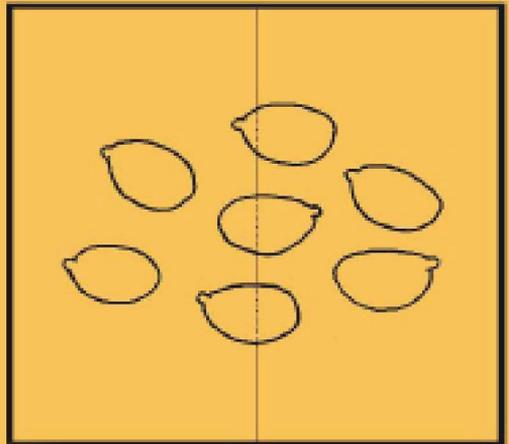
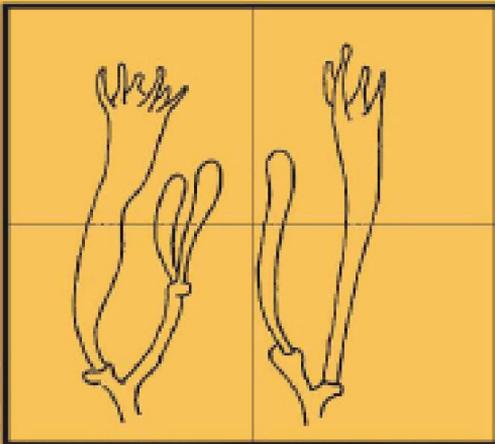
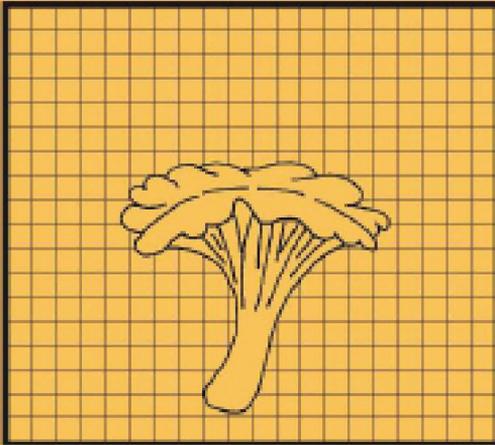


RIVISTA MICOLOGICA ROMANA

Bollettino dell'Associazione Micologica Ecologica Romana

108



Pietro Voto	
Novelties in the family <i>Psathyrellaceae</i>. Part II / Novità nella famiglia delle <i>Psathyrellaceae</i>. Parte II	127
Marco Clericuzio	
The mycological flora of the nature reserve "Bosco Rocconi" (Italy, southern Tuscany): a contribution. 9th part. Addenda et corrigenda / La flora micologica della riserva naturale "Bosco Rocconi" (Italia, Toscana del Sud): un contributo. 9^a parte. Addenda et corrigenda	134
Gian Luigi Rana, Michele Palumbo	
Note sulla coltivazione di una pietra fungaia / Notes on a fungal stone cultivation	148
SPAZIO RUBRICA	
Il genere <i>Xerocomus</i> Quéł. A cura di Giovanni Segneri / The genus <i>Xerocomus</i> Quéł. Curated by Giovanni Segneri	156
Curiosità botaniche	
Villa Lazzaroni	
A cura di Fabio De Stefani / Botanical curiosities	
Villa Lazzaroni	
Curated by Fabio De Stefani	163

RIVISTA MICOLOGICA ROMANA

BOLLETTINO dell'ASSOCIAZIONE MICOLOGICA ECOLOGICA ROMANA - ONLUS

Anno XXXV, n. 108 – settembre-dicembre 2019

Data di effettiva pubblicazione: gennaio 2020

Direttore

Luigi PERRONE

Comitato di lettura

Enrico BIZIO - Eliseo BATTISTIN - Marco CLERICUZIO - Giovanni CONSIGLIO - Marco CONTU - Matteo GELARDI -
Edmondo GRILLI - Tomaso LEZZI - Dario LUNGHINI - Enzo MUSUMECI - Giovanni SEGNERI - Alfredo VIZZINI

Comitato di Redazione

Mario AMADEI - Marco CONTU - Tomaso LEZZI - Luigi PERRONE - Giovanni SEGNERI

Direttore Responsabile

Paolo GUADAGNI

Direzione, Redazione ed Amministrazione, Via Tuscolana 548, 00181 Roma - Tel. e Fax 06-7802490

P. IVA 02120821000 - C.F. 80074620586 • e-mail: amerass1@virgilio.it • <http://www.ameronlus.it>

Autorizzazioni del Tribunale di Roma N. 96 per la versione cartacea e N. 97 per la versione on line del 22.05.2018

Periodico quadrimestrale

Stampa: TMB Stampa, Commercicy - Isola M/24, Viale Alexandre Gustave Eiffel, 100 - 00148 Roma - www.tmbstampa.eu

Il Bollettino è proprietà dell'A.M.E.R. La riproduzione parziale o totale degli articoli pubblicati sarà consentita solo previa autorizzazione. La pubblicazione è inviata gratuitamente ai Soci in regola con la quota associativa.

Quota associativa annuale: **Euro 35,00**

Quota associativa familiare: **Euro 20,00**

Adesione al solo Bollettino: **Euro 30,00** per l'Italia e per l'estero.

Il costo per ogni singolo numero arretrato in pdf è pari a **Euro 10,00**. Il costo complessivo per i tre numeri annuali arretrati riprodotti in un solo volume su supporto cartaceo è pari a **Euro 30** per l'Italia e per l'estero (escluse spese postali).

I versamenti per la quota associativa devono pervenire all'Associazione entro il mese di febbraio di ogni anno e potranno essere effettuati tramite conto corrente postale n. 11984002, intestato all'Associazione Micologica ed Ecologica Romana, Onlus, Via Tuscolana 548, 00181 Roma, specificando la causale del versamento.

Alternativamente per i pagamenti può essere effettuato il seguente bonifico postale, intestato a A.M.E.R. Onlus, Via Tuscolana 548, 00181 Roma, presso:

Banco Posta - Codice IBAN (dall'Italia): IT 45 Z 07601 03200 000 011 984 002 - Codice IBAN (dall'estero): BIC/SWIFT BPPIIRXXX.

Credito Valtellinese - Agenzia 22, Via XX settembre 50/52 Roma - Codice IBAN (per l'Italia): IBAN IT 95 I 05216 03222 000 000 000 340 - Codice IBAN (dall'estero): BIC/SWIFT BPCVIT2S.

I versamenti per l'adesione al solo Bollettino e per il pagamento dei numeri arretrati si effettuano anch'essi tramite il c/c postale o il bonifico postale sopra citato.

ASSOCIAZIONE MICOLOGICA ECOLOGICA ROMANA - A.M.E.R. ONLUS

Presidente

Aldo GURRIERI

Segretario Generale

Gaetano FANELLI

Tesoriere

Dante PASCUCCI

Consiglio Direttivo

Fabio DE STEFANI - Gaetano FANELLI - Giancarlo GHEZZI - Leonardo GIULIANI

Aldo GURRIERI - Attilio LUCIDI - Maria Grazia MAIOTTI - Dante PASCUCCI

Luigi PERRONE - Giovanni SEGNERI - Roberto TREGGIARI

Garante

Angelo SFERRAZZA

Revisore dei Conti

Siria NUCCI

PIETRO VOTO

NOVELTIES IN THE FAMILY *PSATHYRELLACEAE*. PART II

While working out a worldwide key to Genera and species of Family *Psathyrellaceae* (including *Coprinus*, *Montagnea* and *Podaxis*, three coprinoid Genera belonging to *Agaricaceae*), a number of taxa were noticed that presented an improper status. Some species, though duly described, had been published in a period when the generic names *Coprinus* and *Psathyrella* were used in a large sense, and therefore they had to be recombined following the modern systematics; this operation was mostly carried out in Part I of this paper (Voto, 2019). An invalid species needed be correctly published. Some peculiar, adequately described collections were judged to be misidentified to different existing taxa and, because they are recognized as autonomous species instead, they are given a formal description in order to draw attention to them and to stimulate their recognition with more descriptions. REDHEAD *ET AL.* (2001) for the coprinoid taxa and ÖRSTADIUS *ET AL.* (2015) for the psathyrelloid taxa were followed for assigning the generic name to the proposed novelties.

The key is published online in open access in the website of the Associazione Micologica ed Ecologica Romana - A.M.E.R. at the page: www.ameronlus.it/chiavi_micologia.php. The key to the species of the Genus *Psathyrella* is in a file on its own in the same web page and is currently limited to the European taxa only.

TAXONOMIC NOVELTIES

New combinations

Coprinopsis macrocarpa (Atri, A. Kaur & M. Kaur) P. Voto, comb. nov. [MB 833876]

Basionym: *Coprinopsis radiata* var. *macrocarpa* Atri, A. Kaur & M. Kaur, *Mycosphere* 5 (1): 15. 2014.

Lacrymaria boninensis (S. Ito & S. Imai) P. Voto, comb. nov. [MB 833877]

Basionym: *Hypholoma boninense* S. Ito & S. Imai, *Transactions of the Sapporo Natural History Society* 16: 52. 1940.

New taxa for invalid or misidentified descriptions

Coprinellus alvesii P. Voto, sp. nov. [MB 833878]

Typus: Brazil, Pernambuco, Recife, Campus de la UFPE, before the Biblioteca del Centro de Saúde, M. H. Alves, 19.IX.1994, URM 75797.

= *Coprinus subimpatiens* M. Lange & A.H. Sm. sensu ALVES *ET AL.* (1996: 38).

The name is a dedication to the collector.

Pileus 8-20 mm broad, ellipsoid to conical, plicate, pale to dark grey, at the disc yellowish, farinaceous, margin crenulate. *Lamellae* adnexed to adnate, with 1 kind of lamellulae, edge white. *Stipe* 20-45 × 1-1.5 mm, white, glabrous, hollow. *Carpophore* not deliquescing. *Spore print* black.

Spores 9.8-14 × 5.7-7.5 × 5.6-7 μm, on average 12.5 × 6.7 × 5.8 μm, ellipsoid, reddish brown in water, dark grey in KOH, smooth, germ pore slightly eccentric. *Basidia* 4-spored, tetramorphic, hyaline, 16.8-28.0 × 8.4-11.2 μm. *Pleurocystidia* absent. *Cheilocystidia* 58.8-117.6 × 16.8-22.4 μm, hyaline, utriform, thin-walled. *Pileipellis* an epithelium of globose, hyaline, 28-37.5 μm broad cells. *Pileocystidia* 84-112.0 × 11.2-13 μm, cylindraceous, hyaline. *Sclerocystidia* absent. *Clamp connections* present.

Habitat on sawdust.

Notes

This Brazilian collection lacks sclerocystidia, caulocystidia and globose cheilocystidia. The authors use the term '*lageniformes*' for both basidia and cheilocystidia shape, specifying '*conuello muy largo*' for the latter.

Coprinellus neodilectus P. Voto

Distribution: Finland, France, Germany, Luxembourg, Norway, Poland, Scotland, Spain, Turkey.

Notes

C. neodilectus was published, in Part I, to give a valid status to the species so far known in Europe as *Coprinus dilectus* Fr. sensu Jossierand; the material selected for typus is the polish collection described by GIERCZYK ET AL. (2014). The original description by FRIES (1838: 250) is too brief to consent an unambiguous interpretation and, however, it is at least in one point very different: the habitat of burned place ('*Locis adustis umbrosis in fagetis*') is evidently completely different than a wet one. The basionym used by REDHEAD ET AL. (2001) for *Coprinellus dilectus* is *Coprinus dilectus* Fr., therefore their taxon is attached to Fries's description; thus a new name was needed to separate the species growing on wet wood.

Coprinellus subcurtus P. Voto, sp. nov. [MB 833879]

Typus: USA. Hawaii, Hawai'i, Hilo, Prince Kuhio Mall, 29.X.1994, DEH 630, GenBank AY461834.

Other collections. USA. Hawaii: DEH 1083, DEH 2064, DEH 2128A, DEH 2223.

= *Coprinellus curtus* (Kalchbr.) Vilgalys, Hopple & Jac. Johnson sensu KEIRLE ET AL. (2004: 110).

The name refers to the resemblance with *Coprinellus curtus*.

Pileus 1-3 mm broad, 1-2 mm high in primordia, 8-22 mm broad, 4-5 mm high at maturity, ovoid when young becoming convex to hemispherical or campanulate, finally eventually applanate with uplifted margin, strongly plicate, brown to light brown with gray running along ridges, becoming gray to brownish gray or remaining light brown at maturity, veil covering primordia with foxy red to dark reddish brown, amorphous, sugar-like granules persisting throughout development especially near disc; not deliquescing; context 0.1 mm thick, concolorous with surface. Lamellae medium close with 2-3 series of lamellulae, narrowly adnexed to almost free, 1-2 mm broad, white becoming gray or black in age. Stipe 8-27 × 0.5-1.75 mm at maturity, equal to tapering upwards, glabrous, white. Annulus and volva absent. Odour not distinctive.

Spores (7.2-)8-10(-10.5) × (4.8-)5.6-6.8(-7.6) μm, mostly 8.7-9.7 × 5.5-6.4 μm, on average 9.1 ± 0.4 × 6.0 ± 0.4 μm, Q = 1.2-1.8, mostly 1.4-1.6, on average 1.5 ± 0.1, ellipsoid to ovoid in face view, narrowly ellipsoid or phaseoliform in side view, apiculus often not visible, with a distinct central to slightly eccentric, small to somewhat broad germ pore, not truncate, smooth, chestnut brown to black. Basidia 15-22 × 5-10 μm, clavate, 4-spored. Pseudoparaphyses 15-20 × 8-10 μm, clavate. Cheilocystidia 30 × 7-8 μm near the base, extremely rare, lageniform. Pleurocystidia not observed. Pileipellis an epithelium of globose, hyaline, thin-walled, 16-30 μm broad cells arising vertically as a cystoderm layer. Pileocystidia 76-88 × 11-18 μm at bulbous base, neck 4-5.5 μm broad, apex 8.5-13 μm broad and capitate to subcapitate, hyaline, thin-walled, Universal veil made of clusters of golden brown, thick-walled, broadly clavate to pyriform or sphaeropedunculate, 12-20 μm broad cells. Clamp connections absent.

Habitat on woodchip piles or rarely scattered in mud associated with axis deer dung under coastal kiawe [*Prosopis pallida* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Kunth], caespitose.

Notes

These Hawaiian collections are different than the true European *Coprinellus curtus* as the habitat is lignicolous, not coprophilous, and the spores are distinctly smaller. Two sequences in GenBank, KP724994 from South Korea and AB266447 from Japan, have both a 99.35 % ITS identity and should be checked to possibly demonstrate the presence of this taxon in east Asia too.

Coprinopsis arachnoidea P. Voto, sp. nov. [MB 833880]

Typus: USA, Washington State, Seattle, March 1950, F. Van De Bogart, WTU FVDB 2161.
= *Coprinus arachnoideus* Bogart, Mycotaxon 4 (1): 238. 1976 (nom. inval., art. 36.1).

The name recalls the epithet invalidly used by Bogart.

Pileus at first long glandiform, then conic, then campanulate; initially 18 mm high, after expansion 30 mm broad, pale creamy white at first, soon becoming pale grey-tan to pale creamy grey-tan, with small shallow plicate striae when mature, covered at first with a thin wispy fibrillose universal veil that soon breaks up into small scattered irregular patches; flesh thin and membranous. Stipe hollow, slender, nearly equal but with a slight swelling at the base and slightly narrowed towards the apex, 40-65 × 2.2-3.6 mm, white, opaque, glabrous except for a few small bits of loosely interwoven fibrillose tomentum scattered around the stipe base; flesh thin and fragile. Lamellae linear, with some lamellulae, 5 mm high, broadly adnate, crowded, white, then soot black. Autolysis complete. Odor and taste not observed.

Spores 10.6-15 × (6.2-)6.7-9.1 μm, ellipsoid to ovoid with rounded poles, suprahilar depression mostly present, apiculus small, germ pore strongly eccentric, 1.3-1.8 μm in diameter, smooth, deep purple-brown in 3% KOH, black en masse. Basidia 4-spored, dimorphic, short to elongate clavate, 2-35.2 × 11-15 μm, surrounded by 5-7 pseudoparaphyses. Cheilocystidia (sub)globose, obovoid, ellipsoid to subcylindric, 40-100 × 25-40 μm, hyaline, smooth. Pleurocystidia similar, 77-125 × 30-60 μm, pedicellate, hyaline, smooth. No other cystidia present. Pileal surface a cutis of more or less radially oriented hyphae, the surface cells two or three times as long in the radial orientation as in any other direction. Universal veil made up of fibrillose, interwoven, chained, hyaline, thin-walled, partly branched or anastomose, 40-60 × 14-25 μm, usually somewhat inflated and constricted at septa hyphae, terminal cells ellipsoid to clavate. Clamp connections sparse, not distinct.

Habitat terrestrial, on prepared soil mixes in a greenhouse, solitary.

Notes

The above description combines Bogart's diagnosis and the revision by Uljé & Noordeloos (2000).

Coprinopsis ghanensis P. Voto, sp. nov. [MB 833881]

Typus: Ghana, Tafo, 2.VI.1957, Holden GC163.
= *Coprinus fibrillosus* Berk. & Broome sensu PEGLER (1969: 229).

The name refers to the locus typicus, Ghana.

Pileus ovoid-cylindric to slightly umbonate, margin straight, initially 10-30 mm high, after expansion 10-20 mm broad, pale pinkish buff, then avellaneous at the disc, darkening to grey when mature, plicate-striate almost to the disc, soon deliquescent, covered with numerous, dark brown, more or less cylindrical, fugacious, small veil squamules. Lamellae free to adnexed, thin, arcuate, densely crowded, with numerous lamellulae, pale at first, finally fuscous black, deliquescent. Stipe 30-50 × 4-7 mm, equal to slightly tapering upwards, fragile, fistulose, pale pinkish buff, furfuraceous scaly, without annulus. Context thin, pale.

Spores 5.2-7.5 × 3.3-4.8 μm, on average 6.2 × 4.2 μm, ellipsoid, germ pore broad and central, translucently pale fuscous in water, smoky grey in KOH, slightly thickwalled, with none to little refractive contents. Basidia 4-spored, dimorphic, short to elongate clavate, 14-25 × 6.5-7.5 μm, surrounded by numerous pseudoparaphyses 9.5-14 × 7-12 μm. Cheilocystidia not observed. Pleurocystidia few, scattered, 47-85 × 12-33 μm, hyaline, clavate to cylindric, apex obtuse, thin-walled, without visible contents. Pileipellis a 30-50 μm thick cutis of repent, radially arranged, thin-walled, inflated, 3-25 μm broad hyphae. Veil squamules made of loosely arranged tufts of non agglutinated, parallel, unbranched, chained, elongate to cylindric, constricted at septa, 24-120 × 6-21 μm hyphae with smooth, slightly thickened, brown wall and colourless contents, terminal elements often fusiform to lanceolate, occasionally mucronate. Clamp connections present anywhere.

Habitat on rotting trunk.

Notes

The original diagnosis of *Coprinus fibrillosus* is very concise and an accurate systematic positioning is not possible apart from the deduction, based on the veil, that it belongs to *Coprinopsis* [*Coprinopsis fibrillosa* (Berk. & Broome) Redhead, Vilgalys & Moncalvo], although without any possibility of distinction between "*Lanatulii*" and "*Alachuani*". However the pileus in Pegler's collection has '*fugacious squamules*', which is clearly different than the innate covering as described for the Ceylonese material ('*squamis innatis fibrillosis*'), moreover it was collected on rotting trunk, not on the ground.

Coprinopsis hawaiana P. Voto, sp. nov. [MB 833882]

Typus: USA, Hawaii, Manuka National Area Reserve, 27.I.2002, MRK 42.

Other collections. Same location, 16.V.2002, DEH 2284.

= *Coprinopsis extinctoria* (Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo sensu KEIRLE ET AL. (2004: 61).

The name refers to the locus typicus.

Pileus 13-15 mm broad, 9-13 mm high at maturity, conical then convex, splitting at margin, brownish near center to translucent near margins, with whitish veil breaking up into segments, rapidly deliquescing. *Lamellae* close, adnexed, 2 mm broad, becoming black in age. *Stipe* at maturity 22-31 × 2-3 mm, tapering upwards, white. *Annulus* and *volva* absent. *Odor* not distinctive.

Spores 8-10.5 × 4.8-7.2 μm, on average 9-9.1 × 5-5.7 μm, Q 1.4-2, on average 1.7, ellipsoid in all views to somewhat phaseoliform in side view, smooth, dark chestnut brown to nearly black, apiculus visible, germ pore central and truncate. *Pileipellis* a cutis of elongated, repent hyphae. *Veil* of interwoven, regularly branched, diverticulate hyphae, 5-40 × 3-5 μm, sometimes restricted at septa, about 75% thin-walled and hyaline, about 25% thick-walled and incrustated with golden brown pigmentation, walls appearing finely granular. *Clamp* connections rare.

Habitat on fallen logs and branches of *Olopuia* tree (*Nestegis sandwicensis* (A.Gray) O. Deg., I. Deg. & L.A.S. Johnson) in dry *Ohi'a lehua* (*Metrosideros polymorpha* Gaudich.) forest, solitary.

Notes

In describing these two collections by the name of *Coprinopsis extinctoria*, KEIRLE ET AL. (2004) referred to ORTON and WATLING (1979:39, [as *Coprinus extinctorius*]) for reference literature and description. However the European taxon has smooth veil hyphae, which assigns it to "*Lanatulii*", and it is considered by modern mycologists a later synonym of *Coprinopsis mitraespora* (Bohus) L. Nagy, Vágvölgyi and Papp. The Hawaiian material has branched to diverticulate veil hyphae and consequently it belongs to "*Alachuani*". KEIRLE ET AL. (2004) report they could study only mature specimens and could not observe any cystidia, basidia and pseudoparaphyses.

Coprinopsis indicifoetidella P. Voto, sp. nov. [MB 833883]

Typus: India, Punjab, Moga, Jallalabad, 217 m a.s.l., 28.VI.2011, Amandeep Kaur, PUN 4818.

= *Coprinopsis foetidella* (P.D. Orton) Atri, A. Kaur & M. Kaur sensu AMANDEEP ET AL. (2014: 17).

The name refers to the locus typicus, India, and to the resemblance with *Coprinopsis foetidella*.

Pileus up to 14 mm broad and 22 mm high, subglobose to oblong, white when young, brownish gray at maturity, with brown apex, entirely covered with abundant, removable, floccose and powdery veil; margin irregular, splitting, striated; cuticle fully peeling, flesh thin, white, becoming black when handled. *Lamellae* free, unequal, 3-sized, crowded, narrow, ~2 mm high, deliquescent, white at start, finally black. *Spore* print black. *Stipe* central, up to 53 × 3.5 mm, tapering upwards, hollow, white, unchanging, floccose-fibrillose, fibrils loosely appressed and removable. *Taste* not distinctive; *odour* disagreeable.

Spores 8.6-12.9 × (5.0-)-7.2-9.3 μm, Q 1.3, ellipsoidal, thick-walled, smooth, reddish brown, germ pore central. *Basidia* 4-spored, dimorphic, ellipsoid to clavate, 12-30.6 × 8.5-12 μm, surrounded by pseudoparaphyses. *Gill edges* heteromerous. *Cheilocystidia* 42.5-76.5 × 20.4-35.7 μm, clavate to balloon

shaped, thin-walled, weakly granular to hyaline. Pleurocystidia 56-95 × 24-43 µm, inflated clavate, thin-walled, weakly granular to hyaline. Pileipellis a cutis of hyphoid elements. Veil of 35.7-49.3 × 29-46 µm, appressed, subglobose to globose, thin-walled, warty cells, warts nipple shaped and not dissolving in dilute HCl solution. Clamp connections absent throughout.

Habitat on buffalo dung, gregarious.

Notes

In the Indian material spores are distinctly broader than in the true European taxon *C. foetidella*, consequently their quotient is distinctly lower (1.3 versus 1.5-1.7), and the pileus turns to brown tints when mature.

Parasola grgurinoviciae P. Voto, sp. nov. [MB 833884]

Typus: Australia, South Australia, Mt. Lofty, 29.IV.1922, AD 4011.

Other collections. Australia, South Australia, Adelaide, Burnside, 12.V.1923, AD 4017; Australia, South Australia, Mt. Compass, Cleland Gully, 26.IV.1930, AD 4005.

= *Coprinus plicatilis* (Curtis) Fr. sensu GRGURINOVIC (1997: 474).

The name is a dedication to Cheryl A. Grgurinovic.

Pileus up to 22 mm broad, at first nearly cylindrical to conico-cylindrical, then convex, finally plane with revolute margin and nearly flattened or a little depressed disc, sulcate to the disc, matt, centre of disc near Sayal brown, periphery of disc pallid brown, sulcate part near drab, non-deliquestent. Lamellae adnate to a more or less definite collarium, moderately close to moderately distant, narrow, concolorous with pileus, edge white turning black. Stipe up to 63 mm long, slender, shining, sometimes slightly striate, hollow, whitish turning slightly brownish.

Spores 14-17.6 × 9.6-13 µm, on average 16.0 × 10.9 µm, Q 1.5, triangular or subrhomboid in face view, elliptical to amygdaliform in side view, fuscous brown to hazel in 5% KOH, germ pore eccentric. Basidia 4-spored, dimorphic, larger ones clavate with a somewhat pedicellate base, 37.6-51.2 × 11.4-18.4 µm, on average 44.8 × 15.8 µm, sterigmata up to 7.2 µm long, smaller ones obpyriform, 27.2-35.6 × 14.8-16.2 µm, on average 29.9 × 15.4 µm, sterigmata up to 4 µm long. Cheilocystidia and pleurocystidia not seen. Pileipellis an epithelium of clavate cells. Veil absent. Clamp connections present.

Habitat gregarious on the ground, among grass or on bare soil, in April and May.

Notes

Absence of pleurocystidia and much greater dimension of spores markedly separate this Australian material from *P. plicatilis* (Curtis) Redhead, Vilgalys & Hopple (2001). Even considering pleurocystidia were accidentally unnoticed, the above description would be more suggestive of the recent *P. glabra* Hussain, Afshan, Ahmad & Khalid, from Pakistan, than of *P. plicatilis*.

Parasola hawaiiiana P. Voto, sp. nov. [MB 833885]

Typus: USA, Hawaii, Waipio Valley, 5.I.1997, DEH 1403.

Other collections. USA, Hawaii, MacKenzie Park, 31.VIII.2002, DEH 2307.

= *Parasola megasperma* (P.D. Orton) Redhead, Vilgalys & Hopple sensu KEIRLE ET AL. (2004: 116).

The name refers to the locus typicus.

Pileus 5-7 mm broad, 5-9 mm high in primordia, 20-27 mm broad, 2-7 mm high at maturity, ovoid then convex to broadly convex or plano-convex, umbilicate, strongly plicate to disc, reddish brown to dark brown at start, discolouring to brownish gray on margin, not deliquescing. Lamellae subdistant, with lamellulae, 1-3 mm high, free, white becoming black. Stipe 9-16 × 2 mm in primordia, 40-80 × 2-3 mm at maturity, equal, cylindrical, glabrous, white to golden-tan near apex, subbulbous. Annulus and volva absent. Odour not distinctive.

Spores (13.6–)15.2-17.2(-18.6) × (9.6-)11.2-14.4 (-15.2) μm, on average 16.1-16.3 × 12.2-13.8 μm, Q 0.9-1.5, on average 1.2-1.3, submitriform to angular-subglobose or nearly globose in face view, elliptical to slightly amygdaliform in side view, smooth, dark chocolate or chestnut brown to nearly black, apiculus not visible, germ pore central. Basidia 20-30 × 5-14 μm, clavate to narrowly clavate, surrounded by pseudoparaphyses. Cheilocystidia 30-40 × 5-20 μm, ellipsoid to narrowly ellipsoid, pedicellate, thin-walled, hyaline. Pleurocystidia 30-70 × 5-25 μm, similar to cheilocystidia. Pileipellis a hymeniderm. Universal veil absent. Clamp connections not observed.

Habitat in sand and duff under coastal ironwood tree (*Casuarina equisetifolia* L.).

Notes

This material differs from the European taxon in its spores being bidimensional, distinctly more rounded with a much lower quotient and a central germ pore, absence of clamp connections, and the habitat strictly connected to coastal trees on sandy soil.

Parasola lilatinctoides P. Voto, sp. nov. [MB 833886]

Typus: Pakistan, Khyber Pakhtunkhwa Province, Malakand, Qaldara, 430 m a.s.l., 11.VIII.2014, S. Hussain, LAH-SHP-8, GenBank KY461722, KY461725, KY461731.

Other collections. Pakistan: LAH SHP-31, LAH SHP-12, SWAT SHP-35; India: CAL 1668, CAL 1671.

= *P. lilatincta* (Bender & Uljé) Redhead, Vilgalys & Hopple sensu HUSSAIN ET AL. (2018: 57).

The name refers to the morphological likeness with *P. lilatincta*.

Pileus at start 2-5.5 mm broad, 3.5–12 mm high, finally 20-30 mm broad and broadly convex to applanate, smooth, deeply plicate, glabrous, yellow-brown to greyish red brown; disc slightly depressed, orange. Lamellae free but attached to a pseudocollarium, distant to sub crowded ($L < 30$), with lamellulae, black at maturity, edge paler, deliquescing. Stipe 40-112 × 1-4 mm, equal to slightly tapering upwards, smooth, white, fragile, base slightly enlarged. Annulus absent. Odour and taste not distinctive.

Spores (11-)12-16(-16.5) × (10-)12-14 × (6-)8-11(-13.5) μm, on average 14-2-14.5 × 12.5 × 9.0-9.9 μm, Q in face view 1.07-1.25, in the face view rounded triangular to subglobose or pentagonal, sometimes subpapillate, in side view elliptical to oval or amygdaliform, wall up to 2 μm thick, dark brown in KOH, with 2-2.5 μm broad eccentric germ pore. Basidia 4-spored, cylindrical to clavate, 17-22 × 6-9 μm, hyaline, thin-walled, surrounded by 5-8 pseudoparaphyses. Gill edge sterile. Cheilocystidia 25-62 × 21-50 μm, sub globose to subutriform. Pleurocystidia 34-83 × 11-47 μm, cylindrical to utriform, hyaline, thin-walled. Pileipellis a hymeniderm of clavate, rounded at apex, yellow at the base, 23-55 × 9-15 μm cells. Sclerocystidia absent. Yellowish refringent granules present in cheilocystidia at least. Clamp connections present in most of the tissues.

Habitat under herbaceous plants (typus), on road trails, on decaying elephant dung; scattered.

Notes

HUSSAIN ET AL. (2018: 57) and GANGA & MANIMOHAN (2018: 267) describe some peculiar collections, respectively from Pakistan and India, that they both identify as *P. lilatincta*, a species originating from the Netherlands. By the general set of characters, I reckon they have found one and the same taxon but, on the contrary, there are elements of difference against the European species. Spores are larger on average, gills are attached to a pseudocollarium and are less frequent, the habitat is herbicolous to coprophilous, not connected to wood. *P. plicatilis* (Curtis) Redhead, Vilgalys & Hopple shares the angular spore shape but the dimension is smaller, (9.5-)9.8-14.5 × 7-10.5(-11.2) × (5.6-)6.5-8.1(-8.4) μm, and the habitat is not on dung but on lawns and other grassy places.

Parasola plicatilopsis P. Voto, sp. nov. [MB 833887]

Typus: Brazil, Pernambuco, Recife, UFPE Campus, 9.VIII.1994, M. H. Alves, URM 75796.

= *Coprinus plicatilis* (Curtis) Fr. sensu ALVES ET AL. (1996: 38).

The name refers to the resemblance with *Parasola plicatilis*.

Pileus 14 mm broad, 35 mm high, subglobose to convex, membranaceous, umbilicate, plicate-striate, grey, at the disc yellowish brown. Lamellae adnexed, white to grey, finally dark, edge white. Stipe 50-75 × 2 mm, pale brown, shining, fleshy, smooth. Spore print black.

Spores 9.8-14 × 8.4-11.2 × 5.6-8.4 μm, rhomboidal, in side view ellipsoidal, dark reddish brown in water, smooth, thick-walled, germ pore distinct and central. Basidia 4-spored, hyaline, lageniform, surrounded by 4-6 pseudoparaphyses. Pleurocystidia 94.6-106.4 × 12.6-14 μm, utriform. Pileipellis a hymeniderm. Clamp connections present.

Habitat on grass under a Clitoria fairchildiana R.A.Howard tree.

Notes

In this material the germ pore is expressly described as central, both in the description and in the key, moreover pleurocystidia are distinctly slenderer than in the true *P. plicatilis*. The authors use the term 'lageniformes' for both basidia and pleurocystidia shape.

Indirizzo dell'Autore

PIETRO VOTO

Via Garibaldi, 173, 45010 Villadose (RO).

E-mail: pietrovoto@libero.it

Acknowledgements

Special thanks to Francesco Bellù, Gabriele Cacialli, Massimo Candusso and Renato Tizzoni for the literature procured, to The Associazione Micologica ed Ecologica Romana - A.M.E.R. for hosting the key in its website.

Literature

- ALVES M.H. & DE Q. CAVALCANTI M.A. – 1996: *Coprinaceae en el Campus de la Universidad Federal de Pernambuco*. Boletín Micológico 11(1-2): 33-40.
- AMANDEEP K., ATRI N.S. & MUNRUCHI K. – 2014: *Taxonomic study on coprophilous species of Coprinopsis (Psathyrellaceae, Agaricales) from Punjab, India*. Mycosphere 5(1), 1-25, DOI: 10.5943/mycosphere/5/1/1.
- GANGA K.G.G. & MANIMOHAN P. – 2018: *A new species and a new record of Parasola from Kerala State, India*. Phytotaxa 369(4): 260-268. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.369.4.3>.
- GIERCZYK B., KUJAWA A. & SZCZEPKOWSKI A. – 2014: *New to Poland species of the broadly defined genus Coprinus (Basidiomycota, Agaricomycotina)*. Acta Mycologica 49(2): 159-188. DOI: 10.5586/am.2014.020.
- GRGURINOVIC C.A. – 1997: *Larger Fungi of South Australia*: 1-725.
- HUSSAIN S., AHMAD H., ULLAH S., AFSHAN N., PFISTER D.H., SHER H., ALI H. & KHALID A.N. – 2018: *The genus Parasola in Pakistan with the description of two new species*. MycoKeys 30: 41-60. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.30.21430>.
- KEIRLE M.R., HEMMES D.E. & DESJARDIN D.E. – 2004: *Agaricales of the Hawaiian Islands. 8. Agaricaceae: Coprinus and Podaxis; Psathyrellaceae: Coprinopsis, Coprinellus and Parasola*. Fungal Diversity 15: 33-124.
- NAGY L.G., VÁGVÖLGYI C. & PAPP T. – 2010: *Type studies and nomenclatural revisions in Parasola (Psathyrellaceae) and related taxa*. Mycotaxon 112: 103-141.
- ÖRSTADIUS L., RYBERG M. & LARSSON E. – 2015: *Molecular phylogenetics and taxonomy in Psathyrellaceae (Agaricales) with focus on psathyrelloid species: introduction of three new genera and 18 new species*. Mycological Progress 14(5).
- PEGLER D.N. – 1969: *Studies on African Agaricales: II*. Kew Bulletin 23(2): 219-249.
- REDHEAD S.A., VILGALYS R., MONCALVO J.-M. ET AL. – 2001: *Coprinus Pers. and the disposition of Coprinus species sensu lato*. Taxon 50: 203-241.
- ULJÉ C.B. & NOORDELOOS M.E. – 2000: *Type studies in Coprinus subsection Lanatuli*. Persoonia 17(3): 339-375.
- VOTO P. – 2019: *Novelties in the family Psathyrellaceae. Part I*. Rivista Micologica Romana, Boll. Amer. 107(2): 94-95.

MARCO CLERICUZIO

THE MYCOLOGICAL FLORA OF THE NATURE RESERVE "BOSCO ROCCONI"
(ITALY, SOUTHERN TUSCANY):

A CONTRIBUTION. 9TH PART. ADDENDA ET CORRIGENDA

Abstract

Here we report the list of species from Bosco Rocconi, collected and identified in the last few years. In addition, some taxonomic corrections are also reported for previously published taxa. Among the most interesting species, *Tephroderma fuscopallens*, a newly described tricholomatoid species, so far reported only from France and Turkey, was found in the reserve. A total of 465 species of Agaricomycetes was collected in the reserve.

Riassunto

Negli ultimi cinque anni, ulteriori indagini ci hanno consentito di reperire varie nuove specie a "Bosco Rocconi" (GR). Inoltre è presentata una serie di correzioni delle determinazioni riportate negli articoli precedenti. Tra le specie più interessanti, abbiamo il ritrovamento di *Tephroderma fuscopallens*, una specie del clade tricolomatoide nuova per l'Italia, finora trovata solo in Francia e in Turchia. Il totale delle specie determinate sale così a 465 taxa.

8th part: (CLERICUZIO, 2019).

CORRIGENDA

1. *Cantharellus cibarius* Fr. becomes *Cantharellus pallens* Pilát (= *C. subpruinus* Eyssart. & Buyck)

Common and widespread *C. cibarius* turned out to be a collective species (EYSSARTIER & BUYCK, 2000). The binomial *C. cibarius* should be maintained only for a species growing in boreal habitats, as montane *Fagus* or *Picea* forests.

62. *Hohenbuehelia auriscalpium* (Maire) Singer

This entry should be deleted: our finding at Rocconi was very likely only a form of the more common *H. geogenia* (DC.) Singer [number 63, present name: *Hohenbuehelia petaloides* (Bull.) Schulz.].

113. *Hemimycena delectabilis* (Peck) Singer becomes *Hemimycena crispata* (Kühner) Singer

A successive finding of true *H. delectabilis* in a different site of the province (Follonica, Poggio tre cancelli), has convinced us that this determination was incorrect. N. 113 corresponds to *H. crispata*, a not rare species in Central Italy.

154. *Pseudoclitocybe obbata* (Fr.) Singer becomes *Pseudoclitocybe cyathiformis* (Bull.) Singer

Molecular studies have demonstrated that this collection belongs to more common *P. cyathiformis* (VIZZINI ET AL., 2011). *P. obbata* was found by ourselves in another site of the Grosseto province (Scansano).

171. *Tricholoma ustale* (Fr.) P. Kumm.

This species should be deleted from the list: the Rocconi findings must all be assigned to *Tricholoma quercetorum* Contu (n. 165).

206. *Agaricus stramineus* Schäff. & Möller becomes *Agaricus crocodilinus* Murrill

Spanish mycologist PARRA SÁNCHEZ (2013) definitely demonstrated that *A. stramineus* is only a form of *A. urinasces* (Schäff. & Möller) Singer (present name: *A. crocodilinus*).

269. *Hebeloma collarium* Bruchet becomes *Hebeloma dunense* Corb. & Heim

After the monumental work by BEKER ET AL. (2016), a great clarity could be achieved for the European species of this difficult genus. In particular, *H. dunense* is the correct name for both *H. collarium* and *H. subcaespitosum* Bon.

274. *Hebeloma* cfr. *perpallidum* Moser becomes *Hebeloma eburneum* Malençon

H. eburneum is the correct name for *H. perpallidum* (BEKER ET AL., 2016).

328. *Cortinarius platypus* M.M. Moser (M.M. Moser) becomes *Cortinarius lilacinovelatus* Reumaux & Ramm

The Rocconi specimens were assigned to *C. lilacinovelatus*, after a more thorough study. In addition, the morphological identity of the taxon *C. platypus* has gone through a marked change, after recent molecular studies (LIIMATAINEN ET AL., 2014).

313. *Cortinarius basiroseus* Pears. ex Orton becomes *Cortinarius griseovioleipes* Moënné-Loec. & Reumaux

A color photo and description appeared on *Cortinarius ibero-insulares* (GRUPO IBERO-INSULAR DE CORTINARIOLOGOS, 2007) has convinced us to accept this binomial for the Rocconi finding, also owing to the similar thermophilous habitat.

350. *Cortinarius subattenuatus* Carteret & Eyssart. becomes *Cortinarius geraniolens* Bidaud.

ADDENDA

Cantharellales, Cantharellaceae

416. *Pseudocraterellus sinuosus* (Fr.) Corner [= *P. undulatus* (Pers.) Rauschert]

Frequency: uncommon

Distribution: T

Clavulinaceae

417. *Clavulina rugosa* (Bull.) J. Schröt.

Frequency: 1 collection

Distribution: T

Hymenochaetales, Hymenochetaceae

418. *Hymenochaete rubiginosa* (Dicks.) Lév.

Frequency: occasional

Distribution: T

Schizoporaceae

419. *Schizopora paradoxa* (Schrad.) Donk

Frequency: fairly frequent

Distribution: T

420. *Lagarobasidium detriticum* (Bourdot) Jülich

Frequency: 1 collection (Querciolaie)

Distribution: T

421. *Xylodon pruni* (Lasch) Hjortstam & Ryvarden

Frequency: uncommon

Distribution: T

Polyporales, Polyporaceae

422. *Perenniporia ochroleuca* (Berk.) Ryvarden

Frequency: occasional

Distribution: T-M

423. *Skeletocutis percandida* (Malençon & Bertault) Jean Keller

Frequency: rare

Distribution: T-M

Phanerochetaceae

424. *Porostereum spadiceum* (Pers.) Hjortstam & Ryvarden

Frequency: 1 collection (Querciolaie)

Distribution: T

Meruliaceae

425. *Steccherinum ochraceum* (Pers.) Gray

Frequency: fairly frequent

Distribution: T

Boletales, Boletaceae

426. *Rubroboletus lupinus* (Fr.) Costanzo, Gelardi, Simonini & Vizzini (= *Boletus lupinus* Fr.)

Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)

Distribution: M

Suillaceae

427. *Suillus collinitus* (Fr.) Kuntze

Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)

Distribution: M

Agaricales, Hygrophoraceae

428. *Hygrocybe subglobispora* (P.D. Orton) Moser

Frequency: 1 collection

Distribution: T

429. *Hygrophorus lindtneri* Moser (incl.: *H. carpini* Gröger; *H. unicolor* Gröger)

Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)

Distribution: T

Pterulaceae

430. *Radulomyces molaris* (Chaillet) M.P. Christ.

Frequency: occasional

Distribution: T

Stephanosporaceae

431. *Cristinia helvetica* (Pers.) Parmasto

Frequency: 1 collection (Querciolaie)

Distribution: T

Notes: An uncommon, interesting corticioid species, characterized by the grandinoid basidiome, and the rounded, cyanophilic spores. The present determination was confirmed by analysis of the ITS sequences (Alvalab, Spain).

Marasmiaceae s.l.

432. *Hydropus atramentosus* (Kalchbr.) Kotl. & Pouzar

Frequency: 1 collection

Distribution: T

Tricholomataceae s.l.

433. *Arrhenia rickenii* (Bres.) J.D. Arnold

Frequency: rare (Querciolaie)

Distribution: T-M

Notes: a rare and interesting species, little known to the mycological community.

434. *Omphalina pyxidata* (Bull.) Quél.

Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)

Distribution: T

435. *Collybia cookei* (Bres.) J.D. Arnold

Frequency: uncommon

Distribution: T

436. *Hemimycena rickenii* (A.H. Sm.) Singer

Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)

Distribution: T

437. *Mycena metata* (Secr. ex Fr.) P. Kumm.

Frequency: occasional

Distribution: T

Notes: In the 3rd part (CLERICUZIO, 2011), we wrote that this species was probably present in the reserve, but it was uneasy to tell apart, within the intricate group of *M. filopes* (Pers.) Singer. New findings have allowed us to recognize its presence with safety.

438. *Tephroderma fuscopallens* Musumeci & Contu

Frequency: 1 collection (Querciolaie)

Distribution: T

Description of our finding

Cap 1.5-2.5 cm, plane convex, strongly umbilicate, not striated for transparency when wet. Color dark sepia-brown, darker at centre, on drying fading to grey-brown.

Gills spaced, partly interwoven, strongly decurrent. Color light grey.

Stem 3-5 × 0.3-0.6 cm, cylindrical, slightly enlarged at the base; often compressed, concolorous with cap, brownish; covered by a white pruina, and with cottony mycelium residues at the base.

Flesh thin, ochraceous, smell weak, slightly herbaceous, taste mild.

Spores elliptical to sub-cylindrical, smooth, inamyloid, 5-7.5 × 3.2-4.5 μm, Q = 1.35-1.65.

Lamellar edge with scattered to abundant marginal hairs, claviform to sublageniform, thin-walled, of the same size of unripen basidia.

Cuticle a cutis of smooth hyphae, typically 3-5 μm wide, becoming broader in deeper layers. Pigment mainly membranaceous, sometimes slightly encrusting. Clamps present at most septa.

Habitat on a rotting *Quercus* trunk, at Querciolaie, 10/16/2016.

A species described a few years ago by MUSUMECI & CONTU (2014), following a collection from Northern France (Alsace). Successively, it has been reported from the Black Sea coast of Turkey (SESLI & TOPCU SESLI, 2016). The present finding from Rocconi is the first one from Italy. The habitat of our collection is noteworthy, as it was lignicolous, directly on a large oak trunk. The French original finding was in a broad-leaved wood (*Quercus* sp., *Carpinus* sp., *Fagus* sp.), and that from Turkey in a conifer wood (*Pinus* sp.), but in both cases the mushrooms were growing on the ground. The determination of our samples was possible thanks to the analysis of the ITS sequence, performed at Alvalab (Spain).

I agree with Musumeci and Contu in that *T. fuscopallens* might correspond to *Gerronema umbilicatum* (Fr.) Singer, in one of its many interpretations [not *Clitocybe umbilicata* (Schaeff.) P. Kumm. = *C. subspadicea* (J.E. Lange.) Bon & Chevassut]. The recent phylogenetic study of the tricholomatoid clade (= suborder *Tricholomatineae* Aime, Dentinger & Gaya) by ALVARADO ET AL. (2018), places genus *Tephroderma* in a (sub)-clade positioned close to *Lyophyllaceae*, but outside the family core: the exact position of this clade, comprising also *Clitolyophyllum* and *Leucocybe*, is still to be found.

439. *Tephrocycbe rancida* (Fr.) Donk

Frequency: 1 collection

Distribution: T

Entolomataceae

440. *Entoloma dichroum* (Pers.) P. Kumm.
Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)
Distribution: T

441. *Entoloma hirtum* (Velen.) Noordel.
Frequency: rare
Distribution: T

442. *Entoloma sericeoides* (J.E. Lange) Noordel.
Frequency: uncommon (Rocchette di Fazio)
Distribution: T

443. *Entoloma sericellum* (Fr.) P. Kumm.
Frequency: rather rare
Distribution: T

444. *Rhodocybe melleopallens* P.D. Orton
Frequency: 1 collection
Distribution: T

Amanitaceae

445. *Amanita battarrae* (Boud.) Bon
Frequency: uncommon
Distribution: T-M

446. *Limacella glioderma* (Fr.) Maire
Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)
Distribution: T

Pluteaceae

447. *Volvariella murinella* (Quél.) M.M. Moser ex Dennis, P.D. Orton & Hora
Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)
Distribution: T

Agaricaceae

448. *Lepiota pseudohelveola* Kühner ex Hora
Frequency: rather rare
Distribution: T

449. *Macrolepiota subsquarrosa* (Locq.) Bon
Frequency: 1 collection
Distribution: T

Notes: A rather rare species, characterized, among the others, by its almost flattened cap, without any umbo, and by the pale colors. Unfortunately, the sole ITS marker is little informative in *Macrolepiota*.

450. *Tulostoma brumale* Pers.
Frequency: occasional
Distribution: T

Psathyrellaceae

451. *Coprinellus domesticus* (Bolton) Vilgalys, Hopple & Johnson
Frequency: 1 collection (Querciolaie)
Distribution: T

452. *Psathyrella dicrani* (A.E. Jansen) Kits van Wav.
Frequency: 1 collection
Distribution: T

Strophariaceae

453. *Pholiota lucifera* (Lasch.) Quél.

Frequency: 1 collection Rocchette di Fazio (River Albegna)

Distribution: T

Hymenogastraceae

454. *Gymnopilus decipiens* (Sacc.) P.D. Orton

Frequency: 1 collection

Distribution: T

Notes: An interesting and rather rare species, of which we have two more collections in the Grosseto province. Compared to the other two findings, the one from Rocconi was remarkable for the tiny size of the basidiomes (cap up to 1 cm), and the less bright colours. On the other hand, the microscopic traits were typical, in particular as concerns the cheilocystidia shape, which were strongly capitate in a significant number. In all three collections from Tuscany, the mushrooms were growing associated to *Erica arborea* L., on woody debris or sometimes apparently on the ground, but probably on buried wood instead.

Crepidotaceae

455. *Flammulaster muricatus* (Fr.) Watling

Frequency: 1 collection (Rocchette di Fazio)

Distribution: T

456. *Flammulaster subincarnatus* (Joss. & Kühner) Watling

Frequency: occasional

Distribution: T

457. *Inocybe agardhii* (N. Lund) P.D. Orton

Frequency: 1 collection Rocchette di Fazio (River Albegna)

Distribution: T

Notes: one of the few truly hygrophilous taxa of the reserve, associated with *Populus* sp. and *Salix* sp., found on the banks of the Albegna river. It was collected in the same place as *Hebeloma dunense* L. Corb. & R. Heim and *Pholiota lucifera* (Lasch) Quél.

Cortinariaceae

458. *Cortinarius majusculus* Kühner (= *C. alcalinophilus* Rob. Henry.)

Frequency: rather rare

Distribution: T

Notes: we prefer to use Kühner's binomial instead of *C. alcalinophilus*, as employed by the Scandinavian school. In fact, Henry's description refers to a species provided with much larger spores.

459. *Cortinarius flavoaurantians* Boccardo, Cleric. & Vizzini

Frequency: 1 collection Rocchette di Fazio

Distribution: T-M

Notes: The occurrence of this species at Rocconi has already been reported by ourselves (CLERICUZIO, 2017). In these last few years, at least two more growing sites have been found by ourselves in the Grosseto province. In addition, F. Boccardo found it in several more places in Liguria. This means that *C. flavoaurantians* is definitely not rare in Italy, as far as the right habitat is provided (thermophilous oaks).

460. *Cortinarius molochinus* Bidaud & Ramm

Frequency: rare (Rocchette di Fazio)

Distribution: M



Fig. 1. *Tephroderma fuscopallens*. Basidiomes.

Photo by Marco Clericuzio

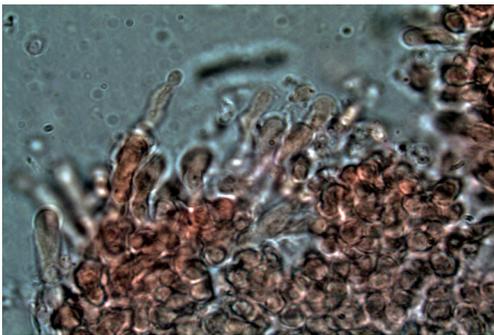


Fig. 2. *T. fuscopallens*. Marginal hairs of our collection.

Photo by Marco Clericuzio

461. *Cortinarius ochraceopallescens* Moënne-Locc. & Reumaux

Frequency: uncommon

Distribution: T

462. *Cortinarius sublilacinopes* Bidaud, Moënne-Locc. & Reumaux

Frequency: 1 collection Rocchette di Fazio

Distribution: T

463. *Cortinarius assiduus* Mahiques, Ortega & Bidaud

Frequency: 1 collection (Querciolaie)

Distribution: M

464. *Cortinarius cinereobrunneolus* Chevassut & Henry

Frequency: 1 collection (Querciolaie)

Distribution: T

465. *Cortinarius (Telamonia) sp. sect. Bovini?*

Frequency: 1 collection

Distribution: ?

Notes: This collection belongs to non-hygrophanous *Telamonia*, and in particular to the group of the reddish-brown ones (*Biveli-Bulbosi*, *Subferruginei*, etc.). We could obtain the ITS sequences of this sample, and preliminary phylogenetic analysis places it near sect. *Bovini*.

As concluding remark of genus *Cortinarius*, we could confirm the identity of *Cortinarius chailluzi* Frøslev & T.S. Jeppesen (n. 322), by analysis of the ITS sequences. This is probably the first report of this rare species in Italy.

Russulales, Stereaceae

466. *Aleurodiscus disciformis* (DC.) Pat.

Frequency: 1 collection

Distribution: T-M

Notes: This species is not rare in thermophilous oak woods, where it grows preferentially on old trees, sometimes on dead ones. Anyway, it is easily overlooked, as it often grows high on the tree.



Fig. 3. *Aleurodiscus disciformis*. Specimens of the Rocconi collection. This fungus belongs to order *Russulales*, family *Stereaceae*.
Photo by Marco Clericuzio



Fig. 4a. *A. disciformis*. The characteristic large, broadly ellipsoid, ornamented spore. Photo by Marco Clericuzio



Fig. 4b. *A. disciformis*. A pluri-strangled gloeocystidium. Photo by Marco Clericuzio

FINAL LIST

Here is the final list. A capital **P** letter is added at the end of those species which are considered rare or localized. For these taxa, we propose protection, at least after inclusion in the regional red list (TRL, Tuscany red list of fungi).

CANTHARELLALES

Cantharellaceae

- Cantharellus cinereus* (Pers.) Fr.
Cantharellus ferruginascens P.D. Orton
Cantharellus pallens Pilát
Craterellus cornucopioides Pers.
Pseudocraterellus sinuosus (Fr.) Corner

Clavulinaceae

- Clavulina coralloides* (L.) Schröt.
[= *C. cristata* (Fr.) Schröt.]
Clavulina rugosa (Bull.) Schröt.

Hydnaceae

- Hydnum rufescens* Fr.

GOMPHALES

Clavariadelphaceae

- Clavariadelphus pistillaris* (Fr.) Donk

Gomphaceae

- Ramaria flava* (Schff.) Quél.
Ramaria formosa (Fr.) Quél.
Ramaria fumigata (Peck) Corner **P**

Phallaceae

- Clathrus ruber* P. Micheli ex Pers.
Mutinus caninus (Huds.) Fr.
Phallus impudicus L.

HYMENOCHAETALES

Hymenochaetaceae

- Phellinus torulosus* (Pers.) Bourdot & Galzin
Hymenochaete rubiginosa (Dicks.) Lév.

Schizoporaceae

- Schizopora paradoxa* (Schrad.) Donk
Lagarobasidium detriticum (Bourdot) Jülich
Xylodon pruni (Lasch) Hjortstam & Ryvarden

Repetobasidiaceae

- Rickenella fibula* (Bull.) Raith.

THELEPHORALES

Bankeraceae

- Hydnellum conrescens* (Pers. ex Schw.) Bank.

POLYPORALES

Fomitopsidaceae

- Daedalea quercina* (L.) Pers.

Polyporaceae

- Dichomitus campestris* (Quél.) Domański & Orlicz
Hapalopilus rutilans (Pers.) Murrill
Perenniporia ochroleuca (Berk.) Ryvarden
Polyporus arcularius (Batsch) Fr.
Polyporus ciliatus Fr.
Polyporus tuberaster (Jacq. ex Pers.) Fr.
Trametes versicolor (L.) Pilát

Meruliaceae

- Abortiporus biennis* (Bull.) Singer
Byssomerulius corium (Pers.) Parmasto
[= *Meruliopsis corium* (Pers.) Ginns]
Gloeoporus dichrous (Fr.) Bres.
Steccherinum ochraceum (Pers.) Gray
Ganodermataceae
Ganoderma applanatum (Pers.) Pat.
Ganoderma lucidum (Fr.) Karst.
Phanerochaetaceae
Porostereum spadiceum (Pers.) Hjortstam & Ryvarden

RUSSULALES

Russulaceae

- Lactarius acerrimus* Britzel.
Lactarius azonites (Bull.) Fr.
Lactarius chrysorrheus Fr.
Lactarius decipiens Quél.
Lactarius fulvissimus Romagn.
Lactarius luridus (Pers.) Gray
Lactarius quietus (Fr.) Fr.
Lactarius quieticolor Romagn. **P**
Lactarius subumbonatus Lindgr.
Lactarius zonarius (Bull.) Fr.
Lactifluus piperatus (L.) Roussel
Lactifluus vellereus (Fr.) Kuntze
Lactifluus volemus (Fr.) Kuntze s.l.
Russula acrifolia Romagn.
Russula albonigra (Krombh.) Fr. var. *pseudonigricans* (Romagn.) Bon
Russula amoenicolor Romagn.
Russula anatina Romagn. **P**
Russula atropurpurea (Krombh.) Britzelm.
Russula aurea Pers.
Russula aurora Bres.
Russula carminipes Romagn.
Russula carpini Girard & Heinem.
Russula convoivialis Sarnari
Russula cuprea J.E. Lange
Russula cyanoxantha (Schöff.) Fr.
Russula decipiens (Singer) Kühner & Romagn.
Russula delica Fr. s.l.
Russula fragilis Fr.
Russula galochroides Sarnari
Russula globispora (Blum) Bon
Russula graveolens Romell
Russula grisea Fr.
Russula heterophylla (Fr.) Fr.
Russula ilicis Romagn., Chevassut & Privat
Russula laeta Jul. Schöff.
Russula lepida Fr.
Russula lividopallescens Sarnari **P**

Russula lutensis Romagn.
Russula luteotacta (Fr.) Fr.
Russula maculata Quéf.
Russula melliolens (Fr.) Fr.
Russula minutula Velen.
Russula nigricans Fr.
Russula odorata Romagn.
Russula parodorata Sarnari
Russula pelargonica Nioffe
Russula persicina Krombh.
Russula persicina f. *alboflavella* Chiarello & Battistin
Russula praetervisita Sarnari
Russula pseudoaeruginea (Romagn.) Kuyper & Vuure
Russula purpurata (Crawshay) Romagn.
Russula risigallina (Batsch) Sacc.
Russula rubra (Fr.) Fr.
Russula rubroalba (Singer) Romagn.
Russula rutila Romagn.
Russula seperina Dupain
Russula sororia Fr.
Russula subfoetens W.G. Sm.
Russula sublevispora (Romagn.) Kühner & Romagn. P
Russula vesca Fr.
Russula vinosobrunnea (Bres.) Romagn.
Russula violeipes Quéf.
Russula virescens (Schaeff.) Fr.
Russula zvarae Velen.
Auriscalpiaceae
Lentinellus ursinus (Fr.) Kühner
Stereaceae
Aleurodiscus disciformis (DC.) Pat.
Stereum hirsutum (Willd. ex Fr.) Gray
AGARICALES
Hygrophoraceae
Cuphophyllus colemannianus (Bloxam) Bon
[= *Hygrocybe colemanniana* (Bloxam) Orton & Watling] P
Cuphophyllus virgineus (Wulfen) Kovalenko
[= *Hygrocybe virginea* (Wulfen) Orton & Watling]
Gliophorus psittacinus (Schaeff.) Herink
[= *Hygrocybe psittacina* (Schaeff.) P. Kumm.]
Gliophorus irrigatus (Pers.) A.M. Ainsw. & P.M. Kirk
[= *Hygrocybe irrigata* (Pers.) Bon] P
Hygrocybe acutoconica (Clemençon) Singer
[= *H. persistens* (Britz.) Singer]
Hygrocybe conica (Schaeff.) P. Kumm.
Hygrocybe quieta (Kühner) Singer
Hygrocybe subglobispora (P.D. Orton) M.M. Moser
Hygrophorus arbustivus (Fr.) Fr.
Hygrophorus lindtneri M.M. Moser
Hygrophorus cossus (Sow.) Fr.
Hygrophorus discoxanthus (Fr.) Rea
Hygrophorus leucophaeolicis Bon & Chevassut
Hygrophorus penarioides Jacobsson & Larss.

Hygrophorus persoonii Arnolds
Hygrophorus roseodiscoideus Bon & Chevassut
Hygrophorus russula (Schaeff.) Kauffman
Pleurotaceae
Hohenbuehelia petaloides (Bull.) Schulzer
[= *H. geogenia* (DC.) Singer]
Pleurotus ostreatus (Jacq.) P. Kumm.
Typhulaceae
Macrotyphula juncea (Alb. & Schwein.) Berthier
Radulomyces molaris (Chaillat ex Fr.) M.P. Christ.
Stephanosporaceae
Cristinia helvetica (Pers.) Parmasto
Marasmiaceae sl.
Collybia cookei (Bres.) J.D. Arnold
Crinipellis scabella (Alb. & Schwein.) Murrill
Crinipellis tomentosa (Quéf.) Singer
[= *C. subtomentosa* (Peck) Singer ss. Antonin & Noordel.]
Gymnopus dryophilus (Bull.) Murrill
Gymnopus erythropus (Pers.) Antonin, Halling & Noordel.
Gymnopus foetidus (Sowerby) J.L. Mata & R.H. Petersen
Gymnopus fusipes (Bull.) Gray
Gymnopus inodorus (Pat.) Antonin & Noordel.
Gymnopus peronatus (Bolton) Antonin, Halling & Noordel.
Hydropus atramentosus (Kalchbr.) Kotl. & Pouzar P
Hydropus floccipes (Fr.) Singer
Hydropus subalpinus (Höhn.) Singer
Marasmiellus candidus (Bolton) Singer
Marasmiellus omphaliformis (Kühner) Noordel.
Marasmiellus ramealis (Bull.) Singer
Marasmiellus vaillantii (Pers.) Singer
Marasmius bulliardi Quéf.
Marasmius epiphyllus (Pers.) Fr.
Marasmius oreades (Pers.) Fr.
Marasmius quercophilus Pouzar
Marasmius rotula (Scop.) Fr.
Marasmius torquescens Quéf.
Omphalotus olearius (DC.) Singer
Oudemansiella radicata (Rehlan) Singer
Rhodocollybia butyracea (Bull.) Lennox
Schizophyllum commune Fr.
Physalacriaceae
Armillaria mellea (Vahl.) P. Kumm.
Armillaria tabescens (Vahl.) P. Kumm.
Cylindrobasidium evolvens (Fr.) Jülich
Xerula pudens (Pers.) Singer
Fistulinaceae
Fistulina hepatica (Schaeff.) With.
Tricholomataceae sl.
Arrhenia rickenii (Bres.) J.D. Arnold
Arrhenia spathulata (Fr.) Redhead
Arrhenia velutipes (P.D. Orton) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys

- Calocybe persicolor* (Fr.) Singer
Cheimonophyllum candidissimum (Berk. & M.A. Curtis) Singer **P**
Clitocybe fragrans (With.) P. Kumm.
Clitocybe houghtoni (W. Phillips) Dennis **P**
Clitocybe marginella Harmaja
Clitocybe nebularis (Batsch) P. Kumm.
Clitocybe odora (Bull.) P. Kumm.
Clitocybe phaeophthalma (Pers.) Kuyper
Clitocybe phyllophila (Fr.) Quél.
Clitocybe rivulosa (Pers.) P. Kumm.
Clitocybe squamulosa (Pers.) P. Kumm.
Clitocybe subbulbipes Murrill
Hemimycena cephalotricha (Joss.) Singer
Hemimycena cucullata (Pers.) Singer
Hemimycena crispata (Kühner) Singer
Hemimycena rickenii (Smith) Singer **P**
Infudibulicybe geotropae (Bull.) Harmaja
Infudibulicybe gibba (Bull.) Quél.
Infundibulicybe mediterranea Vizzini, Contu & Musumeci
Lepista nuda (Bull.) Cooke
Lepista panaeolus (Fr.) P. Karst.
Leucopaxillus gentianeus (Quél.) Kotl.
Lyophyllum boudieri Kühner & Romagn.
Lyophyllum infumatum (Bres.) Kühner
Lyophyllum paelochroum Cléménçon
Lyophyllum rhopalopodium Cléménçon
Megacollybia platyphylla (Pers.) Kotl. & Pouzar
Mycena abramsii Murrill
Mycena acicula (Schaeff.) P. Kumm.
Mycena aetites (Fr.) Quél.
Mycena alba (Bres.) Kühner
Mycena albidolilacea Kühner & Maire
Mycena arcangeliana Bres.
Mycena erubescens Höhn.
Mycena filopes (Pers.) Singer
Mycena flavoalba (Fr.) Quél.
Mycena galericulata (Scop.) Gray
Mycena galopus (Pers.) P. Kumm.
Mycena haematopus (Pers.) P. Kumm.
Mycena hiemalis (Osbeck) Quél.
Mycena inclinata (Fr.) Quél.
Mycena maculata P. Karst.
Mycena meliigena (Berk. & Cooke) Sacc.
Mycena metata (Secr. ex Fr.) P. Kumm.
Mycena mirata (Peck) Sacc.
Mycena pelianthina (Fr.) Quél.
Mycena polyadelphia (Lasch.) Kühner
Mycena polygramma (Bull.) S.F. Gray
Mycena pura (Pers.) P. Kumm.
Mycena renati Quél.
Mycena rosea (Schumach.) Gramberg
Mycena sanguinolenta (Alb. & Schwein.) P. Kumm.
Mycena speirea (Fr.) Quél.
Mycena stylobates (Pers.) P. Kumm.
Mycena vitilis (Fr.) Quél.
Mycenella bryophila (Vogolino) Singer
Omphalina pyxidata (Bull.) Quél.
Paralepista flaccida (Sowerby) Vizzini
[= *Lepista flaccida* (Sowerby) Pat.]
Pseudoclitocybe cyathiformis (Bull.) Singer
Ripartites tricholoma Huijsm.
Roridomyces roridus (Scop.) Rexer
Tephroclybe rancida (Fr.) Donk
Tephroderma fuscopallens Musumeci & Contu **P**
Tricholoma acerbum (Bull.) Vent.
Tricholoma album (Schaeff.) P. Kumm.
Tricholoma atosquamosum (Chev.) Sacc.
Tricholoma basirubens (Bon) Riva & Bon
Tricholoma bresadolanium Cléménçon
Tricholoma columbetta (Fr.) P. Kumm.
Tricholoma coryphaeum (Fr.) Gillet **P**
Tricholoma gausapatum (Fr.) Quél.
Tricholoma orirubens Quél.
Tricholoma quercetorum Contu
Tricholoma saponaceum (Fr.) P. Kumm.
Tricholoma scalpturatum (Fr.) Quél.
Tricholoma sejunctum (Sow.) Quél.
Tricholoma squarrulosum Bres.
Tricholoma sulphureum (Bull.) P. Kumm.
Tricholoma ustaloides Romagn.
Entolomataceae
Clitopilus prunulus (Scop.) P. Kumm.
Entoloma dichroum (Pers.) P. Kumm. **P**
Entoloma lividoalbum (Kühner & Romagn.) Kubicka
Entoloma rhodopolium (Fr.) P. Kumm. var. *nidorosum* (Fr.) Krieglst.
Entoloma sericellum (Fr.) P. Kumm.
Entoloma sericeoides (Lange) Noordel.
Entoloma sinuatum (Bull.) P. Kumm.
Entoloma hebes (Romagn.) Trimbach
Entoloma hirtum (Velen.) Noordel.
Entoloma lucidum (Orton) M.M. Moser
Entoloma nitens (Velen.) Noordel.
Entoloma chalybeum (Pers.) Noordel.
Entoloma incanum (Fr.) Hesler
Entoloma longistriatum Noordel. var. *microsporum* (Noordel.) Noordel.
Entoloma ochromicaceum Noordel. & Liiv
Entoloma pseudocoelestinum Arnolds
Entoloma byssisedum (Pers.) Donk var. *microsporum* Noordel. **P**
Rhodocybe gemina (Paulet) Kuyper & Noordel.
[= *Clitopilus gemina* (Paulet) Noordel. & Co-David]
Rhodocybe melleopallens P.D. Orton
Rhodocybe nitellina (Fr.) Singer
[= *Clitopilus nitellina* (Fr.) Noordel. & Co-David]
Amanitaceae
Amanita battarrae (Boud.) Bon
Amanita caesarea (Scop.) Pers.
Amanita citrina (Pers.) Pers.

Amanita franchetii (Boud.) Fayod
Amanita ovoidea (Bull.) Quél.
Amanita pantherina (DC) Krombh.
Amanita phalloides (Vaill. ex Fr.) Link
Amanita rubescens (Pers.) Gray
Amanita dryophila Consiglio & Contu
Amanita fulva Fr.
Amanita strobiliformis (Paulet) Bertill.
Amanita vaginata (Bull) Vittad.
Limacella glioderma (Fr.) Maire
Agaricaceae
Agaricus campestris L.
Agaricus comtulus Fr.
Agaricus essettei Bon
Agaricus porphyryhizon P.D. Orton
Agaricus semotus Fr.
Agaricus stramineus (F.H. Møller) F.H. Møller
Agaricus xanthoderma Genev.
Bovista aestivalis (Bonord.) Demoulin
Bovista nigrescens Pers.
Bovista plumbea Pers.
Crucibulum laeve (Huds.) Kambly
Cyathus striatus (Huds.) Willd.
Cystolepiota sistrata (Fr.) Singer
Lepiota castanea Quél.
Lepiota clypeolaria (Bull.) P. Kumm.
Lepiota cristata (Bolton) P. Kumm.
Lepiota forquignonii Quél.
Lepiota pseudohelveloia Kühner ex Hora
Lepiota rhodorhiza Romagn. & Locq.
(= *L. setulosa* J.E. Lange)
Leucoagaricus leucothites (Vitt.) Wasser
Leucoagaricus serenus (Fr.) Singer
Lycoperdon echinatum Pers.
Lycoperdon molle Pers.
Lycoperdon perlatum Pers.
Macrolepiota konradii (Huijsm. ex P.D. Orton) M.M. Moser
Macrolepiota mastoidea (Fr.) Singer
Macrolepiota procera (Scop.) Singer f. *permixta* (Barla) Vizzini & Contu
Macrolepiota subsquarrosa (Locq.) Bon P
Tulostoma brumale Pers.
Tulostoma fimbriatum Fr.
Tulostoma melanocyclus Bres.
Pluteaceae
Melanoleuca grammopodia (Bull.) Pat.
Melanoleuca excissa (Fr.) Singer
Melanoleuca melaleuca (Pers.) Murrill
Melanoleuca substrictipes Kühner
Pluteus cervinus (Batsch.) Fayod
Pluteus cinereofuscus Lange
Pluteus nanus (Pers.) P. Kumm.
Pluteus plautus (Weinm.) Gillet
Pluteus romelli (Britz.) Sacc.
Pluteus semibulbosus (Lasch. ap. Fr.) Gillet

Volvariella murinella (Quél.) M.M. Moser ex Dennis, P.D. Orton & Hora
Volvopluteus glojoccephalus (DC.) Vizzini, Contu & Justo
Psathyrellaceae
Coprinellus disseminatus (Pers.) J.E. Lange
Coprinellus domesticus (Bolton) Vilgalys, Hopple & Johnson
Coprinellus truncorum (Scop.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
Coprinopsis cortinata (J.E. Lange) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
Coprinopsis insignis (Peck) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
Coprinopsis lagopus (Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
Coprinopsis picacea (Bull.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
Parasola conopila (Fr.) Örstadius & E. Larss.
Parasola leioccephala (Orton) Redhead, Vilgalys & Hopple
Psathyrella candolleana (Fr.) Maire
Psathyrella dicrani (A.E. Jansen) Kits van Wav.
Psathyrella obtusata (Fr.) A.H. Sm.
Psathyrella ochracea (Romagn.) Kits van Wav. P
Psathyrella prona (Fr.) Gillet
Psathyrella spadiceogrisea (Fr.) Maire
Psathyrella tephrophylla (Romagn.) Bon
Bolbitiaceae
Agrocybe praecox (Pers.) Fayod
Bolbitius vitellinus (Pers.) Fr.
Conocybe brunneola (Kühn.) ex Kühner & Watling
Conocybe dumetorum (Vel.) Svrcek
Conocybe brunnea J.E. Lange. ex Kühner & Watling
Hydnangiaceae
Laccaria affinis (Sing.) Bon
Strophariaceae
Deconica crobula (Fr.) Romagn.
Hypholoma fasciculare (Huds.) P. Kumm.
Pholiota gummosa (Lasch.) Singer
Pholiota lucifera (Lasch.) Quél.
Pholiota tuberculosa (Schäff.) P. Kumm.
Stropharia coronilla (Bull.) Quél.
Hymenogastraceae
Galerina graminea Velen.
Galerina marginata (Batch) Kühner
Galerina perplexa A.H. Sm.
Gymnopilus decipiens (Sacc.) P.D. Orton P
Hebeloma bulbiferum Maire
Hebeloma cavipes Huijsm.
Hebeloma dunense Corb. & Heim P
Hebeloma hiemale Bres.
Hebeloma laterinum (Batsch) Vesterh.
Hebeloma pallidoluctuosum Gröger
Hebeloma quercetorum Quadr.
Hebeloma sinapizans (Paul.) Gillet

Hebeloma theobrominum Quadr.
Hebeloma velutipes Bruchet
 (= *H. exiguifolium* Murrill)
Crepidotaceae
Crepidotus autochtonus J.E. Lange **P**
Crepidotus cesatii (Rabenh.) Sacc.
Crepidotus epibryus (Fr.) Quél.
Crepidotus mollis (Schaeff.) Stauda
Crepidotus subverrucisporus Pilát
Flammulaster ferrugineus Maire ex Watling **P**
Flammulaster muricatus (Fr.) Watling
Flammulaster rhombosporus (G.F. Atk.) Watling
Flammulaster subincarnatus (Joss. & Kühner) Watling
Inocybe adaequata (Britzelm.) Sacc.
Inocybe agardhii (N. Lund) P.D. Orton
Inocybe asterospora Quél.
Inocybe bongardi (Weinm.) Quél.
Inocybe calida Velen.
Inocybe cervicolor (Pers.) Quél.
Inocybe cincinnata (Fr.) Quél.
Inocybe cookei Bres.
Inocybe dulcamara (Pers.) P. Kumm.
Inocybe flocculosa Sacc.
Inocybe fraudans (Britzelm.) Sacc.
Inocybe geophylla (Fr.) P. Kumm.
Inocybe glabripes Ricken
Inocybe griseoilacina J.E. Lange
Inocybe hirtella Bres.
Inocybe maculata Boud.
Inocybe phaeodisca Kühner
Inocybe praetervisa Quél.
Inocybe rimosa (Bull.) P. Kumm.
Inocybe tenebrosa Quél.
Inocybe tjallingiorum Kuyper
Simocybe centunculus (Fr.) P. Karst.
Tubaria hiemalis Romagn. ex Bon
Tubaria cfr. *romagnesiana* Arnolds
Cortinariaceae
Cortinarius acetosus (Velen.) Melot
Cortinarius albertii Dima, Frøslev & T.S. Jeppesen
Cortinarius aleuriosmus Maire.
Cortinarius anomalus (Fr.) Fr.
Cortinarius aprinus Melot
Cortinarius assiduus Mahiques, Ortega & Bidaud
Cortinarius atrovirens Kalchbr. subsp. *ionochlorus*
 Maire.
Cortinarius bergeronii (Melot) Melot
 (= *C. cedretorum* Maire)
Cortinarius boudieri Rob. Henry.
Cortinarius bulliardi (Fr.) Fr.
Cortinarius camptoros Brandr. & Melot **P**
Cortinarius caroviolaceus Orton
Cortinarius catharinae Consiglio
Cortinarius chailluzi Frøsl. & Jepps. **P**
Cortinarius chevassuti Hry.
Cortinarius cinereobrunneolus Chevassut & Rob. Henry

Cortinarius conicus Rob. Henry
Cortinarius cotoneus Fr.
Cortinarius decipiens Fr.
Cortinarius diosmus Kühner
Cortinarius duracinus Fr. s.l.
Cortinarius dyonisiae Rob. Henry
Cortinarius flavoaurantians Boccardo, Cleric. & Vizzini
Cortinarius geraniolens Bidaud
Cortinarius glaucopus (Schff.) Fr. var. *olivaceus* M.M. Moser (= *C. magicus* Eichhorn)
Cortinarius griseovioleipes Moëgne-Locc. & Reumaux
Cortinarius himnuleus Fr.
Cortinarius humolens Brandrud
Cortinarius infractus Fr.
Cortinarius leproleptopus Chevas. & Rob. Henry
Cortinarius lilacinovelatus Reumaux & Ramm
Cortinarius lividochraceus (Berk.) Berk.
Cortinarius majusculus Kühner
Cortinarius molochinus Bidaud & Ramm
Cortinarius obtusus Fr.
Cortinarius ochraceopallescens Moëgne-Locc. & Reumaux
Cortinarius ochropallidus Rob. Henry.
Cortinarius prasinus (Schaeff.) Fr. **P**
Cortinarius pruinatus Bidaud, Moëgne-Locc. & Reumaux
Cortinarius rigens Fr.
Cortinarius rufo-olivaceus (Pers.) Fr.
Cortinarius sodagnitus Rob. Henry
Cortinarius suaveolens Bat. & Joachim
Cortinarius sublilacinopes Bidaud, Moëgne-Locc. & Reumaux
Cortinarius terpsichores Melot
Cortinarius torvus (Fr.) Fr.
Cortinarius trivialis J.E. Lange.
Cortinarius vesterholti Frøslev & T.S. Jeppesen **P**
Cortinarius xanthochlorus Rob. Henry
Cortinarius (Telamonia) sp. sect. Bovini

BOLETALES

Boletaceae

Aureoboletus gentilis (Quél.) Pouzar
Aureoboletus moravicus (Vaček) Klofac [= *Xerocomus moravicus* (Vaček) Herink]
Boletus aereus Bull.
Butyriboletus appendiculatus (Schaeff.) Arora & Frank (= *Boletus appendiculatus* Schaeff.)
Butyriboletus pseudoregius (Huber) Arora & Frank [= *Boletus pseudoregius* (Huber) Estades]
Caloboletus radicans (Pers.) Vizzini (= *Boletus albidus* Roques)
Hemileccinum depilatum (Redeuilh) Šutara [= *Xerocomus depilatum* (Redeuilh) Manfred Binder & Besl]
Hemileccinum impolatum (Fr.) Šutara [= *Xerocomus impolatum* (Fr.) Quél.]
Hortiboletus rubellus (Krombh.) Simonini, Vizzini & Gelardi [= *Xerocomus rubellus* (Krombh.) Quél.]

Leccinellum crocipodium (Letell.) Della Maggiora & Trassin. [= *Leccinum crocipodium* (Letell.) Watling]
Leccinellum lepidum (Bouchet ex Essette) Bresinsky & Binder [= *Leccinum lepidum* (Bouchet ex Essette) Bon & Contu]
Leccinum carpini (R. Schulz) M.M. Moser ex Reid
Rubroboletus lupinus (Fr.) Costanzo, Gelardi, Simonini & Vizzini
Rubroboletus satanas (Lenz) Kuan Zhao & Zhu L. Yang (= *Boletus satanas* Lenz)
Suillellus luridus (Schaeff.) Murrill (= *Boletus luridus* Schaeff.)
Suillellus queletii (Schulzer) Vizzini, Simonini & Gelardi (= *Boletus queletii* Schulzer)

Xerocomellus cisalpinus (Simonini, H. Ladurner & Peintner) Klofac (= *Xerocomus cisalpinus* Simonini, H. Ladurner & Peintner)
Xerocomus subtomentosus (L.) Quél.
Suillaceae
Suillus collinitus (Fr.) Kuntze
Gyroporaceae
Gyroporus castaneus (Bull.) Quél.
Paxillaceae
Paxillus rubicundulus P.D. Orton
Sclerodermataceae
Astraeus hygrometricus (Pers.) Morgan
Scleroderma verrucosum Bull.
Pisolithus arhizus (Pers.) Rauschert

Acknowledgments

WWF Italia is kindly acknowledged, for having made the present research possible.

Author's address

MARCO CLERICUZIO

Dipartimento di Scienze dell'Ambiente e della Vita

Università del Piemonte Orientale

Via T. Michel 11, 15121 Alessandria.

E-mail: marco.clericuzio@mfn.unipmn.it

References

- ALVARADO P., MOREAU P.-A., DIMA B., VIZZINI A., CONSIGLIO G., MORENO G., SETTI L., KEKKI T., HUHTINEN T.S., LIIMANTAINEN K. & NISKANEN T. – 2018: Pseudoclitocybaceae fam. nov. (Agaricales, Tricholomatineae), a new arrangement at family, genus and species level. *Fungal Diversity* 90, 1: 109-113.
- BERNICCHIA A. & GORJÓN S.P. – 2010: Corticiaceae sl. *Fungi Europeaei* vol. 12. Ed. Candusso, Alassio.
- BIDAUD A., CARTERET X., EYSSARTIER G., MOËNNE-LOCCOZ P. & REUMAUX P. – 1994-2013: *Atlas des Cortinaires. Vols. VI-XIX*. Fédération Mycologique Dauphiné-Savoie, Marlioz, France.
- BECKER H.J., EBERHARDT U. & VESTERHOLT J. – 2016: *Hebeloma*. *Fungi Europaei* 14. Ed. Candusso, Alassio.
- BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F. – 1986: *Fungi of Switzerland, vol. 2*. Verlag Mykologia, Lucerne.
- CLERICUZIO M. – 2019: *The mycological flora of the nature reserve "Bosco Rocconi" (Italy, Southern Tuscany): a contribution. 8th part*. RMR, Boll. Amer 106: 13-22.
- CLERICUZIO M., DOVANA F., TEDERSOO L. & AMBROSIO E. – 2017: *Due nuove segnalazioni di Cortinarius flavoaurantians (Calochroi) dalla bassa Toscana*. RMR, Boll. Amer 100-101: 71-76.
- GRUPO IBERO-INSULAR DE CORTINARIOLOGOS – 2007: *Cortinarius Ibero-insulares, 1*. Fungi non Delineati, pars XLI-XLII. Candusso, Alassio.
- LIIMANTAINEN K., NISKANEN T., DIMA B., KYTÖVUORI I., AMMIRATI J.F. & FRØSLEV T.G. – 2014: *The largest type study of Agaricales species to date: bringing identification and nomenclature of Phlegmacium (Cortinarius) into the DNA era*. *Persoonia* 33: 98-140.
- MUSUMECI, E. & CONTU, M. 2014: *Tephroderma (Agaricomycetydae, Tricholomatoid clade), un nuovo genere di basidiomiceti lamellati dalla Francia*. RMR, Boll. Amer 91: 20-30.
- PARRA SÁNCHEZ L.A. – 2013: *Agaricus - Allopsalliota*. *Fungi Europaei* 1A. Ed. Candusso, Alassio.
- SESLI E. & TOPCU SESLI A. – 2016: *A new genus record (Tephroderma) for the Turkish mycota*. *Biological Diversity and Conservation* 9(2): 202-206.
- VIZZINI A., CONTU M. & ERCOLE E. – 2011: *Musumecia, gen. nov. in the tricholomatoid clade related to Pseudoclitocybe*. *Nordic J. of Bot.* 29: 734-740.

NOTE SULLA COLTIVAZIONE DI UNA PIETRA FUNGAIA

Rana G.L., Palumbo M., 2019: Notes on a fungal stone cultivation

Riassunto

Gli Autori, dopo un'introduzione riguardante le fuorvianti ed errate notizie sul peso di presunti grossi tartufi ed alcuni riferimenti storici sulla pietra fungaia, descrivono una prova quinquennale di coltivazione di uno pseudosclerozio di *Polyporus tuberaster* (Jacq. ex Pers.) Fr., trovato in Campania presso il lago di Laceno e ne indicano la relativa resa in basidiomi.

Abstract

Authors, after an introduction dealing with either wrong and misleading news about weight of hypothetical big truffles or some historical notices on fungal stone, describe a five-year cultivation trial of a pseudosclerotium of *Polyporus tuberaster* (Jacq. ex Pers.) Fr. originated in Campania (southern Italy) near Laceno lake and report the relative basidioma yield.

Key-words: fungal stone, *Polyporus tuberaster*, cultivation.

Introduzione

Succede, per fortuna non frequentemente, di leggere su qualche giornale che è stato trovato un tartufo di peso superiore ai 5 kg, come accaduto diversi anni fa per un ipotetico tartufo nero di oltre 7 kg, rinvenuto in provincia di Cosenza, al confine tra i territori dei comuni di Verbicaro e Orsomarso [notizia riportata, all'inizio di novembre 2005, dal quotidiano "Il Corriere della Sera" (https://www.corriere.it/Primo_Piano/Cronache/2005/11_Novembre/01/tartufo.shtml) e dalla rivista settimanale "Oggi" nella rubrica "Oggi & Domani"]. Quando si ha l'opportunità di osservare la parte interna di questi presunti "grossi tartufi", cui, in passato, è stato dato anche il nome volgare (e fuorviante) di "tartufi fungarii", come ricorda GRANITI (2002), si constata che è costituita, in gran parte, da terreno, inglobante pezzi di radici morte e pietre di varia dimensione, tenuti insieme da una trama di micelio fungino di colore piuttosto chiaro (Fig. 1). Analizzandone al microscopio ottico piccoli frammenti prelevati dalle rispettive zone di colore marrone e da quelle biancastre (come fu da noi fatto per l'esemplare calabrese), ci si accorge che le prime sono formate, in effetti, da terreno e, le seconde, da ife fungine non settate e con pareti ispessite, con diametro di 3-10 µm, aggregate in cordoni miceliari o molto ramificate. Si ha, in buona sostanza, la conferma che quanto letto sui giornali era soltanto una corbelleria o "bufala" o, come si dice al giorno d'oggi, una "fake news". Infatti, se si fosse trattato di un vero tartufo (*sensu stricto*), cioè di un ascomicete del genere *Tuber*, o di altri ascomiceti ipogei (tartufi *sensu lato*) (*Choioomyces* spp., *Terfezia* spp., *Picoa* spp., *Labyrinthomyces* spp., *Balsamia* spp., ecc.), si sarebbero dovute osservare al microscopio, nelle zone biancastre della sua gleba, ife fungine sottili e, nelle parti fertili scure, aschi ed ascospore e mai particelle di terreno.

Peraltro, dovrebbe essere noto a tutti che i tartufi, quelli veri, superano solo eccezionalmente 1,5-2 kg di peso. Lo hanno da sempre, ripetutamente riportato, in occasione delle famose aste¹ del tartufo bianco pregiato di Alba (*Tuber magnatum* Pico) o delle tradizionali festività natalizie e di fine anno, i quotidiani (vedi, per esempio, Gazzetta del Mezzogiorno del 28/12/2018, pagg. 11 e 16) e i principali rotocalchi di cronaca italiana, moda e gossip (vedi, tra gli altri, Oggi, n. 47 del 15/11/2000 e n. 48 del 24/11/2004; Amica, n. 49 dell'1/12/1999).

Anche la rivista dell'Alitalia "Ulisse" (n. 239, anno XXIV, del febbraio 2004) sottolineava a tale riguardo, che nel territorio boschivo di S. Miniato (PI) fu trovato, nel 1954, un tartufo bianco di

pezzatura eccezionale (pesava, infatti, ben 2,519 kg) e che lo stesso fu donato all'allora presidente degli Stati Uniti d'America Harry S. Truman.

Per evitare che le false notizie nel campo micologico continuino a circolare, si è ritenuto opportuno scrivere questo breve articolo di taglio scientifico-divulgativo. Lo stesso mira, innanzitutto, a chiarire la natura delle grosse strutture ipogee scambiate per tartufi; in secondo luogo, ne riporta alcune notizie di carattere storico e, infine, tratteggia la coltivazione pluriennale di una di esse.

La pietra fungaia nei secoli

Si deve subito precisare che i sopra menzionati “presunti tartufi di grosse dimensioni” sono, in realtà, delle “pietre fungaie” (“pietre fungali” o “pietre fungifere”), indicate in inglese e francese, rispettivamente, come “*fungal stones*” e “*pierre à champignons*”, ossia degli “sclerozi (più correttamente, pseudosclerozi) ipogei di un basidiomicete della famiglia *Polyporaceae*, *Polyporus tuberaster* (Jacq. ex Pers.) Fr. [alcuni suoi sinonimi succedutisi nel tempo: *Boletus tuberaster* Jacq. ex Pers., *P. coronatus* Rostk., *P. lentus* Berk., *Leucoporus forquignonii* (Quél.) Pat., *Grifola tuckahoe* Güssow, *Polyporellus tuberaster* (Jacq. ex Pers.) Pilát] (CONSIGLIO & PAPETTI, 2009; Govi, 1973), costituiti, come precedentemente accennato, oltre che dal micelio del fungo, anche da terreno, pietre di varia dimensione ed organi legnosi morti, e rivestiti dallo stesso micelio, che per sclerotizzazione e melanizzazione delle pareti ifali, acquisisce colore ocraceo scuro (Figg. 1 e 2) e diventa simile al peridio di alcuni tartufi.

Il peso delle pietre fungaie, come riportato dalla gran parte degli Autori che si sono finora occupati dell'argomento, non supererebbe i 15 kg (vedi, tra gli altri, PEGLER, 2000; CONSIGLIO & PAPETTI, 2009). BELLÙ (1981) scrive, invece, di aver avuto la fortuna di osservare una pietra fungaia di circa 28 kg, trovata in Toscana (da una persona non menzionata) e mostrata, a Vallombrosa, ai partecipanti al Comitato Scientifico del Gruppo AMB di Trento.

Gli sporofori o basidiomi del fungo, che è agente causale di carie bianca a danno di molte latifoglie (faggio, quercia, carpino), possono svilupparsi dai suddetti pseudosclerozi o anche da ceppaie di legno cariato, connesse tramite cordoni miceliari agli stessi. Questi ultimi, come è noto, sono organi di conservazione del fungo adatti a superare periodi climaticamente e nutrizionalmente sfavorevoli (estati siccitose, inverni molto rigidi, carenza di sostanze nutritive). Gli pseudosclerozi in questione, noti fin dal tempo dei romani col termine “*lapideus*” [= di pietra, che ha la natura della pietra oppure da “*lapis dei*”= pietra di dio (*Iuppiter - Iovis*)], erano probabilmente già d'allora coltivati per poi usarne in cucina i buoni funghi da essi prodotti.

GRANITI (2002) ricorda sia che alcuni scrittori latini, in particolare *Gnaeus Pompeius Strabo*, noto come Strabone (storico e geografo greco, nato il 64 o 63 a. C., vissuto a Roma dopo il 45 a. C. e morto il 24 d. C.), credevano che la pietra fungaia (*lyncurius/m* o *lapis lyncea*) si formasse per coagulazione del terreno con cui la lince copriva la propria urina per non farla usare dagli uomini (come spiega Gaio Plinio Secondo, detto Plinio il vecchio (23-79 d. C.), nella sua *Naturalis Historia* (libro XXXVII): “*Fieri autem ex urina quidem Lynceis. Sed egestam terra protinus bestia operiente eam quoniam invadeat hominum usui. Esse autem...*”) sia che, nel Medioevo, Matteo Silvatico (1285-1342) della Scuola Medica Salernitana annotava, nella sua “*Opus Pandectarum Medicinæ*”, che la stessa urina, coagulata in montagna, se “...in domus servata generat optimos fungos supra toto quolibet anno” [se conservata (= coltivata) in casa produce ottimi funghi per tutto l'anno].

La struttura e la composizione degli “sclerozi” (*s.l.*) del fungo avevano portato a pensare al tempo degli scrittori romani che gli stessi potessero avere una natura per metà minerale e per metà vegetale, credenza perdurata per molti secoli.

Pier Andrea MATTIOLI scrive, ancora nella seconda metà del XVI secolo, nei suoi “*Commentarii*”, che le stesse formazioni, indicate come *Lapis lyncurius*, sono costituite dalle feci fossilizzate della lince (www.Ateneo.brescia.it/controlpanel/uploads/commentari-1808-1907/CAB1848-50.pdf).

I basidiomi del *P. tuberaster*, come ricordato da PEGLER (2000), GRANITI (2002) e, più di recente, da PARISE *et al.* (2018) sono stati usati per molti secoli (DELLA PORTA, 1588), tra i rimedi di origine naturale, per curare pazienti afflitti da calcoli renali.

Già nel secondo decennio del 1600, uno sporoforo o basidioma della stessa specie di *Polyporus* (vista superiore e laterale), fu dipinto ad acquarello, con molta precisione, dietro richiesta di uno dei fondatori dell'Accademia dei Lincei², Federico Angelo Cesi (1585-1630), che la inserì tra le 600 tavole a colori riguardanti i funghi del suo "*Theatrum totius naturae*", trattato che rimase incompiuto a causa della sua morte prematura e fu confiscato, poi, dall'esercito francese, insieme con le altre opere del Cesi, in attuazione di quanto sancito dal Trattato di Tolentino, sottoscritto il 19/2/1797 dai rappresentanti dello Stato Pontificio, dell'allora Papa Pio VI Braschi, e da quelli del vincitore, Napoleone Bonaparte (GRANITI, 2002).

Il Cesi ne fornì come modello ad un pittore, il cui nome resta ignoto, un esemplare, che con molta probabilità egli stesso aveva ottenuto "*ex lapide seu tubere fungifero Romae in fenestra*", coltivando cioè una pietra fungaia, da lui ritenuta ancora un *Lythophytum* (un organismo di natura mista, minerale e vegetale), in un sito ombreggiato (una finestra) del Giardino Botanico Romano o del palazzo in cui viveva.

Per trovare immagini del fungo così fedeli, per dettagli e colori, si deve attendere fino ai primi decenni del XX secolo (BRESADOLA, 1931). La prima probabile stampa del *P. tuberaster* (BOCCONE, 1697) non è, infatti, assolutamente all'altezza di quella che raffigura il fungo nell'opera del Cesi.

L'illustre Linceo, con i suoi incisivi studi ed attente sperimentazioni, insieme con Pier Andrea Ciasalpino (professore di Medicina alla Sapienza di Roma, in genere conosciuto come "il padre della Botanica italiana") (MONTEMARTINI CORTE *et al.*, 2012), il quale già nel 1523, nella sua opera "*De Plantis*" aveva inserito il "*lapis lycuricus*" tra i vegetali³, e con Ferrante Imperato, farmacista e naturalista napoletano, che, nella sua "*Historia Naturale*" del 1559 (<https://doi.org/10.5962/bhl.title.61847>), aveva assimilato la pietra fungaia ad un organismo vegetale ipogeo paragonabile ad un tartufo precorse, senza alcun dubbio, Pier Antonio MICHELI (1729), ritenuto "il padre della Micologia moderna". Quest'ultimo definì, infatti, circa un secolo dopo, la vera natura della pietra fungaia e si occupò della morfologia del *P. tuberaster*, riportandone in disegno le sue forme, pseudoscleroziale e sporificante.

Si deve inoltre, ricordare, sempre a proposito della natura della pietra fungaia, che anche un medico della Scuola Salernitana, Marco Aurelio Severino, sia pure circa un ventennio dopo il Cesi, aveva sconfessato nella sua dissertazione "*De lapide fungifero*", basandosi sulle conoscenze scientifiche disponibili a quell'epoca e sui risultati di esperimenti di distillazione secca, l'ipotesi che la pietra fungaia potesse essere il risultato dell'aggregazione di terreno ed escrementi di lince, ma l'aveva, però, assimilata a legno fossile, in grado di assorbire acqua, al pari di una spugna, e produrre funghi (PARISE *et al.*, 2018 e sito internet abcdefunghi.altervista.org/il-polyporus-tuberaster.html).

La pietra fungaia campana

A fine ottobre 2014, una pietra fungaia del peso di circa 11,5 kg (Fig. 2), trovata in un bosco nei pressi del lago di Laceno (Bagnoli Irpino – Avellino), a ca. 1000 m s.l.m., fu portata dal Sig. Giampietro PERRUSO al Laboratorio di Micologia della Scuola di Scienze Agrarie, Forestali, Alimentari ed Ambientali (SAFE) dell'Università degli Studi della Basilicata. La stessa, dopo essere stata immersa in acqua per parecchie ore ed aver raggiunto il peso di 15 kg, fu messa in coltura il 5/11 dello stesso anno, previo suo interrimento in un compost a pH 7,2 in un capiente contenitore in plastica (diametri superiore ed inferiore: 80 e 50 cm; altezza: 50 cm) su un pianerottolo parzialmente ombreggiato che collega le scale al 4° piano dell'edificio del campus universitario di Macchia Romana (Potenza), in cui si trova il suddetto laboratorio.

Il grosso "vaso" fu successivamente innaffiato con acqua potabile, ad intervalli di ca. una settimana, e tenuto in osservazione, fino all'autunno 2019, per registrare la produzione degli sporofori del fungo oggetto dell'articolo.

Le date di raccolta, il numero ed il peso dei basidiomi prodotti sono elencati nella tabella che segue:

Data	N° sporofori raccolti	Peso (g)
19/06/2015	3	175
23/07/2015	4	180
16/09/2015	2	170
07/10/2015	2	300
06/07/2016	1	360
28/08/2016	2	150
05/07/2017	2	160
06/08/2017	1	170
07/09/2017	1	105
15/05/2018	1	200
18/07/2018	1	100
22/08/2018	3	270
15/07/2019	2	120
10/08/2019	3	130
09/09/2019	1	190
Tot.	29	2.780

I basidiomi raccolti hanno mostrato i seguenti caratteri macro e microscopici: cappello di diametro variabile dai 10 ai 15 cm, forma grossolanamente circolare, spessore maggiore nella zona centrale (ca. 2 cm) e cuticola di colore ocreo, ricoperta da squamette scure, piuttosto ordinate radialmente e concentricamente (Figg. 3 e 4); orlo pileico alquanto ondulato e fibrilloso o cigliato; imenoforo di colore bianco-crema a tuboli lunghi 5-7 mm, decorrenti sulla porzione superiore del gambo, e pori allungati in senso radiale ($1,2 \times 0,5-1$ mm) (Figg. 5 e 6) con dissepimenti ispessiti, talvolta lacerati; carne, di colore biancastro, con un buon profumo fungino e consistenza tenera; gambo duro e legnoso, con colore alla cuticola pileica, tranne che alla base scura, centrale o poco eccentrico, di forma quasi cilindrica con diametro e lunghezza compresi, rispettivamente, tra 1 e 1,5 cm e 4 e 6 cm⁴; basidiospore (osservate con un microscopio ottico Axioscop della ditta Karl Zeiss, Germania) ialine, ellissoidali ($4-6 \times 10-15$ μm) e con parete liscia; basidi ($30-60 \times 5-10$ μm) tetrasporici, clavati con alla base una unione a fibbia; trama della carne (o contesto) dimitica (BERNICCHIA, 2005), con ife generatrici, ramificate, spesse 2-5 μm nello strato subimieniale e fino a 14-15 μm nella carne, provviste di unioni a fibbia e pareti sottili ed ife scheleto-connettive a parete spessa, con diametro intorno ai 4-7 μm , ramificate e non settate. Quest'ultimo tipo di filamenti ifali, con diametro variabile dai 3 ai 10 μm e, a volte, con rigonfiamenti, è stato osservato, come accennato in precedenza, anche nelle strutture pseudoscleroziali della pietra fungaia calabrese. Non sono mai stati osservati cistidi sulla superficie imeniale.



Fig. 1. Aspetto interno di un piccolo pezzo (ingrandito ca. 4 volte) della pietra fungaia di oltre 7 Kg rinvenuta in provincia di Cosenza ed oggetto degli articoli pubblicati su "Il Corriere della Sera" ed "Oggi" nei primi giorni del novembre 2005. Sulla parte alta, a destra, è visibile lo strato protettivo dello pseudosclerozio.
Foto di Gian Luigi Rana



Fig. 2. Superficie superiore della pietra fungaia trovata nell'autunno del 2014 in prossimità del lago di Laceno in Campania.
Foto di Gian Luigi Rana



Fig. 3. Gruppo di basidiomi prodotti il 23/7/2015.
Foto di Gian Luigi Rana



Fig. 4. Uno dei basidiomi raccolti il 28/8/2016 fotografato dall'alto.
Foto di Gian Luigi Rana



Fig. 5. Superficie poroide dell'imenoforo e gambo di due altri sporofori raccolti il 22/8/2018.
Foto di Gian Luigi Rana



Fig. 6. Particolare della superficie dell'imenofoforo di un basidioma (due pori = ca. 1,5-2 mm). Foto di Gian Luigi Rana



Fig. 7. La pietra fungaia del Sig. Corrado Rocco. Foto di Gian Luigi Rana

Considerazioni conclusive

Lo pseudosclerozio campano di *P. tuberaster* ha prodotto finora, in cinque anni, dal 2015 al 2019, 29 basidiomi per un un totale di kg 2,780, con una resa di circa il 24,17% del suo peso iniziale. Quest'ultima è risultata inferiore di circa l'1-7% rispetto a quelle (25-31%) ottenute, in due volate, da FERRI *et al.* (2007) per lo stesso fungo, coltivandone il micelio sui due seguenti tipi di substrato artificiale, opportunamente sterilizzati, umidificati a circa il 60% e portati a pH subacido o neutro con aggiunta di CaCO₃ in polvere: a) paglia di grano ridotta in pezzi lunghi 2-3 cm, polpa di barbabietola da zucchero e segatura di pioppo (in parti uguali); b) "canapulo", ossia residuo legnoso della coltivazione della canapa, tutolo di granturco e cariossidi di avena (42%, per i primi due componenti, e 16% per il terzo).

La produzione degli sporofori si è verificata sempre nel periodo primaverile-estivo di tutti gli anni della prova. Anche PEGLER (2000), GRANITI (2002) e PARISE *et al.* (2018) indicano in quattrocinqe anni il tempo massimo di produzione delle pietre fungaie.

Quella oggetto dell'articolo è ancora interrata e viene periodicamente innaffiata. Il tempo e la pazienza nell'attesa permetteranno di quantificare esattamente la sua reale e complessiva potenzialità produttiva.

Da quanto si può leggere nella bibliografia specifica, il fungo ha un esteso areale di distribuzione in Europa ed è frequente nei Paesi del bacino del mare Mediterraneo (BERNICCHIA, 2005). In Italia, in passato, si rinveniva abbastanza frequentemente dal livello del mare fino a quote elevate. Al giorno d'oggi, a causa del disboscamento e del disturbo antropico i suoi ritrovamenti si sono fatti più rari. È presente anche in Asia ed America settentrionale (BERNICCHIA, 2005).

CONSIGLIO & PAPETTI (2009) sottolineano che i basidiomi del *P. tuberaster* potrebbero essere scambiati per quelli del *P. squamosus* (Huds.) Fr., precisando, però, che questi ultimi hanno dimensioni maggiori, il gambo di colore nero, l'orlo del cappello liscio, uno sgradevole odore di farina irrancidita e non nascono, infine, da uno pseudosclerozio.

Pietre fungaie di dimensioni e peso minori o maggiori di quella oggetto dell'articolo sono state frequentemente trovate anche in Basilicata (TAGLIAVINI O. & R., 2012; RANA, dati non pubblicati) ed altre regioni italiane.

Al Laboratorio di Micologia della SAFE ne fu portata, diversi anni fa, dal presidente dell'Associazione "Il Tartufo Lucano", Sig. Rocco CORRADO, un'altra di circa 5 kg, trovata in un bosco di faggio (Fig. 7). La stessa produsse 1,15 kg di basidiomi nel corso di tre anni con una resa del 23% (RANA, dati non pubblicati). Una pietra fungaia di dimensioni straordinarie,

di peso quasi certamente superiore ai 50 kg, fu trovata circa 20 anni fa sulle propaggini occidentali del Monte Amiata nei pressi di Castel del Piano (GR) (G. VISENTIN, comunicazione personale).

Si ricorda, infine, che anche un tartufaro di Brianza (PZ), Antonio MASTROBERTI conosce ed ovviamente tiene segreto il sito in cui nell'ultimo decennio del secolo scorso trovò una pietra fungaia "extra large", la cui superficie superiore interessava circa due m² di terreno boschivo. Si spera di riuscire a "farlo parlare".... per poter ulteriormente incrementare le conoscenze su questo particolare abitante dei boschi, che contribuisce, insieme con tutti gli altri *Fungi*, a formare i 12 gigatoni (miliardi di tonnellate) della biomassa fungina presente sul pianeta Terra (MANCUSO, 2019).

Note

¹ Parlando di Aste del tartufo ed a conferma che i tartufi, compreso quello bianco pregiato, crescono in natura anche in alcune regioni dell'Italia meridionale, ad eccezione delle isole maggiori, è opportuno sottolineare che l'11 novembre 2018 è stata realizzata, a Matera, nel favoloso Palazzo Viceconte, la prima Asta del tartufo bianco lucano. La stessa è stata svolta, per alcuni minuti, in contemporanea con le piazze di Alba, Hong Kong e Dubai ed ha fruttato la vendita, di alcuni profumatissimi e morfologicamente pregevoli esemplari di *T. magnatum*, i cui prezzi sono stati battuti dal famoso "gastronauta" Davide Paolini. La somma raccolta è stata devoluta in beneficenza: in parte, al Dipartimento Emergenze dell'Associazione Nazionale Cuochi e, in parte, all'Associazione ONLUS di Volontariato "Con Cuore Impavido", che opera a vantaggio degli ammalati di SLA.

² Fondata nel 1603 da F. A. Cesi, insieme con due italiani, il matematico Francesco Stelluti e l'astronomo Anastasio de Filiis, ed il fisico olandese Johannes Van Heeck (cattolico in fuga dai Paesi Bassi a causa delle persecuzioni calviniste), dopo la morte del Cesi, restò sopita per circa un secolo; poi, come un'araba fenice, è rinata e sopravvissuta fino ad oggi. Peraltro, durante il periodo fascista, fu assorbita per legge dall'Accademia d'Italia e, dopo la soppressione di quest'ultima (avvenuta dopo la fine del Governo di estrema destra), fu ricostituita, per suggerimento del filosofo Benedetto Croce.

³ È forse opportuno ricordare che i funghi (*sensu lato*) sono stati inclusi fino alla prima metà del secolo scorso nel regno dei vegetali (*Plantae*); gli stessi organismi sono stati successivamente inquadrati, a seconda delle proprie caratteristiche differenziali (a: nutrizione per assorbimento, presenza di cellulosa nella parete cellulare e produzione di zoospore; b: fase vegetativa plasmodiale e nutrizione per fagocitosi; c: assenza di zoospore - ad eccezione dei Chitridiomyceti - e presenza di micosina nella parete cellulare), nei rispettivi regni *Chromista*, *Protozoa* e *Fungi* o *Mycetae* (KIRK *et al.*, 2001); quest'ultimo regno comprende i funghi veri (HIBBETT *et al.*, 2007).

⁴ Come curiosità, si riporta quanto scritto nei Commentari dell'Ateneo di Brescia (anni 1808-1850; cap. XIII) dal dr. Bassi di Lodi a proposito del gambo anomalo di un *P. tuberaster*: "Non appena m'accorsi che stava per svolgersi da una pietra fungaia, proveniente dagli Abruzzi, il *Polyporus tuberaster*, vollen il tutto nascondere alla luce, coprendolo con un vaso vuoto da fiori. Il poco chiaro che pioveva in quella piccola caverna trapassava per lo stretto pertugio di quel vaso. In pochi giorni il poliporo, allungando fuor d'ogni credere il suo gambo, giunse a portare l'imenoforo fuori dal pertugio. Ciò operatosi, ne seguitava lo sviluppo dell'imenoforo, ma consumatasi dal poliporo tutta la sua forza vegetativa nella sterminata lunghezza del gambo, l'imenoforo crebbe esile, ristretto, tenuissimo".

Ringraziamenti

Gli autori sono grati alla prof.ssa Simonetta Fascetti (Scuola di Scienze Agrarie, Forestali, Alimentari ed Ambientali dell'Università degli Studi della Basilicata – PZ) per aver procurato il frammento del presunto tartufo di oltre 7 kg, oggetto degli articoli, intitolati "Ecco il tartufo più

grande d'Italia" e "*Tartufo record: 7 chili e 240 grammi*" e pubblicati, rispettivamente, su "Oggi" ed "Il Corriere della Sera" nell'autunno 2005.

Indirizzi degli Autori

GIAN LUIGI RANA

Associazione Micologica dei Sostenitori della Cultura Idnologica Lucana (AMSCIL),
Via Iscalunga, 56, I 85020 Filiano (Potenza).

E-mail: gianluigirana@yahoo.com

MICHELE PALUMBO

Scuola di Scienze Agrarie, Forestali, Alimentari ed Ambientali, Università degli Studi della Basilicata, Via dell'Ateneo Lucano, 10, 85100 Potenza.

E-mail: michele.palumbo@unibas.it

Bibliografia

BELLÙ F. – 1981: *La pietra fungaia esce dall'oblio dei secoli*. Boll. Gr. Micol. G. Bresadola Trento, 24: 8-11.

BOCCONE P.S. – 1967: *Museo di Fisica ed Esperienze*. J.B. Zuccato, Venezia.

BERNICCHIA A – 2005. *Polyporaceae s.l. in Italia*. Ed. Candusso (Alassio, SV): 808 pp.

BRESADOLA J. – 1931: *Iconographia Mycologica, vol. XIX (Tab. 901-950)*, Hymenomycetae. *Fam. II. Polyporaceae*. Soc. Bot. Ital., Mediolani.

CONSIGLIO G. & PAPETTI C. – 2009: *Atlante Fotografico dei Funghi d'Italia. vol. 3*. A.M.B. - Centro Studi Micologici (Ed.) (Trento): 1568 pp.

DELLA PORTA J.B. – 1588: *Phytognomonica*. Lib. IV, Neapolis.

FERRI F., ZJALIC S., REVERBERI M., FABBRI A.A. & FANELLI C. – 2007: *I funghi. Coltivazione e proprietà medicinali*. Edagricole (Bologna): 271 pp.

GOVI G. – 1973: *Polyporaceae italiane*. Micol. Ital., II (3): 19-26.

GRANITI A. – 2002: *Storia delle scienze sperimentali - La pietra fungaia di Federico Cesi*. Rend. Fis. Acc. Lincei, s. 9, 13: 45-49.

HIBBETT D.S., BINDER M., BISCHOFF J.F., BLACKWELL M. & CANNON P.F. *et al.* – 2007: *A higher-level phylogenetic classification of the Fungi*. Mycolog. Res., 111: 509-547.

KIRK P.M., CANNON P.F., DAVID J.C. & STALPERS J.A. – 2001: *The Dictionary of the Fungi*. IX Ed. CABI International (New York) Ed.: 655 pp.

MICHELI P.A. – 1729: *Nova plantarum genera Tournefortii methodum disposita*. Typis B. Paperinii, Florentiae.

MANCUSO S. – 2019: *La nazione delle piante*. Editori Laterza (Bari): 139 pp.

MONTEMARTINI CORTE A., CARETTA G., CICCARONE C., NARDUCCI R. & TOMEI P.E. – 2012: *Storia della Botanica – La micologia in Italia: tracce sul percorso di una conoscenza*. Inf. Bot. Ital., 44 (2): 475-484.

PARISE A., LAVORATO C. & ROTELLA M. – 2018: *La pietra fungaia: tra passato e presente*. Micol. Veget. Medit., 33 (2): 89-94.

PEGLER D.N. – 2000: *Useful fungi of the world: stone fungus and fungus stones*. Mycologist, 14: 98-101.

TAGLIAVINI O. & R. – 2011: *Funghi della Basilicata*. Assoc. Micol. G. Bresadola (AMB) - Sez. di Potenza. Grafiche ZACCARA snc (Lagonegro, PZ): 541 pp.

Sitografia consultata

www.corriere.it/Primo_Piano/Cronache/2005/11_Novembre/01/tartufo.shtml

www.studiumbri.it/scienza/federicocesii/

abcdefunghi.altervista.org/il-polyporus-tuberaster.html

www.indexfungorum.org

www.Ateneo.brescia.it/controlpanel/uploads/commentari-1808-1907/CAB1848-50.pdf

IL GENERE *XEROCOMUS* QUÉL.

A cura di Giovanni Segneri

Siamo giunti agli inizi dell'anno duemila, nonostante si siano fatti passi da gigante verso la chiarezza rimangono ancora insoluti alcuni problemi di fondo, fra questi, il genere *Xerocomus* così inteso è ancora molto controverso, appare come una miscela eterogenea di diversi gruppi di specie separati da caratteri macromorfologici ed anatomici. L'anno 2003 vede la pubblicazione del volume "*Xerocomus s.l.*", i cui autori sono H. Ladurner e G. Simonini. Quest'opera costituisce un punto di arrivo, in cui trovano la sintesi tutti gli studi fin allora condotti dagli autori e da molti altri studiosi, sulle specie del genere fino a quel momento conosciute. Gli studi di genetica, ancora agli inizi e non completi, non vengono presi in considerazione dagli autori, per delle valutazioni di carattere tassonomico e sistematico. È un lavoro che porta molta chiarezza in un genere veramente criptico fino a quel momento. È stato possibile conseguire questi risultati per mezzo di studi condotti con metodo e sistematicità ed in collaborazione con altri specialisti europei. Le specie trattate in questo lavoro sono ben delimitate, sono ben separate e sono definiti con chiarezza i caratteri morfologici propri di ogni specie; sono messi in rilievo anche i caratteri differenziali. Ora queste entità possono essere determinate più facilmente secondo criteri oggettivi, ogni possibile valutazione soggettiva, discrezionale, potrebbe risultare pretestuosa e lontana dalla realtà. Nonostante l'opera introduca uno squarcio di sereno, rimane la convinzione, largamente diffusa, che lo studio di questo genere non sia affatto concluso. Qualche autore (BINDER, 1999), basandosi anche sui primi studi molecolari che indagano i caratteri genetici (studio del genotipo) propone una riorganizzazione della classificazione delle *Boletales*. I dati pubblicati sono veramente innovativi e per certi versi appaiono veramente stupefacenti. Limitandomi ad aprire una finestra solo sull'argomento che sto trattando, egli propone il nuovo genere *Paraxerocomus* per riunirvi gli *Xerocomus*, che ruotano intorno a *X. chrysenderon* (Bull.) QuéL., ma non provvede a pubblicare questo nuovo termine in forma ufficiale, pertanto esso non è valido e al momento inutilizzabile. Nel contempo il lavoro di studio e di ricerca prosegue, come ci si attendeva, vengono scoperte nuove specie: *Xerocomus chrysonemus* A.E. Hills e A.F.S. Taylor (2006); *Boletus marekii* Šutara & Skala [oggi *Xerocomellus marekii* (Šutara & Skála) Šutara], ed infine, *Xerocomus silwoodensis* A.E. Hills, U. Eberhardt e A.F.S. Taylor; quest'ultime due specie sono state pubblicate nell'anno 2007. Oggi, può sorprendere che una specie con chiari caratteri "*xerocomoidi*" venga pubblicata come *Boletus*. Non c'è molto da stupirsi, come avevo accennato in precedenza, diversi studiosi erano piuttosto critici verso il genere che sto trattando in quanto conteneva delle contraddizioni tassonomiche ormai evidenti. Nel medesimo periodo si rafforza e si diffonde la convinzione che le specie di questo genere possano essere suddivise in due gruppi, il primo che ruota intorno a *X. subtomentosus* (L.) QuéL. ed il secondo intorno a *X. chrysenderon*. Il primo raggruppamento è caratterizzato da spore a parete "*bacillata*" o "*venata*" (però appaiono lisce al microscopio ottico), il secondo possiede spore con parete liscia o striata longitudinalmente (chiaramente visibile al microscopio elettronico a scansione SEM), una trama imeniale diversa (intermedia tra quelle di riferimento, boletoidi e filloporoidi) ed una struttura della pileipellis di tipo palisandoderma (ife cilindriche, incrostate). Ulteriori e successive indagini molecolari (BINDER & HIBBETT, 2004; BAKKER & NOORDELOOS, 2005) hanno dimostrato l'effettiva validità tassonomica di questo raggruppamento.

Sembra essere arrivato il momento per procedere ad una riorganizzazione tassonomica e sistematica del genere *Xerocomus*. Infatti nel 2008 l'autore ceco Josef Šutara pubblica un proprio lavoro che contiene novità importanti, per certi versi veramente sorprendenti. Questo lavoro getta le proprie basi nel 2005. A seguito di propri studi giudicati esaurienti, egli si convince che esistevano effettivamente due gruppi di *Xerocomus* ben distinti tra di loro, come accennavo

in precedenza, uno che conteneva *X. subtomentotus*, *X. ferrugineus* (Schaeff.) Alessio e specie affini e l'altro ben definito contenente *X. chrysenteron*, *X. armeniacus* (Quél.) Quél., *X. porosporus* (Imler ex Watling) Contu ed altre entità a loro omogenee. Non pubblica in quell'anno la nuova organizzazione tassonomica e sistematica che aveva in mente in attesa che si concludessero alcuni lavori di genetica in atto per trovare conferma alle proprie tesi. Quindi, nel 2008 Šutara rompe gli indugi e pubblica una nuova organizzazione per le specie europee del genere *Xerocomus*. Delimita queste entità in: *Xerocomus* s. str., *Phylloporus*, *Xerocomellus* ed *Hemileccinum*, questi due ultimi, pubblicati come due nuovi generi e *Pseudoboletus*, che aveva già pubblicato nel 1991, mentre *X. badius* (Fr.) E.-J. Gilbert e *X. moravicus* (Vacek) Herink li conserva come *Boletus*.

In questo numero descriverò quattro specie, si tratta di *Xerocomus depilatus* (Redeuilh) Manfr. Binder & Besl, *Xerocomus impolitus* (Fr.) Quél, *Xerocomus ichnusanus* Alessio, Galli & Littini e *Xerocomus roseoalbidus* Alessio & Littini. Di queste entità soltanto *X. impolitus* è abbastanza diffuso e di facile reperimento nei boschi di latifolia nella nostra regione, le altre specie sono a crescita localizzata e poco diffuse. Le ultime due entità che ho citato in precedenza, uniche nel genere, mostrano un carattere peculiare sul gambo, una sorta di impronta sottile e granulosa da apparire come anello. Di questo carattere tornerò a parlare nel prossimo numero della rubrica. Delle quattro specie che tratto, nella nota a margine delle schede farò riferimento alla nuova posizione tassonomica che hanno assunto nella sistematica filogenetica.

***Xerocomus depilatus* (Redeuilh) Manfr. Binder & Besl**

Cappello fino a 15 cm e talvolta fino a 20 cm di diametro, emisferico, appianato, leggermente depresso a maturità, carnoso; cuticola asciutta, non asportabile, pruinoso nei giovani, mai screpolata, tipicamente grinzoso-gibbosa, con fossette come se fosse martellata, specialmente verso il margine, color camoscio, giallo brunastro.

Tubuli lunghi, adnati o adnato-depressi intorno al gambo, da giallo pallido, giallo intenso a giallo olivastri, immutabili se contusi, pori piccoli e rotondi nel giovane, poligonali a maturità, dello stesso colore dei tubuli, immutabili se contusi.

Gambo pieno, slanciato, generalmente cilindrico, sovente flessuoso, affusolato alla base e radicante, asciutto, fioccoso in alto, granuloso-striato nella metà inferiore, da biancastro a giallo pallido, occasionalmente rosso-brunastro nella parte superiore.

Carne soda, compatta, molle negli esemplari maturi, fibrosa nel gambo, bianca, tipicamente gialla sotto la corteccia del gambo e sopra i tubuli, immutabile al taglio, eccezionalmente si può avere un debole viraggio al blu con tempo molto umido. Odore debole, gradevole, leggermente di fenolo alla base del gambo. Sapore mite;

Commestibilità commestibile.

Habitat nei boschi di querce.

Secondo la mia esperienza, questa entità non è molto comune nel Lazio. Nella provincia di Rieti mi è capitato di raccogliercela in tre località diverse. Non sembra essere fedele al luogo di crescita o almeno vi compare dopo lunghi periodi di assenza. Solo nel comune di Castel di Tora ho avuto la possibilità di raccogliere cinque esemplari contemporaneamente, le altre volte, nel comune di Amatrice e di Torricella in Sabina, ho potuto raccogliere un solo esemplare, al massimo due. Il suolo è calcareo con copertura di querce caducifolia (*Quercus cerris* L.) e presenza di carpino nero (*Ostrya carpinifolia* Scop.). Il periodo di raccolta è verso la fine dell'estate, l'altitudine oscilla fra i 650 m e i 1100 m s.l.m. Mostra una tendenza termofila e una preferenza per i boschi di media altitudine su suoli calcarei. Molto simile a *X. impolitus*, che può essere rinvenuto in boschi di pianura, sotto leccio o querce caducifolia, sia sotto castagno fino a 1000 m di altezza. Come dicevo sono due entità morfologicamente molto simili, con ambienti di crescita diversi e con caratteri microscopici ben differenziali. *X. depilatus* possiede

un aspetto xerocomoide, un gambo slanciato e fusiforme, pori abbastanza ampi a maturità e delle caratteristiche fossette sul cappello. Per contro *X. impolitus* ha un aspetto più bolettoide, pori piccoli a contorno più circolare, gambo sovente tozzo.

Come stanno le cose dal punto di vista tassonomico? Il giudizio non sembra essere univoco. Molti studiosi hanno scelto la proposta di Šutara di collocare nel nuovo genere, *Hemileccinum*, sia *X. depilatus* che *X. impolitus*. Una banca dati molto seguita, Index fungorum, fa questa scelta, come pure M. E. Noordeloos ed altri autori nel settimo volume di *Flora Agaricina Neerlandica* (2018). Per contro la Banca dati Mycobank fa una scelta più conservativa mantenendo come nome corrente il binomio da me utilizzato in questa scheda. Che scelta fare? Qualsiasi scelta si faccia è legittima, personalmente ritengo molto appropriata la scelta di chiamare questa specie col binomio di *Hemileccinum depilatum* (Redeuilh) Šutara (2008).

Xerocomus ichnusanus Alessio, Galli & Littini

Cappello fino a 12 cm di diametro, emisferico, poi appianato, infine leggermente depresso, margine quasi sempre ondulato, cuticola asciutta, più o meno tomentosa, non separabile, presto liscia e sovente screpolata in areole nella zona centrale, colore inizialmente grigio-bruno con tonalità olivastria a bruno-nocciola, bruno-castagna, infine bruno-nerastra, talvolta con tonalità bruno-rossastra.

Tubuli di media lunghezza, adnati, poi leggermente depressi in prossimità del gambo, gialli nei giovani esemplari, giallo-verdastri in quelli maturi, virano intensamente al blu alla rottura, pori inizialmente piccoli ed arrotondati poi larghi ed angolosi, gialli, poi giallo-bruno-olivastro, virano al blu alla rottura o alla pressione.

Gambo pieno, di lunghezza variabile, a volte tozzo ed altre volte slanciato, alla base sempre attenuato o radicante, sovente ingrossato a metà o verso l'apice, colore giallo all'apice e concolore al cappello nella restante parte, bruno-nerastro con l'invecchiamento, provvisto nella parte superiore o talvolta per l'intera lunghezza di un reticolo molto in rilievo, a maglie marcate ed irregolari, inizialmente giallo poi bruno-rossastro, spesso presenta caratteristicamente una grossolana zona anulare granulosa.

Carne spessa, soda nei giovani esemplari, molle a maturità, bianco giallastra, grigio-rossastra nella metà inferiore del gambo, bruno-nerastra alla base del gambo, vira debolmente all'azzurro-blu su tutta la sezione di taglio. Odore non significativo, sapore un po' acidulo.

Commestibilità commestibile.

Habitat nei boschi di quercia.

Questa specie cresce prevalentemente nei periodi caldi ed in ambienti boschivi molto aperti. Si può incontrare nei boschi di quercia, dalla pianura fino a 700 m circa di altezza, in letteratura sono riportati ritrovamenti anche sotto i cespugli di cisto. Questa specie di recente è stata indagata a livello europeo per verificare se esistano le condizioni per inserirla in una lista rossa delle entità a rischio estinzione. Questo dimostra quanto sia poco comune nel centro nord Europa o in zona mediterranea, dove, comunque, è più frequente ma probabilmente poco conosciuta. Personalmente ho avuto la possibilità di raccoglierla nel Lazio, nelle provincie di Latina, Rieti e Roma. Oltre ai dati ambientali, si caratterizza per il gambo nettamente reticolato e radicante, la crescita sovente cespitosa, il viraggio della carne, anche se incostante ma sempre significativo, verso il blu-nerastro ed infine il colore del cappello, marrone-nerastro, con tonalità rosso-porpora, sempre percettibili. A maturità avanzata la colorazione tende ad incupire fino al bruno-nerastro.

A seguito di indagini molecolari, questa specie è stata trasferita, nel 2014, nel nuovo genere monospecifico *Alessioporus*. Il nome di questo genere è in onore del micologo italiano Carlo Luciano Alessio che nel 1984, con altri autori, pubblicò la specie che ho descritto. C. L. Alessio dedicò gran parte della propria vita allo studio della micologia e in particolare allo studio delle

Boletaceae italiane ed europee ma contemporaneamente approfondì anche la conoscenza del genere *Inocybe*. Oggi, il binomio utilizzato per questa specie, con ampio consenso, è: *Alessiopus ichnusanus* (Alessio, Galli & Littini) Gelardi, Vizzini & Simonini.

***Xerocomus impolitus* (Fr.) Quél.**

Cappello fino a 20 cm di diametro, emisferico, poi appianato, talvolta leggermente depresso, margine sovente lobato, cuticola asciutta, finemente tomentosa, presto liscia, intera, non asportabile, colore crema-beige, camoscio, oca-nocciola, oca-brunastro, sovente margine più chiaro.

Tubuli di media lunghezza, adnati o arrotondati al gambo, da giallo pallido, poi giallo dorato, infine giallo verdastro, immutabili alla contusione ed al taglio, pori molto piccoli nei giovani esemplari, poco più ampi a maturità, dello stesso colore dei tubuli, immutabili.

Gambo sodo e pieno, generalmente tozzo, da cilindrico a leggermente bulboso nei giovani esemplari, quasi mai slanciato, colore da bianco-giallastro a giallo, asciutto, fioccoso o granulosostriato soprattutto nella parte mediana, spesso con macchie brunastre alla base.

Carne spessa, soda nei giovani esemplari, molle a maturità, fibrosa nel gambo, bianco giallastro, immutabile al taglio, talvolta con tempo molto umido può apparire un leggero viraggio localizzato al blu. Odore complesso, un po' fruttato, chiaramente iodato alla base del gambo, sapore mite, non significativo o un po' acidulo.

Commestibilità commestibile.

Habitat nei boschi di latifolia.

È una specie dall'aspetto boletoide priva di reticolo sul gambo, con carne immutabile alla contusione o al taglio e dal caratteristico odore iodato alla base del gambo che può risultare più o meno pronunciato. Questi caratteri permettono di separarlo abbastanza agevolmente dalle specie simili appartenenti alla sez. *Appendiculati* Konrad & Maublanc, provvisti di reticolo sul gambo. Nella nostra regione non è difficile trovarlo, soprattutto in estate ed inizio autunno. Predilige i climi temperati e i suoli argillosi ma è possibile incontrarlo, con minore frequenza, anche su terreni calcarei. Le essenze arboree con le quali si lega in simbiosi sono la sughera (*Quercus suber* L.), il leccio (*Q. ilex* L.), il castagno (*Castanea sativa* Miller), le querce a foglie caduche (*Q. cerris* L., *Q. pubescens* Willd.), si trova di solito in boschi di pianura e collinari, spingendosi anche a 1000 m di altezza nei boschi di castagno. È possibile confonderlo con *Xerocomus depilatus* (Redeuilh) Manfr. Binder & Besl, (vedi scheda relativa). La specie descritta è considerata un ottimo commestibile dai raccoglitori ma non ovunque e da tutti apprezzata.

Come *X. depilatus* (Redeuilh) Manfr. Binder & Besl anche la specie di questa scheda è stata trasferita nel nuovo genere *Hemileccinum*, per cui il binomio attualmente utilizzato dal mondo scientifico è: *Hemileccinum impolitum* (Fr.) Šutara. Per coloro che amano visitare il Web debbo aggiungere che attualmente Mycobank riporta ancora come nome corrente il binomio di *Boletus impolitus* Fr. Come si può osservare questa specie, nel corso degli anni, è stata inserita nel genere *Boletus*, in *Xerocomus* ed anche in *Leccinum*. Questo dimostra quanto fosse complicato attribuire questa specie a un genere di appartenenza che lo rappresentasse in modo completo ed esaustivo, ogni collocazione non risultava risolutiva e lasciava aperti dubbi ed incertezze.

***Xerocomus roseoalbidus* Alessio & Littini**

Cappello fino a 60 cm di diametro, inizialmente emisferico poi appianato, talvolta leggermente depresso al centro; cuticola asciutta e glabra, colore rosa, crema-rosato, decolora al bianco-rosato con la crescita.

Tubuli lunghi, adnati poi appena decorrenti, da giallo a giallo-verde, viranti al blu alla rottura, pori dapprima piccoli poi ampi ed angolosi, gialli poi giallo-olivastri a maturità, viranti al blu alla contusione.



Xerocomus depilatus

Foto di Giovanni Segneri



Xerocomus ichnusanus

Foto di Giovanni Segneri



Xerocomus impolitus

Foto di Giovanni Segneri



Xerocomus roseoalbidus

Foto di Giovanni Segneri

Gambo pieno e di forma variabile, da cilindrico a ventricoso, comunque sempre affusolato verso la base, talvolta tipicamente ramificato, asciutto, appena viscido nella metà inferiore nei giovani, sovente con zona anulare formata da granulazioni grossolane, giallo intenso nella parte superiore, più pallido nella restante parte, in vecchiaia macchiato di rosso-brunastro verso la base.

Carne soda nei giovani esemplari, molle in quelli maturi, crema-giallastro, alla base del gambo bruno-grigiastra, da rosa a porpora appena sotto la cuticola e sopra i tubuli, sovente tale colorazione interessa tutta la carne del cappello. Odore e sapore poco significativi.

Commestibilità commestibile.

Habitat nei boschi di latifolia.

La specie descritta è molto rara, predilige i periodi caldi ed i boschi areati, si lega preferibilmente con le querce caducifoglie. Cresce singolo o cespitoso e sovente con gambo ramificato, su terreno asciutto ed acido. Ho avuto la possibilità di raccogliero, sempre in boschi di pianura, sia in provincia di Latina che in quella di Roma. È presente anche nella provincia di Viterbo. Per le sue caratteristiche particolari non è difficile riconoscerlo, sicuramente è più problematico trovarlo! In letteratura viene dato come commestibile di mediocre qualità, data la sua rarità è opportuno rispettarlo, evitando raccolte a scopo culinario.

Anche questa specie è stata descritta da C. L. Alessio con la collaborazione di G. Lettini e pubblicata nel 1987 a seguito di ritrovamenti avvenuti in Sardegna. Nel 2014, a seguito di studi molecolari, questa specie è stata trasferita nel genere monospecifico *Pulchroboletus*, attualmente il binomio corrente è: *Pulchroboletus roseoalbidus* (Alessio & Lettini) Gelardi, Vizzini & Simonini, con ampio consenso del modo scientifico.

CURIOSITÀ BOTANICHE
A cura di Fabio De Stefani

VILLA LAZZARONI

Fortunatamente le nostre città hanno incastonati tra l'asfalto e il cemento dei gioielli verdi che sono i parchi e i giardini; fra queste soprattutto Roma, che alla fine dell'ottocento era immersa fra vigne, orti e ville.

È proprio di una di queste ville di Roma che vi voglio parlare, Villa Lazzaroni, situata tra via Appia Nuova e via Tommaso Fiortifiocca a due passi da Piazza dell'Alberone, vicino San Giovanni, ora sede di una scuola del IX municipio. Si tratta di un'area di circa 50.000 metri quadrati destinati inizialmente, nel XIX secolo, all'agricoltura e, alla fine dello stesso, trasformata in villa patronale dalla famiglia Lazzaroni.

Nel camminare appunto in via Appia in una giornata di tarda primavera, alzando gli occhi mi colpiscono delle pannocchie di fiori gialli che si stagliano su delle foglie verde scuro che non avevo mai visto. Incuriosito decido di fermare la mia solita e stressante corsa, dovremmo farlo più spesso, poso le buste della spesa in macchina e mi decido ad entrare per visitare la villa. Passando dalla porticina laterale, osservo subito che la villa appare in cattivo stato. Fontane ridotte male, non funzionanti, un ambiente maltenuto, ma vivo, pieno di bambini che giocano. Le loro urla si mischiano al rumoroso "ciangottio" dei parrochetti (i pappagallini che ormai invadono tutta Roma, *Psittacula krameri* Scopoli e *Myiopsitta monachus* Boddaert), mentre altrove gira la giostra di antica memoria e l'uomo dei pony, che porta a spasso i bambini, sembra l'omino di burro di pinocchio che accompagna i ragazzi nel paese dei balocchi. Il tutto con una luce del sole radente che si mischia alla polvere, una scena felliniana.

Le prime essenze arboree che si notano sono le alte conifere, i pini domestici da pinoli (*Pinus pinea* L.) e i pini d'Aleppo (*Pinus halepensis* Mill.), i cedri dell'Himalaya [*Cedrus deodara* [Roxb. ex (D. Don) G. Don] e davanti alla villa un grande esemplare di Araucaria [*Araucaria araucana* (Molina) K. Koch], pianta originaria del Cile; poi, sempre in zona, degli esemplari di pino laricio [*Pinus nigra* subsp. *laricio* (Poir.) Maire] e anche dei grandi platani [*Platanus acerifolia* (Aiton) Willd.] e delle palme.

Continuando il giro mi soffermo su delle grandi piante di paulonia, nome dedicato alla figlia dello zar Paolo I, Anna Pavlovna (*Paulownia tomentosa* Steud.), dalla splendida fioritura, pianta che in estremo oriente era molto utilizzata sia per scopi alimentari, le parti verdi come foraggio per diversi animali, sia per scopi medicinali. Più avanti scorgo degli alberi della canfora [*Cinnamomum camphora* (L.) J. Presl.], dalle foglie aromatiche; infatti dalle stesse e dal legno per distillazione e raffinazione si estrae appunto la canfora, pianta originaria di Cina e Giappone dove è diventato l'albero simbolo della città di Hiroshima in quanto è stato il primo albero a ricrescere dopo il disastro atomico. Verso l'uscita di via Fortifiocca si osservano meglio le origini rurali della villa. Infatti ci sono degli ulivi (*Olea europea* L.) e un vecchio mandorlo [*Prunus dulcis* (Mill.) D.A. Webb.], che fruttifica ancora.

Tornando dalla parte di via Appia incontro degli eucalipti (*Eucalyptus camaldulensis* Dehnh., *Eucalyptus globulus* Labill) e un bell'esemplare di ginkgo biloba (*Ginkgo biloba* L.) vero fossile vivente, le cui origini risalgono a circa 250 milioni di anni fa. Quest'ultimo pur avendo delle foglie decidue, che in autunno assumono un bellissimo colore giallo e sono a forma di ventaglio come le latifoglie, è più vicino alle conifere in quanto fa parte delle gimnosperme, cioè i semi non sono protetti dall'ovario. Camminando verso l'esterno incontro un albero di casuarina (*Casuarina equisetifolia* L.), elegante albero dalla chioma piumosa; il nome deriva dall'uccello *Casuarus casuarus* L., una specie di struzzo dell'Australia, stesso luogo di origine dell'albero. Esso ha dei frutti legnosi simili a quelli delle conifere ma è un'angiosperma, cioè i semi sono protetti dall'ovario che gli fa da involucre.



Villa Lazzaroni

Foto di Fabio De Stefani



Koelreuteria paniculata. Frutto



Fiore

Foto di Fabio De Stefani



Albizia julibrissin. Fiore



Foglie

Foto di Fabio De Stefani



Jacaranda mimosifolia. Fiore



Portamento Foto di Fabio De Stefani



Tipuana tipu. Fiore



Frutto Foto di Fabio De Stefani

Ci sono inoltre anche degli interessanti arbusti e cespugli, oltre al comune alloro (*Laurus nobilis* L.), (tutti penso che conoscano la vicenda di Apollo e Dafne, prodromo di uno dei primi episodi di maltrattamento delle donne della storia), utilizzato molto in cucina (adatto per fare ottimi fegatini di maiale), mi sono poi imbattuto nell'olivagno (*Elaeagnus angustifolia* L.), con foglie simili all'ulivo, nel camedrio frutticoso (*Teucrium fruticans* L.), dalle belle foglie argentate e dai fiori blu violetti, nella deuzia (*Deutzia gracilis* Siebold & Zucc.), dalla splendida fioritura primaverile con fiori bianchi delicatamente profumati, in molti cespugli di rose non molto curati e in alcuni cespugli profumati di lavanda di spagna (*Lavandula dentata* L.), dai bei fiori viola.

Alla fine del giro ho contato più di sessanta specie, direi moltissime per un'area così limitata. C'è da arrivare ad una conclusione, il barone Lazzaroni, nulla a che fare con i biscotti, aveva delle competenze in materia di giardinaggio, difatti fu poi nominato nel 1890 direttore dei giardini comunali.

Tra le specie arboree da me osservate, comunque, le cinque specie che più mi hanno colpito, perché piuttosto rare a Roma, sono le seguenti: l'albero delle lanterne cinesi

(*Koelreuteria paniculata* Laxm.), di cui parlavo all'inizio, così chiamato perché in autunno ha dei frutti che sembrano dei palloncini, l'albizia (*Albizia julibrissin* Durazz.), dai bellissimi fiori simili a dei piumini rosa, l'albero glicine (*Jacaranda mimosifolia* D. Don), dalla meravigliosa fioritura blu violacea, l'albero chiamato l'orgoglio della Bolivia [*Tipuana tipu* (Benth.) Kuntze], dai fiori di un giallo arancio intenso molto decorativi e una "mimosa" molto particolare chiamata acacia orrida [*Vachellia karoo* (Hayne) Banfi & Galasso] per delle grosse spine. A queste ho deciso di dedicare una descrizione più dettagliata.

***Koelreuteria paniculata* Laxm.**

Nomi volgari: Albero delle lanterne cinesi, *Koelreuteria*.

Albero di media grandezza, (P scap, sigla che esprime la forma biologica), caducifoglio, che non raggiunge grandi altezze circa 12 metri, ha un tronco eretto spesso multiplo con corteccia marrone chiaro e chioma negli adulti tondeggianti e disordinata nei giovani.

Le foglie sono composte, imparipennate, con 7-17 foglioline dentato-incise color verde scuro che diventano gialle in autunno e le nuove di un bel color bronzo in primavera, lunghe anche complessivamente fino a 40 cm.

I fiori sono piccoli, circa 1 cm di diametro, con petali gialli e centralmente di un rosso porpora riuniti in pannocchie lunghe 20-25 cm, fioriscono a fine primavera inizio estate.

Gli inconfondibili frutti sono delle vescichette a forma di cuore lunghe 4-5 cm di color bruno rossicce a maturità. Contengono dei semi neri.

Il nome del genere è dedicato al botanico tedesco Joseph Koelreuter (1733-1806), l'epiteto viene da *paniculata* per l'infiorescenza a pannocchia.

L'albero delle lanterne cinesi è originario delle regioni settentrionali di Cina, Giappone e Corea. Fu introdotto in Europa a scopo ornamentale nel XVIII secolo ed è coltivato ancora oggi in parchi e giardini.

***Albizia julibrissin* Durazz.**

Nomi volgari: Acacia di Costantinopoli, falsa acacia, Albizia

Sinonimi: *Mimosa julibrissin* (Durazz.) Scop.

Piccolo albero (P scap) con foglie caduche, tronco dritto fino a circa 15 metri, glabro e senza spine con corteccia grigio-verdastra che con l'età diventa rosso-bruna. La ramificazione è molto espansa, si allarga orizzontalmente creando una chioma ombrelliforme.

Le foglie sono composte, bipennate, alterne e molto leggere con aspetto piumoso che rende l'albero estremamente elegante. Sono lunghe fino a 40 cm con circa 60 segmenti verde chiaro che durante la notte si richiudono.

I fiori, molto numerosi, fioriscono da maggio/giugno fino ad agosto, sono ermafroditi e profumati, riuniti in capolini, ma caratteristici sono gli stami numerosissimi dall'aspetto piumoso saldati alla base con varie sfumature, dal giallo-rosa al violetto, molto belli.

Il frutto è un lomento (come un legume), lungo 10-15 cm, glabro persistente fino alla primavera successiva.

Il nome del genere ricorda il nobile fiorentino Filippo degli Albizzi, che verso il 1740 introdusse la pianta a Firenze da un viaggio a Costantinopoli. L'epiteto specifico probabilmente deriva da un vocabolo persiano "*Gul-i-Abrisham*", che significa "fiore di seta".

Albero molto usato come ornamentale per la sua fioritura e per la chioma espansa e piumosa come ombreggiante.

Jacaranda mimosifolia D. Don

Nomi volgari: Albero glicine, falso palissandro, Jacaranda

Sinonimi: *Jacaranda ovalifolia* R. Br.

Albero di medie dimensioni (P lian), dai 9 ai 15 m, anche 25 nei paesi di origine, specie decidua (caducifoglia) o semi-sempreverde, la chioma appare densa e tondeggiante larga quasi quanto l'altezza del tronco.

Le foglie sono composte, bipennate, lunghe 20-40 cm, presentano circa 16 divisioni che portano 25-30 foglioline con lamina obovata e margine intero e apice acuminato, verdi brillanti simili a quelle della mimosa (*Acacia dealbata* Link).

I fiori sono ermafroditi a forma di cornucopia di colore blu-viola lunghi 3-6 cm su numerosi grappoli apicali che rendono la fioritura molto decorativa, compaiono in tarda primavera inizio estate (maggio-giugno).

I frutti sono delle capsule legnose tondeggianti di circa 6 cm di diametro, deiescenti, dapprima verde chiaro fino a marrone scuro e contengono numerosi semi.

Il nome del genere deriva dal fatto che il palissandro, legno pregiato fornito da varie specie di *Papilionaceae* in Brasile, era chiamato dalle tribù amazzoniche *jacarandà*, nome poi dato al genere *Jacaranda* per la somiglianza; l'epiteto specifico deriva dal fatto che le foglie somigliano a quelle della mimosa.

Albero originario dell'America meridionale, dal Brasile all'Argentina nord occidentale, portato in Italia nel XIX secolo a scopo ornamentale per abbellire giardini e parchi per la bellissima fioritura azzurro viola.

Tipuana tipu (Benth.) Kuntze

Nomi volgari: Orgoglio della Bolivia, Tipa, palo rosa.

Sinonimi: *Tipuana speciosa* Benth., *Machaerium tipu* Benth.

Albero di grandi dimensioni (P scap) caducifoglia tardiva, nei paesi di origine può raggiungere anche i 30 metri di altezza con chioma molto espansa, corteccia grigio scura che se ferita emette una resina bruno rosata.

Foglie composte, imparipennate, opposte o raramente alterne, lunghe 15-20 cm, il numero di foglioline, che si presentano sul rachide in modo alterno, va da un numero di 9 a 29 di forma ovale allungata e color verde chiaro.

I fiori sono portati in grappoli allungati all'ascella delle foglie, di un bel colore giallo-arancio con bocca, apertura esterna della corolla, rosso-bruna, compaiono copiosi per tutta l'estate.

Il frutto è un legume alato che lo fa somigliare ad una samara, prima di colore verde poi marrone, quando è maturo e si stacca dalla pianta l'ala funziona come l'elica di un elicottero e arriva al suolo roteando.

Il nome è stato dato al genere dal botanico inglese George Benthham nel 1853 che deriva da *Tipu* nome popolare che veniva usato in Bolivia, l'epiteto riprende tale nome.

L'albero originario delle foreste sub tropicali della Bolivia, dell'Argentina nordoccidentale, introdotto anche in Brasile e Uruguay, è ampiamente coltivato sia negli Stati Uniti che in Europa a scopo ornamentale per le sue splendide fioriture e per la sua larga chioma ombreggiante, ha una rapida crescita e resiste molto bene alla siccità. La linfa rosata, per questo il nome palo rosa, ha alcune applicazioni medicinali e le sue foglie vengono usate come foraggio per il bestiame.

Vachellia karroo (hayne) Banfi & Galasso

Nomi volgari: Acacia orrida, Mimosa orrida.

Sinonimi: *Acacia karroo* Hayne, *Acacia horrida* Auct. non Willd.

Piccolo albero o arbusto (P caesp) alto al massimo 10 metri, con chioma globosa espansa e rami spinosi, specie caducifoglia. La corteccia nei giovani rami è rossastra, scurisce e si fessura con l'età, dalle fessure secerne una gomma commestibile.

Le foglie bipennate, composte da 2-7 paia di pinne, ciascuna con 5-14 paia foglioline opposte di forma oblunghe e color verde chiaro. Le stipole, minuscole foglioline che si possono trovare alla base del picciolo della foglia, si trasformano in lunghe spine, anche 10 cm, grigio-biancastre generalmente accoppiate.



Vachellia karroo. Foglie



Fiori

Foto di Fabio De Stefani

I fiori, simili a quelli della mimosa, di un giallo intenso e leggermente profumati, sono disposti in gruppi di capolini raccolti in 4-6 fascetti all'ascella delle foglie.

Il frutto è un legume falciforme, compresso e contratto tra i semi.

Il nome del genere è stato dato in onore del botanico britannico George Harvey Vachell, l'epiteto di specie da Karroo, regione arida del Sudafrica luogo di origine della pianta.

Albero, come dicevamo, originario del Sudafrica, ma naturalizzato nel sud d'Italia, soprattutto in Sardegna, viene utilizzato come ornamentale o per siepi impenetrabili anche dal bestiame. La gomma che filtra dalle fessure della scorza può essere utilizzata per la produzione di caramelle o come gomma arabica, le spine venivano utilizzate in Sicilia per ricamare. È in corso una revisione filogenetica delle specie africane di Acacia, per cui il nome scientifico del genere accettato dal 2013 è *Vachellia*.

