Sobre Czapeck I el micelio aéreo es de aspecto pulverulento, con un pequeño islote de micelio algodonoso en el punto del inóculo; sobre Czapeck II el micelio es algodonoso y bastante compacto; sobre Czapeck III el micelio es algodonoso y muy compacto, ofreciendo el cultivo la particularidad de que por debajo de la colonia aparece ennegrecido el substrato. (Véase lám. IX.)

d) **Influencia que ejerce el hidrato de carbono del substrato sobre los subcultivos obtenidos en los medios agar-Czapeck con nitrato sódico.**

Hemos ensayado realmente pocos hidratos de carbono; entre las hexosas elegimos glucosa y manosa (pero al no encontrar ésta en el mercado, la sustituimos por el alcohol correspondiente, manita); no pudimos ensayar ninguna pentosa, a pesar de que hicimos activas gestiones para lograr arabinosa y xilosa, y entre los disacáridos ensayamos solamente maltosa.

Como medio nutritivo empleamos agar sintético de Czapeck I y la cantidad de hidrato de carbono adicionada ha sido de 30 gr. por litro en todos los casos, excepto en el de la manita, en el que la dosis se redujo a 10 gr. por litro. Como inóculo utilizamos cultivos directos en agar-patata glucosado.

Al contrario de lo que sucedió en el caso anterior, en el que al variar el compuesto nitrogenado del agar-Czapeck I se observaron diferencias muy marcadas, éstas no se acusaron al variar el hidrato de carbono.

e) **Reacción de la oxidasa y crecimiento de los subcultivos sobre medio ácido agálico y sobre medio ácido tánico.**

La reacción de la oxidasa fué recomendada primeramente por Bavendamm (31) para distinguir los hongos de pudrición blanca (pudrición de corrosión, según Falck) (*), de los de pudrición parda (pudrición de destrucción, según Falck). Los hongos de pudrición blanca se consideran generalmente capaces de descomponer la lignina, mientras que los de pudrición parda, se supone que dejan la lignina indemne y destruyen, en cambio, la celulosa más o menos intensamente. Wehmer llegó a la conclusión de que la descomposición de la lignina por los hongos es, en primer término, un proceso de oxidación, mientras que la celulosa y los hidratos de carbono superiores son descompuestos por hidrólisis. Los resultados de Wehmer fueron confirmados por Campbell, que definió la pudrición natural de la madera como un complejo de procesos oxidantes e hidrolíticos; por esto hay que admitir la presencia de oxidasas en los hongos destructores de la madera, por lo menos en las especies que producen la pudrición blanca. El verdadero mérito de Bavendamm está en haber encontrado un método

(*) La clasificación de las pudriciones hecha por Falck es, a nuestro entender, la más racional por ser la que refleja mejor las características del fenómeno, de acuerdo con las ideas que rigen actualmente sobre la constitución submicroscópica de las fibras leñosas (teoría de Lüdtke). En efecto, la lámina primaria o lámina media, formada exclusivamente por lignina, es muy delgada, mientras que la lámina secundaria, formada principalmente por celulosa, sorprende por su gran espesor. Los hongos de pudrición blanca al destruir la lignina causan una alteración de la madera mucho menor que los de pudrición parda que destruyen celulosa; por esto, nos parece muy acertado llamar a la pudrición blanca *pudrición de corrosión*, y a la pudrición parda, *pudrición de destrucción*. En lo sucesivo nosotros emplearemos las denominaciones de *pudrición corrosiva* y *pudrición destructiva* para distinguir estos dos tipos de pudriciones.

práctico para demostrar con facilidad la presencia de la oxidasa. De sus investigaciones resulta que los hongos de pudrición blanca son los únicos que producen el campo difuso pardo-oscuro característico, sobre agar-malta adicionado de ácido agálico o de ácido tánico.

Davidson, Campbell y Blaisdell, que ensayaron este método en 210 hongos, confirmaron en líneas generales la teoría de Bavendamm, aunque con algunas excepciones: dos hongos de pudrición blanca dieron reacción negativa, siete de pudrición parda dieron reacciones inconsistentes y dos hongos de pudrición blanca dieron reacción positiva con uno de estos ácidos y negativa con el otro. Además observaron que los ácidos agálico y tánico influyen en mayor o menor grado sobre el desarrollo de los hongos. Todo esto les indujo a dividir las 210 especies (investigadas por ellos) en diez grupos, distribuidos en tres secciones, atendiendo a la reacción de la oxidasa y al crecimiento sobre agar-malta adicionado de ácido agálico o de ácido tánico. Por último, encontraron también anomalías en la intensidad de la reacción de la oxidasa al comprobar que había especies que no crecían nada sobre el medio en el que habían producido la reacción-oxidasa más intensa, la cual indudablemente había sido provocada exclusivamente por el inóculo.

Vamos a exponer la clasificación de Davidson y sus colaboradores, que juzgamos de gran interés dar a conocer.

Para esto llamemos:

C_a = crecimiento del hongo	}	Sobre medio-ácido agálico.
D_a = diámetro de la colonia		
C_t = crecimiento del hongo	}	Sobre medio-ácido tánico.
D_t = diámetro de la colonia		

De acuerdo con esta notación, la clasificación puede establecerse del modo siguiente:

A) *Hongos negativos o que no producen reacción con ninguno de los dos medios:*

$D_a = D_t$	Grupo 1
C_a bueno	} Grupo 2
D_a mucho mayor que D_t	
C_a bueno	} Grupo 3
C_t ninguno o sólo indicios	

B) *Hongos que reaccionan positivamente con ambos medios:*

C_a ninguno o sólo indicios	}	Grupo 4
C_t ninguno o sólo indicios		
C_a ninguno o sólo indicios	}	Grupo 5
$D_t = 25$ mm. o menos		
C_a ninguno o sólo indicios	}	Grupo 6
$D_t = 25-50$ mm.		
$D_a = D_t$		Grupo 7
C_a satisfactorio	}	Grupo 8
C_t bueno		
C_a bueno	}	Grupo 9
C_t ninguno o sólo indicios		

C) *Hongos que dan reacción positiva con un medio y negativa con el otro* Grupo 10

Estos grupos—como dicen sus autores—están limitados arbitrariamente, por lo que cuando se estudian en parangón dos hongos, desde el punto de vista de la reacción de la oxidasa y del crecimiento sobre los medios ácido agálico y ácido tánico, la comparación entre ellos es tanto más precisa cuanto más alejados están entre sí los grupos de crecimiento a los que pertenecen estos hongos.

La técnica que empleamos es la recomendada por los referidos especialistas. Los medios los preparamos en la forma (composición centesimal) que se indica a continuación:

Solución A:

Extracto de malta	1,5 %
Agar	2,0 %
Agua destilada	85,0 %

Solución B:

Acido agálico o tánico	0,5 %
Agua destilada	11,0 %

El 85 por 100 del agua destilada se calienta junto con el extracto de malta y el agar, mientras que el 11 por 100 se esteriliza separadamente y se emplea para disolver uno u otro de los ácidos en cuestión (el ácido agálico o tánico no puede calentarse junto con el agar porque éste se hidroliza por tal tratamiento). La solución A, repartida en cajas Petri, en la forma ordinaria, se esteriliza en el autoclave y después, antes de que el agar se enfríe, se añade a cada caja el porcen-

taje correspondiente de la solución B, agitando cuidadosamente las cajas para que la mezcla sea homogénea.

Los inóculos deben proceder de cultivos de 2-3 meses (nosotros empleamos, por apremios de tiempo, cultivos de un mes) y deben colocarse con el micelio hacia abajo.

Los resultados obtenidos son los siguientes:

REACCIÓN DE OXIDASA Y CRECIMIENTO DE LOS SUBCULTIVOS (TRASPLANTES DEL CULTIVO DIRECTO EN AGAR-PATATA GLUCOSADO) DE *Ungulina officinalis* SOBRE MEDIO ÁCIDO AGÁLICO Y SOBRE MEDIO ÁCIDO TÁNICO. CULTIVOS EN PLACA PETRI A LA TEMPERATURA DE 25°.

Agar-extracto de malta + 0,5 % ácido agálico (marca Merck).

Tiempo transcurrido desde el trasplante al momento de la observación	Reacción	Diámetro de la colonia, en mm.
10 días	—	17
20 días	+ + +	30
30 días	+ + +	37

Agar-extracto de malta + 0,5 % ácido tánico (marca Pyre).

Tiempo transcurrido desde el trasplante al momento de la observación	Reacción	Diámetro de la colonia, en mm.
10 días	—	5
20 días	—	9
30 días	—	20

OBSERVACIONES:

1.ª Durante los primeros diez días el hongo pertenece al Grupo 2 de la clasificación de Davidson, y a partir de los veinte días pasa al Grupo 10.

2.ª Las variaciones en la intensidad de la reacción se han registrado, siguiendo el sistema adoptado por Davidson y sus colaboradores, del siguiente modo:

- Reacción negativa. No hay ningún oscurecimiento del substrato por debajo o alrededor de la colonia.
- + Zona de difusión pardo-clara a pardo-oscura, formada por debajo del inóculo, en el centro de la colonia y apreciable solamente por la cara inferior de la placa. En caso de que no haya ningún crecimiento, se observa una coloración parda, poco intensa, por debajo del inóculo.
- + + Zona de difusión pardo-clara a pardo-oscura, formada por debajo de la mayor parte de la colonia, pero sin llegar al borde de la misma. Apreciable solamente por la cara inferior de la placa.
- + + + Zona de difusión pardo-rojizo-clara a pardo-oscura, extendiéndose un poco más allá del borde de la colonia y apreciable incluso por la cara superior de la placa.
- + + + + Zona de difusión pardo-oscura, opaca, extendiéndose considerablemente fuera del borde de la colonia.

f) Decoloración del agar-Czapeck I, coloreado con verde-malaquita o azul de anilina.

Para investigar la capacidad decolorativa hemos empleado, como substratos, agar-Czapeck I, coloreado con verde-malaquita, en la dosis 0,007 por 100, recomendada por los australianos Refshauge y Proctor, y agar Czapeck I, coloreado con azul de anilina, en la dosis de 0,05 por 100, recomendada por Robak. Como inóculos utilizamos cultivos de *U. officinalis* (hongo de pudrición parda) y *Trametes pini* (hongo típico de pudrición blanca).

Discrepamos de lo que dice Robak respecto a la poca intensidad de la coloración producida por verde-malaquita en la dosis de 0,007 por 100. En los ensayos realizados con tubos de 22-23 mm. de diámetro, los biseles presentaron una coloración excelente.

Según las experiencias de Robak, los hongos de pudrición blanca decoloran el medio, mientras que los de pudrición parda no le decoloran, encontrándose, sin embargo, algunas excepciones entre los hongos de pudrición blanca.

La decoloración producida parece ser un proceso de descomposición dependiente de la biología del hongo, de acuerdo con la teoría de Refshauge y Proctor. Aunque en muchos aspectos esta acción decolorativa es diferente de la reacción de la oxidasa, se observa, sin embargo, que está unida con frecuencia a la misma categoría de hongos destructores de la madera, es decir, a los hongos de pudrición blanca, que son los que dan la reacción positiva. El ensayo de la capacidad decolorativa es, en todo caso, un complemento valioso de la reacción de la oxidasa. A continuación exponemos los resultados de nuestros ensayos:

CRECIMIENTO Y CAPACIDAD DECOLORATIVA DE *Ungulina officinalis* Y DE *Trametes pini* SOBRE AGAR CZAPECK I (CON NaNO_3) COLOREADO CON VERDE-MALAQUITA O AZUL-ANILINA. CULTIVOS EN TUBO A LA TEMPERATURA DE 25°.

Hongos	Clase de pudrición	Verde-malaquita, 0,007 %		Azul-anilina, 0,05 %	
		Reacción	Crecimiento	Reacción	Crecimiento
<i>U. officinalis</i> ...	Destructiva (parda).	—	Poco.	—	Satisfactorio.
<i>T. pini</i>	Corrosiva (blanca).	+	Bueno.	—	Muy bueno.

OBSERVACIONES.—La decoloración producida por *Trametes pini* se hace más patente en el medio verde-malaquita, que en el medio azul-anilina.

g) Influencia de la temperatura.

El mejor método para investigar la influencia que ejerce la temperatura sobre el crecimiento del micelio es, como dice Robak, disponer simultáneamente una serie de termostatos regulados a las temperaturas que se quieren ensayar. De este modo es posible estudiar la influencia que ejercen las diferentes temperaturas sobre cultivos homólogos—en el mismo estado de desarrollo—en placas Petri. Por no poder dedicar a este fin más que un solo termostato y no tener tiempo suficiente para preparar los numerosos cultivos en tubo (*) que se precisan en este caso—empleo de un termostato único—, no pudo llevarse a cabo esta investigación.

h) Influencia que ejerce el pH en los cultivos directos sobre varios medios y en los subcultivos sobre los mismos medios adicionados de distintos porcentajes de decocción de madera de cedro.

Con el fin de investigar el influjo que ejerce el pH se hicieron cultivos directos en agar-patata glucosado de Fritz, agar-extracto de malta de Fritz y agar-jugo de guindas, empleado en Baarn, y subcultivos (trasplantes de los cultivos en agar-patata glucosado) en agar-patata glucosado + 25 por 100 de decocción de madera de cedro y en agar-jugo de guindas + 50 por 100 de decocción glucosada de madera de cedro.

El *agar-extracto de malta, de Fritz*, se prepara del modo siguiente:

El agua no absorbida por 25 gr. de agar desmenuzado, sumergido durante una noche en 1.000 cm.³ de agua destilada, se sustituye por una cantidad igual de agua destilada en la que se disuelven previamente 25 gr. de extracto de malta. A continuación el agar se liquida calentando, en el autoclave, el matraz que contiene la mezcla, durante veinte minutos, a 128°, y por último, después de la filtración, se llenan los tubos y se esterilizan durante diez minutos a 128°.

El extracto de malta puede ser adicionado antes o después de que el agar se haya liquidado. Fritz, como hemos indicado, lo añadía antes de liquidar el agar. Robak, que utilizó los dos procedimientos, observó que hay algunos hongos cuya vegetación se perjudica considerablemente calentando el extracto de malta durante mucho tiempo. Nosotros sólo hemos empleado el agar-extracto de malta preparado por el procedimiento de Fritz.

(*) El método de los tubos exige mayor número de cultivos que el método de las placas Petri, debido a que éstas permiten medir el crecimiento en más direcciones a un tiempo.

La preparación del *agar-jugo de guindas empleado en el Centraalbureau voor Schimmelcultures de Baarn* (Holanda) se hace del modo siguiente:

Solución A:

10 gr. de agar en 500 cm.³ de agua destilada.

Solución B:

Jugo de guindas, obtenido calentando en el baño maría a la temperatura de 80° (durante una hora aproximadamente) 0,25 kg. de guindas sin hueso (= 350 gr. de guindas con hueso) en un litro de agua, hasta que el líquido se reduzca a 500 cm.³.

La mezcla de las dos soluciones A y B se hace en el baño maría a 100° y el filtrado se hace siguiendo la técnica ordinaria.

La *decocción glucosada de madera de cedro* se prepara en la forma indicada a continuación:

70 gr. de madera de cedro, reducida a fragmentos, se echan en 600 cm.³ de agua destilada y se calienta el conjunto haciendo hervir el agua durante noventa minutos, después de lo cual se completa el volumen primitivo (600 cm.³) con agua destilada y se añade glucosa en la proporción de 1 por 100.

Para preparar el *agar-jugo de guindas + 50 por 100 de decocción glucosada de madera de cedro* se añade al agar-jugo de guindas, manteniendo el líquido al baño maría, la decocción glucosada de madera de cedro en la proporción indicada.

En el caso del *agar-patata glucosado + 25 por 100 de decocción de madera de cedro*, se procede en la misma forma que antes, pero sin añadir glucosa a la decocción.

A continuación exponemos los resultados obtenidos:

INFLUENCIA QUE EJERCE EL pH EN LOS CULTIVOS DIRECTOS DE *Ungulina officinalis* SOBRE VARIOS MEDIOS Y EN LOS SUBCULTIVOS OBTENIDOS SOBRE ESTOS MISMOS MEDIOS ADICIONADOS DE UN CIERTO PORCENTAJE DE DECOCCIÓN DE MADERA DE CEDRO. CULTIVOS EN CAJA PETRI A LA TEMPERATURA DE 25°.

a) Siembras de trozos de hifenquima.
Diámetro de la colonia en mm.

Tiempo transcurrido desde la siembra al momento de la observación.	Agar-patata glucosado, según Fritz, pH = 7	Agar-extracto de malta, según Fritz, pH = 4,4	Agar-jugo de guindas empleado en Baarn, pH = 4
10 días	12	12	12
20 días	23	26	45
30 días	40	38	70

b) Trasplantes del cultivo directo en agar-patata glucosado.
Diámetro de la colonia en mm.

Tiempo transcurrido desde el trasplante al momento de la observación.	Agar-patata glucosado + 25 % de decocción de madera de cedro. pH = 6,8	Agar-jugo de guindas + 50 % de decocción de madera cedro glucosada. pH = 4,5
10 días	12	15
20 días	32	50
30 días	55	75

OBSERVACIONES.—Los valores de la reacción los hemos determinado con el ionómetro de Trenel, empleando la cadena de medida de Wulf-Kordatzki (de tipo sumergido) para la determinación del pH por el método de la quinhidrona.

Del examen de los resultados anteriores podemos sacar las siguientes consecuencias:

a) *Cultivos directos*.—El hongo produce abundante micelio aéreo, algodonoso, sobre agar-patata glucosado, de pH = 7, pero también crece bien en agar-extracto de malta de pH = 4,4, y aún mejor en agar-jugo de guindas, empleado en Baarn, de pH = 4 (*). No puede, por tanto, colegirse de esto lo que dice Borzini (4): "El hongo requiere, para desarrollarse, un pH decididamente ácido *solamente* en un substrato, que más que otros (se refiere a la decocción de madera de alercé) se aproxima al substrato natural."

b) *Trasplantes*.—En los trasplantes sobre agar-patata glucosado + 25 por 100 de decocción de madera de cedro y sobre agar-jugo de guindas más el 50 por 100 de decocción de la misma, el crecimiento es mayor efectivamente que en estos mismos substratos sin decocción, pero el micelio es poco compacto y pulverulento (muy parecido al producido sobre agar-jugo de guindas en los cultivos directos).

D) APLICACIONES DE *U. OFFICINALIS*

I.—RECOLECCIÓN Y COMERCIO.

El producto comercial procede, en su mayor parte, del Norte de Rusia (bosques de la región de Archangelsk y montes de Wolodga)

(*) En los cultivos sobre agar-extracto de malta y agar-jugo de guindas, el micelio es poco compacto y algo pulverulento, debido a que las hifas son más cortas y a la abundancia de clamidosporas, corpúsculos esféricos, cristales y drusas (la mayoría incoloros y algunos rojizos).

y es exportado vía Archangelsk; antes de la guerra se recolectaba algo en el macizo de la Engadina de los Alpes Grisones (Suiza) y en los Alpes del Tirol (Italia-Austria), y con más abundancia en los Alpes del Delfinado (Francia), cerca de Briançon, de cuya zona se exportaron en 1922, vía Marsella, unos 2.000 kilogramos.

Para preparar el producto comercial se quita ordinariamente las capas de tubos más jóvenes y a veces también la corteza de la cara superior. La droga se presenta en el comercio en trozos de diferente tamaño, de color blanquecino-gris hasta parduzco-claro.

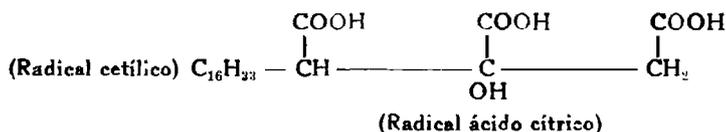
En el año 1937, debido a la escasez del hongo en el mercado, alcanzó la droga un precio de 150-200 francos el kilogramo. Si se considera que, según Marquis, se encuentran a veces receptáculos de 7 kilogramos de peso, en fresco, se concibe hasta qué punto tiene importancia económica este hongo.

II.—COMPOSICIÓN DE LA RESINA.

El principio activo del basidiocarpio es una sustancia resinosa (agaricina) que constituye el 70 por 100 del peso seco (12).

La resina de *U. officinalis* ha sido objeto de investigación por muchos químicos y farmacéuticos, a pesar de lo cual no se ha llegado todavía a un completo acuerdo en cuanto a su composición. Schmieder, que estudió a fondo este hongo, aisló cuatro resinas: RESINA- α , que es una resina roja, amarga y purgante formada por dos cuerpos ($C_{14}H_{24}O_4$ y $C_{17}H_{28}O_8$); RESINA- β , ácido agaricínico de Fleury y Jahns (= *laricina* de Martius = *agaricina* de Schoonbrodt = *pseudocera* de Trommsdorf), que es un ácido cristalizabte de la fórmula $C_{14}H_{27}(OH)(COOH)_2 \cdot (H_2O)$, que existe en el hongo en la proporción de 16-18 por 100; RESINA- γ ($C_{14}H_{22}O_3$), que parece ser un alcohol; y RESINA- δ , que es un ácido de la fórmula $C_{12}H_{22}O_4$.

Tschirch considera la resina de *U. officinalis* constituida por sustancias alifáticas. El ácido agaricínico, según Thoms, es un ácido alifático de la fórmula:



III.—APLICACIONES MEDICINALES.

El empleo de la droga (polvo del hongo) como purgante ha disminuído actualmente, pero en cambio como antisudorífico constituye un medicamento de primer orden para suprimir los sudores, no sólo en la tuberculosis pulmonar, sino también en las demás infecciones e intoxicaciones. El uso de la droga y de sus preparádos galénicos no es aconsejable por sus efectos secundarios (acción irritante de las resinas que acompañan al ácido agaricínico), sin embargo da muy buenos resultados como antihidrótico—sin presentar estos inconvenientes—el ácido agaricínico puro (9).

IV.—OTRAS APLICACIONES.

En Rusia, en la República de Yakutsk, lo utilizan para fabricar jabón. Los tunguses (pueblo mogol de la Siberia oriental) preparan con él y con raíz de *Rubia cordifolia* Pall. una materia colorante rojiza. En Norteamérica lo emplean para la preparación de un tipo de cerveza casera.

V.—FALSIFICACIONES.

Aunque este punto está tratado con gran detalle por el Dr. González Gómez (9), la circunstancia de tener en la *Exsiccata* micológica del Instituto Forestal los hongos empleados en este fraude nos mueve a hacer una pequeña ampliación iconográfico-micológica, insertando algunas fotografías y microfotografías de estos Poliporáceos, que pueden servir para identificarles con relativa facilidad. Asimismo se acompañan unas microfotografías de las hifas ordinarias (normales) de *U. marginata* Pat., *Polyporus sulphureus* Fr. (= *Polyporus imbricatus* Fr. ex Bull.) y *U. officinalis* Pat., que permiten, a nuestro juicio, determinar las impurezas micológicas de la droga con seguridad y rapidez, dada la facilidad con que pueden hacerse las preparaciones, que no son más que simples disgregaciones—o raspados—del hifen-quima montados en ácido láctico. (Véase lám. XII.)

U. marginata Patouillard (= *Polyporus pinicola* Fries) le hemos recolectado sobre haya en los montes del Irati (Navarra), en donde se encuentra en gran abundancia, y también en los pinabetares del

Valle de Arán (*). No le hemos visto ni en el Centro ni en el Este de la Península, como dice Lázaro Ibiza, sin que por esto neguemos rotundamente su existencia. (Véase lám. X.)

Respecto al *Polyporus imbricatus* Fries ex Bulliard, hemos de hacer constar que modernamente la mayoría de los micólogos no lo consideran como una especie independiente, ni siquiera como una variedad, sino más bien como una forma de *Polyporus sulphureus* Fr. (= *Cladomeris sulphurea* Quelet = *Polyporus sulphureus* Karsten = *Polyporus caudicinus* (Schröter) (**), especie bastante polimorfa y de color variable. La forma-tipo—por decirlo así—de color amarillo de azufre por su cara himenial la hemos visto alguna vez en el Norte de España. La forma *Polyporus imbricatus*, de color amarillo-pálido, aparece con frecuencia en el arbolado de Madrid durante las primeras lluvias otoñales y algunos años también en primavera. Sus características microscópicas (hifenquima e himenio) son, por otra parte, idénticas a la de la forma-tipo. (Véase lám. XI.)

E) ¿ES POSIBLE QUE ESPAÑA TENGA O PUEDA LLEGAR A TENER EXISTENCIAS SUFICIENTES DE AGARICO BLANCO PARA ATENDER A SUS NECESIDADES MEDICINALES?

Las importantes aplicaciones farmacológicas que tiene el agárico blanco y el alto precio que alcanza la droga, por su escasez en el mercado, reclaman nuestra intervención para que investiguemos en primer término si se encuentra este hongo en las masas de coníferas—susceptibles de albergarle—de España y Marruecos, y en caso afirmativo, para que determinemos el volumen aproximado de receptáculos con que puede contarse actualmente, y en segundo término, para que estudiemos la posibilidad de reproducirlos y difundirlos artificialmente en la naturaleza.

Por de pronto pensamos explorar detenidamente: las principales

(*) En Marruecos lo hemos observado con frecuencia en los tocones de cedro.

(**) Según Maublanc, loc. cit., el *Polyporus imbricatus* Fries ex Bull. no es más que una forma decolorada por la edad del *Polyporus sulphureus*. Según Bourdot et Galzin, el *Polyporus imbricatus* es una forma de *Polyporus sulphureus* más pálida, crema-ocre o leonada, de carne friable y amarga; un hongo viejo y decolorado, probablemente.

masas de *Abies pinsapo* Bois., en la Península (Sierra de las Nieves y Sierra Bermeja, en Málaga, y Sierra del Pinar y Monte Prieto, en Cádiz); las de *Abies maroccana* Trabut (Monte Magó, en Xauen) y *Cedrus atlántica* Manetti (cedrales del Afestál y Yebel-Tizziren, en Gomara-Xauen y cedrales del Rif), en el Marruecos español; y las de *Pinus canariensis* Smith (*) en las Islas Canarias: montes Las Canales, Contador y Cumbre, Pinar de Granadilla y de Icod, en la *Isla de Tenerife*; montes Arguineguín, de la Plata, San Bartolomé y Maspalomas, en la *Isla Gran Canaria*; Pinar de Santa Cruz de la Palma y de Tijarafe, en la *Isla de la Palma*, y Pinar del Golfo, en la *Isla de Hierro*.

Asimismo proyectamos hacer ensayos de reproducción artificial de los basidiocarpos en las especies mencionadas mediante inoculaciones de cultivos en los árboles derribados por la nieve o por el viento, y en los tocones—e incluso, con las debidas precauciones, en bosquetes aislados, vegetando en malas condiciones—y de un modo especial en los tocones de *Pinus canariensis*, por la facultad que tiene esta especie de brotar de cepa.

La técnica que emplearemos en las inoculaciones es la utilizada por Münch en sus investigaciones sobre los hongos destructores de la madera, que consiste en lo siguiente: la parte del tronco que ha de ser objeto de inoculación se descortezá con un bisturí flameado y se desinfecta después con una solución de sublimado corrosivo al 1-2 por 1.000. A continuación, con una barrena de Pressler, previamente esterilizada (**), se abre en esta zona descortezada un agujero de unos 7 mm. de diámetro y de 10 cm. de profundidad y se introduce en él, con la aguja de siembra, el inóculo (un trozo de substrato, cubierto de césped fúngico) tomado del cultivo sobre agar-patata glucosado. Después se tapa este agujero con un trozo de corteza esterilizada, y por último se lava con sublimado la superficie exterior de la corteza y se extiende sobre ella una capa gruesa de un mastic, usado en frío.

(*) De tres acículas como el *Pinus ponderosa* Douglas, matriz norteamericana de *U. officinalis*, como hemos indicado.

(**). La desinfección de la barrena de Pressler puede hacerse flameándola o bien introduciéndola durante unos minutos en una solución acuosa de oxicianuro de mercurio (Hg (CN)₂ . HgO) al 0,5-1 por 100 (no debe emplearse de ningún modo bicloruro de mercurio por atacar al hierro). Como el oxicianuro de mercurio se disuelve muy mal en el agua hay que ir adicionándole poco a poco—con el fin de aumentar su solubilidad—una solución acuosa de carbonato potásico al 5 por 100 hasta que se consiga disolver el oxicianuro de mercurio en la dosis antes indicada (0,5-1 por 100). El oxicianuro de mercurio suele encontrarse en el mercado en forma de pastillas. La esterilización de la barrena de Pressler puede realizarse también sumergiéndola en una solución concentrada de sulfato de hierro.

Los resultados de inoculación no se hacen patentes, según Münch, antes de un año, y los receptáculos aparecen, por regla general, a los 3-5 años.

Laboratorio de Hongos y Patología vegetal del Instituto Forestal de Investigaciones y Experiencias.

Madrid, marzo de 1944.

F) RESUMEN EN IDIOMAS EXTRANJEROS

I.—ZUSAMMENFASSUNG.

1) In seinem systematisch-biologischen Studium über *Ungulina officinalis* Pat-Exemplare, die in Spanisch Marokko auf *Cedrus atlantica* Man., gesammelt wurden, unterzieht der Autor die Synonymik einer Revision unter Richtigstellung der Irrtümer, die selbst in klassischen Werken anzutreffen sind.

2) Beim *Hyphenchym* des Pilzes gelang es ihm vier Hyphentypen zu unterscheiden:

a) *gewöhnliche Hyphen* (Normalhyphen nach Tunmann), die sich in gebläuter Milchsäure (Lösung von *bleu coton C4B* in Milchsäure) nicht verfärben.

b) *wurmförmige Hyphen* (von Tunmann nicht erwähnt), die sich in gebläuter Milchsäure nicht verfärben, und als wurmförmige, stark lichtbrechende Anschwellungen bis zu 80 μ Länge und 10 μ Dicke erscheinen. Diese Hyphen, die besonders in der Unterrindenschicht und seltener in der eigentlichen *Trama* auftreten, sind manchmal mit den gewöhnlichen Hyphen vereinigt, als bilden sie deren Verlängerung und enden gewöhnlich in spiraler oder runder Form; manchmal treten sie getrennt in Ringform auf, dessen äusserer Durchmesser 24 μ erreichen kann. Das Innere des Ringes ist häufig mit einer gelblichen Masse erfüllt, die manchmal eine anscheinend prismatische, krystallartige Form hat.

c) *faserförmige Hyphen* (Harzhyphen nach Tunmann), die sich in gebläuter Milchsäure nicht oder kaum verfärben.

d) *vielgestaltige Hyphen* (schleimige Hyphen nach Tunmann), die sich in gebläuter Milchsäure stark verfärben.

3) Beim *Hymenium* konnten Basidien von $5 \times 3 \mu$ und Sterigmen von ungefähr 1 μ gemessen werden. Die Messung der Sporen ergab Ausmasse von $3-4 \times 2,5-3 \mu$.

4) Bezüglich der Resultate, die mit den Kulturen erzielt wurden, wäre Folgendes hervorzuheben:

a) Beim allen Kulturen, die auf Agarnährboden nach Fritz bereitet wurden (wie Agar-Kartoffel-Dextrose, Agar-Malz, synthetisches Agar nach Czapeck mit NaNO_3 , synthetisches Agar nach Czapeck mit Pepton), sowie auf synthetischem Agar nach Czapeck mit Asparagin (empfohlen von Robak) und auf Agar-Sauerkirschensaft, mit dem in Baarn (Holland) gearbeitet wird, fanden sich die drei von

Tunmann erwähnten Hyphentypen mit Ausnahme der von mir gefundenen wurmförmigen vor.

b) Die Oxydase-Reaktion (nach Davidson, Campbell und Blaisdell) mit Gallussäure ist leicht positiv, obwohl der Pilz der Braunfäule-Gruppe angehört (Destruktionsfäule von Falck) und negativ mit Tannin. Der Pilz gedeiht besser auf Gallussäure als auf Tanninnährboden.

c) *Ungulina officinalis* verfärbt nicht mit Malachitgrün (0,007 %) oder mit Anilinblau (0,05 %) gefärbtes Czapeck Agar; *Trametes pini*, hingegen, verfärbt stark diese Nährböden. Diese Pilze wachsen schneller auf Anilinblau als auf Malachitgrün.

d) Der Pilz bildet reichlich ein watteartiges Luftmycel auf Agar-Kartoffel-Dextrose mit $\text{pH} = 4$, obwohl hier das Mycel weniger dicht und etwas staubartig ist, wegen der reduzierten Länge der Hyphen und der zahlreichen Chlamydosporen, kugelförmigen Körperchen und Krystalle. Auf Agar-Kartoffel-Dextrose + 25 % Zedernholz Abkochung, mit $\text{pH} = 6,8$ und auf Agar-Suerkirschensaft + 50 % Zedernholz Abkochung, mit $\text{pH} = 4,5$ gedeiht er besser als auf den beiden vorerwähnten Nährböden, aber auch in diesem Falle ist das Mycel wenig dicht und mehr staubartig.

5) Angesichts der grossen Bedeutung von *Ungulina officinalis* in der Pharmakopie und der gegenwärtigen Knappheit auf dem Markte, beabsichtigt der Autor, genauere Studien in den *Abies pinsapo* Boiss. - Beständen in Spanien, den *Abies maroccana* Trabut- und *Cedrus atlantica* Manetti - Beständen in Spanisch Marokko und den *Pinus canariensis* Smith - Beständen auf den Kanarischen Inseln anzustellen. Weiters beabsichtigt der Autor, Versuche von künstlicher Erzeugung von Fruchtkörpern auf diesen Nadelbäumen zu machen und durch Wind und Schnee gefällte Stämme, Baumstümpfe und selbst vereinzelt stehende kleinere Bestände, mit entsprechender Vorsicht, in erster Linie aber besonders Stümpfe von *Pinus canariensis*, die sich durch Bildung von Stumpftrieben auszeichnet, mit Kulturen nach der Methode Münch zu impfen.

II.—RÉSUMÉ.

1) L'auteur, dans son étude systématique et biologique des exemplaires d'*Ungulina officinalis* Pat., recueillis sur des *Cedrus atlantica* Man., au Maroc espagnol, fait une révision de la synonymie de ce champignon. Il rectifie quelques erreurs qu'on rencontre souvent, même dans des ouvrages classiques.

2) Dans l'*hyphenchyme* du champignon il parvint à distinguer quatre types d'hyphes:

a) *Hyphes ordinaires* (hyphes normales de Tunmann), qui ne se teignent pas avec le bleu lactique.

b) *Hyphes vermiformes* (non mentionnées par Tunmann), qui ne se teignent pas avec le bleu lactique et qui semblent des gonflements vermiformes, très réfringents, jusqu'à 80 μ de longueur et 10 μ d'épaisseur. Ces hyphes—que l'on rencontre surtout dans la couche souscorticale et rarement dans la trame proprement dite—se présentent en certains cas unies aux hyphes ordinaires, comme si elles en étaient des prolongations, et avec leur extrémité généralement courbée en forme circulaire

ou de spirale. Dans d'autres cas, elles paraissent isolées sous forme d'anneaux, dont le diamètre extérieur peut atteindre 24 μ . On remarque assez fréquemment que l'espace circulaire limité par l'anneau est occupé par une matière légèrement jaunâtre, qui quelquefois semble adopter la forme prismatique, comme si c'était un cristal.

c) *Hyphes fibriformes* (hyphes résinogènes de Tunmann) qui ne se teignent pas ou se teignent à peine avec le bleu lactique.

d) *Hyphes multiformes* (hyphes mucilagineuses de Tunmann) qui se teignent fortement avec le bleu lactique.

3) Dans l'*hymenium* l'auteur est parvenu à mesurer les basides de $5 \times 3 \mu$ et les sterigmates d'approximativement 1 μ . Spores de $3-4 \times 2,5-3 \mu$.

4) Il vaut la peine de noter ce qui suit du résultat des cultures:

a) Dans toutes les cultures obtenues dans les milieux d'agar recommandés par Fritz (agar-pomme de terre-glucosé, agar-malt, agar synthétique de Czapeck avec NaNO_3 et agar synthétique de Czapeck avec peptone), dans l'agar synthétique de Czapeck avec asparagine de Robak et dans l'agar-jus de guignes employé à Baarn (Hollande), on trouve les trois types d'hyphes mentionnés par Tunmann, mais on ne trouve pas les vermiformes.

b) La réaction d'oxydase—en suivant la technique de Davidson, Campbell et Blaisdell—en relation avec le milieu-acide agallique est légèrement positive—bien que ce champignon appartienne au groupe de pourriture brune (pourriture de destruction de Falck)—et négative en relation avec le milieu acide tannique. Le champignon croît davantage sur un milieu acide agallique que sur un milieu acide tannique.

c) *Ungulina officinalis* ne décolore pas l'agar Czapeck (avec NaNO_3) coloré avec du vert malachite (0,007 %) ou avec du bleu d'aniline (0,05 %). Le *Trametes pini*, par contre, décolore fortement ces milieux. Ces deux champignons croissent mieux dans l'agar Czapeck-bleu d'aniline, que dans l'agar Czapeck-vert malachite.

d) Le champignon produit un abondant mycelium aérien cotonneux sur l'agar-pomme de terre glucosé de $\text{pH} = 7$, mais il croît facilement aussi, bien que le mycelium soit moins compact et un peu pulvérulent—ce qui est dû au fait que les hyphes sont plus courtes et à l'abondance de clamidospores et de cristaux—sur l'agar-jus de guignes de Baarn, de $\text{pH} = 4$. Dans l'agar-pomme de terre-glucosé + 25 % de décoction de bois de cèdre, de $\text{pH} = 6,8$, et dans l'agar-jus de guignes + 50 % de décoction de bois de cèdre, de $\text{pH} = 4,5$, la croissance est plus grande respectivement, que dans les milieux précédents, mais le mycelium ressemble beaucoup à ce qui se trouve dans l'agar-jus de guignes.

5) Vu les importantes applications médicales que présente *Ungulina officinalis* et sa rareté actuelle sur le marché, l'auteur se propose d'explorer avec attention comme des matrices possibles de ce champignon, les masses d'*Abies pinsapo* Boiss., en Espagne, celles d'*Abies maroccana* Trabut. et du *Cedrus atlantica* Manetti, au Maroc espagnol ainsi que celles du *Pinus canariensis* Smith aux Iles Canaries. De la même manière, il projette de faire des essais de reproduction artificielle de basidiocarpes sur ces conifères, au moyen d'inoculations des cultures, selon la technique de Münch, sur des arbres abattus (par la neige ou par le vent) et sur des souches—et même dans des bosquets isolés, avec les précautions nécessaires—et d'une façon spéciale sur les souches de *Pinus canariensis*, vu la faculté que possède cette espèce de produire des rejetons.

III.—SUMMARY.

1) In his systematic biological study of *Ungulina officinalis* Pat. specimens recollected on *Cedrus atlantica* Man., in Spanish Morocco the author revises the synonymy rectifying the errors to be found even in classical works.

2) In the hyphaenchyme of the fungus the author succeeded to distinguish four hyphae types:

a) *current hyphae* (normal hyphae of Tunmann) which do not decolourize in blue lactic acid (solution of *bleu coton* C4B in lactic acid).

b) *vermiform hyphae* (not mentioned by Tunmann) which decolourize in blue lactic acid and appear as vermiform and highly refringent swellings up to 80μ in length and 10μ in thickness. These hyphae which are specially in the subcortical stratum and rarely in the proper *trama* are sometimes united to the ordinary hyphae forming, so to say, their prolongation and ending, as a rule, in a circular or spiral form; sometimes they are separated forming a ring the exterior diameter of which can reach 24μ . Frequently the interior of the ring is filled with a slightly yellowish mass adopting sometimes a prismatic crystalloid form.

c) *fibreform hyphae* (resinogenous hyphae of Tunmann) which do not or only slightly decolourize in blue lactic acid.

d) *multiform hyphae* (mucilaginous hyphae of Tunmann) which decolourize strongly in blue lactic acid.

3) In the hymenium the basidia measured were of $5 \times 3 \mu$ and the sterigmata of 1μ approximately. Spores of $3.4 \times 2.5-3 \mu$.

4) As to the cultures the result can be given as follows:

a) In all the cultures obtained on agar media recommended by Fritz (potato-dextrose-agar, malt-agar, Czapeck's synthetic agar with NaNO_3 and Czapeck's synthetic agar with peptone), Czapeck's synthetic agar with asparagine recommended by Robak, and egriot-juice employed at Baarn (Holland) were found the three hyphae types mentioned by Tunmann with exception of the vermiform ones.

b) The oxydase reaction—according to Davidson, Campbell and Blaisdell—to gallic acid is slightly positive, although the fungus belongs to the brown rot group (destruction decay of Falck) and negative to tannic acid. The fungus prospers better on gallic acid than on tannic acid medium.

c) *Ungulina officinalis* does not decolourise Czapeck's agar (with NaNO_3) stained with Malachit green (0,007 %) or with Aniline blue (0,05 %). *Trametes pini*, on the contrary, decolourise them strongly. The growth of these fungi has been greater on Aniline blue than on Malachit green.

d) The fungus forms a rich wadlike air mycelium on potato-dextrose-agar, of $\text{pH} = 7$, but prospers also on Baarn egriot-juice of $\text{pH} = 4$, although the mycelium is less dense and somewhat powdery owing to the shortness of the hyphae and the abundance of the chlamydospores, spheric corpuscles and crystals. On potato-dextrose-agar with an addition of 25 % cedar decoction, of $\text{pH} = 6,8$ and on egriot juice-agar with an addition of 50 % cedar decoction, of $\text{pH} = 4,5$ respectively the fungus grows better than on the afore mentioned media, but the mycelium is likewise little dense and powdery.

5) On account of the great pharmaceutic importance of this fungus and its actual scarcity on the market the author intends to study specially the *Abies pinsapo* Boiss, masses in Spain, the *Abies maroccana* Trabut. and *Cedrus atlantica* Manetti masses in Spanish Morocco and the *Pinus canariensis* Smith masses in the Canary Islands. Equally he intends to realize experiments of artificial basidiocarp reproduction on these conifers, inoculating according to the Münch method fallen trees, stumps and even, proceeding with the necessary precaution, isolated small masses, but specially *Pinus canariensis* stumps on account of its producing stumps sprouts.

IV.—RIASSUNTO.

1) L'autore, nel suo studio sistematico e biologico degli esemplari de *Ungulina officinalis* Pat., raccolti su *Cedrus Atlántica* Man. nel Marocco Spagnolo, fa una revisione della sinonimia di questo fungo rettificando alcuni errori che sogliono trovarsi, anche nelle opere classiche.

2) Nell'ifenchima del fungo, riuscì a trovare quattro tipi di ife.

a) *Ife ordinarie* (ife normali di Tunmann), che non si tingono coll'azzurro lattico.

b) *Ife vermiformi* (non nominate da Tunmann), che non si tingono coll'azzurro lattico e che appaiono come gonfiori vermiformi, molto refringenti, fino a 80 μ di lunghezza e 10 μ di spessore. Queste ife, che si trovano specialmente nello strato subcorticale, e rare volte nella *trama* (carne) così detta, si presentano in alcuni casi, unite alle ife ordinarie quasi essendone una prolungazione colla loro estremità incurvata in forma circolare, o a spirale, ed in altri casi isolate in forma d'anello, il cui diametro esterno può arrivare fino a 24 μ . Si osserva, con alcuna frequenza che, lo spazio circolare limitato dall'anello, è occupato da una materia leggermente giallognola, sembrando a volte adottare la forma prismatica, come se fosse un cristallo.

c) *Ife fibriformi* (ife resinogene di Tunmann) che non si tingono o appena si tingono coll'azzurro lattico.

3) Nell'*imenio* riuscì a misurare i basidi di $5 \times 3 \mu$ e gli sterigmi di 1μ all'incirca. Basidiospore misuranti $3-4 \times 2,5-3 \mu$.

4) Del risultato dei coltivi, merita staccarne quanto segue:

a) In tutti i coltivi ottenuti nei mezzi di agar raccomandati da Fritz (agar-patate-glucosato, agar-malto, agar sintetico di Czapeck con NaNO_3 e agar sintetico di Czapeck con peptone), in agar sintetico di Czapeck con asparagina di Robak, ed in agar-sugo di visciole usato in Baarn (Olanda), si trovano i tre tipi di ife nominati da Tunmann, ma non i vermiformi.

b) La reazione di ossidasa—seguendo la tecnica di Davidson, Campbell e Blaisdell—con relazione al mezzo acido agallico, è debolmente positiva—malgrado appartenga questo fungo al gruppo di putrefazione bruna (putrefazione di distruzione di Falck)—e negativa con relazione al mezzo acido tannico.

c) *Ungulina officinalis* non scolorisce l'agar Czapeck (con NaNO_3), colorato con verde malachita (0,007 %) o con azzurro d'anilina (0,05 %). Il *Trametes pini*,

in cambio decolora intensamente questi mezzi. E da notare che lo sviluppo di questi due funghi è maggiore in agar Czapeck-azzurro d'anilina che sull'agar Czapeck-verde malachita.

d) Il fungo produce abbondante micelio aereo cotonoso sull'agar-patate glucosato de pH = 7, ma anche cresce bene, abbenchè il micelio è meno compatto, e un po' polverulento—dovuto a che le ife sono più corte ed all'abbondanza di clamidospore e cristalli—sull'agar-sugo di visciole di Baarn, de pH = 4. In agar-patate glucosato + 25 % di decotto di legno di Cedro, di pH = 6,8 ed in agar-sugo di visciole + 50 % di decotto di legno de Cedro, di pH = 4,5, lo sviluppo del fungo è maggiore rispettivamente che nei substrati anteriori, ma le colonie sono molto simili a quella prodotta sull'agar-sugo di visciole di Baarn.

5) In vista delle importanti applicazioni medicinali che a l'*Ungulina officinalis* e della sua scarsità attuale nel mercato, l'autore si propone esplorare detenutamente, come possibili matrici di questo fungo, le masse di *Abies pinsapo* Boiss., in Spagna, quelle di *Abies maroccana* Trabut. e *Cedrus atlantica* Manetti, nel Marocco Spagnolo, e quelle di *Pinus canariensis* Smith, nelle Isole Canarie. E pure suo progetto quello di fare dei saggi di riproduzione artificiale di basidiocarpi in queste piante resinose mediante l'inoculazione dei coltivi, secondo la tecnica di Münch, negli alberi abbattuti (dalla neve o dal vento) ed in ceppaie—come pure in boschetti isolati, con le precauzioni dovute—ed in modo speciale nei ceppi di *Pinus canariensis* per la facoltà di questa specie di germogliare di ceppo.

G) BIBLIOGRAFIA CONSULTADA (*)

1.—Aranzadi (T. de.).—

1897. *Setas u hongos del País Vasco*, pág. 132. Libreria Editorial de Romo. Madrid.

2.—Benito Martínez (J.).—

1939. "Técnica de cultivo de los hongos destructores de la madera" en CONSERVACIÓN DE MADERAS. VALOR EFICAZ DE UN ANTISÉPTICO. *Boletín del Instituto Forestal de Investigaciones y Experiencias*. Año X, núm. 17, págs. 39-50. Madrid.

3.—

1943. *La investigación de las alteraciones micológicas de la madera*, páginas 73 y 92 y lám. VI. Publicación del Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Duque de Medinaceli, 4. Sección de Publicaciones. Madrid.

(*) Las publicaciones señaladas con (J. B.) han sido consultadas en la Biblioteca del Jardín Botánico de Madrid; las señaladas con (F. de F.), en la de la Facultad de Farmacia de la Universidad Central; las que llevan la indicación (E. de M.), en la de la Escuela Especial de Ingenieros de Montes; todas las demás forman parte de la Biblioteca del Instituto Forestal de Investigaciones y Experiencias.

- 4.—**Borzini (G.)**.—
1941. "Primo contributo allo studio delle possibilità di una coltivazione artificiale del *Fomes officinalis* (Will.) Fr." in *Bolletino della R. Stazione di patologia vegetale*. Año XXI, núm. 3, págs. 221-234. Via S. Susanna, 13. Roma.
- 5.—**Bourdot (H.) et Galzin (A.)**.—
1927. *Hymenomycetes de France*, págs. 524-525, 601-602, 607. Marcei Bry, Dessinateur Imprimeur. Sceaux.
- 6.—**Bulliard et Ventenat**.—
1809. *Histoire des champignons de la France*. Tom. I, 2.^e partie, tab. 296 et págs. 353-354. Leblanc, Imprimeur-Libraire, Paris. (F. de F.)
- 7.—**Duby (J. E.)**.—
1830. *Botanicon Gallicum*. Pars secunda, pág. 788. Imprimerie et Librairie de Mme. V. Bouchard-Huzard, Paris. (F. de F.)
- 8.—**Fries (E.)**.—
1821. *Systema Mycologicum*. Vol. I, pág. 365. Sumtibus Ernesti Maurittii. Gryphiswäldiae. (J. B.)
- 9.—**González Gómez (C.)**.—
1943. "El agárico blanco de nuestro comercio como fuente de ácido agaricínico y sus falsificaciones" en *FARMACOGNOSIA. Anales del Instituto José Celestino Mutis*, del Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Patronato Santiago Ramón y Cajal. Año II, núm. 2., págs. 9-44. Madrid.
- 10.—**Hartig (R.)**.—
1908. *Tratado de las enfermedades de las plantas y principalmente de las que atacan a los árboles forestales* (traducido del alemán por don Joaquín M.^a Castellarnáu), pág. 234. Madrid.
- 11.—**Hegi (G.)**.—
1906. *Illustrierte Flora von Mittel-Europa*. Band I, págs. 95-96. Verlag von J. F. Lehmann, München.
- 12.—**Hubert (E. E.)**.—
1931. *An outline of the forest pathology*, págs. 395-398. Jhon Wiley & Sons, inc. New York.
- 13.—**Jacquin (N. J.)**.—
1778. *Miscellanea Austriaca ad botanicam, chemiam et historiam naturalem spectantia*. Vol. I, págs. 164-203, tab. 20-21. Ex Officina Kransiana. Vindobonae. (J. B.)
- 14.—**Kisser (J.)**.—
1932. *Die botanisch-mikrotechnischen Schneidmethoden*. 2. Teil, páginas 557-643, in Abderhalden, *HANDBUCH DER BIOLOGISCHEN ARBEITSMETHODEN*. Abt. XI, Teil 4, Heft 4. Urban & Schwarzenberg. Berlin und Wien.

- 15.—**Konrad (P.) et Maublanc (A.)**.—
1924-27. *Icones selectae fungorum*. Vol. VI, págs. 4-22. Paúl Lechevalier, Editeur. Paris.
- 16.—**Lamarck (M. M. de) et Decandolle (A. P.)**.—
1805. *Flore française*. Troisième édition. Tome second,* págs. 118-119. Agasse. Paris. (F. de F.)
- 17.—**Lázaro e Ibiza (B.)**.—
1920. *Compendio de la Flora española*. Tomo I, págs. 305-306. Madrid.
- 18.—
1917. *Los poliporáceos de la Flora española*, págs. 86 y 165. Madrid. (F. de F.)
- 19.—**Lindau (G.)**.—
1928. *Die höheren Pilze. Basidiomycetes*, págs. 159-160. Verlag von Julius Springer. Berlin.
- 20.—**Lloyd (C. G.)**.—
1915. *Synopsis of the Genus Fomes*, págs. 213-214. Cincinnati. Ohio.
- 21.—**Maire (R.)**.—
1916. "Les champignons veneneux d'Algerie" in *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*. T. 7, núm. 6, páginas 203-204. Alger. (J. B.)
- 22.—**Maublanc (A.)**.—
1939. *Les champignons de France*. Troisième Edition. Tome II, páginas 181 y tab. 181. Paúl Lechevalier. Paris.
- 23.—**Migula (W.)**.—
1912. *Kryptogamen-Flora*. Band III. Pilze. 2. Teil. 1. Abt, pág. 203. Verlag Friedrich von Zezschwitz. Gera, R.
- 24.—**Mollisch (H.)**.—
1913. *Mikrochemie der Pflanze*, págs. 145, 150-153. Verlag von Gustav Fischer. Jena.
- 25.—**Oudemans (C. A. J. A.)**.—
1919. *Enumeratio systematica fungorum*. Vol. I, págs. XLIV-CXXXVI, 381-382, 386 y 436. Hagae Comitum, apud Martinum Nijhoff.
- 26.—**Pardé (L.)**.—
1937. *Les conifères*, págs. 86, 98, 102, 121, 125, 126, 171, 175. La Maison rustique. Paris.
- 27.—**Patouillard (N.)**.—
1887. *Les hyménomycètes d'Europe*, págs. 137-139. Librairie Paúl Klincksieck. Paris. (E. de M.)
- 28.—**Persoon (D. C. H.)**.—
1801. *Synopsis Methodica Fungorum*. Pars prima, págs. 531-532. Apud Henricum Dieterich. Göttingae. (J. B.)

- 29.—**Pavari (A.)**.—
1921. *Coltura di specie forestali esotiche in Italia*. Vol. II. Sezione 1.^a. Conifere. Págs. 120, 124. Tipografia M. Ricci. Firenze.
- 30.—**Pujiula (J.)**.—
1931. *Citología*. Parte práctica, págs. 86 y 261. Tipografía Católica Casals. Barcelona.
- 31.—**Robak (H.)**.—
1942. *Cultural studies in some Norwegian wood-destroying fungi*, páginas 46-49, 70, 73, 88-123. A. S. John Griegs Boktrykkeri. Bergen.
- 32.—**Saccardo (P. A.)**.—
1883. *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum*. Vol. VI. *Hymenomyceae*, págs. 139-140. Typis Seminarii. Padua. Italia.
- 33.—**Saccardo (P. A.)**.—
1915. *Flora italica cryptogama*. Pars I: *Fungi. Hymeniales*, pág. 976. Rocca S. Casciano. Stabilimento tipografico L. Cappelli. Firenze. (J. B.)
- 34.—**Sánchez Cozar (S.)**.—
1943. "La pudrición de la madera de los cedros del Yebel-Tizziren y Afestal" en *Mauritania*. Año XVI, núm. 192, págs. 318-319. Marruecos. Tánger.
- 35.—**Sorauer (P.)**.—
1932. *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*. Band III. DIE PFLANZLICHEN PARASITEN. Zweiter Teil, pág. 388. Paul Parey. Berlin.
- 36.—**Stevens (F. L.)**.—
1921. *The fungi which cause plant disease*, pág. 432. The Macmillan Company. New York.
- 37.—**Tschirch (A.) und Stock (E.)**.—
1933. *Die Harze und die Harzbehälter*. Band I, págs. 245, 246 y 263. Verlag von Gebrüder Borntraeger. Berlin.
- 38.—**Vanin (S. I.)**.—
1931. *Curso de Fitopatología forestal* (ruso), págs. 177-178. Editorial Técnico-Forestal del Estado. (Gosliestiejisdat.) Leningrado.
- 39.—**Vanin (S. I.)**.—
1934. *Métodos de investigación de las micosis del bosque y de las alteraciones de la madera* (ruso), pág. 48. Editorial Técnico-Forestal del Estado. (Gosliestiejisdat.) Leningrado.
- 40.—**Villars (M.)**.—
1789. *Histoire des plantes du Dauphiné*. Tom. troisième, pág. 1.041. Société Royale de Médecine. Paris. (J. B.)
- 41.—**Winter (G.)**.—
1881-83. SCHIZOMYCETEN, SACCHAROMYCETEN UND BASIDIOMYCETEN in *Rabenhorst's Kryptogamen-Flora*. Tom. I, pág. 426. Verlag von Eduard Kummer, Leipzig. (J. B.)

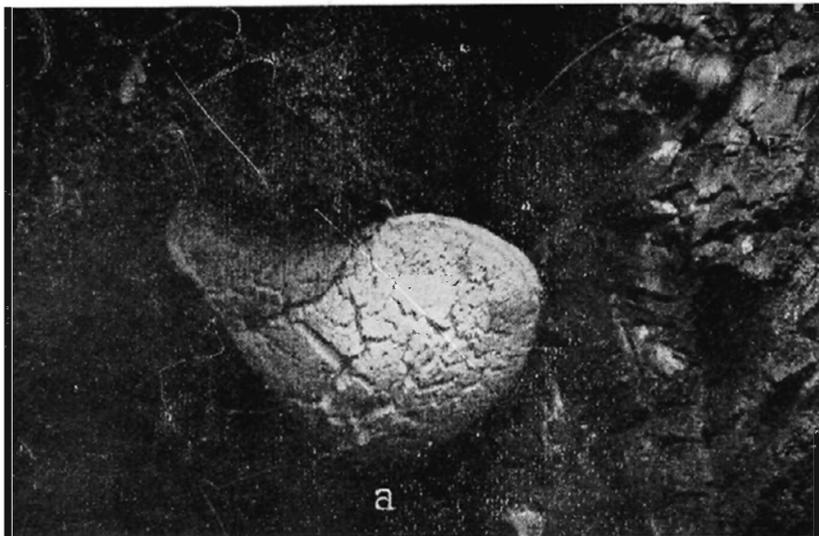
Ungulina officinalis Pat.

Fig. 1.—Basidiocarpo formado en la oquedad carbonizada de un tronco de *Cedrus atlántica* Man. Aspecto del hongo por su cara himenial (1/5). Fotografía tomada "in situ" en los cedrales del Afestal (Gomara-Xauen).

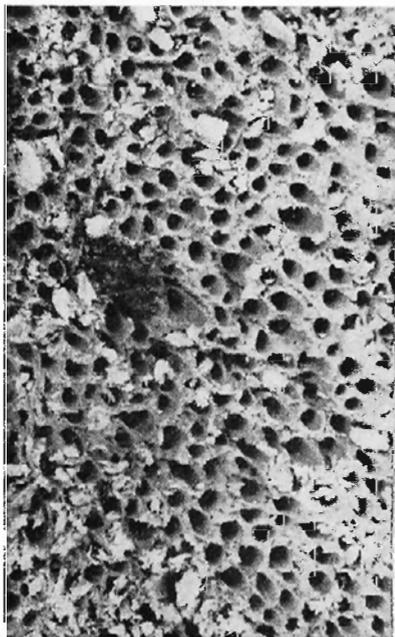


Fig. 2.—Detalle de los poros (8/1).

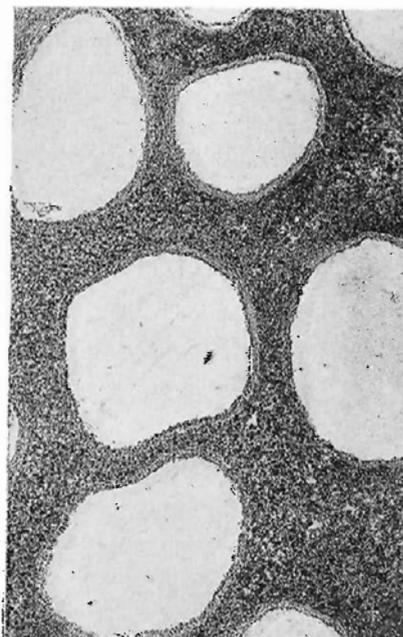


Fig. 3.—Sección transversal de varios tubos (80/1).

(Fot. macro y microfots. L. Aspetta.)

Ungulina officinalis Pat.



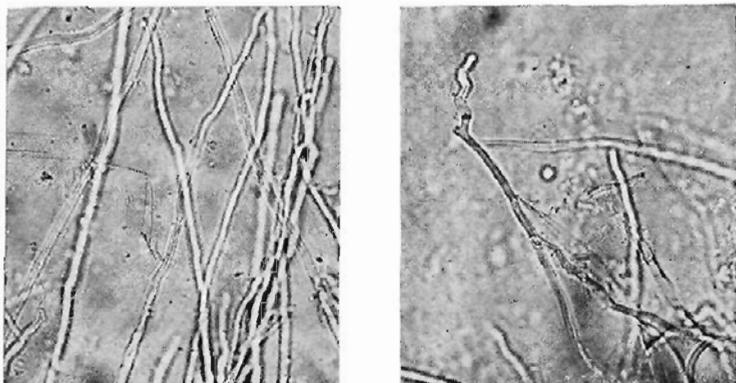
Fig. 1.—Sobre *Larix decidua* Mill. (Según Münch.)



Fig. 2.—Sobre *Larix occidentalis* Nutall. (Según Hubert.)

Ungulina officinalis Pat.

HIFAS DEL TEJIDO DEL BASIDIOCARPO QUE NO SE TIÑEN CON EL AZUL LÁCTICO (*solución de bleu coton C4E en ácido láctico*).



Figs. 1 y 2.—Hifas ordinarias (400/1).

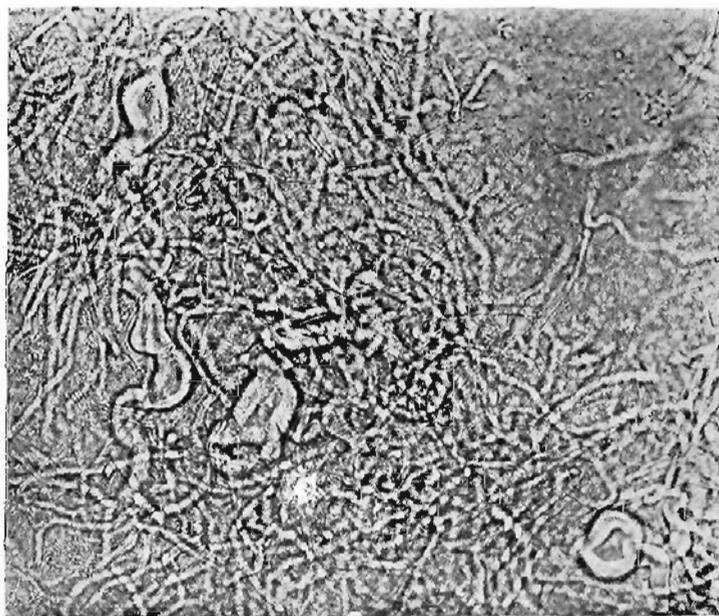


Fig. 3.—Hifas vermiformes (350/1).

(Microfots. L. Azpeitia.)

Ungulina officinalis Pat.

HIFAS FIBRIFORMES (HIFAS RESINÓGENAS DE TUNMANN) QUE NO SE TIÑEN CON EL AZUL LÁCTICO.

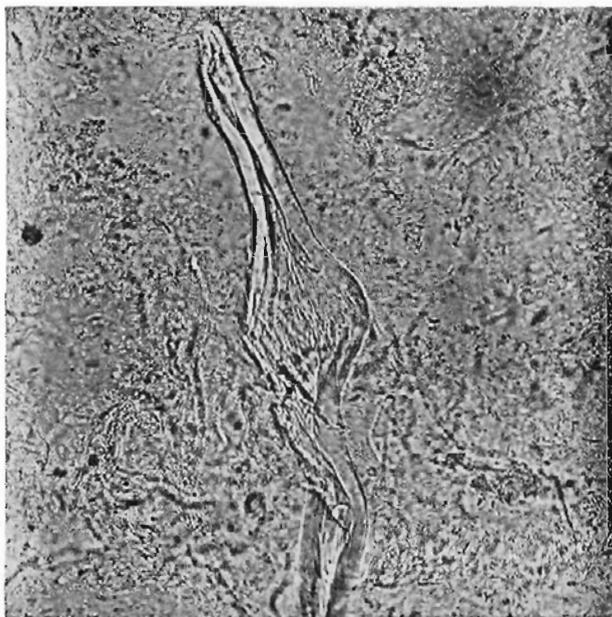


Fig. 1.—Hifa con una dilatación en la que se aprecia la estructura estriada de la membrana (300/1); único caso observado en que parece tener alguna confirmación la teoría de Tunmann sobre la intervención de la membrana secundaria en el proceso de formación de la resina.

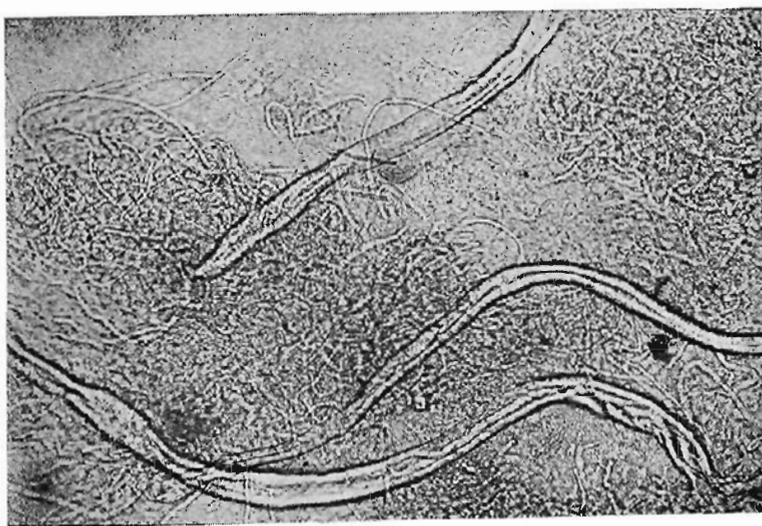


Fig. 2.—Tipos de hifas de gran diámetro y paredes gruesas, que se encuentran con más frecuencia (160/1).

(Microfots. L. Azpettia.)

Ungulina officinalis Pat.

HIFAS MULTIFORMES (HIFAS MUCILAGINOSAS DE TUNMANN) QUE SE TIÑEN INTENSAMENTE
CON EL AZUL LÁCTICO.

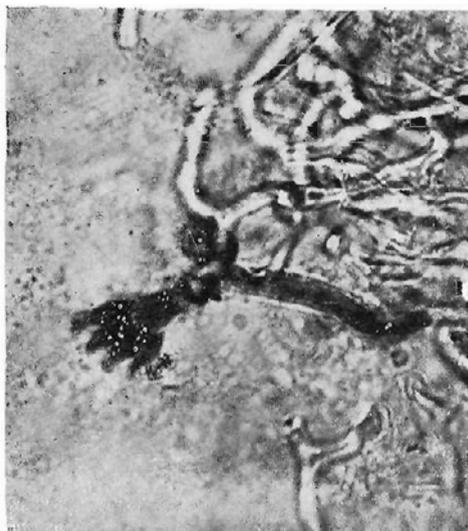


Fig. 1.—Hifa que termina en una expansión digitiforme (900/1).

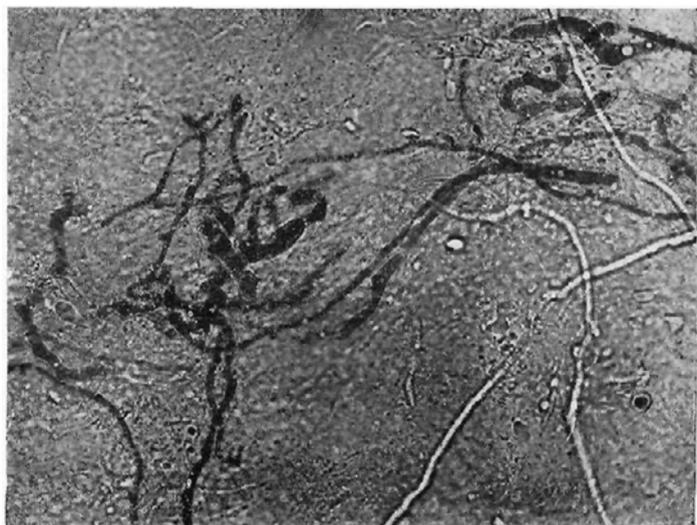


Fig. 2.—Tipos de hifas multiformes (300/1).

(Microfots. L. Aspettia.)

LÁMINA V

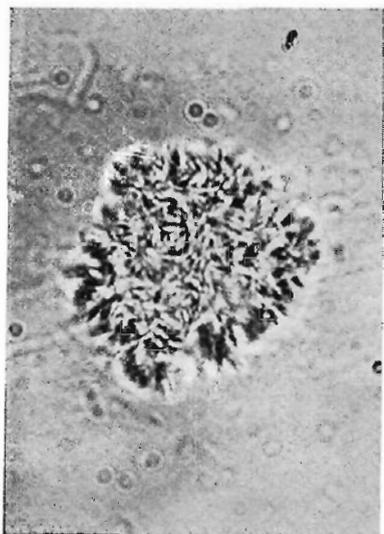
Ungulina officinalis Pat.

Fig. 1.—Drusa estrellada encontrada en la trama propiamente dicha (1.100/1).

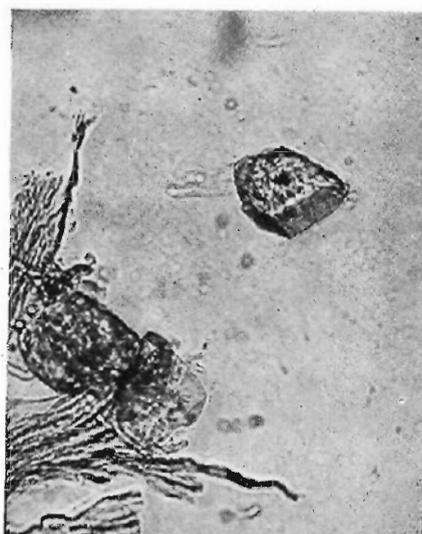


Fig. 2.—Cristales prismáticos observados en las paredes de los tubos (300/1).

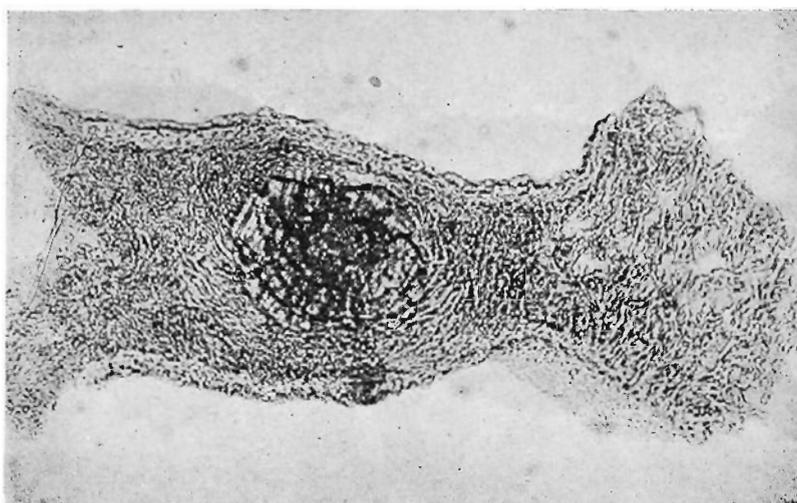
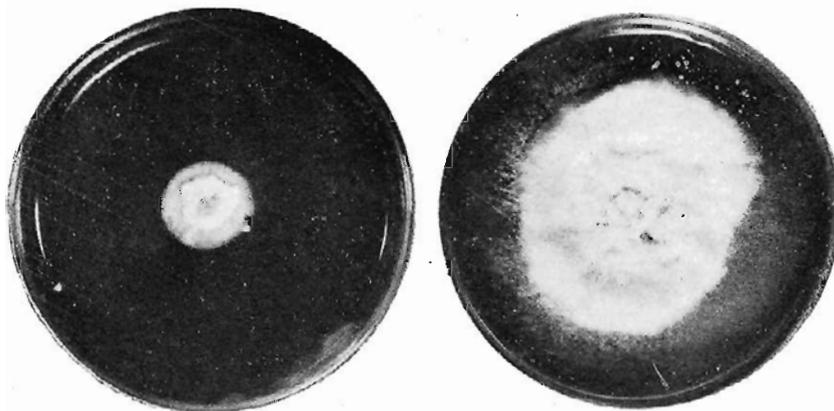


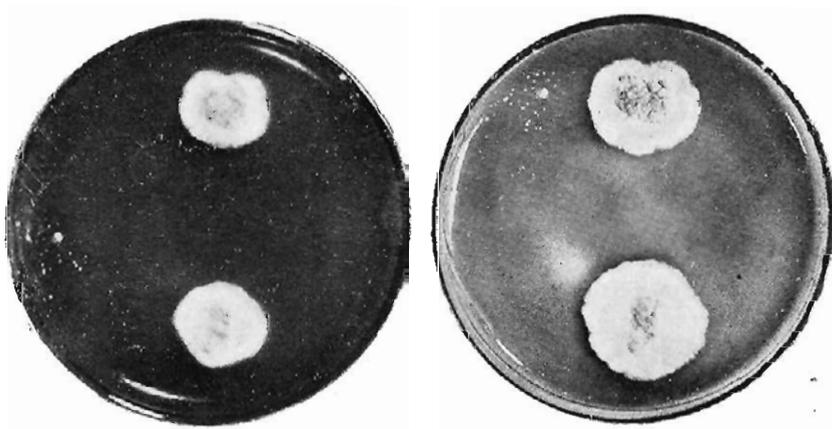
Fig. 3.—Drusa prismática en el tejido de la pared de un tubo (225/1).
(Microfots. L. Aspetta.)

Ungulina officinalis Pat.

A los 12 días.

A los 40 días.

Figs. 1 y 2.—Cultivo directo en agar-patata-glucosado de Fritz (3/5).



A los 14 días.

A los 24 días.

Figs. 3 y 4.—Cultivo directo en agar-extracto de malta de Fritz (3/5).

(Fots. L. Aspettia.)

Ungulina officinalis Pat.

CULTIVO DIRECTO EN AGAR-PATATA-GLUCOSADO DE FRITZ.



Figs. 1 y 2.—Hifas del micelio aéreo en las que se aprecian con claridad las formaciones en hebilla (1.200/1).

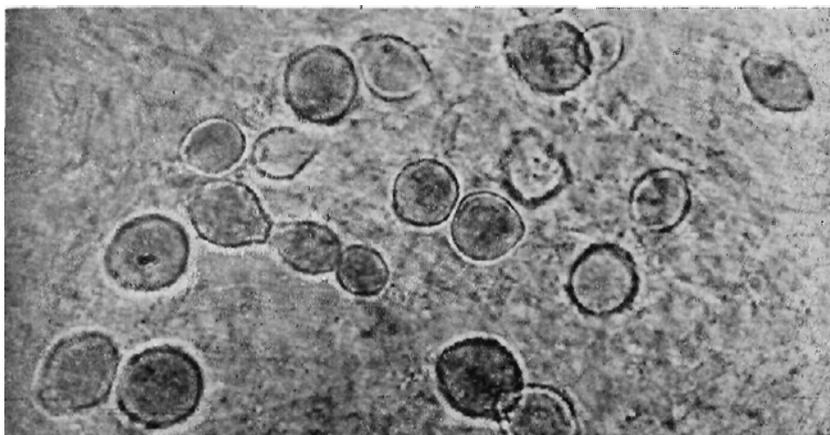
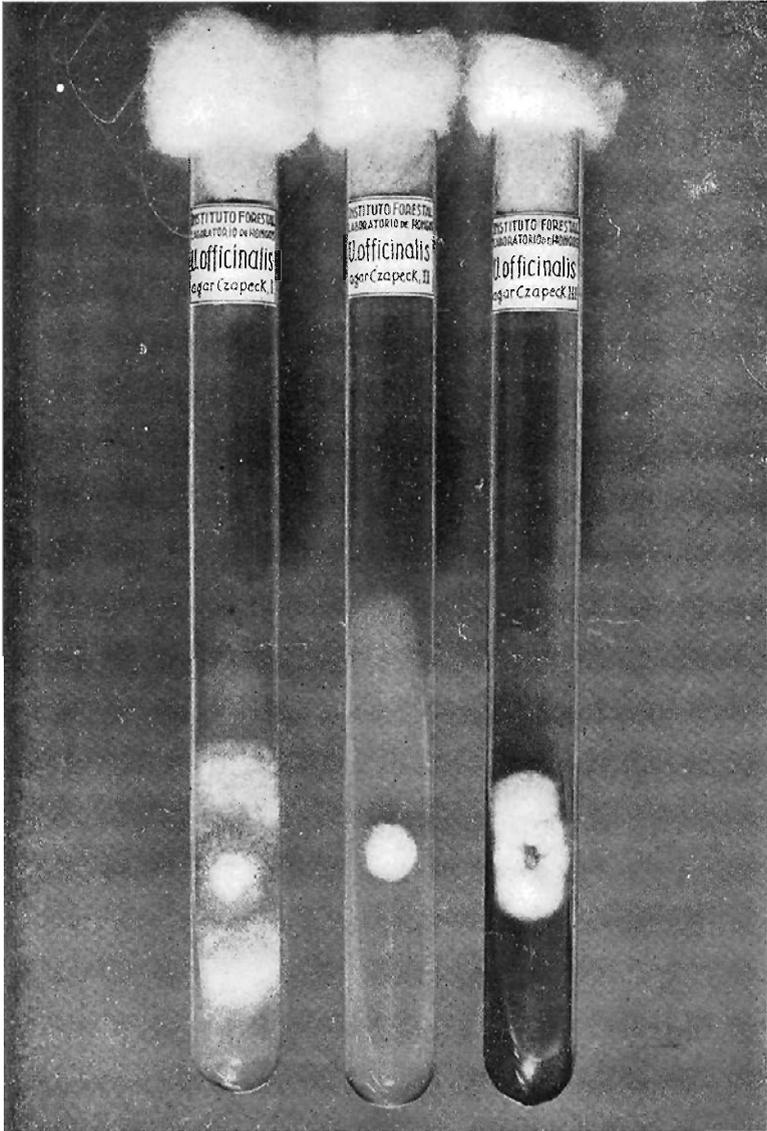


Fig. 3.—Tipos más frecuentes de clamidosporas en el micelio inmerso (800/1).
(Microfots. L. Azpeitia.)

Ungulina officinalis Pat.

Subcultivos en los medios agar-Czapeck I, II y III (a los 30 días).

(Fot. L. Azpettia.)

LÁMINA IX

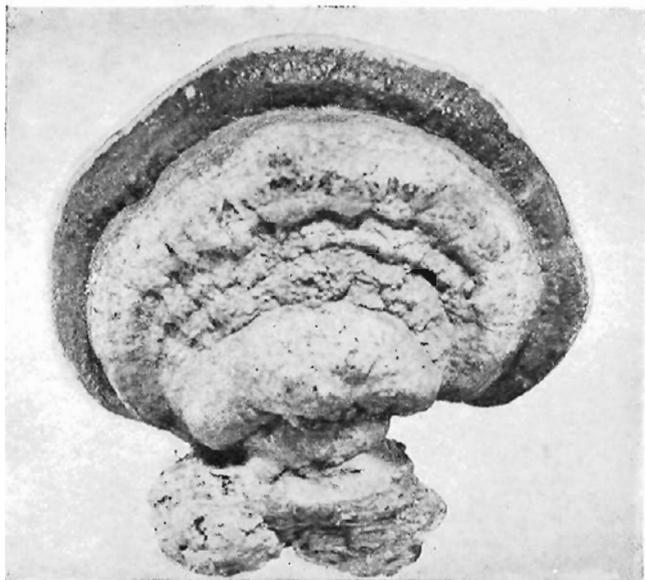
Ungulina marginata Pat.

Fig. 1.—Ejemplar de la *Eusiccata* micológica del Laboratorio de Hongos del Instituto Forestal (1/2).

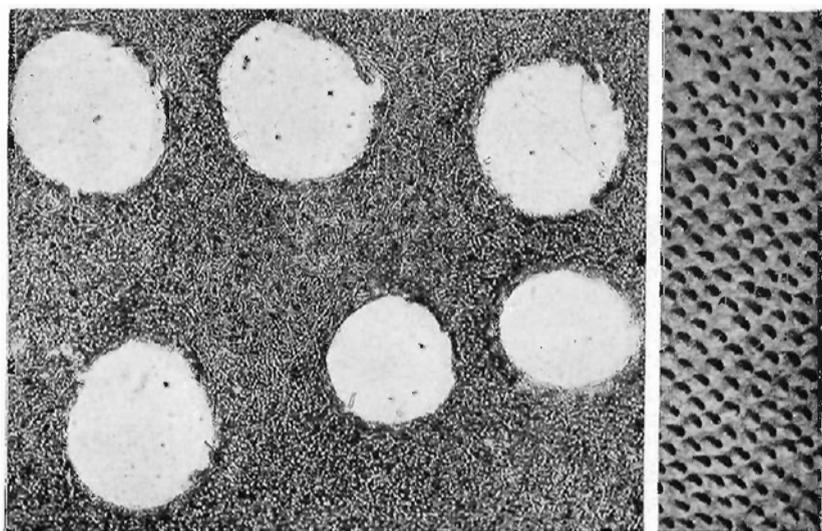


Fig. 3.—Sección transversal de varios tubos (80/1). Fig. 2.—Detalle de los poros (8/1).
(Fot. micro y macrofots, L. Aspettia.)

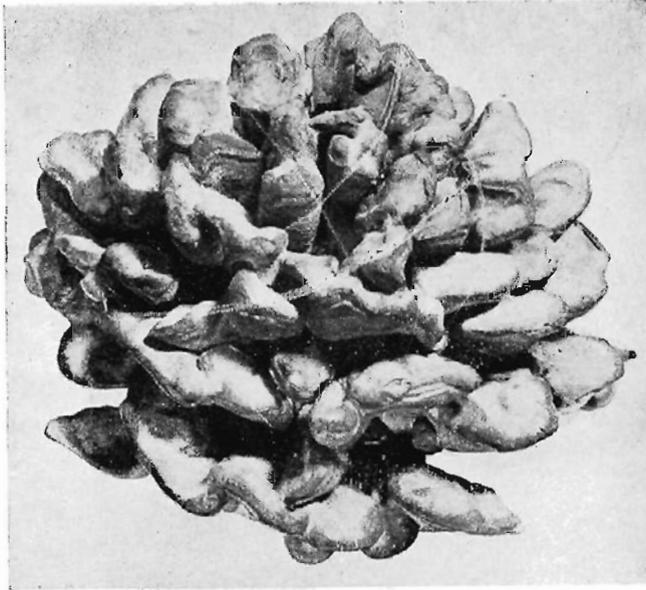
Polyporus sulphureus Fr.

Fig. 1.—Ejemplar de la *Herbaria* micológica del Laboratorio de Hongos del Instituto Forestal (2/5).

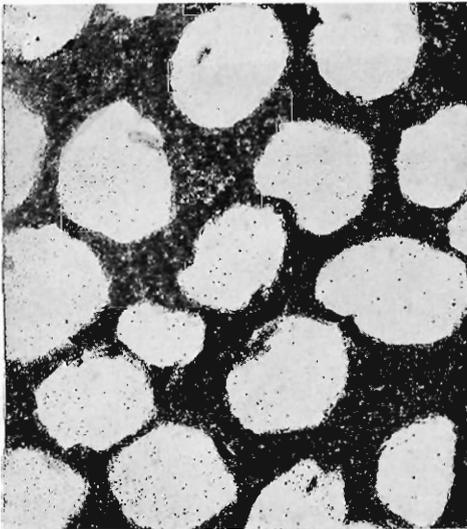


Fig. 3.—Sección transversal de varios tubos
(80/1).

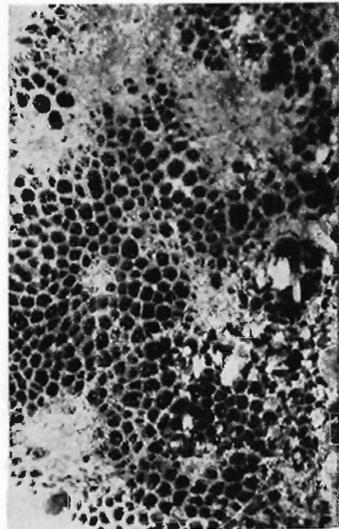


Fig. 2.—Detalle de los poros.

(Fot. macro y microfots. L. Azpeitia.)

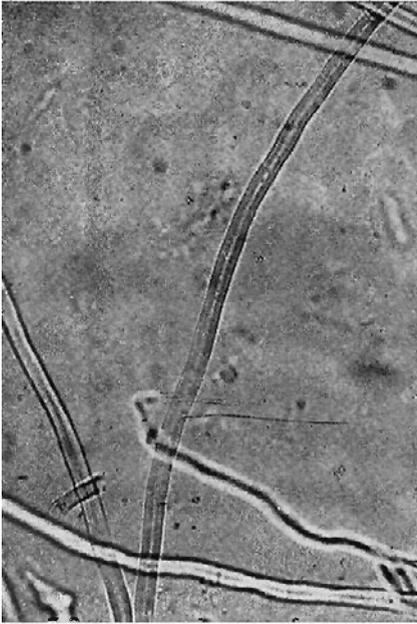
Falsificaciones.

Fig. 1.—Hifas ordinarias de *U. marginata* Pat., que se distinguen especialmente de las *U. officinalis* por su mayor diámetro y por tener las paredes más gruesas.

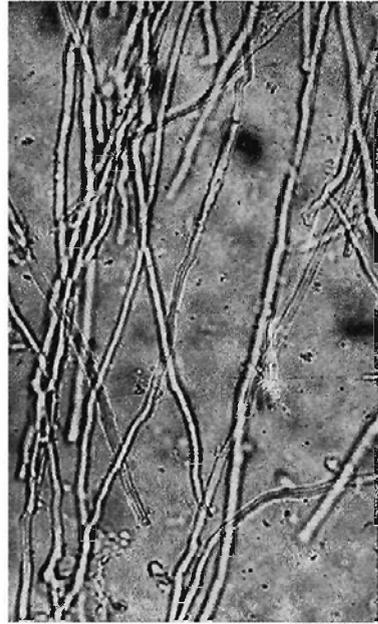


Fig. 2.—Hifas ordinarias (normales) de *Ungulina officinalis* Pat.

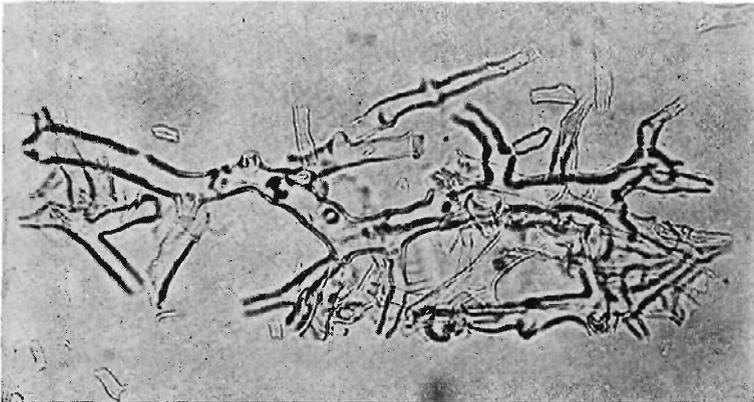


Fig. 3.—Hifas ordinarias de *Polyporus sulphureus* Fr., que se distinguen especialmente de las de *U. officinalis* por ser extraordinariamente ramificadas. (Todas estas microfotografías están hechas con el mismo aumento $\times 400$ y montadas en ácido láctico.)

(Microfots. L. Azpeitia.)