

*Russula risigallina* (Batsch) Sacc. 1915, (*Russulaceae*)  
Mise en évidence des incrustations acido résistantes sur les hyphes primordiales de la cuticule.  
Utilisation de la technique de Cléménçon, avec carbolfuchsin et lactoglycérol.  
Photo Camille Mertens

## Bulletin de l'Association des Mycologues Francophones de Belgique

2012/05

# Association des Mycologues Francophones de Belgique

**(A.M.F.B. asbl)**

Créée le 16 mai 2007

Siège social : Allée des Ecureuils, 6, à 6280 - LOVERVAL

Arrondissement judiciaire de Charleroi

Numéro d'entreprise : 892.031.004

<http://www.amfb.eu>

le site est géré par Emile VANDECASTEELE

Au sein du Conseil d'Administration, le bureau est composé de :

André FRAITURE, Président

Jardin Botanique National de Belgique, Domaine de Bouchout

B-1860 MEISE [fraiture@br.fgov.be](mailto:fraiture@br.fgov.be)

Paul PIROT, vice-président

rue des Peupliers, 10, B-6840 NEUFCHATEAU [paul.pirot.mycology@skynet.be](mailto:paul.pirot.mycology@skynet.be)

Alfred LOSS, secrétaire

Allée des Ecureuils, 6 - B-6280 LOVERVAL [alfred.loss@skynet.be](mailto:alfred.loss@skynet.be)

Marcel LECOMTE, trésorier

Rue Basse Chaussée, 117 B-5022 COGNELEE/NAMUR [mlecomte@skynet.be](mailto:mlecomte@skynet.be)

Les autres membres du conseil d'administration sont :

Jacqueline BERNAUD

Françoise DRAYE

Jean-Pierre LEGROS

Camille MERTENS

Joseph PELLICANI

Jean-Marie PIRLOT

Claude QUINTIN

David VALLEE

Nous publions un bulletin annuel.

## Table des Matières

### Pages

2 : In Memoriam

3 : Observation des dermatocystides et des poils du revêtement cuticulaire des russules,  
JEAN LACHAPELLE & MARCEL LECOMTE

5 : Une excursion printanière des plus intéressantes,  
PASCAL DERBOVEN, ANDRÉ FRAITURE, DANIEL GHYSELINCK & CAMILLE MERTENS

13 : Quelques notions sur les rouilles (1<sup>ère</sup> partie), ARTHUR VANDERWEYEN

17 : *Echinoderma hystrix* (F.H. Møller & J.E. Lange) Bon, nouvelle espèce pour la Wallonie  
BERNARD CLESSE & ALBERT MARCHAL

21 : *Aleuria bicucullata* Boudier, 1881, CAMILLE MERTENS

22 : Les tiques (2<sup>ème</sup> partie), PAUL LEROY

25 : *Ripartites metrodii* : une espèce intéressante, FRANÇOISE DRAYE & MARCEL LECOMTE

28 : *Leptosphaeria acuta* : une espèce méconnue, FRANÇOISE DRAYE & MARCEL LECOMTE

29 : *Lamprospora biannulata* Beauseigneur, ANDRÉ FEVRIER & MARCEL LECOMTE

31 : *Xylaria carpophila*, sur cupules de *Fagus*, MARCEL LECOMTE

33 : *Subulicystidium longisporum* et *Bulbillomyces farinosus*, CAMILLE MERTENS

35 : *Capitotricha fagiseda* : un ascomycète sur les cupules des fruits du hêtre, MARCEL LECOMTE

38 : *Boletus moravicus* Vacek : un bolet à redécouvrir, ou à découvrir. Première approche, en toute modestie, ANDRÉ POURTOIS & MARCEL LECOMTE

43 : *Amanita pachyvolvata* (Bon) Krieglsteiner 1984 ou Amanite à volve épaisse,  
MARIO DIGIANGREGORIO

46 : *Thilaclidium brachiatum*, BERNARD CLESSE & MARCEL LECOMTE

49 : Teintures naturelles obtenues à l'aide de champignons,  
JEAN-PIERRE NAVEZ & JEAN-MARIE SENELART

56 : Aide-mémoire du « petit chimiste mycophile », MARCEL LECOMTE

60 : Aide-mémoire de la microscopie mycologique vue sous l'angle des genres, MARCEL LECOMTE

## IN MEMORIAM



**Christiane Neyts** nous a quittés ce 23 novembre 2011.

Habitant à Jevoumont (Theux), dans la province de Liège, elle était née le 3 décembre 1950. Malgré tout son courage, elle a dû finalement s'avouer vaincue par la maladie insidieuse qui la rongait depuis quelque temps.

Elle était membre actif de la Société Botanique de Liège depuis près de 20 ans et nous avions la chance de la compter parmi les membres de l'AMFB depuis la création de notre association.

Comme beaucoup de personnes de la région ver-viétoise, elle a commencé la mycologie avec Julien Counhaye qui, grâce à ses sorties mycologiques mensuelles (de fin avril à fin octobre), nous a communiqué sa passion et beaucoup appris à toutes et tous.

La vie ne l'a pas ménagée dans les épreuves quotidiennes, et elle vouait une passion sans bornes à son chien, et à la culture des fleurs. Elle était une participante assidue aux diverses sorties mycologiques,

qu'elle égayait de son rire éclatant. Toujours prête à offrir son aide, elle contribuait à la préparation des expositions, à l'organisation des réunions, et n'hésitait pas à se retrousser les manches lors du barbecue annuel.

Les mots sont pauvres et vains devant la cruauté d'un départ. Nous adressons toutes nos condoléances à sa famille, et nous ne pouvons émettre qu'une seule promesse : « Christiane, nous ne t'oublierons pas ! ».

**Pierre Pescheur**, une figure marquante du Cercle de mycologie de Liège et grand spécialiste des Aphylophorales et autres Corticiés, nous a également quittés ce 26 novembre 2011.

Même s'il n'était pas membre de l'AMFB, nombre d'entre-nous le connaissaient et l'estimaient, autant pour ses immenses connaissances mycologiques que pour sa grande modestie et sa disponibilité.

Nous adressons tous nos encouragements et nos pensées les plus amicales à sa famille.

Hommage d'André Fraiture : « *Nous n'étions pas de véritables amis, mais nous nous apprécions mutuellement. Je le connaissais depuis de très nombreuses années (quarante ans ?) et j'ai toujours eu de l'estime pour sa très bonne connaissance des Aphylophorales, en particulier des polypores. D'un abord parfois un peu sévère, il était pourtant toujours prêt à donner, avec patience, amabilité et didactisme, des explications à ceux qui venaient lui poser des questions.*

*Il abordait l'étude des champignons avec un véritable esprit scientifique, qu'il avait probablement tiré de la fréquentation, dès ses débuts, de l'équipe des mycologues liégeois (MM. Darimont, Damblon, Lambinon, Demoulin). Il a accumulé des notes et un herbier qui ont une grande valeur scientifique. Il était également préoccupé de protection de la nature et était conservateur d'une réserve naturelle. »*



## Observation des dermatocystides et des poils du revêtement cuticulaire des russules

Jean Lachapelle<sup>1</sup> (★) & Marcel Lecomte

Henri Romagnesi a montré, en son temps, toute l'importance qu'il faut attacher, dans le genre *Russula*, à l'observation de trois éléments du revêtement cuticulaire : les dermatocystides, les hyphes primordiales et les poils.

Romagnesi ne voyait pas de difficultés majeures dans l'observation de ces poils ; en revanche, il a souligné le fait que "*des mycologues expérimentés n'ont pas perçu des dermatocystides épicuticulaires là où elles existaient pourtant*". Ces dermatocystides, selon lui, sont "*essentiellement caractérisées par la présence de corps noirissants dans les réactifs sulfoaldéhydiques*".

Personnellement, nous nous demandons si les amateurs de russules ne se sont pas trop focalisés sur la prétendue difficulté d'observation des dermatocystides et du coup n'ont pas osé les observer dans un milieu autre que les réactifs sulfoaldéhydiques.

Nous vous proposons ci-après un *modus operandi* relativement simple d'application, et qui donne généralement des résultats d'une excellente lisibilité. Dans un premier temps, il ne nous paraît pas indispensable d'utiliser ces réactifs sulfoaldéhydiques, qui sont d'un maniement délicat, voire dangereux, car ils impliquent la mise en œuvre d'acide sulfurique à haute concentration, avec les risques de manipulation que cela comporte : brûlures graves ou dégradation de l'objectif du microscope. Notre expérience personnelle nous conduit à penser que ces derniers réactifs sont à réserver à de rares cas "récalcitrants".

Les conditions à remplir pour arriver à une bonne mise en évidence des dermatocystides sont :

- Comme le souligne quasi impérativement Romagnesi : travailler sur des sujets frais.
- Réaliser un scalp bien en biais, dans une partie du revêtement cuticulaire proche du centre du chapeau.
- Utiliser un colorant adéquat.

Le rouge Congo, plus particulièrement dans une solution aqueuse à laquelle on a adjoint du SDS (Sodium Dodécyl Sulfate), selon la formule de Cléménçon<sup>2</sup>, révèle en général extrêmement bien les dermatocystides, mais aussi les poils de la cuticule (il est important de le souligner).

Rouge Congo :	1 g
Eau bidistillée :	→ 100 cc
SDS :	0,5 g

Comme l'a très bien exposé Bart Buyck (2007), le bleu de crésyl aboutit souvent à un aussi bon résultat, à condition que l'échantillon observé soit suffisamment petit.

Il présente en outre deux grands avantages.

- Quoique moins lumineux que le rouge Congo, ce colorant révèle aussi, et très bien, les laticifères et les incrustations notamment des hyphes primordiales, ... sans parler de ses propriétés métachromatiques.
- La réaction est indifférente à l'état du champignon (frais, exsiccatum, jeune, vieux, conditions climatiques).

Nous utilisons le bleu de crésyl alcoolique de Cléménçon qui est facile d'emploi et de longue conservation (recommandé par B. Buyck). Voici sa formule de préparation :

### **Bleu de crésyl selon Cléménçon (1972)**

éthanol à 96°:	27 ml
Bleu de crésyl :	0,5 g
eau bidistillée :	55,5 ml
agent mouillant : Sodium Dodécyl Sulfate	0,5 g
glycérine pure :	17 ml

Mélanger longuement (agitateur magnétique durant 6 heures) et filtrer, si nécessaire.

<sup>1</sup> Jean Lachapelle était un mycologue bruxellois, microscopiste éminent ; il nous a quittés le 1<sup>er</sup> mai 2004.

<sup>2</sup> Cléménçon et Moser affirment qu'une solution aqueuse est très stable et que son pouvoir de coloration n'est pas inférieur au mélange ammoniacal traditionnel. Un seul inconvénient : la solution aqueuse est moins mouillante que le rouge Congo ammoniacal, ce qui l'ajout d'un agent mouillant. Au départ, ce réactif a été mis au point par Michel Monod, ancien élève de Cléménçon, pour colorer sélectivement les hyphes des prélèvements de peau mycosée.

En suivant minutieusement la méthode décrite ci-dessous, il est rare de rencontrer un échec ; si c'est le cas, il faut alors s'interroger sur la cause du problème et chercher l'erreur de manipulation ; nous conseillons vivement d'effectuer quelques manipulations à titre d'entraînement sur des espèces bien connues, où la présence de poils cuticulaires et de dermatocystides est évidente ; et surtout, plus pragmatiquement, ne pas craindre d'effectuer une nouvelle préparation. Éventuellement, utiliser un autre colorant.

Voici comment nous procédons.

- Prélever un scalp de quelques millimètres sur une zone +/- proéminente (pincer si nécessaire) située près du centre du chapeau, approximativement au 1/3 du rayon, en prenant soin de biaiser aussi finement que possible.
- Déposer le scalp dans l'eau, le retourner et éponger.
- Sous la loupe stéréoscopique (à défaut, sous une loupe quelconque et sous un bon éclairage), découper l'étroit pourtour biaisé (le bord du bord !) ; le débiter en quelques très petits morceaux qui doivent ressembler à des lambeaux de dentelle ; les transporter "par voie d'eau" dans le bleu de créstyl.
- Laisser agir le colorant un moment ; poser la lame couvre objet ; écraser doucement d'un mouvement vertical (et non de translation) de manière à avoir une dispersion centrifuge (en bouquet) qui révèle mieux le « chevelu ».
- Si l'observation à sec (400 ou 600x) suffit généralement, elle est tout de même meilleure sous les objectifs à immersion (63x ou 100x). Ne pas oublier de retirer l'éventuel filtre bleu du microscope.

Si le manque de résultats se confirme et qu'après cela, vous n'arrivez pas à mettre en évidence les dermatocystides, il est temps maintenant d'avoir recours à la panoplie des réactifs sulfoaldéhydiques (voir notamment Lecomte 2012).

### **Bibliographie**

**BUYCK B.**, 2007 - Bulletin de la SMF, t. 105, fasc. 1 : 11-11.

**CLÉMENÇON H.**, 1999 – *Vom Umgang mit Kongorot*, Schweiz. Zeitschr. Pilskunde **77** : 247-250.

**CLÉMENÇON H.**, 2004 - *Citology and Plectology of the Hymenomycetes*, Berlin, Cramer, 488 p.

**CLÉMENÇON H.**, 2009 - *Methods for working with Macrofungi*, IHW Verlag, 88 p.

**LECOMTE M.**, 2012 – *Les réactifs sulfoaldéhydiques (SAL) et leur utilisation pour l'étude des Russulales*, Scripta botanica belgica (sous presse).

## Une excursion printanière des plus intéressantes.

Pascal Derboven, André Fraiture, Daniel Ghyselincx & Camille Mertens<sup>3</sup>

Qui aurait pu penser qu'avec des précipitations quasi inexistantes depuis plusieurs semaines, cette sortie dédiée aux ascos de printemps s'avérerait si prolifique et nous gratifierait de quelques espèces vraiment intéressantes ?

Pascal s'était proposé de servir de guide et, compte tenu de la grande sécheresse qui sévissait, il avait cru bon, quelques jours avant le rendez-vous de cette sortie du Groupe de Travail du Brabant Wallon (le GTBW) du 26/05/2011, d'aller prospecter le long du parcours initialement prévu, pour constater sans surprise que les sites de prospections étaient complètement asséchés. Il fallait donc trouver d'urgence d'autres endroits !

Grâce à son expérience des bons biotopes à ascos printaniers ainsi qu'à sa bonne connaissance de la région, Pascal jugea que les deux sites décrits ci-après constituaient le meilleur choix, car ils proposent des milieux très variés, avec un grand nombre d'espèces observables. De quoi alimenter le relevé mycologique du jour, avec un résultat dépassant totalement les espérances.

Un rendez-vous est fixé sur le parking en face de l'établissement des "Biquettes" à côté des ruines de l'Abbaye de Villers-la-Ville, servant de point central pour les deux excursions du jour ainsi que pour la restauration du midi. Une sortie "port de bottes obligatoires" si l'on voulait avoir la moindre chance d'apercevoir l'un ou l'autre champignon !



Photo 1 - L'aulnaie et la roselière de la vallée du Ry d'Hez

Le matin, nous nous rendons près du "Moulin de Chevelipont" pour une courte promenade dans une zone de conifères, au sol parfois gorgé d'eau et herbergeant des plaques de sphaignes, rares en Brabant wallon, puis pataugeons dans le ruisseau pour en explorer les bords humides, le tout dans un environnement semblable à certains coins de nos Ardennes.

L'après-midi, c'est le fond de la vallée du Ry d'Hez qui nous attend. On y trouve une aulnaie humide (photo 1) bordée d'une prairie de fauche tardive en pleine floraison, ainsi qu'une roselière, par places encore les pieds dans l'eau, dans laquelle de petits rus prennent leur source pour ensuite traverser une zone de feuillus hébergeant quantité de branches à moitié immergées.

<sup>3</sup> Tous membres du G.T.W.B. (Groupe de Travail du Brabant Wallon), une antenne de l'AMFB, qui s'occupe de dresser l'inventaire des espèces de cette région du pays.

Finalement, chaque participant y trouva son compte ; les uns récoltant des raretés, les autres découvrant les champignons vernaux fructifiant en des lieux insolites et d'autres encore en profitant pour herboriser en botanique.

***Microbotryum violaceum* (Pers.: Pers.) G. Deml & Oberw. (photo 2)**

Ce champignon fait partie du groupe des « charbons » (Ustilaginales). Ces derniers, ainsi que les « rouilles » (Urédinales), sont des parasites de végétaux, qui apparaissent généralement sous forme de petits points colorés, sur les feuilles mais également sur d'autres parties de la plante. Comme ils forment des basides (cloisonnées transversalement !), on les inclut dans les Basidiomycètes au sens large, mais ils sont très différents des macromycètes que nous étudions habituellement.



Photo 2 – *Microbotryum violaceum* sur *Silene dioica*

On a longtemps appelé cette espèce *Ustilago violacea* (Pers.: Pers.) Roussel mais Deml & Oberwinkler (1982), sur base de caractères d'ordre essentiellement chimique, ont redécrit et amendé le genre *Microbotryum* de Lévillé et y ont inclus *U. violacea*. Cette position est contestée par Vánky (1994), le spécialiste mondial des Ustilaginales, qui estime que les connaissances ne sont pas encore assez établies pour accepter cette nouvelle définition du genre *Microbotryum*. En effet, celle-ci rendra probablement obligatoire la recombinaison d'au moins une centaine d'espèces d'*Ustilago* dans le genre *Microbotryum*.

Par ailleurs, d'un point de vue nomenclatural, rappelons que dans le cas présent, l'ouvrage « sanctionnant » n'est pas le *Systema mycologicum* de E.M. Fries (1821) puisque, pour les Urédinales, les Ustilaginales et les Gastéromycètes, c'est le *Synopsis methodica fungorum* de Persoon (1801) qui doit être utilisé. C'est pourquoi un « : Pers. » figure dans la citation des auteurs.

*Microbotryum violaceum* se développe sur les anthères (la partie des étamines qui contient le pollen) de nombreuses espèces de Caryophyllaceae, principalement des genres *Dianthus*, *Lychnis* et *Silene*. Un de ses synonymes est d'ailleurs *Ustilago antherarum* (DC.) Fr. Le charbon y forme des spores globuleuses et réticulées, de 6-9 µm de diamètre.

Les spécimens que nous avons récoltés se développaient sur *Silene dioica* (L.) Clairv., le "Compagnon rouge". Cette espèce est commune chez nous, surtout en lisière des chemins et des bois, sur des sols plutôt frais. Il s'agit d'une espèce dioïque, c'est à dire que les sexes y sont séparés. On trouve donc des plantes mâles, avec un ovaire avorté et filiforme, et des plantes femelles, qui possè-

dent toutefois des staminodes (étamines avortées). Il est intéressant de noter que l'infection par le *Microbotryum violaceum* provoque le développement de l'ovaire chez les individus mâles et celui des étamines chez les individus femelles.



Photo 3 – *Pachyella babingtonii*

***Pachyella babingtonii* (Berk. & Broome) Boud.** (photos 3 et 4)

Il s'agit d'une espèce facile à reconnaître sur le terrain, tout d'abord grâce à son habitat sur branches ou cônes partiellement immergés dans l'eau, mais aussi grâce à sa couleur brune uniforme, à sa forme en disque pulviné, à sa consistance gélatineuse et à sa taille déjà honorable (jusque 10 - 12 mm) pour un ascomycète.

L'examen microscopique révèle de grandes spores elliptiques mesurant 21–23 x 11,5–13 µm, à paroi épaisse et présentant deux grosses guttules. Différents auteurs – comme Breitenbach & Kranzlin (1984), Dissing in *Nordic Macromycetes* (Hansen & Knudsen 2000) – mentionnent une réaction faible du sommet des asques dans le lugol (mais Dissing ajoute quand même : « Sometimes non amyloid in dried material »). Malgré une analyse minutieuse, aucune réaction n'a été observée chez nos spécimens. Ce caractère est donc probablement inconstant, d'autant plus que Dennis (1968) place ce taxon dans le genre *Psilopezia* de la tribu des Aleurieae, caractérisée par l'absence de réaction du sommet des asques dans l'iode.

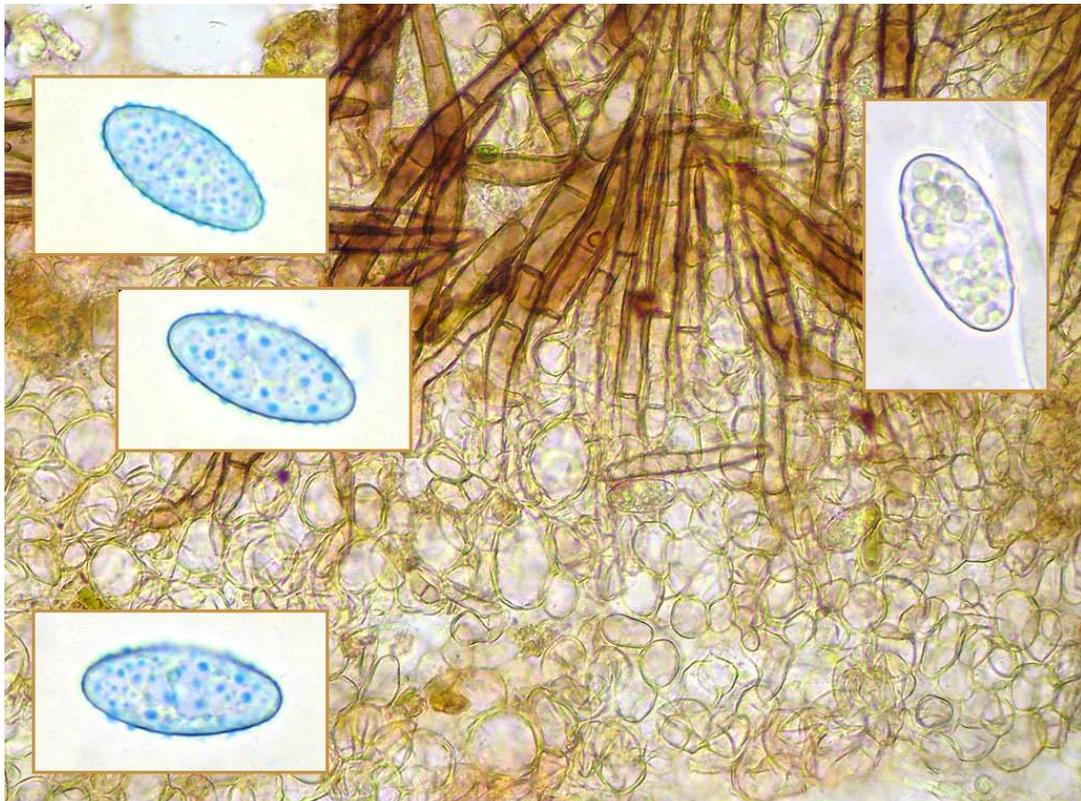
A noter que cette espèce a reçu récemment (Pfister et al. 2008) un nouveau nom de genre rien que pour elle et, si l'on suit la position de ces auteurs, elle devrait maintenant se nommer *Adelphella babingtonii* (Berk. & Br.) Pfister, Matočec & I. Kušan.



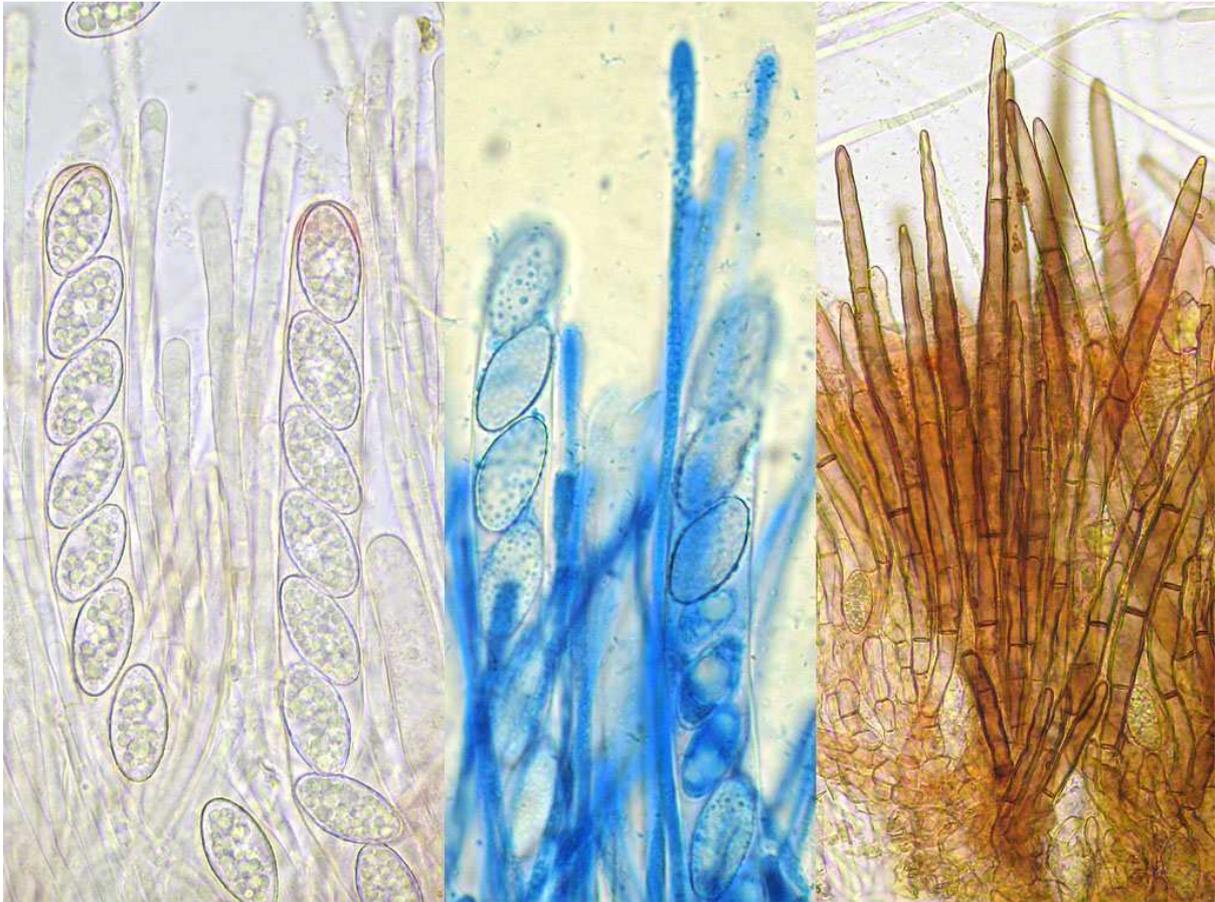
Photo 4 – *Pachyella babingtonii* sous le microscope

***Trichophaea pseudogregaria* (Rick) Boud.** (photos 5 et 6)

Trois à quatre fructifications de ce petit discomycète poussaient sur la terre humide au bord d'un ruisseau. Les exemplaires étaient déjà un peu abîmés, et nous n'avons pas jugé utile d'en faire une photo in situ, car nous pensions être en présence d'une des deux espèces communes du genre : *Trichophaea gregaria* ou *T. woolhopeia*.



Photos 5 et 6 – *Trichophaea pseudogregaria* sous le microscope



Mais le microscope nous révéla des spores fusiformes de 21–24 x (9,5–) 10,5–12  $\mu\text{m}$ , ornées de grosses verrues isolées, de 1,0 à 1,5  $\mu\text{m}$  de large et de haut, en mélange avec des verrues plus petites. De telles spores sont typiques de *T. pseudogregaria*. Les poils sont bruns, avec plusieurs cloisons et mesurent jusque 330 x 13  $\mu\text{m}$ .

Cette espèce semble très rare puisqu'elle n'avait été observée que deux fois en Belgique jusqu'à présent, l'une à la côte (donnée de FunBel) et l'autre en province du Luxembourg (B. Declercq, comm. pers.). Bronckers (2003), qui fournit une clé des espèces européennes du genre *Trichophaea*, mentionne que ce taxon n'a été trouvé qu'une seule fois aux Pays-Bas.

#### ***Pellidiscus pallidus* (Berk. & Broome) Donk (photo 7)**

C'est en fouinant dans une petite roselière, à la recherche d'ascomycètes, que nous avons déniché cette espèce. Elle colonisait des vieilles feuilles de carex couchées sur le sol marécageux.

A y regarder de près, cette cyphelle possède plusieurs caractères attrayants, en commençant par sa forme irrégulière avec la marge redressée et la face externe recouverte de fins filaments rappelant la texture d'une toile d'araignée. Ce feutrage est très peu adhérent au support et le champignon se détache au moindre contact.

L'hyménium est initialement crème jaunâtre, mais devient ocracé à maturité par la présence des spores. Celles-ci, observées au microscope, sont subtilement ponctuées et mesurent 7–9 x 3,5–4,2  $\mu\text{m}$ . Lorsqu'on utilise la clé des espèces cyphelloïdes de Funga Nordica (Knudsen & Vesterholt 2008), ces spores colorées, finement ornées et de forme ellipsoïde, ainsi que l'absence de boucles, mènent directement au genre *Pellidiscus*, qui ne comprend que cette espèce. A notre connaissance, elle n'a été observée qu'une petite dizaine de fois en Belgique (en province de Namur, de Luxembourg et d'Anvers).



Photo 7 – *Pellidiscus pallidus*

***Miladina lecithina* (Cooke) Svrček** (photos 8 et 9)  
= *Inermisia lecithina* (Cooke) Dennis & Itzerott

Plusieurs petits disques d'un jaune intense disposés sur une branche pratiquement immergée dans le méandre d'un ruisseau eurent tôt fait d'attirer notre regard.

Le biotope inhabituel et insolite aurait pu ne pas faire penser à un ascomycète. Le doute n'était cependant plus permis lorsque, une fois retirée du milieu aquatique, la branche révéla qu'il s'agissait effectivement d'un discomycète, qui s'avéra être le seul représentant du genre qui lui est consacré.

L'apothécie est sessile, de 0,5 à 2 mm de diamètre (Nordic Macromycetes [Hansen & Knudsen 2000] indique 0,5 à 1,5 cm !!!), jaune d'œuf à orangée sur toutes ses parties, pulvinée ; l'excipulum est glabre, l'hyménium légèrement concave avec un rebord peu marqué, de couleur plus saturée.

La texture de l'excipulum est constituée d'éléments hyalins globuleux, ou s'allongeant pour prendre une forme clavée lorsqu'ils sont proches de la partie externe.

Les spores sont largement ellipsoïdes, verruculeuses, remplies de nombreuses gouttelettes huileuses, hyalines, 19,3–23,0 x 10,6–13,3  $\mu\text{m}$ , Qm : 1,8.

Les asques sont unisériées et atteignent une longueur de 230 à 270  $\mu\text{m}$ . Leur réaction à l'iode est négative.

Les paraphyses sont septées, d'une longueur sensiblement égale à celle des asques, progressivement élargies vers leur sommet jusqu'à 6  $\mu\text{m}$ .

Selon la littérature, l'espèce se rencontre sur bois imbu ou partiellement immergé.

Bernard Clesse nous a signalé avoir observé l'espèce en 2010 et en 2011, chaque fois au même endroit en Province de Namur. Le KAMK l'a également observée en 2007, toujours en Province de Namur.

Les exigences particulières relatives à son biotope nous donnent à penser que *Miladina lecithina*, bien que peu connu chez nous, soit plus fréquent qu'il n'y paraît. La prospection de lieux favorables devrait pouvoir le confirmer.



Photo 8 – *Miladina lecithina* in situ



Photo 9 – *Miladina lecithina* sous le microscope

### ***Subulicystidium longisporum* (Pat.) Parmasto**

Une branche à moitié immergée dans la vase d'un petit ruisseau nous conforta dans l'idée qu'une détermination n'est pas toujours possible sur le terrain et nécessite quelquefois un examen plus approfondi à l'aide du microscope.

Ce fut le cas pour cette Corticiaceae à propos de laquelle nous étions convaincus de ne pas nous être trompés de nom lors d'une récolte précédente.

Nous développons, sous article séparé plus loin dans la revue, le résultat de nos observations à ce sujet.

<b>Liste de tous les taxons observés</b>	
Agrocybe praecox (Pers.: Fr.) Fay	Megacollybia platyphylla (Pers.: Fr.) Kotl. & Pouzar
Albotricha acutipila (P. Karst.) Raitv.	Microbotryum violaceum (Pers.) G. Deml & Oberw.
Alnicola striatula (P.D. Orton) Romagn	Micromphale perforans (Hofm.: Fr.) S.F. Gray
Arcyria cinerea (Bull.) Pers.	Miladina lecithina (Cooke) Svrcek
Arcyria incarnata (Pers.) Pers.	Mycena acicula (Schaeff.: Fr.) Kumm.
Badhamia panicea (Fr.) Rost.	Mycena speirea (Fr.: Fr.) Gillet
Belonopsis hydrophila (P. Karst.) Nannf.	Orbilina delicatula (P. Karst.) P. Karst.
Belonopsis retincola (Rab.) Le Gal & Mangelot	Pachyella babingtonii (Berk. & Broome) Boud.
Ceratiomyxa fruticulosa (Müll.) Macbr.	Pellidiscus pallidus (B. & Br.) Donk
Coprinus lagopus (Fr.: Fr.) Fr.	Peziza sepiatra Cooke
Daedaleopsis confragosa (Bolt.: Fr.) Schroet.	Physarum bitectum G. Lister
Dasyscyphella nivea (Hedw.: Fr.) Raitv.	Polyporus ciliatus Fr.: Fr.
Didymium minus (A. Lister) Morgan	Rhopoglyphus filicinus (Fr.) Nitschke ex Fuckel
Fuligo septica (L.) Wiggers	Rickenella swartzii (Fr.) Kuyp.
Ganoderma applanatum (Pers.) Pat.	Schizophyllum commune Fr.: Fr.
Lachnum controversum (Cooke) Rehm	Scutellinia crinita (Bull.: Fr.) Lamb.
Lachnum pubescens (Rehm) Svrcek	Scutellinia nigrohirtula (Svrcek) Le Gal
Lachnum rhytismatis (Phill.) Nannf.	Stereum rugosum (Pers.: Fr.) Fr.
Lachnum cf. virgineum (Batsch.: Fr.) P. Karst.	Stereum subtomentosum Pouz.
Lactarius plumbeus (Bull.: Fr.) S.F. Gray	Subulicystidium longisporum (Pat.) Parm.
Laetiporus sulphureus (Bull.: Fr.) Murrill	Trametes versicolor (L.: Fr.) Pilát
Lasiosphaeria hirsuta Ces. & de Not.	Trichophaea pseudogregaria (Rick) Boud.
Lasiosphaeria ovina Ces. & de Not.	
Lycogala epidendron Linn.	

### **Remerciements**

Nos remerciements vont à Emile Vandeven, Bernard Declercq, Bernard Clesse et Luc Bailly pour les informations qu'ils ont eu l'amabilité de nous communiquer et grâce auxquelles nous avons pu étayer notre article.

### **Bibliographie**

- BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.** (1981) – Champignons de Suisse, 1 – Les Ascomycètes. Mykologia, Lucerne. 310 p.
- BRONCKERS R.J.C.** (2003) – Een sleutel tot de Europese soorten van de genera *Trichophaea*, *Trichophaeopsis* en *Paratrachophaea*. *Sterbeekia* **23**: 9-27.
- DEML G. & OBERWINKLER F.** (1982) – Studies in Heterobasidiomycetes, 24 – On *Ustilago violacea* (Pers.) Rouss. from *Saponaria officinalis* L. *Phytopathol. Z.* **104**: 345-356.
- DENNIS R.W.G.** (1968) – British Ascomycetes. Cramer, Lehre, 455 p.
- HANSEN L. & KNUDSEN H.** (2000) – Nordic Macromycetes, vol. 1 – Ascomycetes. Nordsvamp, Copenhagen, iv, 309 p.
- HASSAN A. & MACDONALD J.A.** (1971) – *Ustilago violacea* on *Silene dioica*. *Trans. Br. mycol. Soc.* **56** (3): 451-461.
- KNUDSEN H. & VESTERHOLT J.** (2008) – Funga nordica, agaricoid, boletoid and cyphelloid genera. Nordsvamp, Copenhagen, 965 p.
- MORDUE J.E.M. & AINSWORTH G.C.** (1984) – Ustilaginales of the British Isles. *Mycol. Papers* **154**: VIII, 96 p.
- PFISTER D., MATOČEC N. & KUŠAN I.** (2008) – Integrated Studies in the Classification of the Pezizaceae, I – Re-evaluation of the Genus *Pachyella* with a New Segregate Genus *Adelphella*. *Mycologia Montenegrina* **11**: 7-17.
- VÁNKY K.** (1994) – European smut fungi. G. Fischer, Stuttgart, x, 570 p.

## Quelques notions sur les rouilles (I)

Arthur Vanderweyen<sup>4</sup>

Les rouilles sont des maladies des plantes causées par des champignons appartenant à l'embranchement (phylum) des **Basidiomycota**, classe des **Pucciniomycètes**, ordre des **Pucciniales**, que l'on appelait jusqu'il y a peu, Urédinales.



Télios de *Puccinia albescens* Plowr., sur *Adoxa moschatellina*. – photo de l'auteur, 2009

Le nom de rouille vient de l'apparence des feuilles malades, lesquelles, dans certains cas, ont un aspect de métal rouillé. Mais ce n'est absolument pas général. Il existe des rouilles qui se présentent sous forme de points noirs sur les feuilles, d'autres qui provoquent des déformations blanchâtres sur les pétioles, ou d'une belle couleur orange sur les rameaux. En fait, la couleur dépend du stade de développement du parasite, tel qu'il se présente sur la plante à un moment donné.

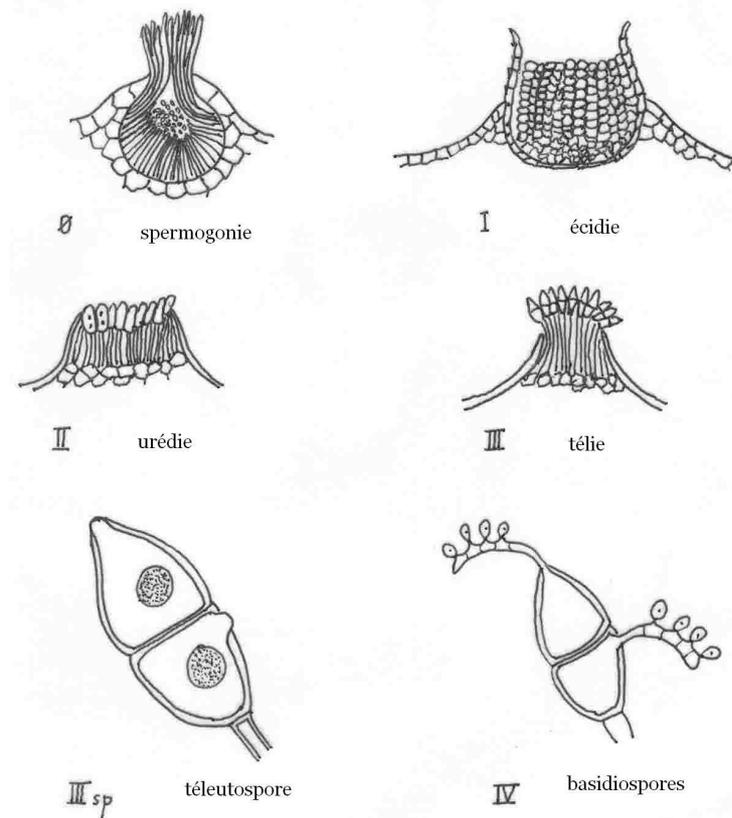
En effet, les Pucciniales sont des champignons qui possèdent plusieurs types de spores apparaissant les unes après les autres, au cours de leur cycle de développement. En partant d'une basidiospore, germant sur la feuille d'une plante sensible, on verra successivement, dans le cas général, se présenter les formations suivantes :

- des **spermoгонies**, organes dans lesquels se forment des spores haploïdes, les **spermaties**
- des **écidies**, où naissent des spores contenant deux noyaux haploïdes, les **écidiospores**
- des **urédies**, produisant des spores contenant aussi deux noyaux haploïdes, les **urédospores**
- des **télios**, produisant des **téleutospores**, dans lesquelles a lieu la fusion des deux noyaux, et la téleutospore a donc un ou des noyaux diploïdes, les téleutospores étant souvent pluricellulaires
- des **basides** à quatre **basidiospores** haploïdes

Pour simplifier les écritures, on aurait pu numéroter ces différentes formations de 1 à 5, mais comme les mycologues ne sont pas des gens compliqués, ils ont choisi les chiffres de 0 à IV, soit **0** pour spermoгонies et spermaties, **I** pour écidies et écidiospores, **II** pour urédies et urédospores, **III** pour

<sup>4</sup> Arthur Vanderweyen - 9, avenue Cardinal Micara, B-1160 Bruxelles ; spécialiste belge des Rouilles - [art.vanderweyen@gmail.com](mailto:art.vanderweyen@gmail.com)

télie et téléospores, **IV** pour basides et basidiospores. Ceci provient sans doute du fait que l'on n'a pas établi tout de suite la relation existant entre les spermogonies et les autres formes, morphologiquement très différentes.



Ci-contre, les schémas de ces différents types d'organes. Ces dessins ne représentent toutefois pas les différents aspects que ces formations peuvent avoir. Par exemple, les spermogonies ne sont pas toujours en forme de bouteille. Les écidies, dans le cas de la rouille du poirier, sont surmontées de filaments d'origine mycélienne ayant l'apparence d'une cage. On l'appelle la rouille grillagée du poirier. Chez certaines espèces, l'un ou l'autre de ces stades peut faire défaut, et même parfois plusieurs. On parle alors d'un cycle incomplet.

Dans les cas les mieux connus, l'aspect macroscopique permet l'identification, mais la vérification ne peut se faire qu'au microscope, par l'examen des spores elles-mêmes.

Les écidies constituent le stade où commence la dicaryophase, bien connue chez les champignons. Lorsque se rencontrent deux cellules contenant chacune un noyau haploïde (à  $n$  chromosomes), la cellule

résultante ne contiendra pas un noyau diploïde (à  $2n$  chromosomes), mais bien deux noyaux haploïdes. C'est le début de la dicaryophase, qui se poursuit plus ou moins longtemps, selon les espèces.



Téléospores de *Puccinia phragmitis* (Schumach.) Körn., sur *Phragmites australis* – photo de l'auteur

Dans le cas des rouilles, cette phase commence au niveau des écidies et la phase suivante, des urédies, produira aussi (encore) des spores à deux noyaux haploïdes.



Télies de *Gymnosporangium sabiniae* (Dicks.) G. Winter sur *Juniperus* sp. - Photo Marcel Lecomte

Mais c'est avec les écidiospores que va se produire, chez certaines rouilles, un phénomène biologique particulier : le changement d'hôte. Le parasite va passer d'une espèce végétale à une autre, parfois très éloignée dans la classification. Les écidiospores formées, par exemple, sur le poirier vont coloniser un genévrier, et les basidiospores formées sur ce dernier iront reproduire l'affection sur le poirier. Il en est de même de la rouille noire des graminées, dont les écidiospores passent de l'épine-vinette aux céréales, sur lesquelles la maladie peut être économiquement très importante. Les deux hôtes sont nécessaires pour que le cycle complet du champignon puisse se réaliser. On dit que le parasite est **hétéroxène**.

Les stades suivants, urédies et télies, se passent sur le deuxième hôte, et c'est dans la téléutospore que se produit la fusion des deux noyaux. La téléutospore est donc le stade dit « parfait » du champignon, celui qui va lui donner son nom, et permettre sa classification.

De nombreuses rouilles n'ont pas besoin de changer d'hôte, et accomplissent tout leur cycle sur une seule plante. Exemple, *Puccinia albescens* sur *Adoxa moschatellina*. Ce sont des parasites **autoxènes**.

Pour être complet, rappelons que l'un ou l'autre de ces stades peut faire défaut, et le cycle peut être normalement incomplet. Mais il se peut aussi que l'on n'ait pas encore mis en relation des écidies sur une plante donnée et des urédies et télies sur une autre espèce. Bien des choses restent à découvrir....

### **Bibliographie**

**BRANDENBURGER W.**, 1985 - *Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa*. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York, XXI, 1251 p.

**CUMMINS G.B. & HIRATSUKA Y.**, 2003 - *Illustrated Genera of Rust Fungi* (3e éd.). American phytopathological Society, APS Press, St Paul, MN, IX, 225 p.

**ELLIS M.B. & ELLIS J.P.**, 1997 - *Microfungi on Land Plants* (2e éd.). Richmond Publishing, Slough, X, 868 p.

**GÄUMANN E.**, 1959 - *Die Rostpilze Mitteleuropas*. Buchdruckerei Böhler & Co., Bern, 1407 p.

**VIENNOT-BOURGIN G.**, 1956 - *Mildious, oïdiums, caries, charbons, rouilles des plantes de France*. Editions Paul Lechevalier, Paris, 350 p., 98 pl.

**WILSON M. & HENDERSON D.M.**, 1966 - *British Rust Fungi*, Cambridge University Press, XVIII, 384 p.



Téleutospores de *Phragmidium bulbosum* (F. Strauss) Schldl. sur *Rubus* sp. - photo de l'auteur



Téleutospores de *Kuehneola uredinis* (Link) Arthur sur *Rubus* sp. - photo de l'auteur

## ***Echinoderma hystrix* (F.H. Møller & J.E. Lange) Bon, nouvelle espèce pour la Wallonie**

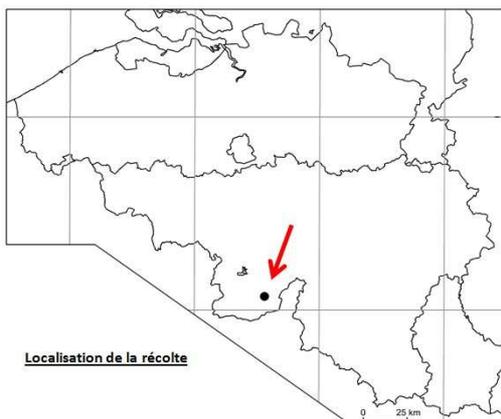
Bernard CLESSE<sup>5</sup> & Albert MARCHAL<sup>6</sup>

### **Conditions et localisation de la récolte**

Lors d'une prospection à la "Montagne-aux-Buis", en prévision de l'exposition mycologique annuelle des Cercles des Naturalistes de Belgique à Vierves-sur-Viroin, B. Clesse découvre le 24/09/2010 une "lépiote" curieuse, qu'il n'a jamais observée auparavant. Le champignon poussait le long d'un sentier forestier boueux bordé, d'un côté, par une hêtraie calcicole et, de l'autre côté, par une chênaie-charmaie calcicole. L'unique exemplaire est repris et, entre deux hallebardes, est photographié sur le terrain dans une zone plus éclairée.



*Echinoderma hystrix*



La "Montagne-aux-Buis" ou "Tienne aux Pauquis", propriété de la Commune de Viroinval, est une colline calcaire dominant la plaine de l'Eau Blanche près de sa confluence avec l'Eau Noire. Elle fait partie de la Caletienne ou Fagne calcaire méridionale, région du sud de l'Entre-Sambre-et-Meuse. Il s'agit d'un site aux multiples statuts de protection et qui a été érigé en réserve naturelle sur près de 54 hectares en 1967 par l'association Ardenne et Gaume. Son intérêt botanique, phytosociologique, phytogéographique, entomologique, mycologique et paysager font qu'il est connu d'innombrables naturalistes, belges comme internationaux. La buxaie thermophile, la chênaie-charmaie calcicole à buis, la pelouse calcicole (méso- et xérobrometum), les rochers et éboulis

calcaires et, dans une moindre mesure, la hêtraie calcicole et l'érablaie-tillaie de ravin constituent les principaux habitats naturels et semi-naturels de ce site majeur.

<sup>5</sup> Bernard CLESSE - Cercles des Naturalistes de Belgique - Rue des Écoles, 21 B- 5670 VIERVES-SUR-VIROIN – auteur de toutes les photos de cet article - [bclesse@skynet.be](mailto:bclesse@skynet.be)

<sup>6</sup> Albert MARCHAL - Rue de la Foulerie, 1 – B-5660 COUVIN – [albertmrchl@gmail.com](mailto:albertmrchl@gmail.com)

La période de la trouvaille correspond à "l'explosion" exceptionnelle de champignons que l'on a connue de la mi-août jusqu'à la mi-octobre 2010. Une profusion telle que les mycologues belges n'en rencontrent par ailleurs que tous les 20 ou 30 ans ! Cette "manne" providentielle est due aux conditions climatiques exceptionnelles du printemps (températures anormalement élevées et précipitations anormalement basses) suivies de conditions climatiques particulièrement humides durant l'été, essentiellement durant le mois d'août. Depuis le début des relevés à l'IRM en 1833, le printemps 2011 est considéré comme le 2e printemps le plus chaud et le 3e le moins pluvieux, c'est tout dire !

L'exemplaire est ramené à l'exposition de Vierves et est présenté à A. Marchal qui, a priori, ne voit pas non plus de quelle espèce il s'agit. Reprenant "sa bonne vieille Flore analytique des Champignons supérieurs de Kühner & Romagnesi", il suit la clé des "*Echinoteae*" qui correspondent aux *Echinoderma* actuels en fonction des verrues pyramidales du chapeau et trouve assez rapidement le nom du champignon : *Lepiota hystrix* F.H. Møller & J.E. Lange ! Tout correspond macroscopiquement !



À savoir :

a) chapeau de 5 cm de diamètre, couvert de verrues pyramidales foncées, assez courtes et labiles,

b) lames blanches assez serrées, non fourchues, à arête finement ponctuée de noir sous la loupe,

c) stipe à sommet blanc exsudant des gouttes ambrées, devenant caramel sur l'anneau membraneux, entièrement chaussé d'une armille écailleuse brun noirâtre jusqu'à l'anneau.

Ces caractères permettent d'emblée d'éviter la confusion avec *Echinoderma calcicola* qui lui ressemble pas mal. Force

est également de constater que peu de mycologues ont déjà rencontré *Echinoderma hystrix*. Sur un forum mycologique réputé où le champignon est présenté, même le genre semble au départ poser question : *Echinoderma* ? *Chamaemyces* ? *Limacella* ? Enfin, d'autres mycologues, plus chanceux d'avoir déjà rencontré cette rare espèce, confirment le nom du champignon.



arête des lames soulignée de noir.



### Ecologie de l'espèce

Si le champignon poussait ici sur sol lourd argilo-calcaire, le long d'un sentier forestier boueux et bordé, d'un côté, par une hêtraie calcicole et, de l'autre côté, par une chênaie-charmaie calcicole, à 250 m d'altitude, qu'en est-il de son écologie d'une manière générale ?



Habitat proche de la station d'*Echinoderma hystrix* à la Montagne-aux-Buis - photo prise au printemps

\* Forêts humides de feuillus ou forêts mixtes de feuillus et de conifères, sur terre nue, sur litière de feuilles ou d'aiguilles (in Breitenbach J. & Kränzlin F.).

\* Feuillus mêlés ; espèce septentrionale ou scandinave à boréo-alpine (in Bon M.).

\* Saprotrrophe terricole, sous feuillus et sur sol riche en éléments nutritifs (in Noordeloos M.E. & al.).

\* Sous feuillus et sur terrain riche en humus (in Candusso M. & Lanzoni G.).

\* Sous feuillus, sur sol riche et souvent perturbé (in Knudsen

H. & Vesterholt J.).

\* Saprotrrophe terricole, basophile, en hêtraie sèche à séslerie bleue, au-dessus de 1000 m d'altitude (in Larrieu L. & Corriol G.).

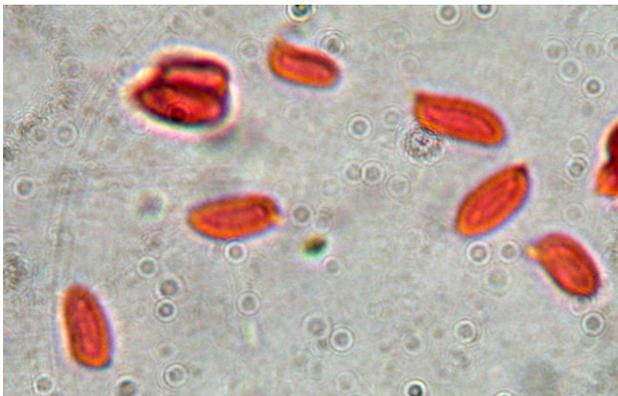
\* En hêtraie-sapinière à 500 m d'altitude et sous feuillus divers, principalement charmes, chênes et hêtres, vers 300 m d'altitude (comm. Moyne G.).

\* Dans un arboretum en sapinière-pessière-hêtraie à plus de 600 m d'altitude (comm. Page Cl.).

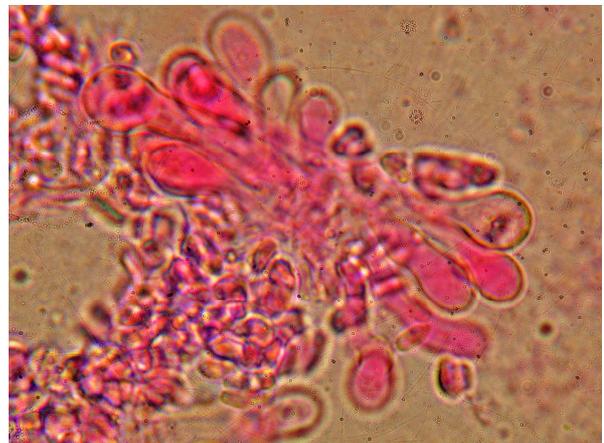
\* Dans une pessière plantée en lieu et place d'une ancienne aulnaie à 130 m d'altitude (comm. Bineau Ph.).

On le voit bien, son écologie est relativement diversifiée quoique strictement forestière. On peut trouver *Echinoderma hystrix* dans des bois de feuillus ou dans des bois mixtes (feuillus-résineux) voire même dans des forêts résineuses, sur terre nue ou sur litière. La préférence pour des sols calcaires et à pH neutre à basique semble assurée. Par contre, au vu des stations planitiaires, le statut d'espèce boréo-alpine avancé ne semble pas vraiment tenir la route ou doit, au mieux, être nuancé.

### Microscopie de l'échantillon

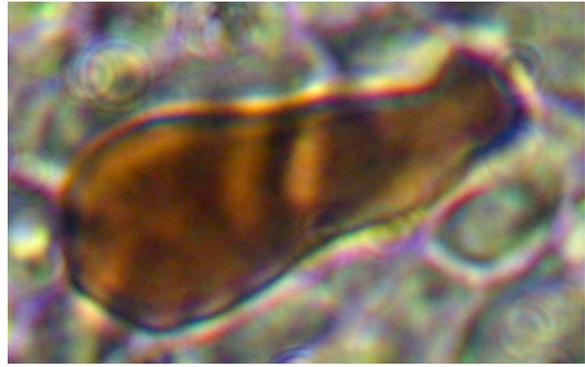
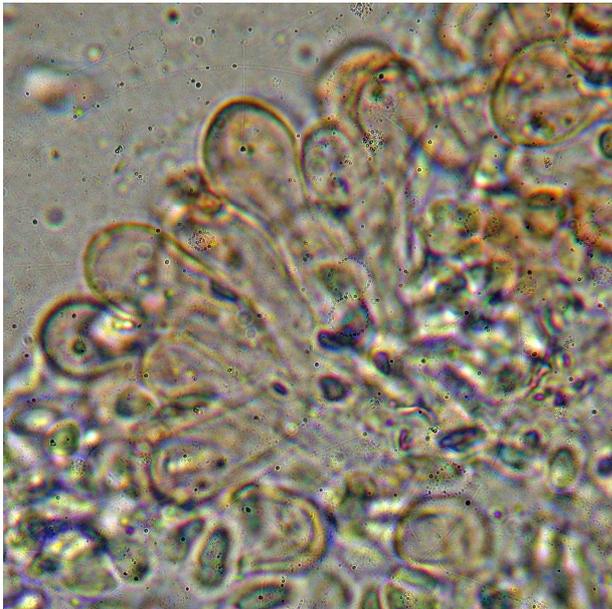


◀ **Spores** étroitement ellipsoïdes à subfusiformes, lisses, à apicule souvent latéral ; mesures sur 20 spores : 7,5x3 - 6,5x2,75 - 6,5x2,75 - 7x2,75 - 6x2,75 - 6x2,75 - 6x2,5 - 6,5x3 - 6,5x3 - 6,5x2,5 - 7x3 - 7,75x3 - 6x3,5 - 6x2,5 - 6,5x3,5 - 6x3,25 - 7,5x3 - 7x3 - 6x3 - 6x3 (fourchette : 6-7,75x2,5-3,25) (moyenne : 6,53x2,92) (Q = 2,23).



**Cheilocystides** clavées-piriformes, sphéropédonculées, observées dans le rouge Congo ; les plus anciennes généralement à contenu brun. ▶

**Verrues pyramidales du chapeau** constituées d'hyphes caténulées entremêlées de cellules globuleuses à cylindriques, certaines à contenu brun.



Cheilocystide à contenu brun ▲

◀ Cheilocystides sphéropédonculées (observées dans l'eau)



▲ Hyphes caténuées des verrues pyramidales, globuleuses à cylindro-coniques



Hyphes caténuées des verrues pyramidales, à contenu brun ▲

### **Répartition de l'espèce en Belgique et en Europe**

Présente un peu partout en Europe mais toujours très rare, *Echinoderma hystrix* est notamment présente en Espagne, au Danemark, en Suède, en Norvège, au Royaume-Uni, en Allemagne, en Autriche, en Slovénie, en République tchèque, en Italie, en Lituanie (où elle figure d'ailleurs sur la liste des espèces éteintes ou en danger d'extinction), en Suisse, en France (Franche-Comté, Pyrénées, région parisienne, Haute-Marne...).

En Belgique, quoique les inventaires soient très fragmentaires (mais, somme toute, nettement plus avancés dans le nord du pays !), l'espèce est connue de Flandre et Région bruxelloise ; après la donnée wallonne de B. Clesse & A. Marchal de septembre 2010, l'espèce aurait été observée à Braine-le-Comte le 03/10/2010 (J.-J. Wuilbaut) mais cette donnée doit cependant être considérée avec toutes les réserves nécessaires vu le mauvais état de l'échantillon et l'absence de confirmation microscopique notamment.

### **Synonymie**

Nom actuel : *Echinoderma hystrix* (F.H. Møller & J.E. Lange) Bon, 1991

Synonymes : *Lepiota hystrix* F.H. Møller & J.E. Lange, 1940

*Cystolepiota hystrix* (F.H. Møller & J.E. Lange) Knudsen, 1978

### **Bibliographie**

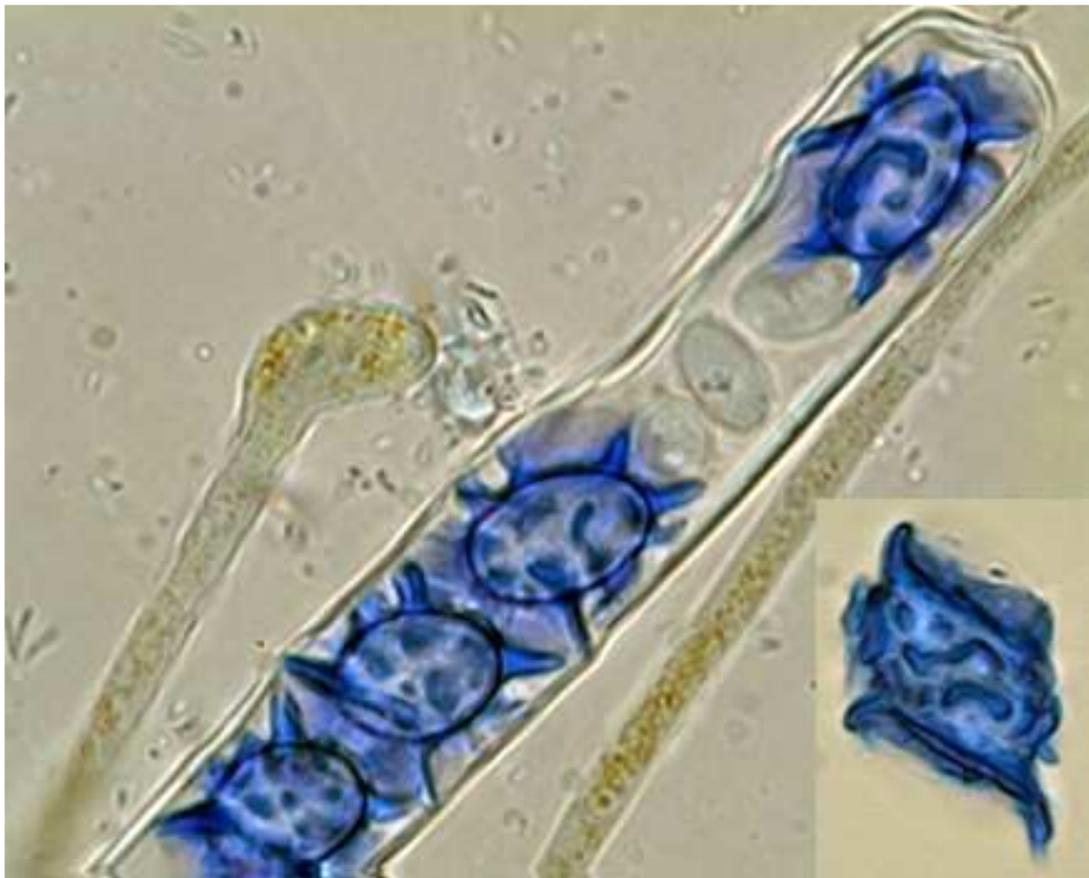
- BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1995 - Champignons de Suisse, tome 4, Luzern, Mykologia : 200-201
- CANDUSSO M. & LANZONI G.**, 1990 - Fungi Europaei. Lepiota s.l. Libreria editrice Giovanna Biella, p. 142-143, 641.
- KNUDSEN H. & VESTERHOLT J.**, 2008 - Funga Nordica. Agaricoid, boletoid and cyphelloid genera. Nordsvamp, p.536-537.
- KÜHNER R. ET ROMAGNESI H.**, 1984 - Flore analytique des champignons supérieurs, Agarics, bolets, chanterelles, Masson : 397.
- LARRIEU L. & CORRIOL G.**, 2005 - Étude Biodiversité Hêches. Fonge des Hêtraies sèches. CRPF Midi-Pyrénées.
- LEGON N.W. & HENRICI A.**, 2005 - Checklist of the British & Irish Basidiomycota. Royal Botanic Gardens, Kew : 173.
- NOORDELOOS M.E., KUYPER TH.W. & VELLINGA E.C.**, 2001 - Flora Agaricina Neerlandica 5. A.A. Balkema Publishers : 146.

### **Remerciements**

Nous tenons à remercier chaleureusement André Fraiture et Daniel Ghyselinck pour leur aide précieuse quant aux recherches sur le statut et la répartition de l'espèce en Belgique, ainsi que Jean-Jacques Wuilbaut et les mycologues du forum "Meli-Melo" pour leurs compléments d'informations très utiles.

## ***Aleuria bicucullata* Boudier, 1881**

Microscopie réalisée par Camille Mertens

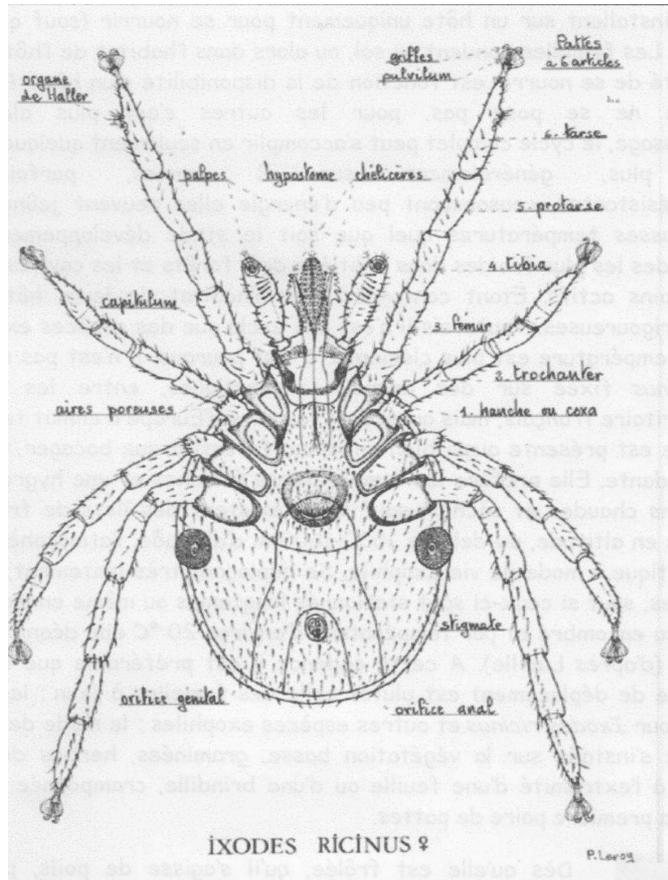


Coloration réalisée au bleu coton lactophénol.

Cette espèce pousse sur sol sablonneux, en compagnie de *Polytrichum* sp. (Mousse), et associée, semble-t-il, à la bouse de vache.  
Ascospores de 14-16 x 7-9 µm, avec ornements irréguliers de 3 à 5 µm de haut.

## LES TIQUES (2<sup>ème</sup> partie)

Paul Leroy<sup>7</sup>



La tique est un Arachnide<sup>8</sup> ; elle possède donc 4 paires de pattes comme tous les membres de cette classe. Cependant, ainsi que tous ceux de la sous-classe des Acariens, la larve naît avec seulement 3 paires. Elle est dite hexapode. La quatrième paire se forme pendant la mue et la nymphe est octopode. A l'opposé de la plupart des arthropodes dont la larve est très différente de l'imago, à la sortie de l'œuf, la petite tique a déjà l'aspect de l'adulte. Sauf que la larve n'a pas de stigmates (orifices respiratoires situés de chaque côté de l'abdomen en arrière de la dernière paire de pattes); les échanges gazeux se font alors par la cuticule. Tous les individus du sous-ordre *Ixodina* sont triphasiques, c'est-à-dire qu'en dehors de l'œuf, ils passent par 3 états différents : larve → nymphe → adulte, incluant 2 mues.

Le gorgement<sup>9</sup> (repas de sang) est impératif pour que ces métamorphoses s'accomplissent et que la femelle mène à bien le développement de ses œufs. Un individu qui n'a pu, pour une raison quelconque, trouver d'hôte pour se gorger, meurt à l'issue d'un long jeûne sans passer d'un état à l'autre et la femelle adulte ne développe pas d'œufs. Ce n'est qu'à la dernière mue,

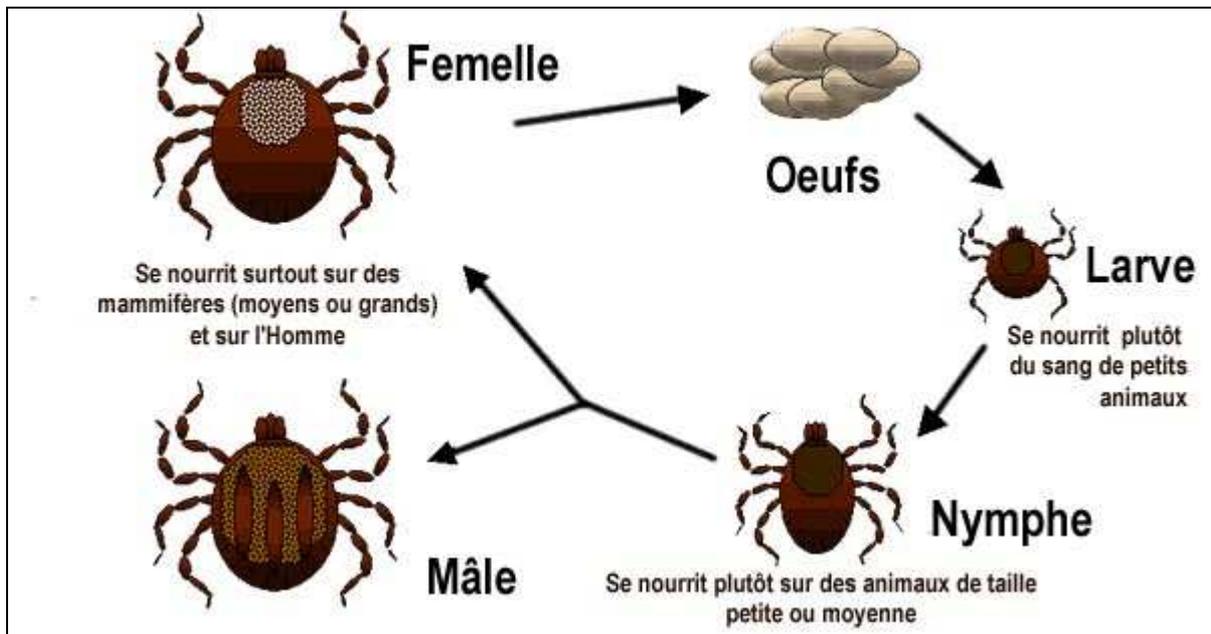
nymphe-adulte, que les sexes se différencient ; les nymphes ne possèdent pas d'orifice sexuel. Le temps de gorgement varie selon l'état de l'individu : environ 2 jours pour une larve, 3-4 jours pour une nymphe et de 7 à 10 jours pour une femelle adulte. Ces temps peuvent être plus longs en raison de divers facteurs. J'ai déjà dit que les mâles de la famille des *Ixodidae* ne se nourrissent pas, mais chez les *Amblyommidae*, bien que ne se gorgeant pas, ils se fixent en attente des femelles et absorbent un peu de sang.

Les tiques ne se nourrissent qu'une fois à chaque stade, ce qui représente seulement 3 repas au cours de leur existence. En cas de repas interrompu pour une raison quelconque (décrochage par grattage, hôte incompatible ou mort de celui-ci), 2 possibilités se présentent : soit la prise de sang est faible et elle cherchera un autre hôte, soit elle est semi-gorgée et les fonctions normales s'accomplissent. Ce dernier cas peut toutefois entraîner des anomalies. S'il s'agit d'une larve ou d'une nymphe, le sujet apparaissant après la mue peut être de taille inférieure à la norme, ou les pattes en nombre impair (4 d'un côté et 3 de l'autre).

<sup>7</sup> Paul Leroy, 9, rue de la Douzillère, apt C51, F-37300, JOUE- LES-TOURS (France)

<sup>8</sup> Les Arachnides sont une classe d'arthropodes chélicérés terrestres ; les chélicères sont des pièces buccales faisant office de mandibules, souvent modifiées en crochets venimeux ; chez les tiques, il n'y a pas de venin et elles forment un tube armé de pointes apte à percer la peau de leur hôte : l'hypostome ; les Arachnides sont souvent insectivores. C'est le groupe qui comprend, entre autres, les araignées, les scorpions et les acariens. Ils se distinguent au sein de leur embranchement par le fait qu'ils possèdent quatre paires de pattes, qu'ils n'ont ni ailes ni antennes, et que leurs yeux sont simples (ocelles) et non composés. La plupart des arachnides sont ovipares et les sexes sont généralement de morphologies distinctes.

<sup>9</sup> Ce sont surtout les femelles adultes nourries, ou en train de se gorger de sang qui sont les plus repérables, car bien plus grosses que les autres stades de développement. À titre d'exemple, on a pesé sur une balance de précision une femelle de l'espèce *Hyalomma asiaticum* avant et après son repas final. Elle était 624 fois plus lourde après son repas qu'avant; pour un être humain, ce serait comme de passer de 60 kg à 37 tonnes après 4 ou 5 jours de repas constant (1991). De tels repas permettent aux tiques de pondre de plusieurs centaines à plusieurs dizaines de milliers d'œufs (ce chiffre variant selon les espèces et selon les individus au sein de l'espèce).



Ce schéma est l'œuvre des Centers for Disease Control and Prevention, division du Département de la Santé et des Services sociaux des E.U., réalisée par un employé dans le cadre de ses activités professionnelles. En tant qu'œuvre du gouvernement fédéral des Etats-Unis d'Amérique, cette image est placée dans le domaine public.

Une femelle adulte, si elle est fécondée, donnera une ponte réduite au prorata du sang absorbé. Dans tous les cas la femelle meurt après la ponte. Selon les genres et même les espèces, les tiques se comportent différemment. Elles peuvent être erratiques, dites « exophiles », donc se nourrissant sur des hôtes différents à chaque stade, ou bien se tenir dans l'environnement d'un hôte spécifique, elles sont alors dites « endophiles ». Certaines espèces accomplissent tout leur cycle dans ou à proximité de l'habitat de leurs hôtes favoris. Pour d'autres ce comportement ne concerne que la larve et la nymphe, les adultes errant dans la nature.

**Tique femelle gorgée de sang** (image internet)

Les tiques sont des parasites temporaires ; elles s'installent sur un hôte uniquement pour se nourrir (sauf quelques rares cas dans les premiers stades). Les femelles pondent au sol, ou alors dans l'habitat de l'hôte, selon le mode de parasitisme. La possibilité de se nourrir est fonction de la disponibilité d'un hôte. Pour les individus endophiles, le problème ne se pose pas ; pour les autres, c'est plus aléatoire. Donc, selon les possibilités de nourrissage, le cycle complet peut s'accomplir en seulement quelques mois. En fait c'est beaucoup plus, généralement sur 2 à 3 années, parfois plus. Les tiques en général sont très résistantes : consommant peu d'énergie, elles peuvent jeûner très longtemps. Elles supportent les basses températures quel que soit le stade de développement. Les individus exophiles passent les périodes les plus froides dans la litière des forêts et les cavités du sol. Les endophiles restent plus ou moins actifs, étant cantonnés dans l'habitat de leurs hôtes, les conditions climatiques y sont moins rigoureuses.



Toutefois il n'est pas exclu que des espèces exophiles s'introduisent dans des lieux où la température est plus clémente. C'est pourquoi il n'est pas rare de voir en plein hiver *Ixodes ricinus* fixée sur des animaux domestiques, entre autres les chiens. Cette dernière est assurément la plus abondante sur le territoire français, mais aussi dans les pays d'Europe à climat tempéré. Elle est présente aussi bien en milieu forestier que bocager, là où les hôtes sont potentiellement abondants. Elle préfère les températures fraîches et une hygrométrie élevée. Elle est très rare en régions chaudes et sèches, sauf là où existent des îlots de fraîcheur humide. Elle est totalement absente en altitude, au-delà de 1500-1600 m, l'atmosphère très sèche ne lui convient pas. C'est une tique à mode de vie exophile. Se déplaçant très lentement, elle va rarement à la recherche de ses hôtes, sauf si ceux-ci sont stationnés longtemps au même endroit, lors du repos par exemple. En terrain peu encombré et par température d'environ 20 °C, elle déambule à la vitesse de 10 à 14 cm à la minute (d'après Lahille). A cette cadence il est préférable que la proie convoitée soit immobile. Cette allure de déplacement est plutôt

celle des femelles à jeun ; les mâles sont en général plus véloces. Donc, pour *Ixodes ricinus* et autres espèces exophiles, le mode de chasse le plus pratiqué est l'affût. Pour cela, elle s'installe sur la végétation basse, graminées, herbes diverses, bruyères, buissons bas... Là, postée à l'extrémité d'une feuille ou d'une brindille, cramponnée par les pattes arrières, elle tend en avant sa première paire de pattes.

**Accouplement : on voit le mâle qui s'est fixé sur la face ventrale de l'abdomen de la femelle**



Dès qu'elle est frôlée, qu'il s'agisse de poils, plumes, vêtements et même peau de reptiles, elle s'agrippe immédiatement. Ensuite, elle se déplace à la recherche du meilleur endroit pour s'installer, généralement là où la peau est fine. Une fois gorgée, la tique se détache et se laisse tomber au sol, pour muer s'il s'agit d'une larve ou une nymphe, pour pondre s'il s'agit d'une femelle. L'accouplement se déroule le plus souvent pendant que la femelle se gorge, sauf chez quelques espèces, le mâle se glissant sous cette dernière, ventre contre ventre. Ce mode de copulation assez particulier est propre aux tiques. Le mâle dépourvu de pénis introduit son rostre (ou hypostome) dans la vulve de la femelle, sans doute

pour l'élargir.

Après un temps, plus ou moins long, il expulse par son orifice sexuel un spermatophore qu'il dépose, après retrait de son rostre, dans l'organe de sa partenaire. Le spermatophore est une sorte de vessie avec goulot, contenant les spermatozoïdes ; seul le goulot est introduit, la partie renflée restant à l'extérieur. Dès la mise en place, les spermatozoïdes se déversent instantanément dans la spermathèque<sup>10</sup> de la femelle. Celle-ci, gorgée de sang et pleine d'oeufs, se détachera de son hôte puis cherchera un abri au sol où elle déposera sa ponte sans aménagement particulier. Cette fonction ne débutera qu'après un délai nécessaire à la maturation des oeufs, nommé «préoviposition». Quelques jours suffisent à bonne température, mais ce délai peut être beaucoup plus long par temps frais, même plusieurs mois l'hiver.



**Erythème migrant, typique, mais non systématique en cas de maladie de Lyme transmise par piqûre de tique** (image libre de copie sur le net, relevant du domaine public)

### **Bibliographie**

**CAMICAS J.L., HERVY J.P., ADAM F. & MOREL P.C.**, 1998 - *Les tiques du monde. Nomenclature, stades décrits, hôtes, répartition* Orstom, 233 p.

**PÉREZ-EID, C.**, 2007 - *Les tiques. Identification, biologie, importance médicale et vétérinaire*. Monographie de microbiologie, Tec & Doc EMinter, Lavoisier.

**SONENSHINE D. E.**, 1991 - *Biology of ticks*, vol. 1. Oxford University Press, New York.

<sup>10</sup> Spermathèque : organe contigu au vagin et destiné au stockage des spermatozoïdes.

## Ripartites metrodii : une espèce intéressante !

Françoise Draye<sup>11</sup> & Marcel Lecomte

*Ripartites metrodii* Huijsman 1960 = *Ripartites tricholoma* f. *helomorphus* (Fr.) Konrad & Maublanc = *Ripartites tricholoma* var. *helomorphus* (Fr.) Métrod = *Ripartites helomorphus* (Fr.) P. Karst = paxille de Métrod.

### Récoltes

Cette espèce est récoltée chaque année dans la région de Marche-les-Dames (5000 – Namur ) Belgique) en pessière, depuis le mois d'octobre jusqu'au mois d'avril. Date de cette récolte de 5 exemplaires : 21 mars 2011.



### Ecologie

Cette espèce est surtout automnale, et a une écologie très large, poussant aussi bien sur tapis d'aiguilles de conifères (*Picea abies*) que sur humus de feuilles caduques (*Fagus* et *Quercus*). Mais nous la rencontrons chaque année au mois de mars dans la région namuroise.

Elle a une allure de petit clitocybe blanc, à lames sombres, assez facilement reconnaissable, mais à notre avis, elle passe souvent inaperçue.

Même si on rencontre des spécimens isolés, elle est souvent grégaire, voire cespiteuse. Elle a également été trouvée sur place à feu à Montsalier (France-04), le 25/10/2008, et

dans la mousse sous chênes verts à Montsalier (France-04), le 9/11/2008 (J.L. Cheype).

### Description

**Chapeau** de 20 à 45 mm de diamètre, souvent de forme irrégulière et torturée, d'allure générale aplatie, et avec une dépression centrale ; marge unie, parfois un peu ondulée, indiscutablement glabre.

**Cuticule** blanchâtre à l'état frais, devenant crème en vieillissant ; revêtement soyeux, composé de fibrilles radiales nettement visibles à la loupe, à allure visqueuse par forte humidité.

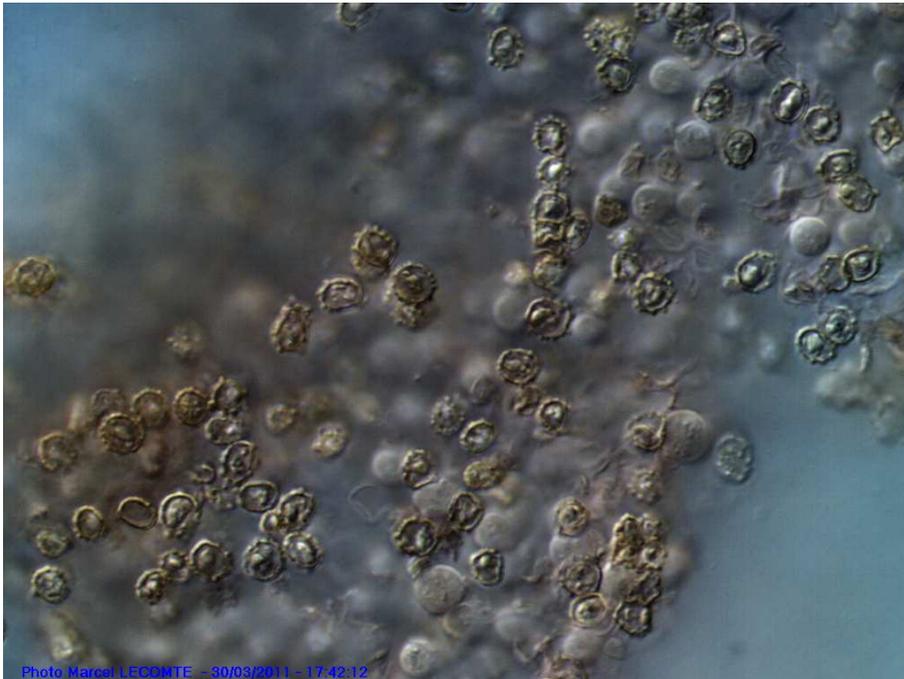
**Lames** espacées, un peu décurrentes, minoritairement fourchues, passant du rose pâle au brun rougeâtre, avec lamelles et lamellules.

**Pied** plein, cylindrique, de consistance cartilagineuse, finement fibrilleux, concolore aux lames puis brun rougeâtre, à sommet blanc sale prumineux, avec la base souvent ornée d'un feutrage de mycélium jaunâtre.

**Chair** blanchâtre, mince, inodore (odeur banale de champignon) et insipide (saveur douce).



<sup>11</sup> Rue des Combattants, 1, 5000 - Beez-Namur, auteur des photos macroscopiques.



### Microscopie

**Spores** globuleuses, de petite taille (4,2-5,5 x 4-5 µm), verruqueuses à épineuses, tronquées au sommet, donnant l'impression d'une roue dentée, avec apicule évident

(photo de gauche). Cependant, une observation réalisée en DIC<sup>12</sup>, avec grossissement jusqu'à 2000x à l'aide d'un zoom optique, permet de constater que la répartition des verrues est très irrégulière à la surface des spores ; la masse plus importante et plus claire, visible sur certaines spores, est l'apicule (photo de droite).

Nous n'avons pas trouvé de **cheilocystides**. Malgré une grande quantité de spores, nous n'avons pas observé de **basides** ; les **cystides** sont banales, cylindriques et renflées au sommet.

**Revêtement cuticulaire** du type non trichodermique, avec de rares poils grêles, absents à la marge.

### Commentaires

Cette espèce a été rangée par Breitenbach & Kränzlin (1991) dans la famille des *Paxillaceae*, ordre des Bolétales. Par la suite, certains auteurs la rangent dans les Agaricales, famille des *Tricholomataceae*.

Pour Eyssartier & Roux (2011), elle se range entre *Phylloporus* et *Paxillus*.

On peut la différencier facilement de *R. tricholoma* dont la bordure du chapeau est nettement barbue.

Selon Weber & al. (2006), les métabolites de deux espèces différentes de *Ripartites*, *R. tricholoma* (A. et S. ex Fr.) Karst. et *R. metrodii* Huijsm ont été examinés. Trois nouveaux sesquiterpènes<sup>13</sup> ont été isolés de trois souches différentes. En outre, les souches ont produit 5 composés connus :

- 13-oxo-9 (Z)-acide octadécadiénoïque
- 11 (E)- acide octadécadiénoïque
- psathyrellon A
- 5-désoxyilludosine
- 9604, un illudane (précédemment isolé d'un *Bovista* sp.)
- déméthylvalicine

<sup>12</sup> DIC, pour Differential Interference Contrast, est le nom anglais du contraste interférentiel différentiel, ou contraste interférentiel de Nomarski. « Le principe repose sur la division d'un rayon lumineux polarisé en deux rayons de même longueur d'onde, mais polarisés orthogonalement et séparés spatialement d'une distance très courte (une fraction de la longueur d'onde). La séparation en deux rayons est réalisée par un prisme de Wollaston (assemblage particulier de deux cristaux biréfringents). Ces deux rayons (nommés respectivement ordinaire et extraordinaire) traversent les spécimens en deux points différents mais très proches. Suivant les milieux traversés par chacun des deux rayons, par exemple cytoplasme pour le rayon ordinaire et la membrane cytoplasmique pour l'extraordinaire, ceux-ci subissent un déphasage différent. Après collection par l'objectif, les deux rayons sont recombinaés par un second prisme de Wollaston et viennent interférer sur un filtre polariseur croisé, qui analyse la différence de phase entre les deux rayons. Suivant cette différence, un contraste positif ou négatif sera créé, révélant ainsi les structures cellulaires » (YVES USSON, Bases de la microscopie).

→ <http://membres-timc.imag.fr/Yves.Usson/COURS/BASES-MICROSCOPIE.pdf>

<sup>13</sup> Les **sesquiterpènes** constituent une classe de terpènes (hydrocarbures produits par de nombreuses plantes, et en particulier les conifères) ; ce sont des composants majeurs de la résine et de l'essence de térébenthine produite à partir de résine, formée de 3 unités isoprènes, qui a comme formule moléculaire C<sub>15</sub>H<sub>24</sub>. Comme les monoterpènes, une telle molécule peut être acyclique ou contenir 1 à 2 cycles : de très nombreuses combinaisons sont possibles. Les dérivés des sesquiterpènes obtenus par biochimie ou synthèse sont appelés sesquiterpénoïdes. Ils sont présents dans les essences végétales aromatiques (huiles essentielles). Chez les plantes et les champignons, on leur confère un rôle d'agent défensif.

L'école néerlandaise (M. Noordeloos) considère *Ripartites tricholoma* au sens très large, en se basant sur la pilosité plus ou moins forte du chapeau et de sa bordure ; il synonymise *R. metrodii* avec *R. tricholoma* f. *helomorphus* et *R. strigiceps* (Fr.) P. Karst. (1995).

Pour Marcel Bon (1997), par contre, il serait judicieux de conserver ces taxons au rang de forme ou de variété ; mais en outre, il dénonce un manque d'homogénéité dans le raisonnement de Noordeloos, qui, assez curieusement, élève *R. macrosporus* Bon & Enderle (= *R. kriegelsteineri* Enderle & Bon) au rang d'espèce, alors qu'il présente une forte variation spécifique et des caractères croisés : spécimens avec spores petites, précocité et pilosité variable.

Personnellement, nous sommes tentés par le raisonnement de M. Bon, en considérant que tous ces taxons représentent des jalons plus ou moins évidents et typés, dans la grande variation qui peut exister au sein d'une même espèce ; en effet, les différences se marquent quasi uniquement au niveau du revêtement cuticulaire, car les spores sont semblables dans chaque cas (forme, ornementation et mesures), et l'écologie n'est pas discriminante (espèces saprophytes et ubiquistes).

### **Bibliographie**

**BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1991 - Champignons de Suisse, tome 3, Bolets et champignons à lames, 1<sup>ère</sup> partie, Luzern, Mykologia : 92 (n°66).

**BON M.**, 1997 – Flore Mycologique d'Europe : Clitocybes, Omphales et ressemblants, tome 4 : 114.

**COURTECUISSIE R. ET DUHEM B.**, 1994 - Guide des champignons de France et d'Europe, Delachaux et Niestlé : 184 (n°433).

**EYSSARTIER G. & ROUX P.**, 2011 – Le guide des champignons de France et d'Europe, France, Editions Belin : 938.

**NOORDELOOS M.**, 1995 – Flora Agaricina Neerlandica, tome 3 : 94-96.

**ROUX P.**, 2006 – Mille et un champignons, Édité à cpte d'auteur : 446.

**WEBER D., EROSA G., STERNER O. & ANKE T.**, 2006 – New bioactive sesquiterpenes from *Ripartites metrodii* and *R. tricholoma*, Verlag der Zeitschrift für Naturforschung, Tübingen, Allemagne, C.A. journal of biosciences, vol. 61, n° 9-10 : 663-669.



***Ripartites metrodii***, récolté à Frasne (Doubs - France) le 27/09/2009 – photo de Jean-Marc Moingeon<sup>14</sup>, publiée avec l'aimable autorisation de l'auteur.

<sup>14</sup> Pharmacie du Val d'Usiers, 28, Grande Rue, F-25520 GOUX-les-USIERS, [jmmoingeon@pharmanatur.com](mailto:jmmoingeon@pharmanatur.com)  
Responsable du site <http://www.pharmanatur.com/index.htm>

## **Leptosphaeria acuta : une espèce méconnue !**

Françoise Draye & Marcel Lecomte

*Leptosphaeria acuta* (Moug. & Nestl.) P. Karst. (1873), ordre des Pléosporales, famille des *Leptosphaeriaceae*.

Synonymes :

*Heptameria acuta* (Moug. & Nestl.) Cooke, *Leptophoma urticae* (Schulzer & Sacc.) Höhn., *Phoma urticae* Schulzer & Sacc., (1869), *Sphaeria acuta* Moug., *Sphaeria coniformis* Fr., (1818)



PhotoFrançoise Draye

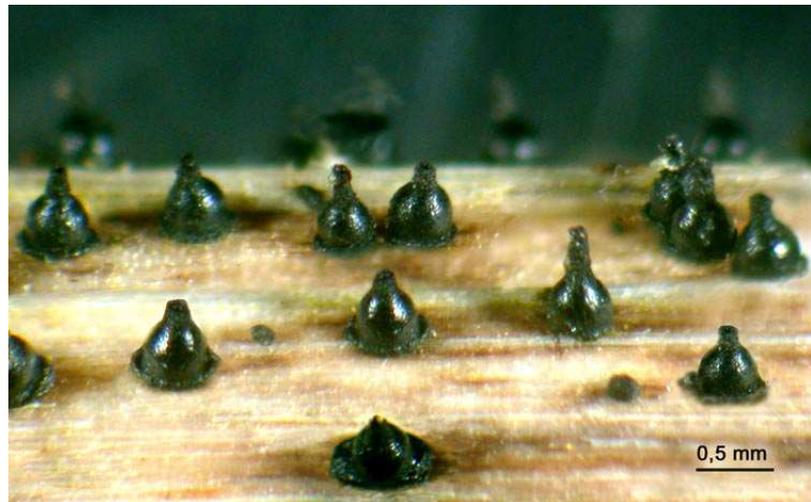
### **Ecologie**

Cette espèce est commune partout où pousse l'ortie commune (*Urtica dioica*) ; on la trouve facilement à la base des tiges mortes ... il suffit de savoir qu'elle existe et de la chercher au bon endroit, de février à avril-mai essentiellement, mais elle peut se trouver tout au long de l'année.

Deux photos suivantes : Jean-Louis Cheype

### **Description**

Les fructifications (pseudothèces) mesurent de 0,3 à 0,5 mm ; elles sont assez isolées, mais couvrent les tiges par centaines d'exemplaires. De forme globuleuse-conique très caractéristique, elles sont glabres et appointies, terminées par une ostiole proéminente. Couleur générale : noir brillant. Elles se développent sous l'épiderme de la tige, qui se déchire à maturité.



### **Microscopie**

Ascospores de 35-45 (-60) x 5-7  $\mu$ m, de couleur jaunâtre, fusiformes, arquées, appointies aux 2 extrémités, multiseptées, contenant de nombreuses guttules de petite taille. Asques allongés, octosporés. Paraphyses minces, fourchues et cloisonnées.

### **Commentaires**

Le genre *Leptosphaeria* comprend de nombreuses espèces qui sont toutes inféodées à des plantes herbacées. 62 espèces sont citées dans Ellis & Ellis (1997).

*L. acuta* est le téléomorphe de *Phoma acuta* Fuck. L'anamorphe est très semblable à la forme parfaite, et

présente des conidies allongées, hyalines, biguttulées, de petite taille : 4-5 x 1-2  $\mu$ m.

Cette espèce est parfois parasitée par *Nectria leptosphariae* Niessl (à périthèces rouge-orangé et ascospores septées) ou par un Hyphomycète : *Pleurophragmium acutum* (Grove) M.B. Ellis, à conidiophores bruns portant des conidies hyalines.

### **Bibliographie**

**BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1984 - Les champignons de Suisse. Tome 1 : les Ascomycètes, Luzern, Mykologia : 296 (n° 381).

**DENNIS R.W.J.**, 1968 – British Ascomycetes, Germany, Verlag von J. Cramer : 390.

**ELLIS M.B. & ELLIS J.P.**, 1997 – Microfungi on Land Plants : an Identification Handbook, England, The Richmond Publishing : 442.

## ***Lamprospora biannulata* Beauseigneur**

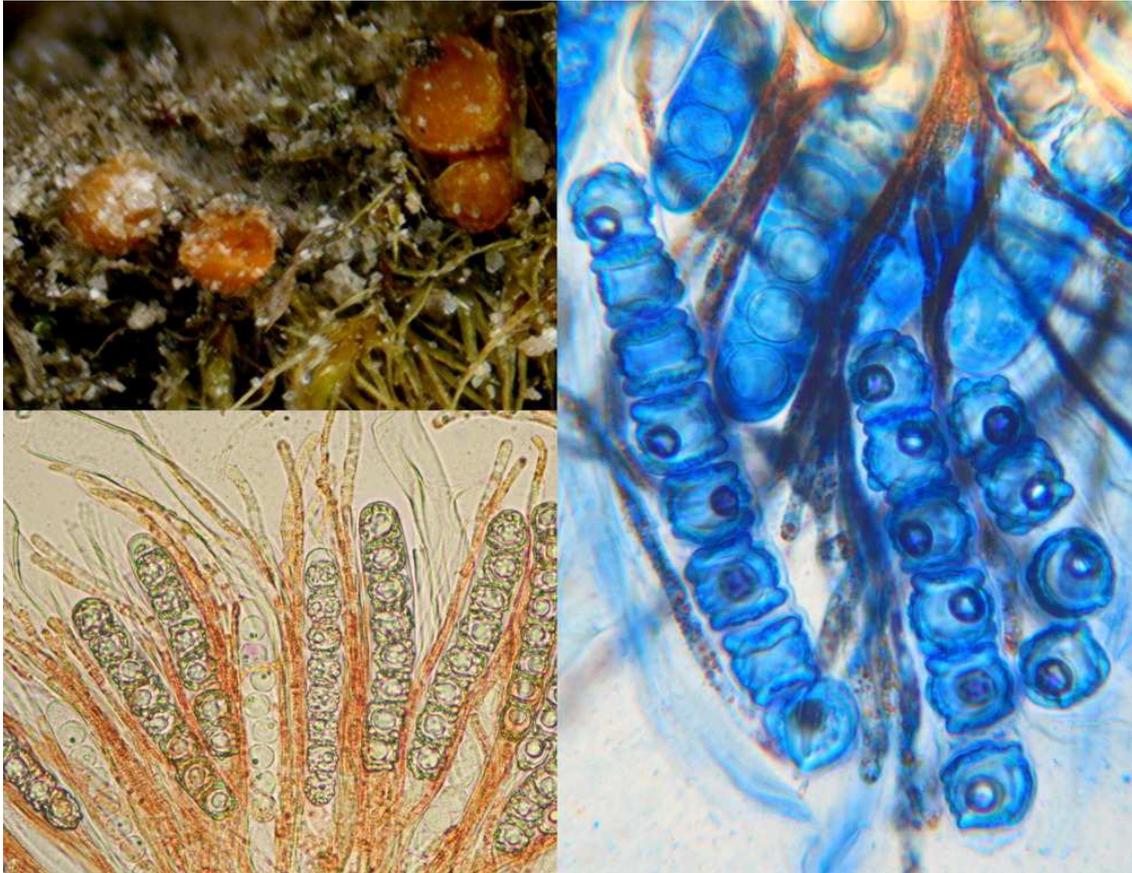
Marcel Lecomte - Montage photo et étude microscopique réalisés par André Février<sup>15</sup>

*Lamprospora biannulata* Beauseigneur, 1946 = *Lamprospora annulata* Seaver, 1914 = *Octospora annulata* (Seaver) Yei Z. Wang, 1992

**Lieu de récolte** : cette récolte a été réalisée le 18 mars 2011, par un groupe de botanistes de la région du Mans (France) et transmise à André Février, qui en a réalisé l'étude. Localisation : Chemin des Pierres, à Saint-Vincent du Lorouer (72150 – Sarthe, France).

La recherche de cette espèce demande beaucoup d'attention, car elle mesure au maximum 1 mm de Ø ; cet ascomycète pousse parmi les mousses, en terrain sableux. Il affectionne notamment *Pleuri-dium subulatum* (Hedw.) Rabenh. (Bryophyte), et pousse durant la saison froide, surtout de décembre à mars.

**Description** : apothécies grégaires, cupuliformes, orange pâle, de 0,5 à 1 mm de Ø.



**Microscopie** : asques octosporés ; réaction négative à l'iode ; 170-200 x 19-21 µm ; ascospores hyalines, de (14)15-16(18) µm de Ø, présentant 2 anneaux souvent parallèles. Paraphyses filiformes, sans caractéristiques particulières.

<sup>15</sup> André Février, 6, rue des Chardonnerets – ETIVAL-LEZ-LE MANS – [andre.fevrier.etival@wanadoo.fr](mailto:andre.fevrier.etival@wanadoo.fr)

## Commentaires

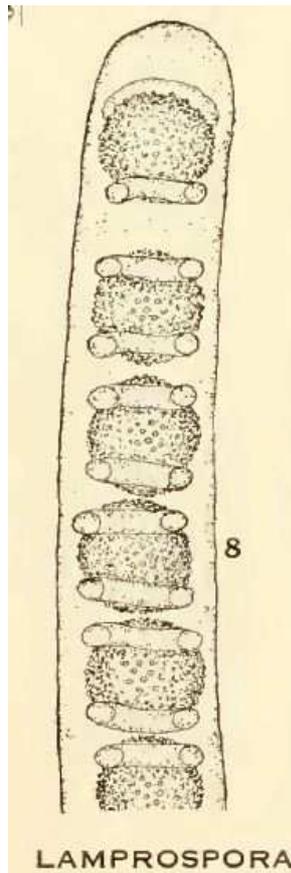
Précision importante : les ascospores représentées sur la photo ci-dessus présentent des artefacts qui sont en réalité des bulles d'air : pas question de penser à des vacuoles, des guttules ou à des inclusions lipidiques. Lorsque la coloration est réalisée au bleu coton lactophénol, il suffit de chauffer la préparation afin d'éliminer cet inconvénient.

Il nous semble que ce phénomène a dû induire en erreur Ellis & Ellis (1998) qui parlent, dans leur description, d'ascospores présentant une large guttule.

Breitenbach & Kränzlin (1984) rangent cette espèce dans la famille des *Humariaceae*. *L. (bi)annulata* n'est pas repris dans leur inventaire : ils décrivent 4 espèces qui sont très semblables macroscopiquement : *Octospora humosa*, *O. tetraspora*, *Lamprospora laetirubra* & *L. polytrichi*. Toutes ces espèces affectionnent les mousses et le sable.

Selon l'Index Fungorum, de Paul Kirk, on rangerait plutôt cet ascomycète dans les *Pyronemataceae* (nous sommes conscients que certains spécialistes accordent peu de crédit à ce référentiel, mais il a le mérite d'exister, et est améliorable).

Si on applique, comme il se doit, le principe d'antériorité, *L. annulata* a la priorité sur *L. biannulata*.



Wang & Kimbrough (1992) rangent les *Lamprospora* dans les *Octospora* et a proposé *O. annulata* (Seaver) Yei Z. Wang, mais pour l'instant, il n'est guère suivi.

Caillet et Moyne (1980) avaient privilégié *L. biannulata* parce que les dessins de Seaver représentaient selon eux une espèce américaine, avec des verrues beaucoup plus petites et ils envisageaient deux espèces différentes. Il semble que non.

Si on examine le croquis de Seaver ci-joint (1928), on comprendra mieux leurs hésitations.

MOSER synonymise les deux espèces (*L. biannulata* avec *L. annulata*). Mais si l'on se reporte à la description de Seaver et à sa planche, les spores sont décrites et figurées avec des verrues beaucoup plus petites. L'ornementation, bien que semblable par les anneaux, diffère donc notablement par la taille des verrues. Il semble bien que nous ayons là deux espèces différentes.

Mais selon les articles de différents auteurs, il est difficile de se forger une idée précise, vu les avis divergents.

Benkert (1987) a examiné le type de *L. annulata* et dit que le dessin de Seaver, reproduit ci-contre, est très stylisé, que les deux anneaux sont rarement disposés aussi régulièrement et que les verrues sont nettement plus grosses et variables dans leur taille, leur forme et leur disposition. Il considère *L. annulata* et *L. biannulata* comme des synonymes. Comme Benkert a réalisé la monographie du genre *Lamprospora* et que, de plus, c'est un spécialiste des champignons bryophiles, nous pensons qu'il est sage de le suivre sur ce point.

## Bibliographie

**BENKERT D.** (1987) - *Beiträge zur Taxonomie der Gattung Lamprospora (Pezizales)*. Z. Mykol. **53** (2) : 195-272.

**BREITENBACH J. ET KRÄNZLIN F.**, 1984 - Les champignons de Suisse, Tome 1 : Les Ascomycètes, Mykologia.

**CAILLET M. & MOYNE G.**, 1980 - Contribution à l'étude du genre *Octospora* Hedw. ex S.F. Gray emend. Le Gal, Espèces à spores ornementées, globuleuses ou subglobuleuses, Bull. Soc. Mycol. Fr. **96** (2) : 175-211.

**ELLIS M.B. & ELLIS J.P.**, 1998 - *Microfungi on Miscellaneous Substrates : an Identification Handbook*, New Enlarged Edition, England, The Richmond Publishing : 4 - Plate 1-7.

**INDEX FUNGORUM** - <http://www.indexfungorum.org/names/names.asp>

**SEAVER F.J.**, 1928 - *The North American Cup Fungi (Operculates)*, New-York, publié à cpte d'auteur.

**WANG YEI Z. & KIMBROUGH J.W.** (1992) - *Monographic Studies of North American Species of Octospora previously ascribed to Lamprospora (Pezizales, Ascomycetes)*. Special Publication n°4, National Museum of Natural Science (Taiwan): 68 p.

## ***Xylaria carpophila* (Pers.) Fr.**

Marcel Lecomte

*Xylaria carpophila* (Pers.) Fr., 1849 - famille des *Xylariaceae*.

La littérature renseigne également *X. carpophila* var. *carpophila* (Pers.) Fr., 1849 et *X. carpophila* var. *luxurians* Rehm, 1901.

Il est aussi appelé xylaïre des faïnes, ou xylaïre carpophile.

### **Ecologie**

Cet ascomycète pousse sur les faïnes, qui sont les fruits du hêtre (*Fagus sylvatica*) ; ce sont des akènes groupés par 3 ou 4 dans une cupule hérissée. En réalité, le carpophore se développe sur la cupule. On le rencontre durant toute l'année, dans toute la zone humide occupée par le hêtre, au sol, sous les feuilles mortes. Très commun dans la hêtraie belge.

### **Description**

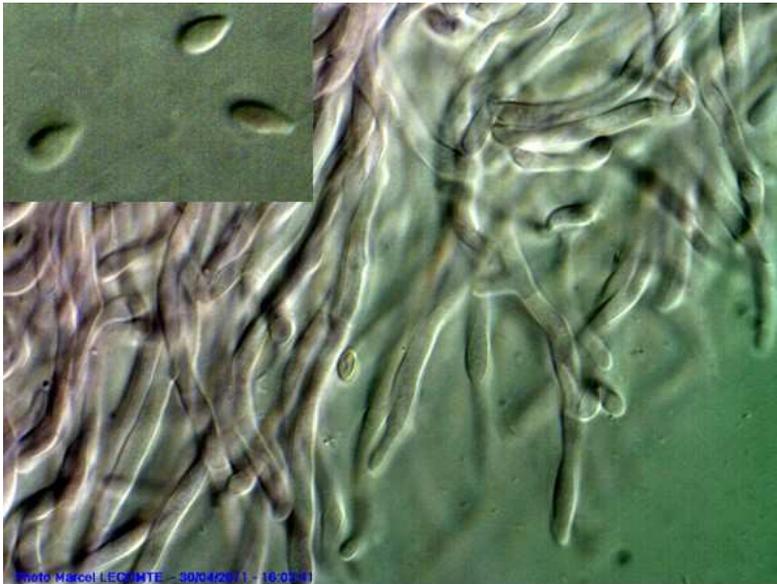
Carpophore à rameaux minces, cylindriques, parfois ramifiés, noirâtres avec des pointes blanches, ou alors verruqueux, mesurant de 1 à 6 cm de haut. Chair dure et blanche. Pas d'odeur ni de goût particuliers.



Anamorphe (extrémités blanches) ▲

▼ Téléomorphe (ramifications verruqueuses) ▼ Photos Jean-Marc Moingeon





### **Microscopie**

Les conidies sont larmiformes (voir encart dans photo ci-jointe).

Les asques sont 8-sporés, et montrent une nasse apicale ; les ascospores sont réniformes, lisses, brunes, parfois uni- ou biguttulées ; elles présentent une fente germinative ; mesures : 11-14 x 5-6  $\mu\text{m}$ . Paraphyses filiformes, ne présentant pas de caractères particuliers.

### **Commentaires**

Comme chez *Xylaria hypoxylon* (L.) Grev., les carpophores qui ont le bout des ramifications saupoudré de blanc, constituent les

anamorphes, caractérisés par une multiplication végétative, sous forme de conidies.

Le téléomorphe, qui fait l'objet d'une reproduction sexuée, par le biais d'ascospores, présente des ramifications toutes noires, boursouflées par les périthèces.

Notre attention n'est souvent retenue que par *X. hypoxylon* et *X. polymorpha* (Pers.) Grev. ; il nous paraît cependant intéressant de porter un peu plus d'intérêt à divers *Xylaria* de plus petite taille, comme :

- *X. oxyacanthae* Tul. & C. Tul., qu'on trouve sur des fruits pourrissants d'aubépine (*Crataegus*).
- *X. filiformis* (Alb. & Schwein.) Fr., qui se rencontre sur les tiges mortes de diverses plantes herbacées et de fougères, mais également sur la nervure des feuilles de différents feuillus, famille des *Betulaceae* (bouleaux) et des *Salicaceae* (peupliers et saules).
- *X. longipes* Nitschke, est plus élancé, stipité, à massue assez régulière et à surface un peu craquelée. Se rencontre surtout sur les érables.

### **Bibliographie**

**BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1984 - Champignons de Suisse, tome 1, Les Ascomycètes, Luzern, Mykologia : 274 (n°347).

**EYSSARTIER G. & ROUX P.**, 2011 – Le guide des champignons de France et d'Europe, France, Editions Belin : 1074.

**OUVRAGE COLLECTIF**, 2000 – Nordic Macromycetes, volume 1 : Ascomycetes, Denmark, Editions Nordsvamp : 250.

## ***Subulicystidium longisporum* et *Bulbillomyces farinosus***

Camille Mertens

Chaque sortie réserve quelque surprise, pas nécessairement liée à la rareté de l'espèce récoltée ni au fait qu'elle n'aurait pas pu ou dû se trouver dans le biotope prospecté.

Ce fut le cas au cours de printemps particulièrement privé de pluie qui nous a contraints à diriger nos prospections vers des endroits habituellement délaissés mais susceptibles de conserver une humidité suffisante pour espérer trouver l'une ou l'autre espèce adaptée à ce type de milieu.

Dans le creux d'un fossé longeant le bras désaffecté d'un ancien canal quelques branchettes ramassées sans grande conviction révélèrent, sur la partie en contact avec le sol, des plages d'un feutrage gris et de minuscules granules d'un blanc immaculé disposés en alternance.

Pas de place au doute, notre conviction était déjà faite sur le terrain : il ne pouvait s'agir que de *Bulbillomyces farinosus*, espèce de Corticiaceae nouvelle pour notre inventaire et peu courante au demeurant. L'examen microscopique devait cependant nous faire perdre nos illusions.

Bien que macroscopiquement conforme aux descriptions des ouvrages, la microscopie à la fois particulière et spectaculaire, révélera une structure approuvante mais combien différente dans ses éléments constitutifs.



***Subulicystidium longisporum***

Nous avons entre les mains *Subulicystidium longisporum*. Notre désillusion était toutefois tempérée car cette espèce, quoique bien plus fréquente que le *Bulbillomyces*, venait s'ajouter à notre inventaire. Le défi était lancé : la moindre branche prélevée d'un milieu humide au cours de nos sorties ultérieures et recouverte d'un tomentum gris accompagné de granules blancs passerait sous le microscope mais, à chaque fois, ... *Subulicystidium*. Cruelle déception.

Jusqu'au 30 octobre 2011, jour de sortie du C.M.B. (Cercle Mycologique de Bruxelles) dans la carrière du Verbois à Braine-le-Comte. Daniel, sans doute las d'avoir une fois encore affaire à un *Subulicystidium*, me tendit en désespoir de cause une petite branche que lui avait apportée son épouse Muriel. Tomentum gris et granules blancs, évidemment encore cette même espèce...

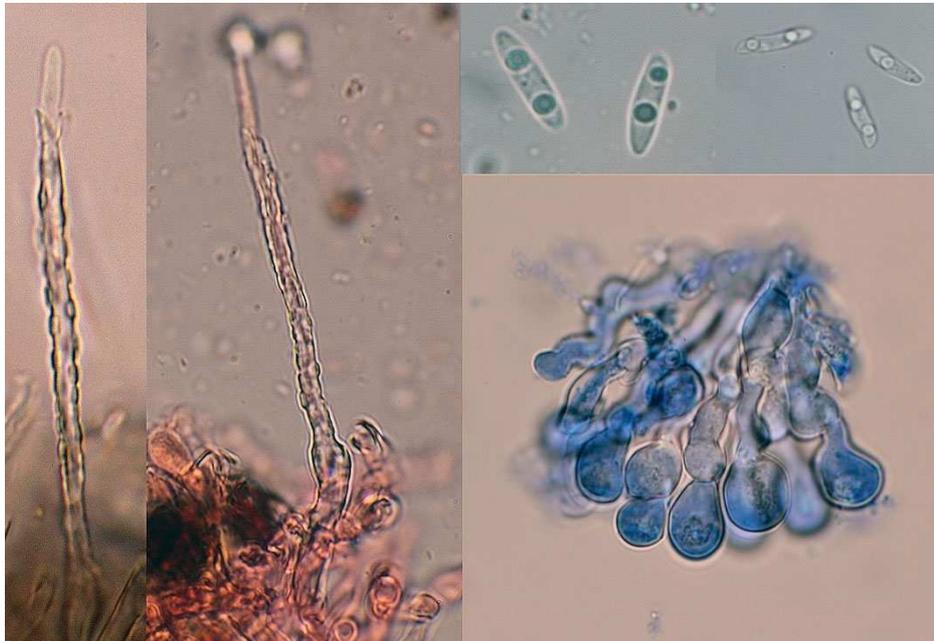
Bien que convaincu également qu'il ne pouvait s'agir à nouveau que de la même banalité, mais investi de l'obligation morale dictée par notre défi, je procède à un bref examen sous le microscope et là, surprise... enfin un *Bulbillomyces*.

Nous avons pensé qu'une telle ressemblance macroscopique entre ces deux taxons, même sous la loupe binoculaire, mériterait une description comparative et je vous la livre, basée sur nos propres observations, d'autant plus que les récoltes présentaient à la fois le stade parfait et le stade conidien ce qui, selon la littérature, ne semble pas être fréquent.

La présence de l'un ou l'autre des stades semblerait être fonction des conditions du milieu dans lesquelles le champignon est plongé ; le stade conidien représenté par les « bulbilles blanches » étant le plus fréquent, car le but serait de faciliter la dispersion des spores dans un milieu très humide voire lorsque le support est sous eau. Notons à cet égard que les deux taxons se rencontrent dans les milieux temporairement submergés.

### **Subulicystidium longisporum (Pat.) Parmasto**

Le stade parfait se présente sous la forme d'un feutrage résupiné de couleur grise, velouté par la présence de cystides (60–80 x 3–4 µm) allongées, subulées, recouvertes d'une gaine incrustée de cristaux de forme rectangulaire, disposés de manière régulière dans le sens de la longueur.



***Subulicystidium longisporum* sous le microscope**

La gaine laisse apparaître de manière caractéristique l'extrémité dénudée de la cystide.

Les spores (10,5–12,6 x 2,4–2,9 µm) sont lisses, allongées, de forme onduleuse et à paroi mince. La réaction à l'iode est négative.

La structure monomitique est formée d'hyphes à paroi mince. Boucles présentes.

Le stade anamorphe (*Aegerita tortuosa*) se présente sous la forme de granules blancs d'un diamètre inférieur à 0,5 mm, constitués d'un enchevêtrement d'hyphes à paroi mince.

### **Bulbillomyces farinosus (Bres.) Jülich**

Tout comme *Subulicystidium longisporum*, le stade parfait est constitué d'un revêtement feutré mince, résupiné, de couleur grise, velouté par la présence de cystides (70–85 x 5,9–10 µm). Celles-ci sont toutefois différentes d'aspect : cylindriques à paroi épaissie, arrondies à leur extrémité et densément incrustées sur toute leur longueur.

Les spores (6–8,5 x 4,8–5,8 µm) sont de forme ovoïde à ellipsoïde, lisses, à paroi épaisse, guttulées, non-amylodes. La structure est également monomitique et constituée d'hyphes à paroi mince. Boucles présentes.

Le stade anamorphe (*Aegerita candida*) se présente également sous la forme de granules blancs d'un diamètre inférieur à 0,5 mm, constitués d'hyphes à paroi mince et à terminaisons pyriformes disposées en bouquets.

**Fréquence** : *Subulicystidium longisporum*, est l'espèce la plus commune des deux ; environ 80 récoltes en Flandre et une quinzaine en Wallonie.

*Bulbillomyces farinosus* serait, selon Berniccia & Gorjón (2010), largement distribué en Europe mais extrêmement rare en Italie, où il ne serait connu que de Sardaigne.

J. Breitenbach renseigne les deux espèces comme rares.

### **Bibliographie**

**BERNICCIA A. & GORJÓN S.P.** (2010) – Corticiaceae s.l. *Fungi europaei* **12** : 1008 p. Ed. Candusso, Alassio.

**BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.** (1986) Champignons de Suisse, 2 – Heterobasidiomycètes, Aphylophorales, Gastéromycètes. Ed. Mykologia, Lucerne, 412 p.

## Capitotricha fagiseda : un Ascomycète sur les cupules de fruits du hêtre

Marcel Lecomte

*Capitotricha fagiseda* Baral, 1985, nom invalid., Art. 36.1 ; publié comme « nom prov. » ; *Capitotricha fagiseda* Baral, 1994, nom invalid., Art. 36.1, 37.1 ; famille des *Hyaloscyphaceae*.



### Ecologie :

Cette espèce a été rencontrée en nombreux exemplaires sur des cupules de hêtre (*Fagus sylvaticus*), en bordure de la tourbière du Lac des Truites (ou Lac du Forlet : superficie de 2,8 ha ; F-68140 Sultzeren) ; c'est le lac le plus haut des Vosges (1061 m). Il occupe un ancien cirque glaciaire aux parois vertigineuses. Il était utilisé par les Abbés de Murbach comme vivier à truites, ce qui explique son nom. Un petit étang situé plus haut servait à l'élevage de carpes ; c'est lui qui, au fil du temps, s'est transformé en tourbière.



Elle se rencontre en moyenne montagne, et se manifeste de mars à mai.



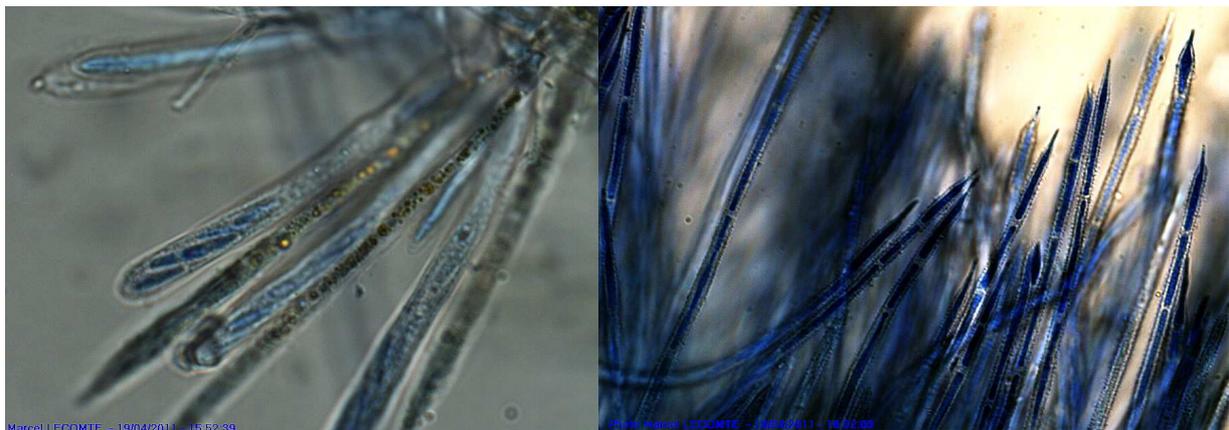
### Description :

Les fructifications mesurent de 0,8 à 2 mm maximum, et on peut en trouver plusieurs dizaines sur le même support. Immatures, elles se présentent comme des boules blanches, longuement poilues et pédicellées. Ensuite, elles s'ouvrent en forme de cupule, de plus en plus étalée, avec un hyménium lisse d'une superbe couleur jaune d'œuf. La marge reste densément couverte de longs poils blancs.

**Microscopie :**

Coloration réalisée au bleu de crésyl alcoolique. Trois caractères ont attiré immédiatement notre attention :

- La présence de cristaux assez nombreux sur les poils marginaux, avec en outre de remarquables masses cristallines apicales sur certains (voir photo précédente).



(630x) – photo de gauche : asques et paraphyses avec incrustations visibles – photo de droite : paraphyses acuminées, observées dans le bleu de crésyl

- Des paraphyses septées, appointies puis très finement acuminées.
- Certaines spores présentent une cloison transversale.

Les ascospores non matures ont été photographiées à l'intérieur des asques : 10-13 x 2-2,5  $\mu\text{m}$  ; ces mesures peuvent donc prêter à une interprétation à la hausse de 10 % minimum.



Réaction positive des asques à l'iode. Certaines paraphyses présentent des amas d'incrustations noirâtres, serrées, mises en évidence ci contre, dans la fuchsine acide, lactique.

#### **Commentaires :**

Dans un premier temps, nous pensions avoir déterminé *Dasyschyphus* (= *Lachnum*) *bicolor* (Bull. ex Mérar) Fuck., en suivant B. & K. (1984), même si l'écologie mentionnée ne nous convenait guère<sup>16</sup> ; mais dans les remarques relatives à cette espèce, les auteurs signalent une communication verbale de H.O. Baral, qui parle d'une espèce non encore décrite, qui pousserait sur les fruits du hêtre, avec des spores plus grandes, et non encore

trouvée en Suisse. Cela nous interpelle évidemment.

Afin de tenter de clarifier la situation, nous prenons contact avec François Valade, spécialiste français des Ascomycètes, qui identifie immédiatement notre trouvaille, et nous fournit les documents originaux de Baral. Grâce à cela, nous ne doutons plus une seconde d'être en face de *C. fagiseda*.

Nous le remercions vivement pour son aide.



Un nouvel examen de l'Index Fungorum nous apprend que le nom publié est invalide, selon 2 articles du code de nomenclature nomenclature (Art. 36.1 : pas de diagnose latine ; Art. 37.1 : pas de spécimen-type désigné).

Faute de renseignements supplémentaires, nous en resterons à ce nom provisoire.

#### **Bibliographie**

**BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1984 - Champignons de Suisse, tome 1, Les Ascomycètes, Luzern, Mykologia : 186 (n°214).

**BARAL H. O. & KRIEGLSTEINER G.J.**, 1985 – *Capitotricha fagiseda*, *Beih. Z. Mykol.*, **6** : 60.

**ROLLIN & ANTOINE.**, 1994 – *Capitotricha fagiseda*, *Bull. trimest. Féd. Mycol. Dauphiné-Savoie* **34**, 135 : 11.

<sup>16</sup> Selon Breitenbach & Kränzlin (1984), cette espèce peut se rencontrer sur des branches ou des rameaux tombés au sol, de chêne (*Quercus*), d'aulne vert (*Alnus viridis*), voire même sur frêne (*Fraxinus excelsior*). La variété *rubi* se rencontre sur framboisier (*Rubus idaeus*).

## ***Boletus moravicus* Vacek : un bolet à redécouvrir, ou à découvrir. Première approche, en toute modestie.**

André Pourtois<sup>17</sup>, 13 octobre 2011

Le 25 juillet 2009, un ami, proche voisin, m'apporte quelques champignons, récoltés la veille au château de Modave, en marge d'une activité professionnelle. Ils y étaient venus sous un chêne, dans une pelouse, à 200 m environ au sud du château et à quelques pas du vieux mur d'enceinte.

D'emblée, j'y remarque deux bolets : « Diantre, me dis-je, ça c'est intéressant ! », me remémorant une planche photographique souvent regardée, dans un des volumes d'André Marchand (1980) - sans pouvoir d'ailleurs y accoler un nom momentanément - et que j'ai tôt fait de retrouver, après consultation : *Boletus moravicus* Vacek (= *Xerocomus tumidus* ?).



### **Description macroscopique**

- Teinte générale beige, plus pâle en haut du pied (un très léger lavis rosé est plus imaginaire que réel).
- Chapeau : diamètre de +/- 6,5 cm, passablement entamé par les morsures.
- Hyménium jaune, très pâle, avec tubes de +/- 4 mm de long.
- Stipe fusiforme à cylindracé, de 6,3 x 3 cm
- Odeur nulle

La qualité des photos jointes est loin d'être irréprochable, mais on y voit assez bien l'hyménium. La détermination qui s'ensuit, grâce

à une ressemblance indéniablement remarquable (« comme deux gouttes d'eau ! ») pourra sans doute paraître un peu trop facile, voire même hâtive, mais il en est de telles.

Régis Courtecuisse (1994), qualifie l'espèce de « mal connue ». Mais cette méconnaissance autorise-t-elle une contestable synonymie (voire une fadaise de goût douteux) avec *Boletus leonis* (actuellement très « tendance ») ?

Je connais *Xerocomus leonis* de la forêt de Trélon, tutélaire (Bois L'Abbé) dans l'inventaire de R. Courtecuisse (1990). Quelques rayons de soleil le desséchèrent (exsic. AP9508).

Par contre, et je les tiens pour preuve, j'eus des difficultés à sécher *Boletus moravicus*, qui exsudait un liquide un peu gras, tendant vite à moisir, à tel point que je devais alternativement placer les sujets au four puis au congélateur. En leur état actuel d'exsiccata, ils ressemblent plutôt à des gailletins anthraciteux (exsic. AP0901).



### **Commentaires**

A. Marchand, à l'aide d'autres arguments, défend la même cause ... Mais trêve de controverse.

Un mardi matin d'août donc, A. Marchal, informé de la trouvaille, m'appelle au téléphone (ce n'est pas coutumier). S'étant concerté avec J.J. Wuilbaut, il me dit : « on ne sait pas ce que c'est ! (ce qui de leur part, est plutôt positif) Il faudrait le retrouver ! ».

Afin de donner suite à cette suggestion, et aussi d'évaluer la possibilité d'une prospection collaborée, topographiquement ciblée, mais s'étalant dans le temps, j'ai alors adressé une lettre circulaire à une vingtaine de mycologues de ma connaissance. Mais dans les réponses reçues, rien d'analogue ne fut décelé.

<sup>17</sup> Rue Alphonse Gravis, 156 – 7134 – PERONNES-LEZ-BINCHE

Voici, pour terminer, quelques remarques :

- Un unique exemplaire de *X. moravicus*, récolté à Meise, dans le parc du Jardin Botanique (sous châtaignier), est conservé dans les collections.
- Madame Degée, responsable de la C.R.I.E. de Modave, m'a informé du fait que la cueillette des champignons n'est pas permise dans la Réserve Naturelle.
- Nous nous sommes à nouveau rendus à Modave, mon ami et moi, le 24 juillet 2010 et le 03 août 2011 : sans succès ... il faut très peu croire aux miracles !

Cela me remémore la découverte, en 1996, de *Boletus rhodopurpureus* à Saint-Symphorien, que l'on n'a plus vu reparaitre depuis lors.

Merci à celles et ceux qui voudraient « apporter leur pierre » à la recherche de ce taxon.

Bien entendu, une nouvelle trouvaille, à Modave ou ailleurs, sera dignement célébrée.

## Commentaires & photos de Marcel Lecomte

### Quelques précisions taxinomiques

*Boletus moravicus* Vacek, (1946 - Stud. Bot. Českoslov. **7** : 36) a été revu par Herink en 1964, et versé dans les *Xerocomus* :

*Xerocomus moravicus* (Vacek) Herink, (1964 - Česká Mykol. **18** : 193).

On cite comme synonymes :

*Boletus leonis* D.A. Reid, (1966 - Fungorum Rariorum Icones Coloratae, **1** : 7).

*Xerocomus leonis* (D.A. Reid) Alessio, (1985 - *Boletus* Dill. ex L. (Saronno) : 314).

*Aureoboletus moravicus* (Vacek) W. Klofac, (2010 - Öst. Z. Pilzk. **19** : 142).

Des formes ont également été décrites :

*Xerocomus moravicus* (Vacek) Herink f. *moravicus*, 1964.

*Xerocomus moravicus* f. *pallescens* Herink, 1964.

**André Marchand** (1975) annonce *Boletus tumidus* Rostkovius ss. Peltereau comme synonyme de *B. moravicus* Vacek ; il s'agit manifestement d'une interprétation personnelle de Peltereau (BSMF XL, t. 1, 1924), qui n'a rien à voir avec *Xerocomus moravicus* (Fr.) E.-J. Gilbert, (1931 - Les Livres du Mycologue, tome III : les Bolets : 145).

ou encore *Boletus tumidus* Fr., (1874 - Saccardo's Syll. fung., 1888, VI : 9 ; XII : 916 et Hymenomycetes Europaei, p. 501, Basionymum).

Par contre, nous n'avons pas trouvé de traces bibliographiques relatives à *B. tumidus* Rostkovius.

Marchand présente une étude microscopique très complète, qui peut servir de base de comparaison.

**Carlo Luciano Alessio** (1985), dans sa 1<sup>ère</sup> publication, décrit *X. tumidus* (Fr.) E.-J. Gilbert, et le compare avec *X. leonis*, en les considérant comme 2 espèces distinctes. Il cite comme synonyme *Boletus rotskowi* Fr. (1874 - Hymenomycetes Europaei, p. 521), mais il n'ose pas se prononcer sur une synonymie éventuelle avec *X. moravicus* ; lors de la publication du complément de sa monographie (1991), le complexe *tumidus* – *leonis* – *moravicus* lui apparaît toujours comme difficile à dénouer (ce problème le poursuit au point de placer une planche de *X. tumidus* en photo de couverture). Sans prendre position, il annonce une publication de Pöder (1990).

**Breitenbach & Kranzlin** (1991) fournissent une excellente description, tant macroscopique (photo n° 57) que microscopique (avec croquis). Ils annoncent : « la synonymie possible avec *B. tumidus* et *B. leonis* ne semble pas claire, après consultation de la littérature spécialisée. La surface piléique jaune brun, feutrée, les pores relativement clairs, le pied le plus souvent fusiforme radicaire, ainsi que la présence sous *Quercus*, sont des caractéristiques qui permettent aisément de distinguer cette espèce des voisines ».

**Régis Courtecuisse** (1994) mentionne bien *B. tumidus* dans son ouvrage, mais sans mention de nom d'auteur, avec cette remarque sibylline : « mal connu » : c'est vraiment léger pour supposer un rapport avec *X. moravicus*.

Il faut attendre **Lannoy et Estades** (2001) pour obtenir une synthèse assez cohérente sur le sujet, et l'éventuelle synonymie avec *X. leonis* ; les auteurs affirment clairement qu'« ils n'ont pas pu établir une synonymie indiscutable » entre les deux espèces.

Ils disent : « Parmi les 24 descriptions trouvées dans la littérature, nous en avons relevé 8 qui décrivent *X. leonis* avec *X. moravicus* comme étant synonyme, 5 qui préfèrent l'inverse, et 11 qui séparent les deux espèces, par des caractères distinctifs, qui ne sont pas toujours convaincants. Parmi ces derniers, il en est 2 dont *X. moravicus* devient le synonyme de *B. tumidus* Rostk. ss. Peltereau ; il est

possible qu'il existe deux espèces différentes, mais les récoltes réalisées ne sont pas suffisantes pour confirmer l'une ou l'autre espèce ».

Les auteurs ont examiné une récolte personnelle de *X. moravicus*, réalisée dans les environs de Tabor, en République Tchèque et Slovaque, en 1997, en compagnie de Miroslav Beran, ainsi que des récoltes de ce dernier, toutes originaires de ces régions. Ils signalent un élément important : une odeur d'aneth et de noix de coco, qui peut être également assimilée à de la vanille et (ou) de la cannelle (selon M. Beran), longtemps persistante dans l'herbier.

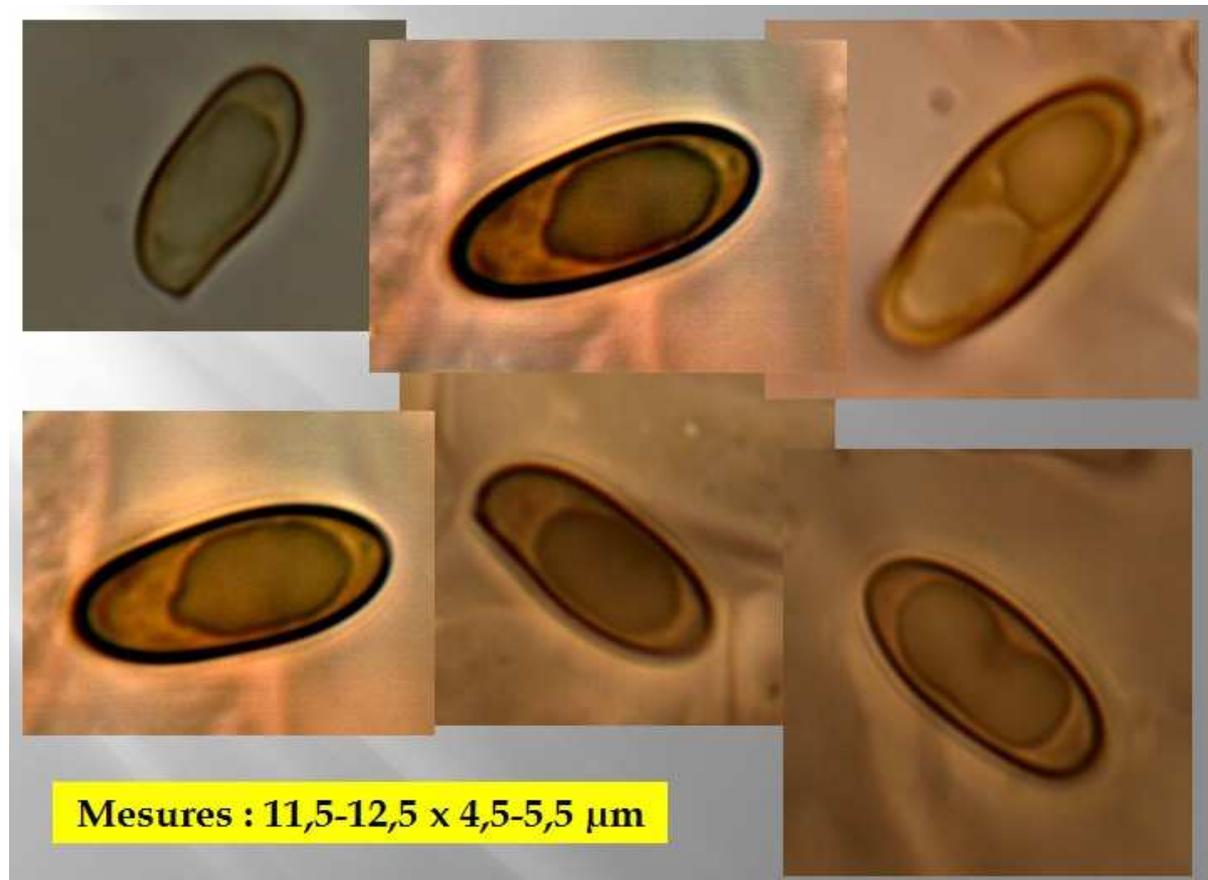
Ce complexe d'odeurs n'apparaît pas chez ce qui a été déterminé comme *X. leonis*.

**Knudsen & Vesterholt** (2008) considèrent également que *X. leonis* (Reid) est synonyme de *X. moravicus* (Vacek) Herink.

### Etude microscopique

Conscient de notre responsabilité de rédacteur, nous ne pouvons pas concevoir qu'un avis soit émis, sans le soutien d'une solide étude microscopique. Aussi, nous avons contacté Mr. Pourtois, qui nous a aimablement fait parvenir l'exsiccatum AP0901, marqué du lieu, de la date et du nom du récolteur.

Le spécimen est malheureusement dans un piètre état, car le séchage a épargné peu de caractères. Cependant, à force de recherches, et grâce au ramollisseur GDS de Cléménçon, nous avons pu trouver quantité de spores, dont voici quelques photos.

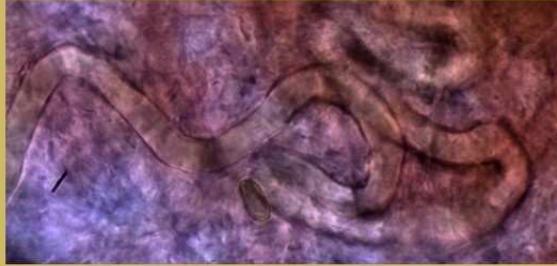


Les deux exemplaires séchés étaient vraisemblablement arrivés à maturité, car les spores présentent très peu de variabilité de taille. Elles sont caractérisées par la présence d'une énorme vacuole, simple ou parfois dédoublée, et une paroi épaisse.

Il nous a été impossible de trouver des basides ou des cystides. Un passage dans le melzer n'a pas montré d'hyphes amyloïdes, ni des pigments dans les hyphes cuticulaires ... mais cela n'est pas décisif, car ces caractères sont susceptibles de disparaître sur des exsiccata.



Gross. 400x

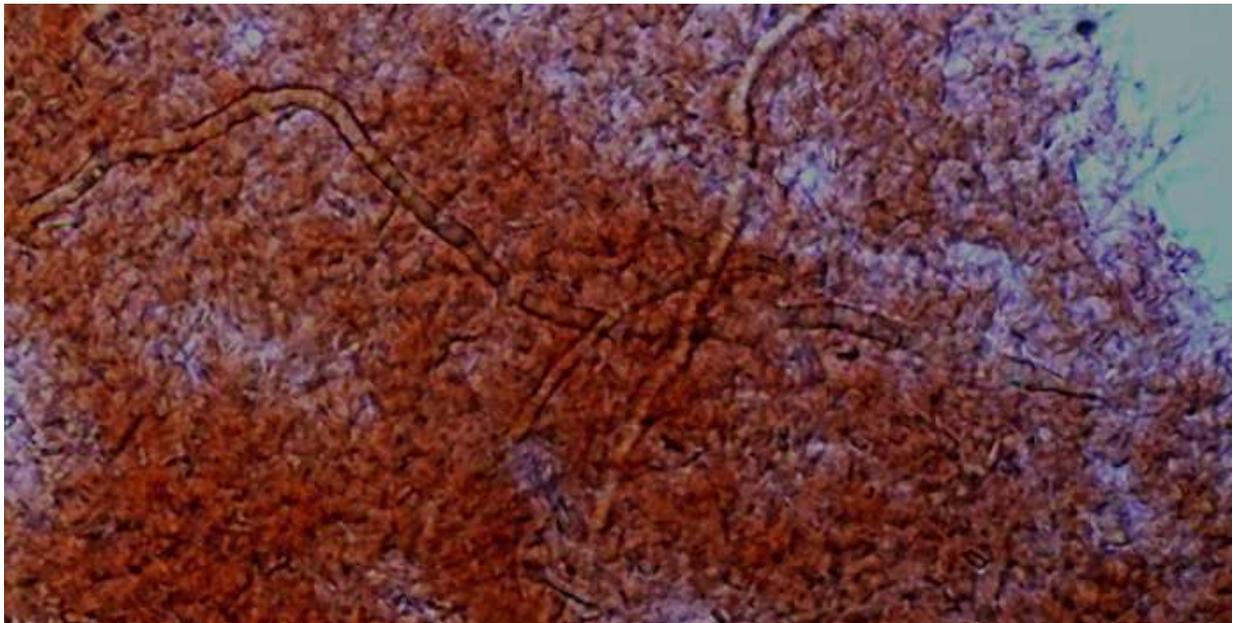


Chose assez interpellante : nous avons trouvé dans la chair quantité d'hyphes volumineuses, non cloisonnées, curieusement semblables à des laticifères de Russulales. Des bolétologues confirmés n'ont pu apporter de précisions sur ce sujet.

Selon Pierre-Arthur Moreau<sup>18</sup>, « ce sont apparemment des hyphes "coscinoïdes"<sup>19</sup> dans la nomenclature de Cléménçon, qu'on appelait autrefois "oléifères"<sup>20</sup>, à contenu lipidique non réactif aux sulfoaldéhydes. Cela ne me paraît pas insolite ; l'aspect sinueux est sans doute dû à la coupe, car cela devrait être rectiligne. Ne pas oublier aussi que les bolets ont (comme les

paxilles) une structure à base d'hyphes larges et très longues, souvent à contenu jaunâtre. »

Suite à ce commentaire, nous avons réalisé une nouvelle préparation, qui nous a permis de mettre en évidence l'aspect rectiligne de ces hyphes particulières. ▼



## CONCLUSIONS :

La consultation de tous les ouvrages mentionnés ci-dessus nous conforte dans l'idée que la lumière définitive n'est pas jetée sur ces deux « espèces », et que cela demande une étude très approfondie des futurs spécimens récoltés. Dans la situation actuelle, les flores récentes semblent s'accorder pour

<sup>18</sup> Docteur en Sciences, Maître de conférences : systématique, écologie et toxicologie des champignons, à l'Université de Lille 2, Faculté de Pharmacie.

<sup>19</sup> H. Cléménçon (2004) fait la différence entre les hyphes laticifères (qui génèrent du latex et qui se colorent généralement en gris bleu à la sulfovanilline), les hyphes oléifères (qui ne contiennent pas de latex, mais parfois des substances résineuses, réagissant occasionnellement à la sulfovanilline), et des hyphes coscinoïdes, qui sont souvent colorées en sombre (au moins au niveau de la paroi), avec une surface semblable à une passoire, en raison de perforations sinueuses et de trous dans les filaments par ailleurs solides.

<sup>20</sup> P. Heinemann (1954) mentionne ce type d'hyphes chez des bolets africains.

Les hyphes oléifères ne sont guère mentionnées lors d'examens microscopiques, mais elles sont présentes chez nombre d'espèces appartenant à divers genres : *Clitocybe*, *Cystoderma*, *Entoloma*, *Inocybe*, *Lentinellus*, *Marasmius*, *Pholiota*, *Pleurotus*, *Ramaria* ... et nombre d'Aphyllophorales.

placer *X. leonis* D.A. Reid en synonymie de *X. moravicus*. La check-list anglaise (Legon & Henrici 2005) ajoute *X. leoninus* ss. auct. (non Persoon 1825, non Krombholz 1846) aux synonymes.



Malgré des mesures de spores pouvant correspondre avec celles données par M. Beran (Lannoy & Estades, 2001), la microscopie réalisée nous semble trop sommaire pour poser un avis décisif.

Nous avons pris plaisir à lire l'excellent texte anecdotique de Mr. Pourtois, mais il faut bien admettre que la description fournie s'avère insuffisante, qu'il apporte peu d'éléments réellement concrets pour étayer sa détermination et confirmer la présence de cette espèce en Belgique ; il nous livre surtout des considérations basées sur l'appréciation et l'interprétation personnelles, qui ne sont pas nécessairement des critères scientifiques. Tout cela laisse donc planer un certain doute, qui ne pourra être levé que grâce à une nouvelle trouvaille similaire, qui devra être examinée et décrite avec le plus grand soin, tant sur le plan macroscopique que microscopique.

Une information : nous avons retrouvé *Boletus rhodopurpureus* à proximité du parking de Fesches (Rochefort), le 20 août 2011, en compagnie de Paul Pirot et Pascal Hériveaux.

### **Bibliographie**

- ALESSIO C.L.**, 1985 – Fungi Europaei n°2 : *Boletus*, Saronno (I), 314 – 322.  
**ALESSIO C.L.**, 1991 – Fungi Europaei n°2a : *Boletus*, Saronno (I), 76.  
**BREITENBACH J. ET KRÄNZLIN F.**, 1991 - Les champignons de Suisse. Tome 3 : Bolets & champignons à lames, 1<sup>ère</sup> partie, Ed. Mykologia Lucerne, 86.  
**CLÉMENÇON H., EMMET V. & EMMET E.**, 2004 – Cytology and Plectology of the Hymenomycetes, Cramer, Stuttgart, Bibliotheca Mycologica, vol. 199 : 38.  
**COURTECUISSIE R. ET DUHEM B.**, 1994 - Guide des champignons de France et d'Europe, Delachaux et Niestlé, 122.  
**HEINEMANN P.**, 1954 – Notes sur les *Boletinae* africaines, Bulletin du Jardin Botanique de l'Etat, à Bruxelles, vol. 24, fasc. 2.  
**KNUDSEN H. ET VESTERHOLT J.**, 2008 – Funga Nordica, Agaricoid, boletoid, and Cyphelloid genera, Nordsvamp – Copenhagen, 176.  
**LANNOY G. ET ESTADES A.**, 2001 - Documents Mycologiques : Mémoire hors série n°6 : Les Bolets, 72 – 73.  
**MARCHAND A.**, 1990 - Champignons du Nord et du Midi, France, SMPM, tome 3 : 29 & 215 – 216.  
**PÖDER R.**, "1990", publ. 1991 - *Xerocomus leonis* (Reid) Bon ist *Xerocomus moravicus* (Vacek) Herink, Riv. di Mycologia XXXIII, n°3 : 298 – 305.  
**POURTOIS A.**, 1996 – *Historique des apparitions d'un bolet rare, en Hainaut, et de sa disparition*, Miscellanea Mycologica, n°47 : 11-19.

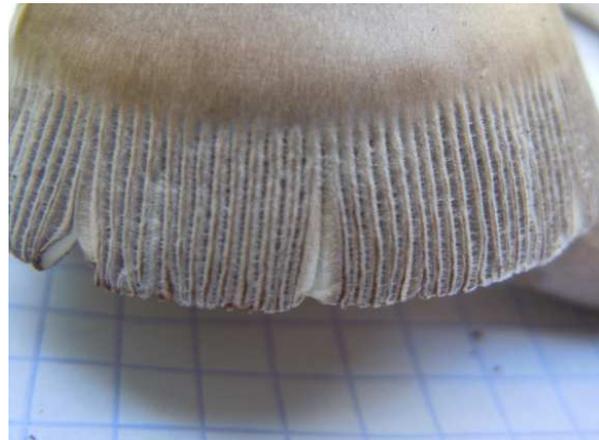
## ***Amanita pachyvolvata* (Bon) Krieglsteiner 1984 ou Amanite à volve épaisse**

Mario Digiangregorio<sup>21</sup>

<b><u>Classification</u></b> :	Fungi, Basidiomycota, Agaricomycotina, Agaricomycetes, Agaricomycetidae, Agaricales, Amanitaceae, <i>Amanita</i>
<b><u>Basionyme</u></b> :	<i>Amanitopsis pachyvolvata</i> Bon 1978
<b><u>Nom</u></b> :	<i>Amanita pachyvolvata</i>
<b><u>Statut du nom</u></b> :	nomen acceptum
<b><u>Auteur</u></b> :	(Bon) Krieglsteiner

### **Description macroscopique** :

**Chapeau** : diamètre 50-60 à 80-100 (120mm) de large ; hémisphérique ou ovale, ensuite plan-convexe brillant ou subviscidule, avec ou sans petit mamelon obtus ; pruineux vers la marge, mais plus mat vers le centre ; marge régulière et très nettement striée ; absence de débris du voile général sur la cuticule qui est lisse et séparable ; couleur gris-brun à fauve-gris bistre.



**Lames** : couleur blanc-crème/blanc jaunâtre ou blanche ; assez larges, avec arêtes fimbriées et soulignées, peu serrées, libres et arrondies au stipe ; lamelles parfois présentes, sporée blanche en masse.



**Chair** immuable, blanche ; pas d'odeur ni de saveur particulières.

Réactions chimiques : toutes les *Vaginatinae* réagissent en brun rouge au phénol sauf *crocea* et sa var. *subnudipes* qui réagissent en pourpre (S. Poumarat).

**Stipe** sans anneau ; robuste, élargé ; 120-200 x 10-30 mm ; blanc puis grisâtre, nuancé de grisâtre à brun jaunâtre ; cylindrique, mais s'amincissant progressivement vers le haut ; chair pleine, à creuse.

**Volve** cylindracée, grande : 6-8 (10) x 3-5 (- 6 cm), membraneuse et épaisse, très persistante, tenace et non friable, longuement engainante, blanche à blanc-crème, se maculant ensuite de tonalités ocracées vers la fin de la maturité.

<sup>21</sup> Rue du Bois de Lobbe, 203 – 6060 GILLY (Belgique) [mariodigian@gmail.com](mailto:mariodigian@gmail.com)



**Etude microscopique :**

**Spores** globuleuses à subglobuleuses, voire largement ellipsoïdes ; non amyloïdes ;  
Q moyen : (1,0) 1,02 – 1,14 (1,20) = 1,08 ; mesures : (10) 11-14 (15) x 10,8-13,2 µm.



**Voile général :** hyphes filamenteuses, variables, 3-8 µm de large, avec quelques hyphes jusqu'à 15 µm, ainsi que des sphérocytes de 20-35 µm, surtout en surface externe.

**Boucles** présentes à la base des basides.

**Ecologie :**

Récolte réalisée sur terrain lourd argileux, détrempé, sous épicéas (*Picea abies*), au Bois de Frasnes (Belgique), le 9/9/2011, sortie de l'A.M.F.B, dans le cadre des Journées Européennes du Cortinaire. L'espèce croît en solitaire, ou en peu d'exemplaires, sous divers feuillus (*Castanea sativa*, *Quercus cerris* et *Fagus sylvatica*) ou sous conifères, avec une préférence pour les sols acides.

Dans les Appennins (Italie), elle pousse de l'été au début de l'automne.  
Cette espèce est considérée comme rare, ou du moins peu fréquente.



#### **Commentaires :**

Confusion possible avec d'autres espèces semblables, dont *A. magnivolvata* Aalto → spores ovales à elliptiques.

Le grand développement de leur volve est l'élément visuel le plus marquant chez ces deux amanites : *A. pachyvolvata* et *A. magnivolvata*, c'est d'ailleurs là l'origine de leur « prénom ».

La distinction macroscopique entre ces deux espèces s'avère assez problématique.

Chez certains auteurs, une différence dans la tonalité des couleurs du chapeau serait relevée :

- *magnivolvata* : tonalité plus claire, plus grise, gris brun clair ;
- *pachyvolvata* : tonalité plus brune, brun ocre, brun olive.

De plus, l'éventuel halo périmarginal plus sombre chez *pachyvolvata*, n'a jamais été observé chez *A. magnivolvata*. Les autres différences chromatomorphologiques seraient identiques... ce qui rend difficile une séparation tranchée de ces deux espèces. L'habitat n'est pas prépondérant non plus.

L'apport des données microscopiques sera donc utile ici, et la mesure des spores constituera un élément déterminant :

- *magnivolvata* : spores ovales à elliptiques, 9-12 x (7,5) 8-10 (10,5)  $\mu\text{m}$  ;
- *pachyvolvata* : spores globuleuses à sphériques, (9) 10-13 (14)  $\mu\text{m}$ .

En considérant l'homogénéité des spores suite à l'examen répété de plusieurs récoltes, on pourra accepter *A. pachyvolvata* comme une bonne espèce.

#### **BIBLIOGRAPHIE**

**FRAITURE A.**, 1993 - Les Amanitopsis d'Europe, Opéra Bot. Belg. 5 (1-128)

**GALLI R.**, 2001 - Le Amanite, Edinatura, 64-65

Des sites à consulter : <http://www.amanitaceae.org/> & <http://www.ambmuggia.it/forum/>

Nous remercions vont à A. Fraiture et G. Consiglio, pour l'aide qu'ils nous ont apportée.  
Photos de Nadine Vileyn & Mario Di Giangregorio.

## *Tilachlidium brachiatum*

Bernard Clesse & Marcel Lecomte



récolte de Jean-Marc Moingeon, Bannans (Doubs - France), le 05/09/2007

*Tilachlidium brachiatum* (Batsch) Petch 1941, in Ellis, Trans. Norfolk Norw. Nat. Soc. **15** : 198.

Basionyme<sup>22</sup> : *Clavaria brachiata* Batsch 1786, Elench. fung., cont. prim. (Halle) : 233.

Synonyme : *Isaria brachiata* (Batsch) Schum. 1803, Enum. pl. (Kjbenhavn) **2** : 443.

Cette espèce anamorphe appartient à l'ordre des Hypocréales (Ascomycètes).

Le téléomorphe est *Pseudonectria tilachlidii* W. Gams, spec. nov. 1975, Persoonia **8** (3) : 329.

Diagnose latine :

Perithecia in agarico putrido superficialia inter synnemata conidialia sparsa, subglobosa, ochracea, 175-185 x 160-175  $\mu\text{m}$ , hyphis albidis, ad 40  $\mu\text{m}$  longis, plus minusve ramosis fimbriata ; paries 12-15  $\mu\text{m}$  crassus, extus ochraceus, intus hyalinus ; asci anguste clavati, tenuitunicati, sursum modice truncati, circa 50  $\mu\text{m}$  longi, 5  $\mu\text{m}$  diam. Ascosporae plus minusve biseriatae, continuae, anguste clavatae, basi truncatae, modice curvatae, tenuitunicatae, leves, hyalinae, 6-8 x 1.5-1.8  $\mu\text{m}$ . Status conidialis *Tilachlidium brachiatum* (Batsch per Fr.) Petch.

Typus : H. A. van der Aa, prope Baarn, 10 Oct. 1974 (Herb. CBS 178).

Cette espèce a été récoltée par B. Clesse, lors des J.M.E. - Journées Mycologiques d'Été à Neufchâteau (Belgique), le 26/08/2011 - et identifiée avec l'aide de L. Bailly.

### Ecologie

L'anamorphe vit en parasite sur des Agaricales en décomposition, et sur *Helvella crispa*. Il est d'ailleurs parfois assez difficile de localiser le support mycologique, qui peut être fortement dégradé.

<sup>22</sup> Le basionyme désigne un binôme linnéen ayant servi le premier à nommer une espèce. C'est le nom de genre et d'espèce qui a été retenu pour servir de base à une nouvelle combinaison, suite à un transfert dans un autre genre ou à un autre rang taxonomique (changement de famille par exemple). Très souvent, le nom d'espèce reste, c'est le plus fréquemment le nom de genre qui est changé.



### Description macroscopique

Synnemata<sup>23</sup> végétatifs, présentant des ramifications rigides, de couleur blanche, d'aspect finement floconneux.

### Description microscopique

La synnema végétative émet des sporophores simples qui sont de longues phialides acuminées, fixées à angle droit sur un axe central, terminées par une tête globuleuse, formée de conidies ellipsoïdes et hyalines, entourées de mucilage.

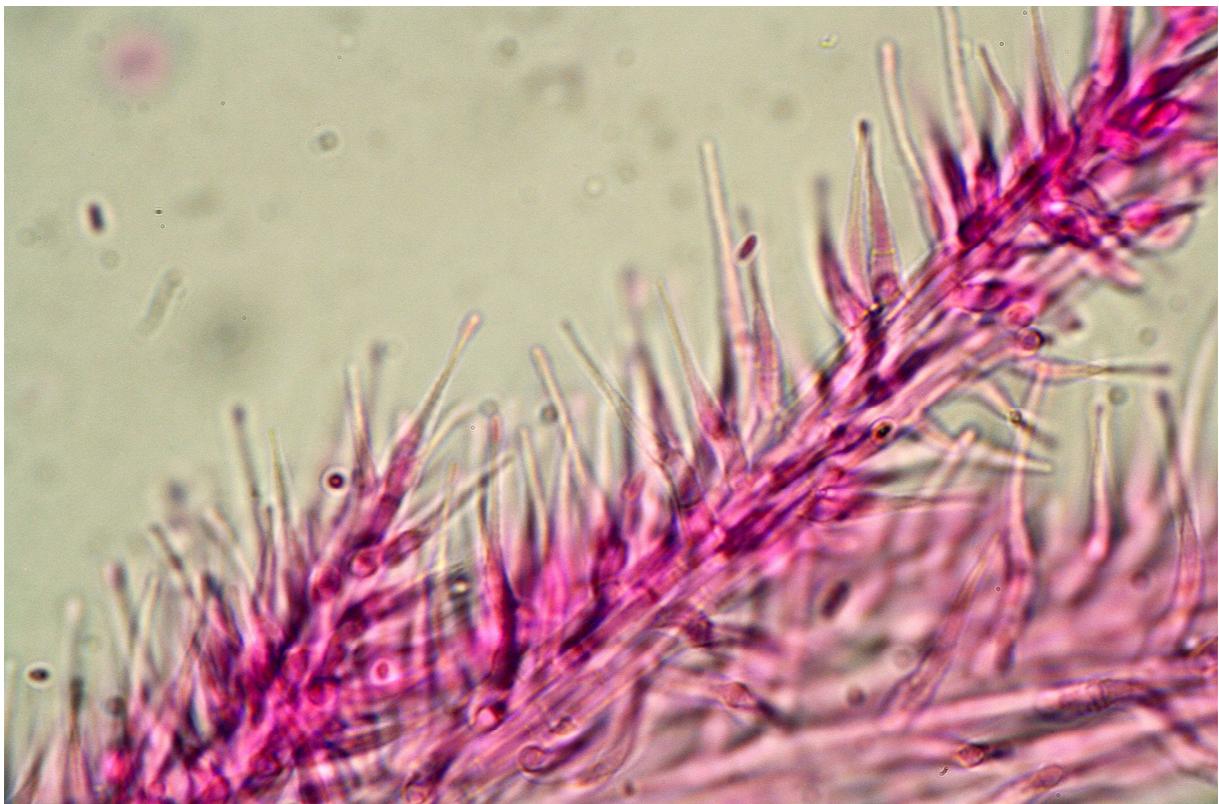
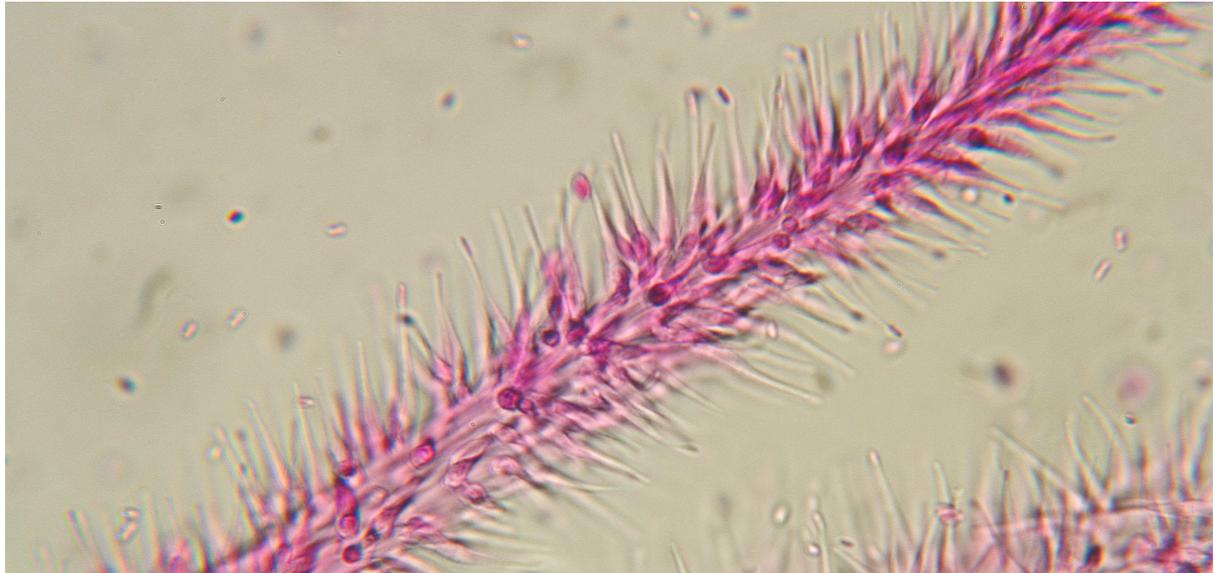
Phialides : 25-35 x 1,5-2,5  $\mu\text{m}$

Conidies : 3,5 x 1,5-2  $\mu\text{m}$



---

<sup>23</sup> Une synnema (des synnemata) est une formation mycélienne particulière constituée par des hyphes agrégées en cordons plus ou moins volumineux. C'est une erreur de l'associer à une corémie (allure générale d'un *Penicillium*).



Phialides colorées à la fuchsine acide

**Bibliographie**

- ELLIS M.B. & ELLIS J.P.**, 1998 – Microfungi on Miscellaneous Substrates : an Identification Handbook, New Enlarged Edition, England, The Richmond Publishing : 38 – Plate 13-122.  
**LANGERON M.**, 1945 – Précis de Mycologie, Masson Ed., Paris, 59-62, 274-275.

## Teintures naturelles obtenues à l'aide de champignons

Jean-Pierre Navez<sup>24</sup> & Jean-Marie Sênelart<sup>25</sup>  
Photos couleur : Jean Jacques Wuilbaut<sup>26</sup>

### 1° - Les champignons tinctoriaux

Les champignons tinctoriaux sont des carpophores qui teignent, c'est-à-dire avec lesquels il est possible de communiquer aux diverses fibres textiles des couleurs durables.

Les colorants ne possèdent pas tous la propriété de se fixer directement sur la laine ; dans ce cas, on a recours au **mordantage** de la fibre avec des sels métalliques.

Pour ralentir l'hydrolyse des liaisons dues au soufre et aux sels et assurer une meilleure répartition des mordants sur la fibre, on ajoute au bain de mordantage des acides organiques, comme l'acide citrique, oxalique, la crème de tartre, le vinaigre, etc..., qui sont des **adjuvants**.

### 2° - Description du mordantage : mode d'emploi

La laine brute est la fibre qui convient le mieux aux essais de teinture par les champignons, et la laine angora, filée à la main est particulièrement conseillée.

La laine doit d'abord être plongée dans un bain de sels minéraux (alun, étain ou fer), chauffé à 180°C. Cette opération hérissé les fibres de la laine et les rend plus perméables à la teinture. C'est la technique que l'on appelle "**MORDANTAGE**"

Voici le procédé décrit par la revue << **FAIT MAIN** >> :

- Lavez d'abord la laine avec un produit spécial laine sans agent de blanchiment. Rincez-la abondamment et ajoutez un peu d'acide acétique (ou du vinaigre) à la dernière eau de rinçage. Pour éviter le feutrage de la laine au cours du traitement, attachez l'écheveau en 2 ou 3 endroits avec du coton.
  - Pour 100 g de laine brute, faites fondre 25 g d'alun (sans fer) et 10 g de tartre dans 5 litres d'eau ; y mettre la laine et chauffer à 80°C. Maintenir le bain pendant une heure à cette température, en soulevant la laine avec un bâton pour qu'elle soit toujours en mouvement.
  - Hachez 500 g de champignons frais (ou 50 g de champignons secs) et faites-les bouillir dans un litre d'eau pendant 10 à 15 mn.
  - Versez la teinture dans une grande bassine en la filtrant à travers une passoire. Plus la teinture sera délayée, plus elle sera claire, et inversement plus vous aurez de champignons, plus votre bain sera concentré.
  - Mettez la laine humide dans le bain de teinture et chauffez jusqu'à 80°C. Maintenez-le à cette température pendant une heure en soulevant la laine de temps en temps.
  - Laissez refroidir la laine dans le bain, puis rincez plusieurs fois à l'eau tiède. Ajouter un peu d'acide acétique dans la dernière eau de rinçage.
- Essorez la laine en la pressant dans une serviette éponge et laissez-la sécher.

Le mordantage à l'alun et la crème de tartre modifie le moins la couleur de la teinture mère.

Le mordantage à l'étain avive les couleurs.

Le mordantage au chrome fonce les couleurs.

Le mordantage au cuivre verdit ou bronze les jaunes et les bruns, fonce les autres couleurs.

Le mordantage au fer fonce toutes les couleurs.

### 3° - Les substances colorantes utilisées

Les **substances** colorantes utilisées pour les teintures obtenues à l'aide de plantes et animaux sont **le rouge** :

**la pourpre** (obtenue par la glande hypobranchiale de certains coquillages tel que : *Purpura patula* L., *Purpura persica* L., etc...)

**le kermès** (certaines cochenilles parasites du chêne-kermès (*Kermes vermilio* Planchon, *Porphyrophora hameli* Brandt, etc...)) ;

**le campêche** (tiré du bois d'un arbre d'Amérique tropicale du genre *Haematoxylon*, famille des Césalpiniées) ;

**l'alizarine** (extraite de la racine de la garance : *Rubia tinctorum* L.) ;

**l'orcanette** ( extraite de racines d'*Alkanna tinctoria* L., famille des Boraginacées) ;

**l'orseille** (plante entière pilée et fermentée de la famille des lichens).

<sup>24</sup> Jean-Pierre Navez, [jpnavez@yahoo.fr](mailto:jpnavez@yahoo.fr)

<sup>25</sup> Jean-Marie Sênelart, [j-m.senelart@skynet.be](mailto:j-m.senelart@skynet.be)

<sup>26</sup> Jean-Jacques Wuilbaut, [jjw.myco@skynet.be](mailto:jjw.myco@skynet.be)

**le brun** : le **brou de noix** (péricarpe charnu de la noix, feuilles : *Juglans regia* L.).

**l'orange** : le **kamala** (arbrisseau d'Asie tropicale, de l'Inde, d'Océanie et du nord de l'Australie. On emploie la poudre des poils des capsules : *Mallotus philippinensis* (Lam.) Muell. Arg.)

**le jaune** :

la **fustine**, les pelures d'oignon (*Allium cepa* L.) ;

la **gaude** (toute la plante est utilisée : *Reseda luteola* L.) ;

le **quercitron**.

**le bleu** :

l'**indigo** (extrait de l'indigotier) ;

le **pastel** (plante de la famille des Cruciféracées dont on utilisait les feuilles et leurs tiges pour en extraire la teinture ; nom vernaculaire : la guède).

#### 4° - Les principes tinctoriaux des champignons

Nous avons choisi de ne pas développer en détail la composition chimique des différentes molécules intervenant dans le sujet traité. En voici simplement un aperçu :

1a) Les quinones : la base en est le noyau quinonique. Les champignons élaborent différentes molécules à partir de ce noyau, celles-ci donneront des pigments orangés, rouges ou bruns.

- Les terphénylquinones : l'acide polyporique présent dans les *Paxillus* (atromentol), *Boletus edulis*, *Suillus piperatus*, *Xerocomus badius*, *X. chrysenteron* (atromentol), *Gomphidius glutinosus* (variégatorubine).
- Les boviquinones : des dibenzoquinones sont présentes dans *Suillus bovinus* et dans les *Chroogomphus*.
- Les anthraquinones : les cortinaires du groupe *Dermocybe* élaborent des anthraquinones qui leur sont propres, donnant des teintures rouge orangé, fauves et brunes (identiques à l'alizarine de la garance).

2a) Dérivés de l'acide pulvinique : nous les retrouvons principalement dans les champignons de l'ordre des Bolétales. Ce sont des pigments jaune orange.

- L'acide variégatique : *Suillus variegatus*, *Boletus erythropus*, *Xerocomus chrysenteron*, etc...
- L'acide xerocomique : *Gomphidius glutinosus* et *G. maculatus*.

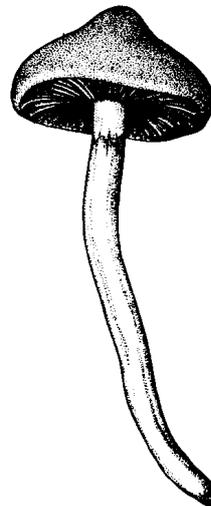
3a) Dérivés de la phénoxazone : la cinnabarine et l'acide cinnabarique sont des pigments rouge foncé présents dans *Pycnoporus cinnabarinus* (identique à l'orseille et au tournesol extraits de lichens).

4a) Dérivés de purpurogallol : le fomentariol se retrouve dans *Fomes fomentarius* (amadouvier) et donnera une coloration rouge-brun.

#### 5° - Les meilleurs champignons teinturiers

*Cortinarius semisanguineus* (Fr. : Fr.) Gill.

Couleurs obtenues : roux. Avec mordantage à l'alun : rouge ; à l'étain : rouge-orangé ; au cuivre : rouge grenat ; au fer : bordeaux. Ces teintures sont résistantes à la lumière et au lavage.

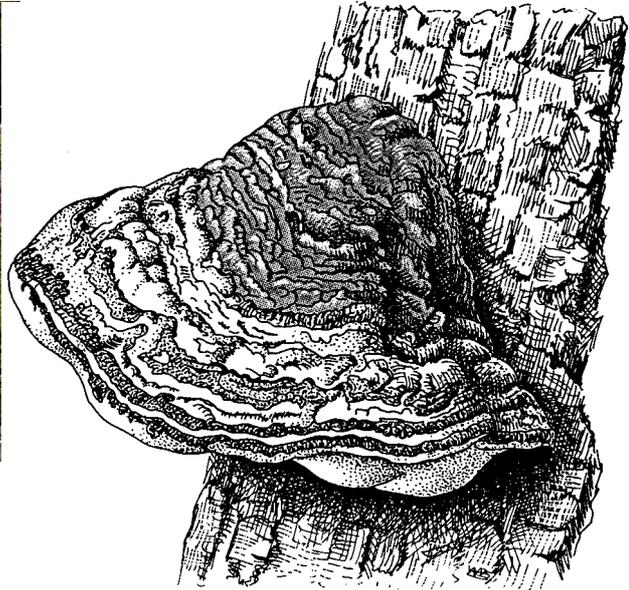


Ecologie : du début septembre à fin octobre, dans la mousse des bois à aiguilles (épicéas, pins, sapins), à l'occasion sous feuillus (bouleaux, hêtres) ; indifférent au substrat et commun en plaine comme en montagne, parfois dans les hauts-marnais sphaigneux, mais plutôt en bordure, sur les souches pourries d'épicéas.

Photo *C. semisanguineus* : Mireille Lenne

**Fomes fomentarius** (L. : Fr.) Fr.

Couleurs obtenues à l'état frais : beige ; à l'état sec : fauve ; avec mordantage : du roux, du rouge brun et du bronze. A noter que le carpophore de cette espèce a d'autres propriétés : autrefois l'on mettait sa chair à macérer dans l'eau, puis on la battait au maillet de bois et on la laissait sécher afin d'obtenir une masse feutrée qui était l'amadou des chirurgiens, hémostatique agissant mécaniquement par application directe sur la plaie. L'amadou des mèches de briquet était imprégné de nitre et de chlorate de potasse pour mieux brûler.

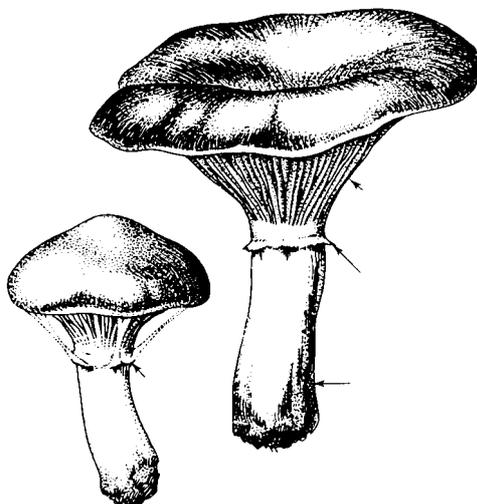


**Ecologie** : parasite de blessure et de faiblesse, l'amadouvier attaque les vieux arbres dépérissants ou les troncs abattus, surtout les hêtres, mais aussi les platanes, les bouleaux, les peupliers, les chênes, les aulnes, etc... Ce redoutable lignivore produit, jusqu'au cœur de l'hôte, une pourriture lamellaire blanche, et persiste des années jusqu'à épuisement du support. La décharge des spores s'effectue au premier printemps : au mois d'avril, jusqu'à 1 mètre des consoles, tout est blanc de sporée. Cosmopolite et très commun.

**Gomphidus glutinosus** (Sch. : Fr.) Fr.

Couleurs obtenues : brun. Avec mordantage à l'alun : brun-roux ; à l'étain et au cuivre : roux ; au fer : olive.

**Ecologie** : bien qu'il manque dans certaines régions, ce gomphide est répandu dans toute l'Europe, surtout en montagne où il vient en troupes, de juillet à novembre, tant sur les calcaires que sur les sols acides ; mycorrhizique, il est presque inféodé à l'épicéa.



**Gomphidus maculatus** (Scop.) Fr.

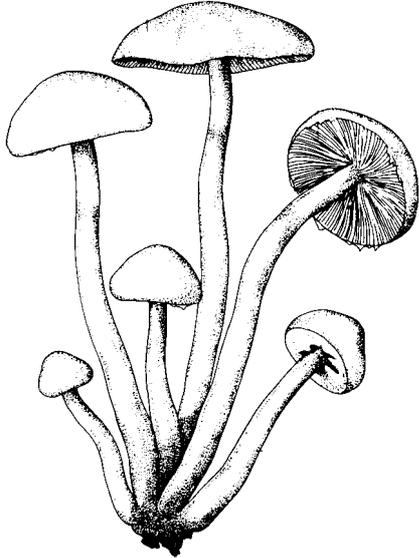
Couleurs obtenues très proches du précédent.

**Ecologie** : spécifique strict du mélèze auquel il est lié par mycorrhizes, selon J. Favre qui l'a récolté sur tous les substrats, depuis les régions les plus basses jusqu'à 2000 m. Solitaire ou en petites troupes, d'août à octobre, mais plutôt rare. Europe, Amérique du Nord.

**Hapalopilus rutilans** (Pers. : Fr.) P. Karst.

Il fournit une jolie couleur violette avec de l'alun ou du fer.

**Ecologie** : du printemps à l'arrière-saison, surtout en été, sur les branches mortes en place, ou chues à terre, parfois sur les troncs morts de nombreux feuillus, en particulier sur chêne, hêtre, bouleau et par exception, sur pin ou sapin. Saprophyte, il provoque une très active pourriture blanche et filamenteuse ; pertophyte à l'occasion. Il peut étendre son mycélium aux parties vives de l'arbre qui ne résiste pas à cette attaque. Assez commun dans le centre et le Nord de l'Europe, plus rare en URSS depuis le Caucase et la Crimée jusque dans la région de Leningrad ; signalé aussi dans l'Est asiatique, en Amérique du Nord et en Australie.



***Hypholoma fasciculare*** (Fr.) Quél.

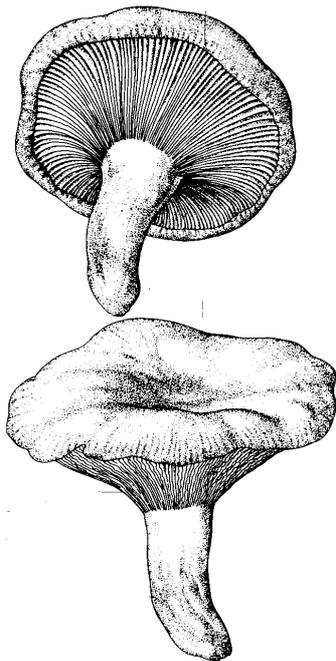
Couleurs obtenues : jaune. Avec mordantage au chrome : cannelle ; à l'étain : or ; au cuivre : jaune-brun ; au fer : brun-gris ; la teinture obtenue n'est pas très stable et supporte mal l'exposition au soleil.

***Paxillus atrotomentosus*** (Batsch : Fr.) Fr.

Couleurs obtenues : olive. Avec mordantage à l'alun : "merd'oise" ; à l'étain : vert-bronze ; au cuivre : brun ; au fer : gris-vert.



**Ecologie** : de la mi-juillet à la mi-octobre, surtout en août et septembre, jusqu'à l'horizon des forêts de conifères (récolte de J. Favre au Fuorn, à 1.950 m, sur souche de *Pinus mugho*) ; solitaire ou conné, sur les souches pourrissantes ou à terre, en particulier sous les pins et les épicéas, mais, à l'occasion, sur souche de châtaignier commun, dans toute l'Europe et en Amérique du Nord.



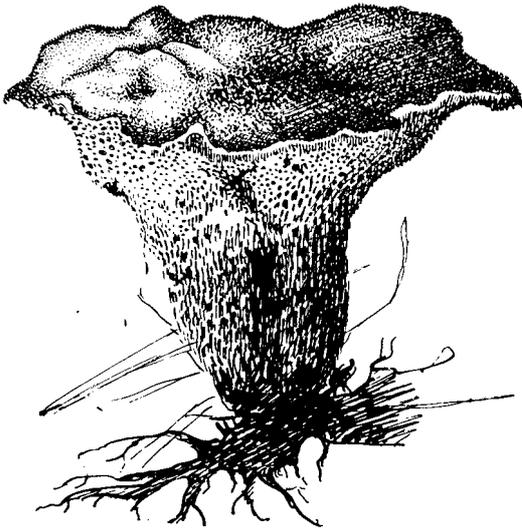
***Paxillus involutus*** (Batsch : Fr.) Fr.

Couleurs obtenues : beige. Avec mordantage à l'alun : beige ; à l'étain : jaune d'or ; au cuivre : vert-olive ; au fer : brun.

**Ecologie** : acidophile et précoce, cette espèce très commune apparaît dès le mois de mai, dans la plaine du Roussillon, où elle fréquente les fossés humides le long des lignes de peupliers ; cependant elle gravit la montagne jusqu'à la limite des arbres et, dans toute l'Europe, elle vient en fortes troupes dans les pessières et les sapinières. Elle se rencontre aussi dans les hêtraies et les chênaies, mais avec une prédilection affirmée pour les bétulaies et les stations détrempées, les hauts-marais, les terrains tourbeux mal entretenus

***Phaeolus schweinitzii*** (Fr.) Pat.

Couleurs obtenues : fauve. Avec mordantage à l'alun : jaune ; au chrome : jaune (moutarde) ; au cuivre : moutarde ; à l'étain : orange foncé ; au fer : vert olive. Cependant il est signalé que les vieux carpophores (reconnaissables au fait qu'ils n'ont plus la marge jaune) donnent des couleurs moins nettes.



**Ecologie** : de l'été à l'arrière-saison, dans les vieilles forêts de conifères, humides et négligées, surtout sur les pins, les épicéas, les mélèzes, mais aussi sur d'autres résineux et assez souvent sur cerisier, selon Bourdot et Galzin.

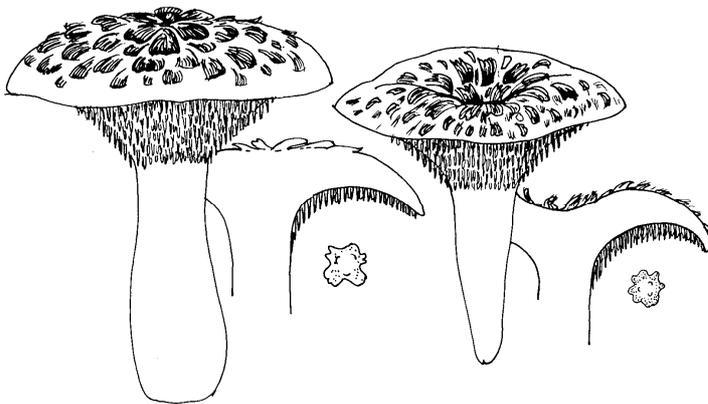
Les basidiomes apparaissent à même les racines plus ou moins recouvertes d'humus, puis propagent dans le tronc, jusqu'à 1 m ou 1,50 m de hauteur, une active pourriture sèche et rouge, circonscrite au bois de cœur, qui dégage alors une odeur de térébenthine. Le champignon se développe très vite, se maintient quelque mois et pourrit à son tour. Annuel et sans doute cosmopolite, mais surtout réparti dans les zones tempérées des deux hémisphères.

**Pycnoporus cinnabarinus** (Jacq. : Fr.) P. Karst.

Couleurs obtenues: fauve. Avec mordantage à l'alun : fauve ; à l'étain : roux ; au cuivre : brun rouge ; au fer :

brun foncé.

**Ecologie** : saprophyte, il s'attaque dans les forêts montagneuses aux troncs morts, aux souches pourries ou carbonisées, au bois gisant, au chablis des arbres feuillus comme hêtres, pruniers, bouleaux, cerisiers, merisiers, frênes, chez lesquels, lentement, il provoque une pourriture fibreuse et blanche. A peu près cosmopolite.



**Sarcodon** sp.

Ce groupe de champignons fournit des tons bleus : bleu marine, bleu clair et bleu gris.

**Ecologie** : espèce commune en automne, surtout vers la mi-octobre ; à l'occasion, elle fréquente les pessières, mais elle montre une vive prédilection pour les pinèdes où elle vient soit en ligne, soit en cercle, parmi les aiguilles et la mousse, la bruyère et les myrtilles. Indifférente au substrat, elle se répartit largement en Europe, et son aire

s'étend à l'Amérique du Nord comme à l'Asie.

**Suillus bovinus** (L. : Fr.) Roussel.

Couleurs obtenues : sans mordant et avec de l'alun : jaune ; avec de l'étain : orange ; avec du cuivre : kaki et avec du fer : bronze.



**Ecologie** : grégaire et souvent cespiteux, il fructifie de juillet à novembre dans les pinèdes aréneuses (sablonneuses) du littoral jusqu'à celles de l'étage alpin, qui présentent un faciès à *Vaccinium* et à *Calluna*. Acidophile affirmé, il se complaît dans les terrains tourbeux, dans les alpages humides où il foisonne parfois au point que le bétail le broute. Très commun, il est largement répandu en Europe, en Asie, au Japon, en Afrique du Sud, mais il manque en Amérique du Nord.



**Suillus grevillei** (Klot.) Sing.

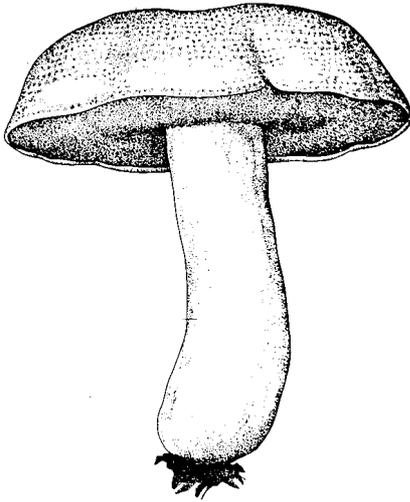
Couleurs obtenues : sans mordant et avec de l'alun : beige ; avec de l'étain : orange ; avec du cuivre : vert olive et avec du fer : kaki.

**Ecologie** : de juillet à octobre, dans l'herbe, sous les mélèzes exclusivement, de la plaine à l'étage nival alpin. Assez commun.

**Suillus variegatus** (Swartz : Fr.) Kuntze

Couleurs obtenues sans mordant : jaune-citron ; avec de l'alun : jaune ; avec de l'étain : orange ; avec du cuivre : vert-jaune et avec du fer : bronze.

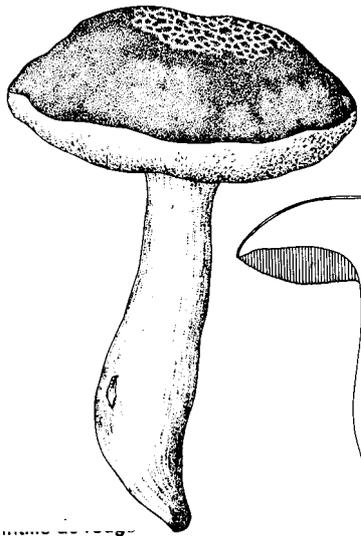
**Ecologie** : très commun dans les pinèdes de juin à novembre, pratiquement jusqu'à l'horizon des forêts de *Pinus mugho*, à près de 2.000 m dans les Alpes, de préférence dans les terrains sablonneux, les sous-bois de bruyères et de myrtilles où on le rencontre en masse dans le *Sphagnum* des hauts-marais à sol tourbeux très acide, mais aussi sur substrat calcaire selon J. Favre. Dans toute l'Europe, y compris les pays nordiques.



**Xerocomus chrysenteron** (Bull.) Quéf.

Couleurs obtenues sans mordant : jaune-vert ; avec l'alun : jaune-brun ; avec étain : orange ; avec cuivre : vert et avec fer : olive.

Ecologie : cosmopolite et commun dans les bois de feuillus et de résineux, souvent sur les souches très pourries, mais en général sur substrat humique et acide ; solitaire ou grégaire, plus fréquent dans la plaine qu'en altitude. Juin-novembre.



Tubes de **Boletus edulis** (Bull.) : Fr.

Couleurs obtenues sans mordant : jaune ; avec alun : jaune verdâtre ; avec chrome : brun-jaune d'or ; avec cuivre : orange ; avec étain : brun moutarde et avec fer : moutarde.

A noter que nos champignons teinturiers sont plus fréquents près des Gymnospermes (plus connus sous le nom familier de « conifères ») que des Angiospermes (feuillus) ; que *Hapalopilus rutilans* (*rutilans* = rouge orangé vif en latin) nous fournit une jolie couleur violette tandis que *Pycnoporus cinnabarinus* (*cinnabarinus* = rouge cinabre ou rouge vermillon) nous fournit des teintes fauves.

**Bibliographie**

- CARDON D.**, 2003 – Le monde des teintures naturelles, Ed. Belin.  
**CARDON D.**, 1990 – Guide des teintures naturelles, plantes, lichens, champignons, mollusques et insectes. Ed. Delachaux et Niestlé.  
**DELMAS J.**, 1989 – Les champignons et leur culture, La maison rustique, Flammarion.  
**FOURRE G.**, 1990 – Dernières nouvelles des champignons, 152, Rue Jean-Jaurès, F-79000 Niort.  
**MARCHAND A.**, 1996 – Champignons du nord et du midi, Société Mycologique des Pyrénées Méditerranéennes, Hachette.  
**MOUNTER J.**, 1997 – Dyeing with fungi, The Mycologist, Volume 11 (4).  
**PASTAC I.A.**, 1942 – Les matières colorantes des champignons, Mémoire hors série n°2, Laboratoire de cryptogamie du Museum national d'Histoire naturelle, Paris.  
**RICE M. & BEEBEE D.**, 1980 – Mushrooms for color, Mad river press, Eureka, California 95501.  
**RICE M. & BEEBEE D.**, 1988 – Les vertus teinturrières de certains champignons, traduit par Flemming Rune, Revue "Fait Main" Editions Bonnier, Boulogne-Billancourt.  
**THOEN D.**, 1982 – Usages et légendes liés aux polypores, Note d'ethnomycologie n°1, bulletin trimestriel de la Société Mycologique de France, **98** (3).

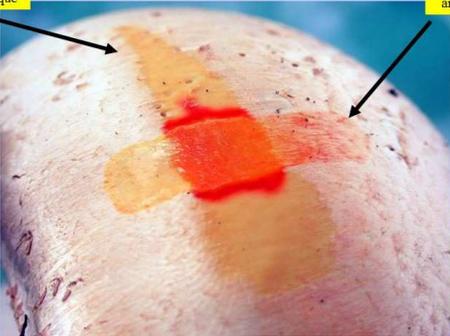
## AIDE – MEMOIRE du « petit chimiste mycophile » !

Marcel Lecomte

Conventions :	
<ul style="list-style-type: none"> <li>• lorsque nous parlons d'un produit à x %, sans autre indication, cela signifie qu'il s'agit d'une solution aqueuse, réalisée dans l'eau bidistillée</li> <li>• lorsque nous parlons d'eau, il s'agit toujours d'eau bidistillée</li> <li>• Les objets colorés, qui doivent être lavés, le sont dans le solvant du colorant</li> </ul>	
Acide acétique C <sub>2</sub> H <sub>4</sub> O <sub>2</sub>	A 2 ou 5 %, est utilisé comme ramollisseur pour des espèces un peu coriaces.
Acide chlorhydrique HCl	A 3 ou 5 %, il permet de régresser les coupes colorées à la fuchsine de Ziehl. Mise en évidence de la périspore chez certains coprins.
Acide lactique	Regonflant très énergique des exsiccata.
Acide nitrique + aniline HNO <sub>3</sub> + C <sub>6</sub> H <sub>5</sub> NH <sub>2</sub>	Ces 2 produits permettent de réaliser la réaction de Schaeffer sur la cuticule des agarics (si la réaction est positive, l'intersection des 2 produits, appliqués en croix, devient orange rouge vif.
Acide picrique	C'est le seul agent, à notre connaissance, qui soit à la fois fixateur et colorant ; propriété très intéressante : il ne durcit quasi pas les tissus, qui restent bien mous.
Acide sulfurique H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	à 50 ou 80 %, est utilisé pour les réactions sulfoaldéhydiques (vanilline, benzaldéhyde, pipéronal).
Alcool (éthanol - C <sub>2</sub> H <sub>6</sub> O - ou méthanol - CH <sub>4</sub> O)	Eau et alcool ne font pas bon ménage ! Un colorant en solution alcoolique se lave à l'alcool ; un colorant en solution aqueuse se lave à l'eau. Il est très hygroscopique (avide d'eau) : il contracte fortement les cellules (le 1/2 de leur volume) et rigidifie les tissus.
Alcool polyvinylique	Milieu de montage aqueux, qui peut être coloré dans la masse avec divers bleus (aniline, méthyle, toluidine), de la fuchsine acide, du rouge Congo.
Ammoniaque NH <sub>4</sub> OH	Concentrée, elle a le pouvoir de regonfler les exsiccata ou de ramollir les hyphes des champignons frais ; elle met en évidence les chrysocystides (masse réfringente réagissant en jaune) chez les <i>Strophariaceae</i> .
Ammoniaque 50 %	Laver les préparations montées dans le rouge Congo ammoniacal, avant de réaliser des photos.
Aquatex	Milieu de montage définitif pour pièces fragiles, qui polymérise rapidement mais dont le solvant est l'eau → indispensable en mycologie.
Auramine	Utilisée pour la microscopie en fluorescence.
Baume du Canada	Résine de conifère qui permet de conserver définitivement des préparations microscopiques → très gros inconvénient en mycologie : il nécessite une déshydratation complète, ce qui « ratatine » les éléments fragiles.
Benzaldéhyde	Mélangé extemporanément avec de l'acide sulfurique à 80 %, il noircit les piléocystides de certaines russules (on parlera alors de SBA+).
Bleu d'aniline	Ascomycètes : coloration des asques et des ascospores.
Bleu de méthyle (coton) lactique ou lactophénolé	Laver les préparations montées dans le bleu lactique, avec du lactophénol ; permet de mettre en évidence l'ornementation sporale des Ascomycètes. Cortinariales : forte cyanophilie des spores.
Bleu de crésyl	Excellent colorant, encore trop souvent délaissé par les mycologues ; donne d'excellents résultats pour la métachromasie.
Bleu de méthylène	Colorant basique, ou nucléaire (basophilie et cyanophilie sont synonymes).
Bleu de toluidine	Excellent colorant, trop souvent délaissé par les mycologues ; il colore en bleu tous les éléments amyloïdes.
Bleu trypan	On peut utiliser cette coloration pour visualiser les hyphes de champignons et les Straménopiles (organismes eucaryotes présentant au cours de leur cycle des cellules biflagellées, à deux flagelles de structure différente : un lisse et un plumeux).
Carbolfuchsin de Clémenton	Colore en violet foncé les incrustations acido-résistantes des hyphes primordiales de la cuticule de certaines russules.
Carmin acétique	Permet de mettre en évidence la sidérophilie des cystides chez les <i>Lyophyllum</i> notamment ; est utilisé pour l'observation des noyaux et le comptage des chromosomes, qui sont fortement mais finement colorés.
Chloral lactophénolé	Permet de déshydrater les tissus aqueux en quelques minutes, sans contraction ni retrait.
Eau albumineuse	À utiliser pour le collage des spores et la réalisation d'un frottis.

Eau bidistillée	Premier milieu d'observation, et le seul capable de révéler tous les éléments constitutants (ils sont nettement mis en évidence par le contraste de phase, ou le DIC). Elle doit être préférée à l'eau du robinet, qui est souvent très calcaire et peut générer des précipités.
Eau de Javel	Voir hypochlorite de soude.
Eau glycinée	Comme elle est plus visqueuse, elle est intéressante pour limiter les déplacements des spores dans une préparation, et ainsi, faciliter la photographie ; l'évaporation est ralentie.
Eosine	C'est un colorant acide (acidophilie et éosinophilie sont synonymes) et plasmatique : il colore le contenu de la cellule.
Formol (ou formal-déhyde) CH <sub>2</sub> O	C'est un bon fixateur, mais qui durcit fortement les tissus ; le formol commercial est très impur (il contient de l'acide formique et du méthanol) et très acide (il doit être neutralisé avant emploi avec du carbonate de calcium par exemple). Il nous paraît plus indiqué d'utiliser du formol de laboratoire ; la fixation par le formol renforce nettement les affinités basophiles.
Fuchsine acide (ou lactofuchsine)	Coloration progressive, en rose fuchsia) du contenu de tous les types de spores (ascospores, basidiospores, écidiospores, urédospores, téléospores), et du cytoplasme en général.
Fuchsine de Ziehl	Colore en violet foncé les incrustations acido-résistantes des hyphes primordiales de la cuticule de certaines russules.
Gaïac (soluté de)	La base de ce réactif est une résine extraite d'arbres d'origine américaine : le <i>Guajacum officinale</i> et le <i>G. sanctum</i> . D'un point de vue biochimique, la résine de gaïac met en évidence les phénoloxydases. Il est très utilisé chez les russules.
Gaïacol	D'un point de vue biochimique, le gaïacol met en évidence les phénoloxydases, avec lesquelles il donne une coloration rouge grenat. Chez les cortinaires, il génère des réactions bien colorées. En parasitologie, il est considéré comme un éclaircissant très puissant, aussi efficace que la potasse ; on l'utilise pour l'étude des Dermatophytes (champignons des teignes) qui s'attaquent aux poils, cheveux et squames chez l'homme et les mammifères.
Giemsa	Coloration des noyaux des hyphes du mycélium (technique assez lourde - voir H.G. Cléménçon). R. Kühner l'utilise pour colorer les noyaux, selon une technique sophistiquée et assez longue, mais sans grande difficulté. Elle les met remarquablement en évidence.
Glycérine C <sub>3</sub> H <sub>8</sub> O <sub>3</sub>	Présente dans nombre de liquides d'observation, elle évite le dessèchement et améliore l'indice de réfraction optique.
Glycérine gélatinée	Elle permet la conservation de préparations (préparations semi-définitives) et peut être colorée dans la masse.
Hypochlorite de soude (eau de Javel)	Elle permet de blanchir les coupes. L'eau de Javel est un dérivé impur de l'hypochlorite de soude, et est peu conseillée en microscopie. Ce produit a la propriété de dissoudre complètement le contenu des cellules (pratiquement, on l'utilise surtout en histologie végétale lorsqu'on souhaite ne garder que les parois des tissus) ; à 50 %, elle jaunit la cuticule de certains agarics ( <i>Xanthodermatei</i> ).
Lactochloral	Permet de déshydrater les tissus aqueux en quelques minutes, sans contraction ni retrait.
Lactoglycérol	Fortement recommandé par H. Cléménçon pour remplacer le chloral lactophénolé ou le lactophénol qui sont tous deux toxiques et corrosifs ; c'est le complément réducteur du carbofuchsine.
Lugol ou IKI	Il est utilisé pour mettre en évidence la réaction amyloïde ou hémiamyloïde de l'appareil apical des Discomycètes unituniqués.
Lugol selon Nicolle ou selon Moser	Une ligne tracée sur l'hyménophore permet de vérifier directement si les spores sont amyloïdes.
Métol	Ce produit est utilisé quasi exclusivement pour la détermination des cortinaires (une trentaine d'espèces ont une réaction évidente).
Nigrosine	Produit d'observation par contraste, sur fond gris-noir ; elle pénètre très facilement dans les vacuoles sur les pièces vivantes.
Noir de chlorazol	L'examen direct permet de visualiser les filaments septés, réguliers d'un dermatophyte, les filaments septés plus grossiers et irréguliers, formant des vésicules, d'une moisissure, les pseudofilaments et les blastospores d'un <i>Candida</i> . Chez certains ascomycètes, pyrénomycètes ou discomycètes, il permet de colorer les composés chitinoïdes, au même titre que le rouge Congo (en solution aqueuse) ou l'encre Waterman (noire ou bleu-noir).

Noir Soudan III	Permet de colorer les inclusions lipidiques (guttules) trouvées fréquemment dans les ascospores.
Orcéine acétique	Coloration des chromosomes (à utiliser surtout sur des pièces végétales : méristèmes d'ail ou de jacinthe par exemple).
Papier tournesol	Permet de déterminer la nature acide ou basique d'un milieu liquide (le neutre se situe à un pH de 7) ; plus on tend vers 1, plus le milieu est acide : le papier est de + en + rouge ; plus on tend vers 14-15, plus le milieu est basique : le papier est de + en + bleu.
Paraphénylène diamine	Il révèle les phénoloxydases se trouvant dans la cuticule des champignons, en donnant une coloration violet sombre noirâtre.
Permanganate de potassium	Colorant universel, très intéressant mais méconnu ou ignoré ; à utiliser à 1 ou 2 % en solution aqueuse.
Phénol	C'est au départ, un désinfectant puissant ; il génère des réactions intéressantes chez certaines russules et amanites. Associé à de l'aniline, il est utilisé pour la détermination des cortinaires.
Phloxine B	Colorant acide, plasmatique, de la cellule. Intéressante pour l'étude des Polypores, et pour la pratique de la double coloration, en association avec le rouge Congo : les parois sont teintées par le congo et le contenu des hyphes, basides et cystides, par la phloxine.
Potasse = hydroxyde de potassium (KOH)	A 2 ou 5 % (selon la fragilité du matériel traité), elle regonfle les exsiccata ; à 10 %, on l'utilisera pour dissocier les « croûtes » et les polypores ; compatible avec le rouge Congo ammoniacal ; incompatible avec le rouge Congo SDS (formation d'un précipité) ; à 20 ou 30 % et à chaud, elle permet de regonfler les Polyporacées.
Pyronine	Colore les cystides des inocybes en rouge vif, mais pas les cristaux sommitaux. Chez les Basidiomycètes : colorant des parois de toutes les structures (hyphes, basides, cystides, spores) ; peut être utilisée à la place du rouge Congo.
Ramollisseur de Cléménçon	Il est très efficace, mais ne s'utilise qu'avec le rouge Congo ammoniacal.
Ramollisseur GSD de Cléménçon	Il est très efficace, mais ne s'utilise qu'avec le rouge Congo SDS.
Regonflage des exsiccata	On peut utiliser notamment des alcalis (ammoniacque, potasse, soude) ou le lactophénol, le chloral lactophénolé, le lactochloral, l'acide lactique, l'hydrate de chloral, l'eau acétique à 50%.
Rouge Congo	Colorant les parois des cellules (boucles, hyphes, cystides, basides) → révélateur des milieux acides : il devient alors tout noir. Il s'utilise comme colorant de routine : mise en évidence des gélifications (congophobie des hyphes gélififiées).
Rouge Congo ammoniacal	Excellent liquide d'observation pour des exsiccata ; ne pas laver les préparations à l'eau (qui provoque une cristallisation) mais à l'ammoniacque à 50 % ; utilisable sur du matériel frais si on veut examiner les hyphes qui sont ramollies par l'ammoniacque.
Rouge Congo SDS	Excellent liquide de première observation, conseillé sur du matériel frais.
Rouge huile O	Coloration des lipides de toutes sortes.
Safranine	Peut remplacer avantageusement la fuchsine, dans divers procédés de coloration.
SDS = Sodium Dodécyl Sulfate	C'est un agent mouillant stable, un détergent industriel, qui facilite nettement la coloration ; on peut le remplacer avec un certain succès, par un bon détergent de vaisselle. Nous l'ajoutons au rouge Congo aqueux, au bleu de toluidine.
Solution hypertonique	Mise en évidence des pigments vacuolaires ou des pigments diffus dans le cytoplasme ; en absorbant l'eau contenue dans la cellule, elle va provoquer la concentration des pigments et de ce fait, intensifier leur coloration.
Soude = hydroxyde de sodium (NaOH)	Elle a les mêmes propriétés que la potasse, MAIS est compatible avec le rouge Congo SDS.
Sulfate de fer	En solution aqueuse stabilisée ou en cristal, il est très utilisé pour la détermination des russules et des <i>Leccinum</i> notamment.
Sulfovanilline	Etude des gloécystides des russules et des lactaires ; mise en évidence des laticifères, qui grisonnent ou noircissent.
TL4	Réactif macrochimique très intéressant, dont un des composants (oxyde de thallium) est un poison extrêmement dangereux.
Xylène ou xylol	Solvant de la paraffine ; déshydratant puissant.

<p style="text-align: center;">La réaction de Schaeffer</p>  <p>Acide nitrique</p> <p>aniline</p>	 <p>réaction mauve à H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> sur A. phalloides</p> <p>photo M.Lecomte</p>
<p style="text-align: center;">Réaction de Schaeffer sur un Agaric</p>	<p style="text-align: center;">Réaction mauve clair à l'acide sulfurique pur sur une amanite mortelle</p>
<p style="text-align: center;">réaction à l'eau de javel sur A. xanthoderma</p> 	
<p style="text-align: center;">Réaction jaune orangé à l'hypochlorite de soude sur les agarics de la section <i>Xanthodermatei</i></p>	<p style="text-align: center;">Réaction bleu verdâtre du soluté de gäiac sur la chair d'<i>Entoloma aprile</i></p>
	
<p><i>Russula aurora</i> : réaction rouge groseille, la sulfovanilline</p>	<p><i>Amanita virosa</i> : réaction jaune citron à la potasse 10%</p>

<p>Acide sulfurique pur H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub></p>	<p><i>Ramaria</i> : réactions macrochimiques différentielles. Séparation de <i>Clitocybe rivulosa</i> et <i>C. dealbata</i>.</p>
<p>Ammoniaque concentrée</p>	<p><i>Russula drimea</i> : réaction rouge sur les lames. <i>Lactarius necator</i> : réaction en mauve violet sur chair et cuticule. <i>Omphalotus illudens</i> : réaction verte sur lames et cuticule.</p>
<p>Ammoniaque à 50 %</p>	<p>Laver les préparations montées dans le rouge Congo ammoniacal, avant de réaliser des photos.</p>
<p>Lugol</p>	<p>Une ligne tracée sur l'hyménophore permet de vérifier directement si les spores sont amyloïdes.</p>
<p>Soluté de gäiac</p>	<p>Ce réactif permet notamment, en cas de doute (absence de l'odeur de farine ou jeunes exemplaires à lames encore blanches), de séparer <i>Clitopilus prunulus</i> des clitocybes toxiques (<i>rivulosa</i>, <i>dealbata</i>, <i>cerussata</i>, <i>phyllophila</i>, <i>candicans</i>).</p>

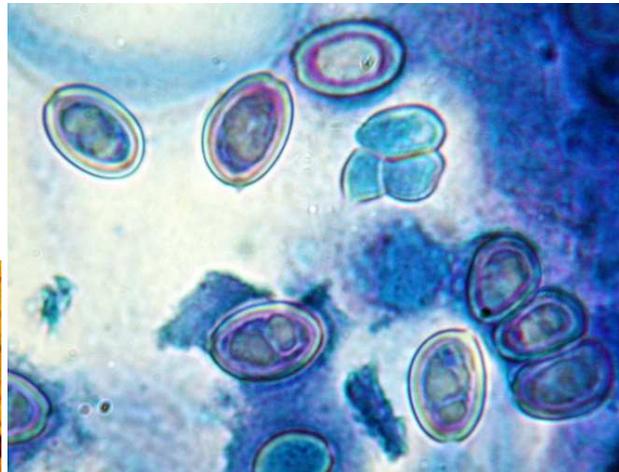
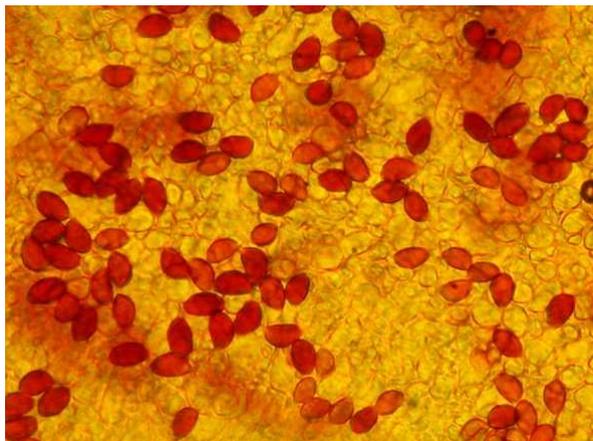
## AIDE – MÉMOIRE de la microscopie mycologique vue sous l'angle des GENRES

Marcel Lecomte

ASCOMYCETES BASIDIOMYCETES	Toujours réaliser une 1 <sup>ère</sup> observation à l'eau bidistillée. Le noir Soudan III (ou le rouge huile 0) permet de colorer les inclusions lipidiques (guttules) trouvées fréquemment dans les ascospores. Vérifier la cyanophilie des spores à l'aide du bleu coton lactique (ou lactophénolé) → l'enveloppe sporale doit devenir bleue. Il faut savoir que l'ammoniaque dissout certains éléments comme les incrustations acido-résistantes de la cuticule des russules, qu'il altère quelquefois la couleur des pigments, et qu'il détruit les pigments pariétaux ou vacuolaires des entolomes, notamment.
APHYLLOPHORALES	Coloration des différents types d'hyphes, avec le rouge Congo (colorant pariétal) et la phloxine B (colorant cytoplasmique), en mélange. Les regonfler avec de la potasse à 20 ou 30 %.
BASIDIOMYCETES	En 1976, Robert KUHNER a énoncé une règle essentielle, qu'il considère comme valable pour tous les Hyménomycètes à lames : " Les spores dont au moins une couche de la paroi gonfle fortement par le procédé ammoniac-acétique (*) sont toujours fortement dextrinoïdes jusqu'à maturité et puissamment cyanophiles". C'est le cas notamment du genre <i>Lepiota</i> . (*) : traiter les spores à l'ammoniaque (milieu basique) et ensuite par l'acide acétique (milieu acide).
DISCOMYCETES unituniqués	Le lugol (ou l'IKI) est utilisé pour mettre en évidence la réaction amyloïde ou héli-amyloïde de l'appareil apical.
BOLETACEAE	Hyphes bouclées et spores lisses ( <i>Gyroporus</i> , <i>Gyrodon</i> , <i>Boletinus</i> ). Hyphes non bouclées et spores ornées ( <i>Strobilomyces</i> ). Hyphes non bouclées et spores lisses ( <i>tous les autres genres de la famille</i> ).

**Convention = NA signifie non-amyloïde ; ND signifie non-dextrinoïde.**

- Pour qu'une spore soit qualifiée de « cyanophile », il faut que la paroi sporale se colore impérativement (la coloration du contenu sporale n'intervient pas dans la qualification), au bleu coton ou au bleu de crésyl.
- On parlera de coloration métachromatique lorsque l'endospore des spores à paroi épaisse devient rouge quand on la colore au bleu de crésyl (à chaud).
- Des spores sont dites amyloïdes lorsqu'elles prennent une couleur bleu noir au melzer.

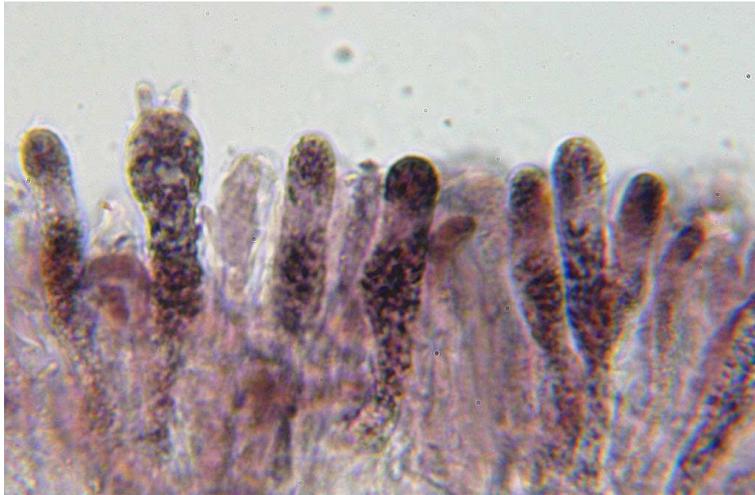


▲ Endospore métachromatique chez *Macrolepiota* sp. - photo F. Draye

◀ *Hebeloma sinapizans* (spores dextrinoïdes) – photo F. Draye

- Des spores sont dites pseudo-amyloïdes lorsqu'elles prennent une couleur brun foncé au melzer.
- Des spores sont dites dextrinoïdes lorsqu'elles prennent une couleur brun rougeâtre au melzer.
- Des spores sont dites non-amyloïdes lorsqu'elles ne réagissent pas au melzer.
- Des basides sont carminophiles (ou sidérophiles) lorsque des granulations noires apparaissent en présence de carmin acétique de Sémichon et chlorure de fer III, après chauffage) – bons résultats également avec la nigrosine.

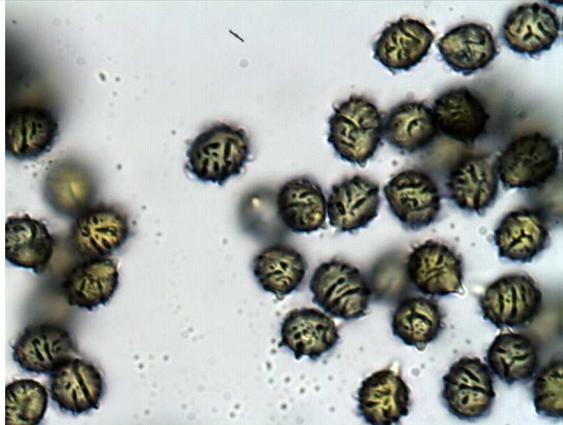
Réaction acéto-ferrique des basides de *Lyophyllum connatum* ▼ (préparation et photo : Yves Deneayer).



**Mode opératoire :**

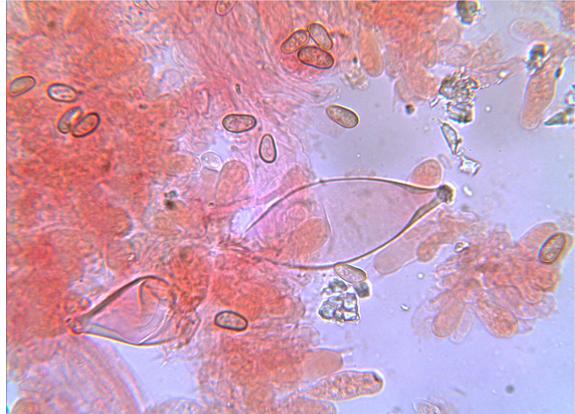
- + Placer une grosse goutte de carmin acétique sur une lame de verre et y placer le bout de lame.
- + Chauffer à la flamme durant quelques secondes jusqu'aux premières bulles.
- + Ajouter une gouttelette de chlorure de fer III.
- + Compenser l'évaporation par un apport de carmin, goutte par goutte.
- + Dès que le carmin acétique vire au rouge bleuâtre, voire noirâtre, et perd sa transparence, refroidir avant la formation d'une pellicule de surface (toute l'opération dure de 60 à 90 secondes).
- + Placer les pièces colorées dans une nouvelle goutte de carmin acétique, dissocier et observer.

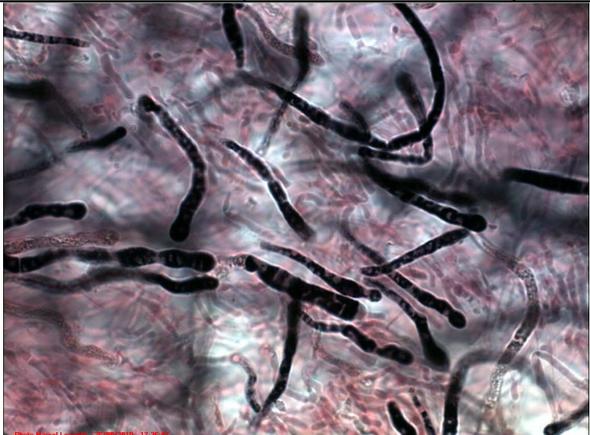
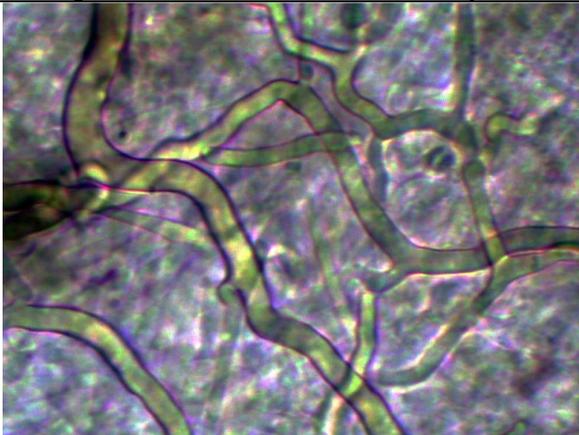
AGARICOMYCETIDAE	
AGARICUS	Spores lisses, NA - ND ; pas de boucles ; cheilocystides parfois absentes.
AGROCYBE	Spores N - ND ; <i>A. erebia</i> a des basides bisporiques.
ALBATRELLUS	Spores amyloïdes ; <i>A. confluens</i> présente des hyphes amyloïdes.
ALNICOLA	Spores NA - ND ; cystides d'arête souvent en poils d'ortie, avec ou sans cristaux ; <i>A. scolecina</i> : les incrustations des hyphes cuticulaires sont remarquablement visibles, dans le bleu de crésyl.
AMANITA p.p. : à chapeau non strié	Sous-genre <i>Lepidella</i> , sections <i>Phalloideae</i> & <i>Amidella</i> : spores amyloïdes et souvent globuleuses ; présence d'acrophysalides (hyphes de la chair à cellules terminales renflées).
AMANITA p.p. : à chapeau non strié	Spores amyloïdes ; présence d'acrophysalides (hyphes de la chair à cellules terminales renflées).
AMANITA p.p. : à chapeau strié	Sections <i>Amanita</i> , <i>Caesareae</i> , <i>Vaginateae</i> & <i>Inauratae</i> : spores non-amyloïdes et souvent ovoïdes (pas de réaction au melzer) ; présence d'acrophysalides.
	
Chrysocystide chez <i>Pholiota squarrosa</i> – photo F. Draye	Macrocytides chez <i>Psathyrella sarcocephala</i> - coloration à la pyronine – photo F. Draye
ARMILLARIA	Spores NA - ND ; épicutis avec pigment pariétal.
ARRHENIA	Spores NA - ND ; pas de cystides épicutis à pigments pariétaux incrustants.
ARTOMYCES	<i>A. pyxidatus</i> : spores amyloïdes.
ASTEROPHORA	Épicutis absent, transformé en chlamydo-spores (conidies) de forme étoilée, prenant bien le bleu coton ; spores NA - ND.
BAEOSPORA	Spores amyloïdes.
BOLBITIUS	Spores NA - ND, avec pore germinatif très net.
BOLETUS	La chair réagit en bleu au jus de pomme de terre ; certaines espèces avec divers pigments au niveau des hyphes de l'épicutis ; spores NA - ND.
BOLETUS p.p	Hyphes amyloïdes.
BUCHWALDOBOLETUS	Chair (hyphes) non-amyloïdes, même à la base du pied.
CALLISTOSPORIUM	Spores NA - ND, à gouttelette jaune vif dans les bases ; basides teintées en

	jaune et rougissant aux bases fortes.
<i>CALOCERA</i>	Basides typiques, avec stérigmates très épais (allure de diapason).
<i>CALOCYBE</i>	Spores NA - ND ; basides carminophiles.
<i>CAMAROPHYLLOPSIS</i>	Spores NA - ND ; pas de cheilocystides.
<i>CAMPANELLA</i>	Spores NA - ND ; cuticule à hyphes fortement diverticulées.
<i>CANTHARELLULA</i>	<i>C. umbonata</i> a les spores amyloïdes.
 	
<p>Ornementation amyloïde des spores de <i>Lactarius pyrogalus</i></p> <p>Cystides métuloïdes chez <i>Inocybe huijsmanii</i> - coloration au rouge Congo ammoniacal</p>	
<i>CHROOGOMPHUS</i>	Hyphes à incrustation amyloïde, au moins à la base du pied, et parfois à paroi épaissie.
<i>CHRYSOMPHALINA</i>	Spores NA - ND ; épicutis à pigment intracellulaire jaune.
<i>CLITOCYBE</i>	Spores lisses, NA - ND ; cheilocystides très souvent absentes ; certaines espèces nettement cyanophiles et d'autres pas du tout.
<i>CLITOCYBULA p.p.</i>	Spores amyloïdes.
<i>CLITOPILUS</i>	Spores NA - ND ; pas de cheilocystides ; chair avec hyphes non-métachromatiques.
<i>COLLYBIA p.p.</i>	Chair et spores NA, parfois dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; cheilocystides parfois absentes.
<i>CONOCYBE</i>	Spores NA - ND, avec pore germinatif sur quasi toutes les espèces. D'après Kühner : « mettre un fragment de lamelle ou chapeau entre lame et lamelle dans une goutte d'ammoniaque, laisser agir 10 mn, voire plusieurs heures. Ensuite, on doit observer de longues aiguilles incolores de 60 à 100µ x 1 à 3µ de large ; ces aiguilles sont visibles mêlées aux basides et cystides. ». Cette réaction est très nette sur <i>C. tenera</i> .
<i>COPRINOPSIS</i>	<i>C. laanii</i> : mise en évidence de la périspore (sorte de gaine entourant la spore), avec l'acide chlorhydrique ou l'acide sulfurique. Idem avec le rouge Congo ammoniacal, selon D. Ghyselink.
<i>COPRINUS</i>	Spores NA - ND, avec pore germinatif toujours évident. Les spores virent du brun foncé au violet grisâtre sous l'action de l'acide sulfurique pur.
<i>CORTINARIUS</i>	Spores verruqueuses, NA - ND. Pas de pleurocystides ; cheilocystides rarement présentes. La potasse met en évidence l'ornementation sporale. Les cystides de quelques espèces deviennent brun orangé avec le sulfobenzaldéhyde (le reste de la préparation est coloré en rose) → idem avec la sulfovanilline.
<i>CREPIDOTUS</i>	Spores NA - ND, lisses ou verruqueuses.
<i>CRINIPELLIS</i>	Spores cyanophiles, ND - NA ; épicutis à longs poils raides dextrinoïdes.
<i>CUPHOPHYLLUS</i>	Spores NA - ND.
<i>CYSTODERMA</i>	Spores amyloïdes parfois totalement ou partiellement (réduites alors à la plage supra-apiculaire) ou NA ; cheilocystides souvent absentes ; si présentes, elles sont nombreuses, en poils d'orties, avec des cristaux sommitaux.
<i>CYSTODERMELLA</i>	Spores NA - ND.
<i>CYSTOLEPIOTA p.p.</i>	Spores NA, parfois dextrinoïdes.
<i>DELICATULA</i>	Spores amyloïdes.
<i>DERMOLOMA</i>	Spores parfois amyloïdes, ND ; pas de cheilocystides.
<i>ECHINODERMA</i>	Spores dextrinoïdes ; épicutis avec des chaînes d'éléments globuleux au niveau des verrues.
<i>ENTOMOLA</i>	Spores cyanophiles. Rechercher la présence (ou non) de pigments pariétaux au niveau de la cuticule (dans l'eau) : soit ils sont <i>intracellulaires</i> , diffus dans les cellules, alors l'observation est facilitée si on concentre le contenu de la vacuole

	par une plasmolyse avec de l'eau sucrée ; soit ils sont <i>pariétaux</i> c'est-à-dire liés à la paroi cellulaire, formant des incrustations selon les cas lisses ou zébrées. Ce travail est facilité par l'utilisation de la potasse ou de l'hydrate de chloral. Boucles présentes ou non au pied des basides (rouge Congo).
FAERBERIA	Cystides métuloïdes, dextrinoïdes ; <i>F. carbonaria</i> : spores NA - ND ; lamprocystides finement cristallisées.
FAYODIA	Spores amyloïdes.
FLAMMULINA	Chez <i>F. velutipes</i> , le gélin de l'ixocutis est congophobe ; l'hyménophore est plus réceptif.
FLOCCULARIA	<i>F. luteovirens</i> : spores amyloïdes.
GALERINA	Spores dextrinoïdes ou non, parfois pseudo-amyloïdes. L'observation dans le melzer peut mettre en évidence les verrues sporales. En colorant des lames de <i>G. marginata</i> au giemsa, on remarque que la paroi des basides prend une coloration rouge vif au niveau de la partie ventrue (R. Kühner) ; verrues de <i>G. uncialis</i> nettement visibles dans le melzer.
GAMUNDIA	Spores NA - ND.
GOMPHIDIUS	Spores NA - ND, fusoïdes ; pas d'hyphes à incrustations amyloïdes, même à la base du pied.
GYMNOPIUS	Spores dextrinoïdes, avec pigments dans les hyphes de l'épicutis, et pigment extracellulaire jaune granuleux dans la trame des lames.
GYMNOPIUS	Spores NA - ND.
GYROPORUS	Hyphes de l'épicutis filamenteux, avec un pigment incrustant jaune.
HEBELOMA	Spores presque lisses à verruqueuses, parfois fortement dextrinoïdes.
HEBELOMINA	Spores verruqueuses, toujours dextrinoïdes.
HEMIMYCENA	Spores et trame NA - ND.
HOHENBUEHELIA	Souvent des cystides métuloïdes, ou alors ramifiées, avec une goutte de mucus sommitale (gliosphex = piège à Nématodes). Avec le bleu de crésyl, métachromasie de la paroi des cystides hyméniales (pour les espèces cystidiées).
HYDROPUS	Spores lisses, NA - ND ; hyphes pseudo-amyloïdes ; nombreuses dermatocystides à pigment vacuolaire.
HYGROCYBE HYGROPHORUS	Spores lisses, NA - ND ; basides souvent très longues ; cheilocystides souvent absentes ; <i>Hygrocybe psittacina</i> avec boucles typiques en médaillon.
HYGROPHOROPSIS	<i>H. aurantiaca</i> : spores dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; spores lisses et présence de boucles.
HYPHOLOMA	Spores NA - ND. L'ammoniaque colore en jaune le contenu des chrysocystides ; même résultat avec le bleu de méthyle ; ne sont pas présentes sur toutes les espèces.
INOCYBE	Spores NA - ND, non verruqueuses. Mise en évidence des cristaux d'oxalate de calcium sur les lamprocystides, avec le réactif de Bailingier (si elles sont absentes, les poils d'arête sont bien différenciés) ; spores lisses ou bosselées.
KUEHNEROMYCES	<i>K. mutabilis</i> : spores lisses, NA - ND, avec petit pore germinatif ; pas de cystides.
LACCARIA	Mise en évidence de l'ornementation sporale avec le bleu coton – idem avec la phloxine B ; spores NA - ND ; ornementation sporale nettement épineuse.
LACRYMARIA	Spores verruqueuses, NA - ND.
LACTARIUS	Chair grenue, avec des sphérocytes ; pas de boucles ; spores à ornementation amyloïde. Mise en évidence des laticifères avec la sulfovanilline (vanilline + acide sulfurique à 80 %) → coloration gris ardoise.
LECCINUM	La chair NE réagit PAS en bleu au jus de pomme de terre ; spores NA - ND.
LENTINELLUS	Spores amyloïdes, finement verruqueuses ; chair souvent amyloïde ; hyphes avec des inclusions huileuses réagissant aux réactifs sulfoaldéhydiques (SBA+) ; <i>L. cochleatus</i> présente des chlamydospores dans le revêtement du pied et parfois sur la cuticule ; <i>L. marcelianus</i> a des chlamydospores dans tous les tissus.
LENTINUS	Spores NA - ND ; pas de gloécystides ou de cystides métuloïdes ; présence d' « hyphal pegs » (faisceaux d'hyphes agglutinées).
LEPIOTA	Les lépiotes sténosporées, fusisporées et ovisporées sont dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes. R. Kühner utilise le giemsa pour colorer de manière élective l'endospore. Il perfectionne une double coloration giemsa–iode qui permet de distinguer très nettement, en dehors de l'endospore, deux feuillettes (couches) supplémentaires qui avaient déjà été proposés par M. Locquin ; l'endospore, qui

	a été colorée en rouge pourpre par le giemsa, noircit après traitement à l'eau iodo-acétifiée, ce qui met les deux couches en évidence. Chez <i>L. boudieri</i> , les pigments vacuolaires des hyphes du pileipellis apparaissent (dans le bleu de crésyl selon Cléménçon) comme des billes franchement colorées dans un sac tubulaire.
<i>LEPISTA</i>	Spores NA - ND ; pas de cheilocystides.
<i>LEUCOAGARICUS</i>	Spores dextrinoïdes ; pour nombre d'espèces, coloration métachromatique de l'endospore.
<i>LEUCOCOPRINUS</i>	Spores dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; pour nombre d'espèces, bleu de crésyl + ammoniaque + acide acétique : coloration métachromatique (rouge) de la paroi sporale interne (dite endospore).
<i>LEUCOPAXILLUS</i>	Spores amyloïdes ; idem pour les verrues présentes.
<i>LIMACELLA p.p.</i>	Spores dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; pas de cheilocystides.
<i>LYOPHYLLUM</i>	Spores NA - ND ; basides carminophiles ; épicutis avec pigment pariétal incrustant, chez les espèces non noircissantes.
	
<b>Macrocystides chez <i>Laccaria macrocystidiata</i> - coloration au rouge Congo SDS</b>	<b>Chlamydospores chez <i>Nyctalis parasitica</i> – coloration à la fuchsine acide</b>
<i>MACROCYSTIDIA</i>	<i>M. cucumis</i> : cystides caractéristiques, fusoides et très longues (100 µm et +) ; Spores NA - ND.
<i>MACROLEPIOTA</i>	Spores dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; exospore orthochromatique (bleue) et endospore métachromatique (rouge), avec le bleu de crésyl ; certaines espèces ont le pore germinatif couvert par un cal transparent, en forme de lentille ; d'autres ont le pore germinatif large et tronqué.
<i>MARASMIELLUS</i>	Spores NA - ND.
<i>MARASMIUS</i>	Trame (chair) : hyphes pseudo-amyloïdes ; spores NA – ND.
<i>MEGACOLLYBIA</i>	Spores N - ND.
<i>MELANOLEUCA</i>	Spores et (ou) verrues amyloïdes.
<i>MELANOPHYLLUM</i>	Spores NA - ND ; épicutis à sphérocytes.
<i>MELANOTUS</i>	Spores NA - ND ; les spores foncent en présence de potasse.
<i>MICROMPHALE</i>	Spores NA - ND ; pas de cheilocystides.
<i>MOLLISIA p.p.</i>	Coloration en jaune du contenu des paraphyses avec la potasse.
<i>MYCENA</i>	Spores amyloïdes chez la plupart des espèces ; chez les autres, spores amyloïdes OU chair rougeâtre vineux ; cystides souvent de forme particulière. Trame : hyphes pseudo-amyloïdes. Pas d'oléocystides. Examen de la cuticule à la phloxine B, qui met bien en évidence le volume et donc la forme des ornements des hyphes superficielles du revêtement.
<i>MYCENELLA</i>	Nombreuses cystides cuticulaires spores à apicule de grande taille ; spores NA ; spores et trame ND. <i>M. bryophila</i> : cystides lagéniformes, sur chapeau, lames et pied.
<i>MYCETINIS</i>	Spores NA - ND.
<i>MYXOCYBE</i>	Spores dextrinoïdes.
<i>MYXOMPHALIA</i>	Spores amyloïdes.
<i>OMPHALINA</i>	Spores NA - ND ; trame des lames enchevêtrée ; épicutis très souvent avec pigments pariétaux ; boucles souvent présentes.
<i>OMPHALOTUS</i>	<i>O. olearius</i> : spores NA - ND ; épicutis à hyphes parallèles, avec amas de pigments extracellulaires qui verdissent dans l'ammoniaque.
<i>OUDEMANSIELLA</i>	Spores NA – ND. <i>O. mucida</i> : spores très grandes subglobuleuses (15-18 µm).
<i>PANELLUS</i>	Spores nettement amyloïdes. <i>P. serotinus</i> : Pileipellis gélifié seulement chez cette espèce.

PANAEOLUS	Spores NA - ND. Les spores ne sont pas décolorées par l'acide sulfurique pur ; chrysocystides parfois présentes.
PANUS	Spores NA - ND ; présence de gléocystides (cystides réfringentes) ou de cystides métuloïdes ; pas d' « hyphal pegs » (faisceaux d'hyphes agglutinées).
PAXILLUS	Spores NA - ND ; présence de boucles chez les espèces européennes ; parfois des pigments divers au niveau de l'épicutis.
PENIOPHORA	Mise en évidence des gléocystides avec la sulfovanilline.
PHAEOLLYBIA	Spores +/- dextrinoïdes.
PHAEOGALERA	Spores NA - ND.
PHAEOLEPIOTA	Spores NA - ND, apparaissant finement verruqueuses dans l'acide sulfurique à 80 %.
PHAEOMARASMIUS	Spores NA - ND.
PHOLIOTA	Spores NA - ND. L'ammoniaque colore en jaune le contenu des chrysocystides ; même résultat avec le bleu de méthyle ; chez <i>P. flammans</i> , on trouve des pleurocystides lancéolées, à apex pointu, qui sont colorées en bleu azur par l'acide lactique.
PHOLIOTINA	Spores NA - ND, avec pore germinatif très net sur quasi toutes les espèces.
PHYLLIOTOPSIS	Spores NA - ND. <i>P. nidulans</i> : présence de pigments caroténoïdes.
PLEUROTUS	Spores NA - ND. <i>P. eryngii</i> avec épicutis à hyphes terminales, avec pigments incrustants en spirale.
PLUTEUS	Spores lisses, NA - ND. Nombre d'espèces proches de <i>P. cervinus</i> ont des lamprocystides à crochets (utiliser le rouge Congo).
 	
<p><b>Macrocystides chez <i>Psathyrella spadicea</i> - coloration au rouge Congo SDS + phloxine B</b></p> <p><b>Sphérocytes du voile d'<i>Amanita muscaria</i> - coloration au rouge Congo SDS + préparation lavée</b></p>	
PORPOLOMA	Spores amyloïdes.
PSATHYRELLA	Spores NA - ND. Chez certaines espèces, la trame hyméniale devient brune avec l'ammoniaque à 10 %. <i>P. populina</i> a les cystides qui verdissent dans NH <sub>4</sub> OH à 10-20 %. Les spores virent du brun foncé au violet grisâtre sous l'action de l'acide sulfurique pur (parfois, elles sont simplement blanchies et décolorées). <i>P. gossypina</i> : cheilocystides à grosse goutte jaunâtre. <i>P. lutensis</i> : mucus vert vif au sommet des cheilocystides (dans rouge Congo ammoniacal).
PSEUDOBAEOSPORA	Spores dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; hyphes pseudo-amyloïdes.
PSEUDOCLITOCYBE	<i>P. cyathiformis</i> : spores amyloïdes.
PSEUDOOMPHALINA	Spores amyloïdes.
PSILOCYBE	Spores NA - ND. Cystides rares ou absentes.
PULVEROLEPIOTA	Coloration métachromatique de l'endospore ; pas de cheilocystides.
RAMARIA p.p.	Mise en évidence de l'ornementation sporale avec le bleu coton.
RESUPINATUS	Pas de cystides métuloïdes ; cystides +/- ramifiées, sans gliosphex, mais présence de digitocystes sur le mycélium (pièges à Nématodes).
RHODOCOLLYBIA	<i>C. butyracea</i> : spores avec paroi épaisse et dextrinoïde.
RHODOCYBE	Spores NA - ND ; souvent pas de cheilocystides.
RHODOTUS	Spores NA - ND.
RIPARTITES	<i>R. tricholoma</i> : spores NA - ND, globuleuses, avec verrues tronquées, formant une roue dentée.
ROZITES	Spores NA - ND. <i>R. caperatus</i> a les hyphes amyloïdes.
RUGOSOMYCES	Spores NA - ND.
RUSSULA	Spores à ornementation amyloïde. Mise en évidence des laticifères avec la sulfovanilline (vanilline + acide sulfurique à 80 %). Vérifier la réaction SBA+ ou

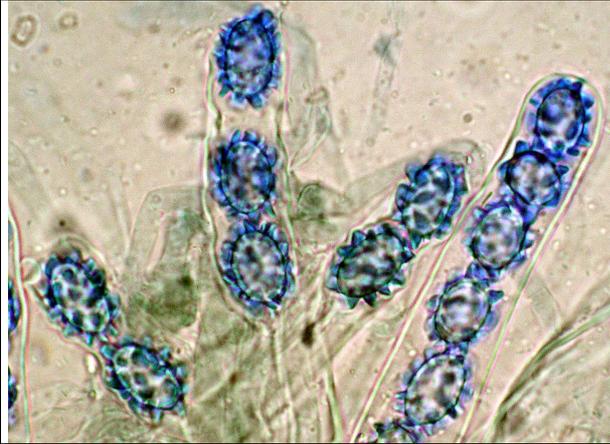
	SBA- des piléocystides de la cuticule, avec le sulfobenzaldéhyde. Mise en évidence des incrustations acido-résistantes sur les hyphes primordiales de la cuticule (fuchsine de Ziehl + acide chlorhydrique à 5 % ou carbolfuchsin de Cléménçon + lactoglycérol).
<i>SERICEOMYCES</i>	Spores dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; coloration métachromatique de l'endospore.
<i>SETULIPES</i>	Chair et spores NA - ND.
<i>SIMOCYBE</i>	Spores NA - ND.
<i>SQUAMANITA p.p.</i>	<i>S. paradoxa</i> : spores dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes ; pas de cheilocystides.
<i>STEREUM</i>	Spores amyloïdes.
<i>STROBILURUS</i>	Cystides fusoïdes, à parois épaisses, à sommet obtus, avec une couronne de cristaux (ceux-ci, parfois absents) ; spores lisses, NA - ND ; métachromasie de la paroi des cystides, avec bleu de crésyl, chez <i>S. tenacellus</i> et <i>S. esculentus</i> , au contraire de <i>S. stephanocystis</i> et <i>S. griseus</i> .
<i>STROPHARIA</i>	Spores NA - ND. L'ammoniaque colore en jaune le contenu des chrysocystides ; même résultat avec le bleu de méthyle.
<i>STROPHOLOMA</i>	Spores NA - ND ; pas de chrysocystides.
<i>SUILLUS</i>	Spores de longueur inférieure à 14 µm, à observer dans eau glycinée ; cystides granuleuses ; certaines espèces présentent des cystides avec un pigment jaune ou brunâtre, ou un épicutis avec des hyphes à granulations brunâtres.
<i>TECTELLA</i>	Spores très petites, à amyloïdie variable.
<i>TEPHROCYBE</i>	Spores NA - ND ; basides carminophiles.
<i>TRICHOLOMA</i>	Spores lisses, NA - ND ; chez <i>T. sulphureum</i> , les hyphes jaunâtres deviennent turquoise avec le bleu de crésyl ou le bleu de toluidine ; utiliser le permanganate de potassium pour colorer les spores de petite taille (cela facilite les mesures) ; épicutis particulier chez <i>T. terreum</i> ; chez <i>T. acerbum</i> : les pigments pariétaux des hyphes du pileipellis apparaissent - pour reprendre l'expression d'A. Marchand - comme des épines sur une tige de ronce, dans le bleu de crésyl.
	
<b><i>Russula luteotacta</i> – dermatocystides cuticulaires mises en évidence avec le sulfobenzaldéhyde</b>	<b>Laticifères chez <i>Lactarius sp.</i> - mises en évidence avec la sulfovanilline</b>
<i>TRICHOLOMOPSIS</i>	Spores NA - ND ; avec poils ou cystides remarquables et hyphes bouclées.
<i>TUBARIA</i>	Spores dextrinoïdes.
<i>TYPHULA p.p.</i>	Spores amyloïdes.
<i>VOLVARIELLA</i>	Spores NA - ND.
<i>XEROCOMUS</i>	Au niveau de l'épicutis, on peut trouver des pigments pariétaux (lisses ou incrustants) ou intracellulaires, parfois zébrants sur les hyphes). <i>X. pruinatus</i> se reconnaît aux larges hyphes amyloïdes à parois épaisses, dans la chair de la base du pied (plus qu'à ses spores striées). <i>X. armeniacus</i> présente des taches évidentes (visibles dans le rouge Congo ammoniacal) sur les hyphes terminales de l'épicutis.
<i>XEROMPHALINA</i>	spores lisses, amyloïdes.
<i>XERULA</i>	Spores NA - ND.

<b>APHYLLOPHOROMYCETIDAE</b>	
<i>AMYLOSTEREUM</i>	Réaction amyloïde des hyphes squelettiques.
<i>CANTHARELLUS</i> <i>CRATERELLUS</i>	Spores lisses, NA - ND, insensibles à tous les réactifs et colorants ; basides généralement 5-sporiques, mais parfois 2-, 3-, 4-, 6- ou 7-sporiques, pas de cystides.
<i>CLAVARIA</i> <i>CLAVARIADELPHUS</i>	Spores lisses, NA - ND ; basides 4-sporiques ; pas de cystides.
<i>CLAVULINA</i>	Spores lisses, NA - ND ; basides 2-sporiques ; pas de cystides.
<i>HYDNUM</i>	Spores lisses, NA - ND ; chair à structure monomitique ; pas de cystides.
<i>LENTINELLUS</i>	Réaction amyloïde des hyphes squelettiques.
<i>POLYPORES</i> <i>sl</i>	A 20 % ou 30 %, et à chaud, la potasse permet de regonfler les Polyporacées.
<i>RESUPINATUS</i>	La trame des lames est gélifiée (visible avec le rouge Congo).
<i>RAMARIA</i>	Spores avec stries ou verrues, NA - ND ; chair à structure monomitique ; pas de cystides ; <i>R. botrytis</i> : spores jaunes, striées longitudinalement.
<i>SARCODON</i>	Spores NA - ND ; chair à structure monomitique ; pas de cystides. <i>S. imbricatus</i> avec spores jaune doré dans l'eau, présentant de grosses bosses.
<i>SCHIZOPHYLLUM</i>	Spores NA - ND ; chair à structure monomitique ; pas de cystides.
<i>SPARASSIS</i>	Spores lisses, NA - ND ; chair gélifiée, avec hyphes à paroi épaisse ; pas de cystides ; basides 4-sporiques.
<i>XERULACEAE</i>	aucun tissu hyménial n'est gélifié.

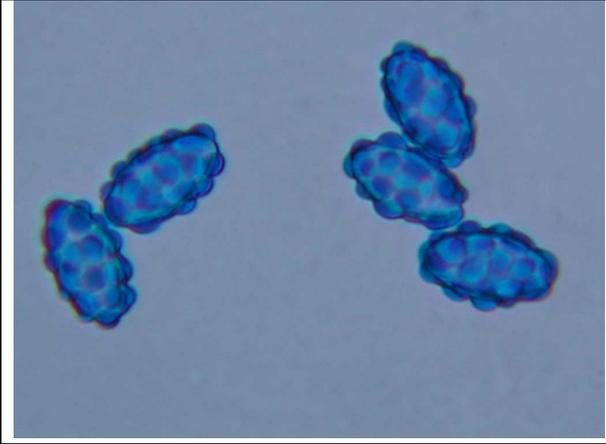
<b>GASTEROMYCETIDAE</b>	
<i>BOVISTA</i>	Spores NA - ND, avec un long reste de stérigmate, finement verruqueuses (c'est nettement plus visible après traitement à l'acide sulfurique à 80 %, durant 15 minutes).
<i>CALVATIA</i>	Spores NA - ND, jaune doré dans l'eau ; l'acide sulfurique à 80 % met en évidence de fines aiguilles.
<i>CLATHRUS</i>	Spores lisses, NA - ND.
<i>GEASTRUM</i>	Spores verruqueuses, NA - ND ; capillitium à paroi épaisse (rugueuse ou avec des verrues incrustées).
<i>LYCOPERDON</i>	Spores quasi lisses, ou nettement échinulées, NA - ND. <i>Lycoperdon pyriforme</i> est la seule espèce du genre à posséder une spore lisse à gouttelette centrale.
<i>MUTINUS</i>	Spores lisses, hyalines, NA - ND.
<i>NIDULARIA</i>	Spores lisses, NA - ND.
<i>PHALLUS</i>	Spores lisses, NA - ND.
<i>RHIZOPOGON</i>	Spores NA - ND ; périidium à hyphes parallèles ; pas de boucles.
<i>SCLERODERMA</i>	Spores NA - ND, à aiguillons et (ou) réseau. Observer les spores dans le KOH à 10 ou 20 %, ce qui va dissoudre la gangue grasseuse et éclaircir les parois.

<b>PHRAGMOBASIDIOMYCETES</b>	
<i>AURICULARIA</i>	Spores lisses, hyalines, arquées (en forme de banane), NA - ND ; basides avec cloisons transversales ; pas de cystides ; pas de boucles.
<i>CALOCERA</i>	Spores lisses, hyalines, avec parfois une cloison, NA - ND ; basides fourchues ; pas de cystides ; pas de boucles.
<i>DACRYMYCES</i>	Spores avec 1 à 3 cloisons, NA - ND ; trame avec hyphes à pigment jaune vif ; pas de cystides ; pas de boucles.
<i>EXIDIA</i>	Spores allantoïdes (en forme de saucisse), NA - ND ; basides avec cloisons longitudinales ; pas de cystides ; présence de boucles.
<i>PSEUDOHYDNUM</i>	Spores globuleuses, NA - ND ; basides avec cloisons longitudinales ; pas de cystides ; pas de boucles.
<i>USTILAGINALES</i>	Bleu coton lactique ou lactophénolé est très efficace.

## ASCOMYCETES



Ascospores de *Peziza vacini* – photo F. Valade



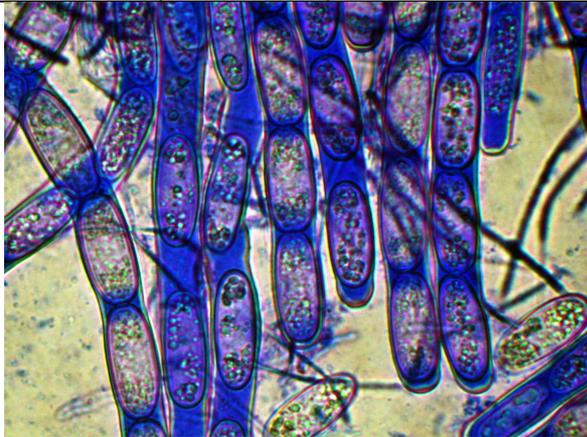
Ascospores de *Trichophaeopsis paludosa* var. *tuberculata*  
– photo Y. Deneyer

Les asques et l'ornementation sporale des ascospores sont remarquablement mis en évidence par divers bleus, dont le bleu coton lactique ou lactaphénolé, le bleu de crésyl.

L'appareil apical (nasse apicale) se colore en bleu avec les réactifs iodés (réactif de Melzer, lugol et IKI).

Pas de coloration des asques à l'iode chez morilles, helvelles et truffes, chez *Thelebolaceae*, *Sarcoscyphaceae*, *Pyrenomataceae*.

Coloration amyloïde des asques à l'iode chez *Pezizaceae* et *Ascobolaceae*.



*Sarcoscypha coccinea* (bleu de crésyl)

Asques et ascospores chez *Tuber aestivum* - Coloration avec Rouge Congo SDS



GEOPORA

coloration évidente des noyaux avec carmin acétique + chlorure de fer III

Vous avez la possibilité de vous abonner à l'Association des Mycologues Francophones de Belgique (AMFB).

**En 2012, le montant de la cotisation annuelle est de 10,00 € (revue comprise si nous pouvons vous la remettre en mains propres), à verser pour la Belgique sur le compte 068-2486436-62, à l'adresse suivante :**

A.M.F.B.  
rue Basse Chaussée, 117  
B-5022 COGNELEE/NAMUR (Belgique)

Pour des virements internationaux simplifiés :  
**code IBAN : BE51 0682 4864 3662, code BIC : GKCCBEBB**

Il est possible de se procurer les publications antérieures :

**Le bulletin 2008/01 compte 79 pages (7 €)**

**Le bulletin 2009/02 compte 72 pages (7 €)**

**Le bulletin 2010/03 compte 76 pages (10 €)**

**Le bulletin 2011/04 compte 76 pages (10 €)**

- *Si vous les recevez de main à main (lors d'un congrès ou autre activité), elles vous coûteront le prix indiqué ci-dessus.*
- *Pour un envoi en Belgique, supplément de 2,50 € (frais postaux)*
- *Pour un envoi en Europe, supplément de 7,00 € (frais postaux)*

**Vous avez aussi la possibilité de faire l'acquisition d'un fascicule de 200 pages, consacré à la microscopie**, et qui est publié à l'occasion du séminaire organisé en mars 2012. Il est abondamment illustré de photos en couleurs et imprimé sur papier glacé de 100 g.

- *Si vous le recevez de main à main (lors d'un congrès ou autre activité), il vous coûtera 25,00 €*
- *Pour les frais postaux, Belgique : 6,20 € et France : 13,80 €.*

**Editeur responsable : A.M.F.B. (Association des Mycologues Francophones de Belgique)**  
**Rédacteur en chef : Marcel Lecomte**  
**Publié le 01 mars 2012**

Les articles signés n'engagent que la responsabilité de leurs auteurs, et en aucune manière celle de  
l'AMFB