



Téleutospores de

1. *Puccinia platyspora* sur *Alcea rosea* (photo D. Deschuyteneer)
2. *Puccinia modiolae* sur *Malva sylvestris* (photo D. Deschuyteneer)
1. *Puccinia malvacearum* sur *Alcea rosea* (photo M. Lecomte)

Bulletin de l'Association des Mycologues
Francophones de Belgique

2025/18

Association des Mycologues Francophones de Belgique

(A.M.F.B. asbl) - ISSN 2507-1947

Créée le 16 mai 2007

Siège social : **Parc du Bay Bonnet, 8/43 - B-4620 FLERON**

Arrondissement judiciaire de Liège

Numéro d'entreprise : 0892.031.004

<http://www.amfb.eu>

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

André FRAITURE, président

andre.fraiture@telenet.be

Paul PIROT, vice-président

rue des Peupliers, 10 - B-6840 NEUFCHATEAU paul.pirot.mycology@skynet.be

Claude QUINTIN, trésorier et secrétaire

Rue du Pays Minier, 9 - B-4400 FLEMALLE claud Quintin@outlook.be

François CORHAY, trésorier et secrétaire adjoint

Gestionnaire du site de l'association

Parc du Bay Bonnet, 8/43 - B-4620 FLERON

corhayfrancois@gmail.com - francois@corhay.eu

Marcel LECOMTE, rédacteur en chef

Trésorier et secrétaire adjoint

Rue Basse Chaussée, 117 - B-5022 COGNELEE/NAMUR mlecomte@skynet.be

Françoise DRAYE, bibliothécaire

rue des Combattants, 56 – B-5000 BEEZ (NAMUR) fa353089@skynet.be

Les autres membres du conseil d'administration sont :

Jacqueline BERNAUD - Céline VAIANOPOULOS

Norbert BASTIEN - Raymond NOTTE - Jean-Marie PIRLOT

Table des Matières

Pages

- 4. In Memoriam : Bernard Overal & Daniel Druart - **J.M. PIRLOT**
- 4. In Memoriam : Marie-Thérèse Tholl - **A. FRAITURE**
- 5. Deux nouvelles espèces de *Puccinia* pour la Belgique - **M. LECOMTE**
- 9. Clé pour la détermination macroscopique de quelques *Mycena* s.l - **J.M. PIRLOT**.
- 32. Les genres *Phoma* et *Phomopsis* - **M. LECOMTE**
- 38. Essai de clé de détermination de champignons susceptibles de provoquer des dégâts +/- importants dans les habitations - **M. LECOMTE & V. SABET**
- 42. Etat des lieux de la diversité cryptique dans le complexe *Hygrocybe mucronella* et présentation de deux récoltes en Europe occidentale – **C. GRAPINET**
- 47. Essai de séquençage de divers exsiccata en attente de confirmation de détermination – **M. LECOMTE**
- 49. Utilisation des colorants dérivés de l'aniline en microscopie - **D. JOUBERT**
- 56. Nouvelles récoltes belges d'espèces hypogées - **J.B. PEREZ**
- 61. *Quid des préparations définitives* - **M. LECOMTE**

In Memoriam

A l'occasion de la parution de ce nouveau Bulletin, souvenons-nous des fondateurs de notre Association qui nous ont quittés bien trop tôt, et qui nous ont marqués de leur empreinte.

Jean-Marie SENELART - Clairette DEBROUX - Annie LECLERQUE - Mireille LENNE - Jean LHOEST
Alfred LOSS - José PRADOS - David VALLEE

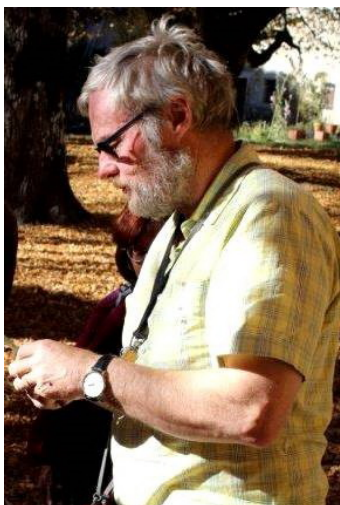
Nombre de nos adhérents ont également rejoint le paradis des mycophiles.

Robert COLLOT - Daniel DRUART - Etienne FONTENELLE
Jean-Marie GODART - Régis GOETINCK - Rex GOOSSE
Christine LEMPEREUR - Elsa MAZET
Bernard OVERAL - Franck POUPEL - Jan RYDE
Robert VROOMEN

Nous avons une pensée toute particulière pour ceux qui nous ont initiés
en transmettant leur savoir.

Guy AUDERSET - Didier BAAR - Michel BLAISE - Jacques GANE
Jean LACHAPPELLE - Christian LECHAT - Claude LEJEUNE - Albert MARCHAL
Gilbert OUVRARD - Albert PERICOUCHE - Gérard SICK

In Memoriam : Bernard Overal et Daniel Druart



Deux membres de l'AMFB nous ont quittés : Bernard Overal (à gauche), le 27/08/2024, et Daniel Druart, le 31/10/ 2024.

Ils étaient tous deux parmi les premiers à se joindre à nous lorsque les Mycologues francophones de Belgique se sont associés pour organiser le congrès de la SMF à Herbeumont en 2006.

Membre des Mycologues du Luxembourg belge (MLB), Bernard a émigré vers la France, tout en restant fidèle à ses attaches belges : il a participé à bon nombre de nos JME (Journées mycologiques d'Été). Ingénieur agronome et docteur en sciences de l'environnement, il a fait une carrière d'enseignant en botanique et en horticulture. Après son départ pour la France, il s'est forgé là-bas une solide réputation de mycologue et de naturaliste : il a

été pendant 10 ans président de l'Association Botanique et Mycologique Bas-Alpine. Outre de nombreux articles scientifiques, il a publié trois ouvrages consacrés à la botanique, la géologie et l'écologie des Alpes françaises.



Né le 13 novembre 1941, Daniel a également mené une carrière d'enseignant, tout en étant un passionné de mycologie. Il a été un participant assidu d'abord aux stages des MLB à Longlier, puis aux JME. Lui aussi a contribué à la création de l'AMFB. Il était bien connu des mycologues du nord de la France et participait à de nombreuses activités de la SMNF. Son naturel très discret dissimulait ses immenses connaissances alliées à un grand souci de rigueur scientifique. Son sens critique et son intérêt pour l'actualité faisaient de sa conversation d'agréables moments agrémentés d'un brin d'humour.

L'AMFB adresse ses condoléances aux familles et aux proches des disparus.

Marie-Thérèse Tholl (1932-2025)



Certains d'entre vous l'ont probablement connue. Elle a joué, à une époque, le rôle de coordinatrice des mycologues luxembourgeois (le Grand-Duché). J'ai eu l'occasion de correspondre avec elle et de la rencontrer à diverses reprises. Outre ses qualités de mycologue amateur, je retiens surtout sa grande gentillesse, qui rendait son abord très agréable. Son décès m'attriste beaucoup. Elle fut membre de l'AMFB durant quelques années.

**La rouille de la rose trémière, *Althaea (Alcea) rosea* : un complexe insouçonné !
... et deux nouvelles espèces pour la Belgique.**

Marcel LECOMTE

Qui ne connaît pas la rouille de la rose trémière, au vu de son succès pour la décoration de parterres ? Quoi que l'on fasse, elle est inmanquablement parasitée par une Puccinia (*Puccinia malvacearum*) et cette rouille est tellement banale qu'on ne l'examine plus au microscope malgré une microscopie spectaculaire et intéressante, notamment par la taille des téleutospores.

Voir sur le site de l'AMFB :

<http://www.amfb.eu/Myco/Micromycetes/Pagesrouilles/Pages/Puccinia-malvacearum.html>

En réalité, elle s'attaque plus largement à la famille des *Malvaceae*, et est également très fréquente sur *Malva sylvestris* notamment.

Dernièrement, nous avons vu passer sur Facebook une série de photos assez interpellantes, postées par Eva Zupan, une naturaliste slovène. Nous avons pris contact immédiatement avec cetteoureuse de la nature qui nous a transmis toutes les informations relatives à ses photos, images et exsiccata, en nous annonçant un nom que nous ne connaissons même pas : *Puccinia modiolae*. La détermination a été réalisée par Björn Sothmann, un de ses compatriotes mycologue. Notre correspondante l'a trouvée en 2024, dans sa cour, à Šalovci près de Središče ob Dravi. Cette espèce est présente chez elle depuis des années sur toutes les roses trémières issues de graines qu'elle a achetées en Amérique en 2009 (étaient-elles porteuses de téleutospores ?).

Une rapide recherche sur le Net nous a amenés vers une publication suisse, parue dans le journal du Conservatoire et Jardin botaniques de Genève, relatant une découverte de Juan Carlos Zamora en 2022, réalisée alors qu'il prospectait un parterre d'*Alcea rosea* avec une étudiante, afin de récolter *Puccinia malvacearum*, comme échantillons d'exercices de microscopie.

Il a d'abord trouvé une rouille dont quasi toutes les téleutospores étaient 1-loculées (ce que nous appelons des mésospores, lorsqu'elles se présentent en petit nombre dans une préparation).

Des recherches bibliographiques lui ont permis de l'identifier comme *Puccinia platyspora*.

Et en poursuivant ses investigations, il a trouvé une 3^{ème} rouille dont certaines téleutospores affichaient l'allure d'une « moufle », qui s'est avérée être *Puccinia modiolae*.

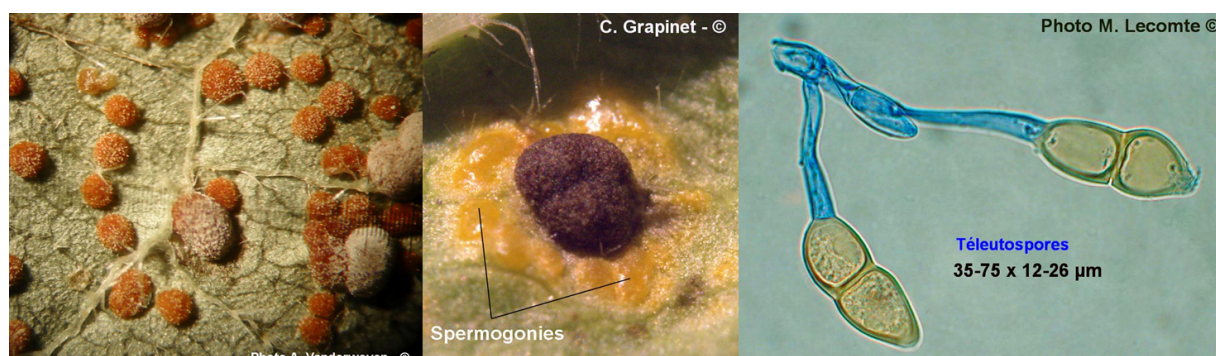
Tout cela a abouti à la mise en évidence de 3 espèces différentes colonisant les mêmes substrats :

***Puccinia malvacearum*, *P. platyspora* & *P. modiolae*,**

dont le statut spécifique a été confirmé par l'analyse biomoléculaire. Les deux dernières sont originaires d'Amérique du Sud et manifestement nouvelles pour l'Europe.

Puccinia malvacearum

Par rapport aux deux autres espèces, les téleutospores sont peu variables en taille et en forme, généralement plus courtes et plus larges, ellipsoïdes à largement ellipsoïdes, (32,5)44-59(75,5) x (13)17,5-21,5(28) µm. Les pédicules affichent une longueur allant jusqu'à 150 µm. Les spores aberrantes sont très rares. Les tèles sont brun orangé, ferrugineuses, plus rarement marron châtaigne, souvent uniformément dispersées sur les feuilles, individuellement ou en petits groupes, avec une surface satinée lisse, compacte. Elle se rencontre sur diverses *Malvaceae*, y compris *Alcea* et *Malva*.



Puccinia platyspora

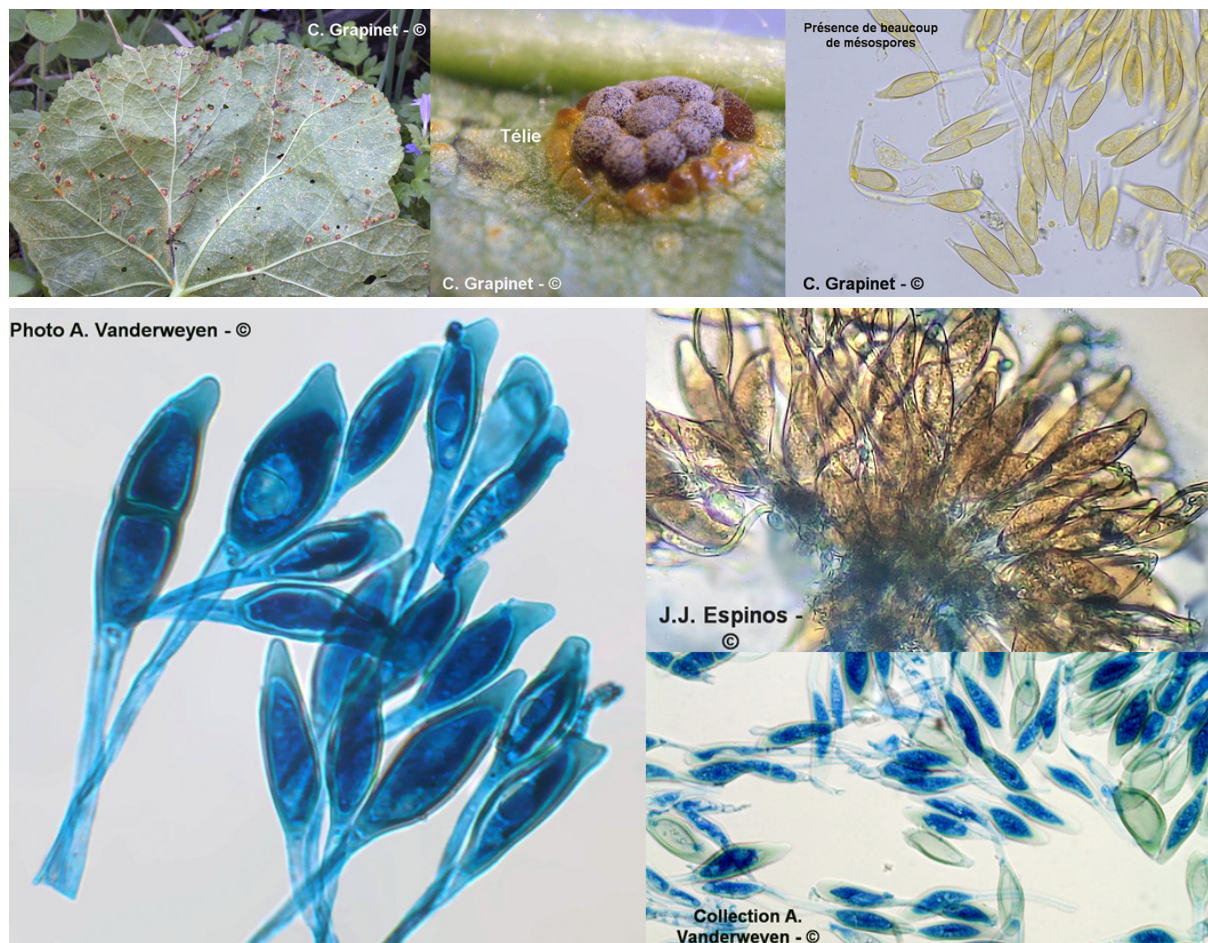
Originnaire d'Argentine et de Bolivie, *P. platyspora* infecte plusieurs genres au sein des *Malvaceae*.

Les téleutospores 2-loculées sont souvent présentes mais constituent moins de 10 % de la population totale de spores qui sont principalement 1-loculées (elles ont longtemps été assimilées à des mésospores classiques qu'on rencontre en petit nombre sur quantité de rouilles). Ces spores monoloculaires sont très lar-

gement majoritaires ; elles sont effilées, peu ventrues et de longueur très variable. La paroi latérale est très mince mais considérablement enflée à l'apex, pour se terminer par une sorte de bec souvent décentré.

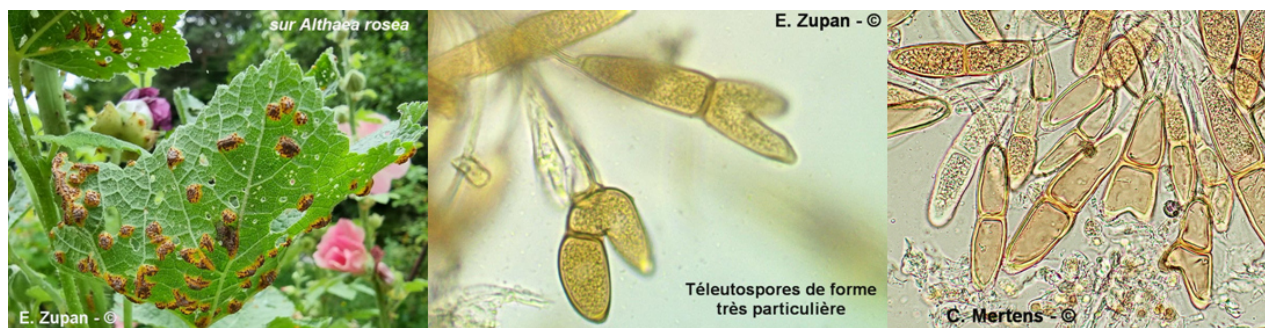
Téleutospores 1-loculées : $(32)40-54(82) \times (12)14,5-18,5(26,5) \mu\text{m}$; téleutospores 2-loculées : $(37,5)45-59(73,50) \times (11)13,5-19(24,5) \mu\text{m}$.

Les télies sont généralement brun châtain foncé. Cette espèce qu'on croyait limitée à *Alcea rosea* se rencontre également sur *Malva sylvestris*.



Puccinia modiolae

Initialement décrite sur *Modiola multifida* dans la région du Río de la Plata (Amérique du Sud), *P. modiolae* infecte également *Alcea*, *Althaea*, *Lavatera* et *Malva* sur ce continent. L'espèce se caractérise par des téleutospores très variables en taille et en forme, présentant de nombreuses anomalies morphologiques ; elles sont pour la plupart étroitement ellipsoïdes ou fusiformes ; certaines sont jusqu'à 3(4) fois plus longues que les plus courtes ; $(32)44-71(124,5) \times (9)12,5-17,5(23,5) \mu\text{m}$ atténuées au-dessus et en dessous ou entaillées à l'apex, pas ou peu rétrécies au niveau du septum. La paroi est lisse, hyaline à jaunâtre, épaisse de 1,5-3 μm sur les côtés et de 38 μm à l'apex.



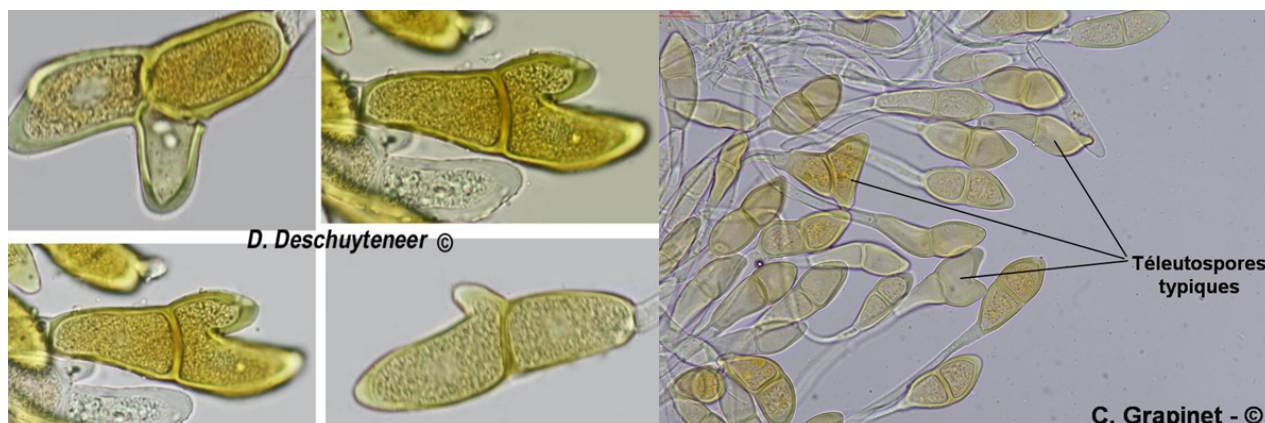
Les spores déformées en forme de « moufle » sont toujours présentes, mais dispersées (il faut parfois réaliser plusieurs préparations pour les trouver).

Pédicule hyalin, épais, peu fragile et rigide : 120-180(190) μm de longueur.

Quoique assez rares, on peut également rencontrer des spores 1-loculées et 3-loculées.

Les télies sont généralement foncées (brun châtaigne), souvent en groupes denses, parfois confluentes, avec une surface irrégulière, +/- hirsute et une texture veloutée.

Cette espèce infecte *Alcea* & *Malva* sp.



Récoltes

Après consultation des carnets de notes et de la collection de préparations définitives léguée par Arthur Vanderweyen à l'AMFB, nous collectons les données suivantes :

Préparations M1670 & M1671 : *Puccinia platyspora* sur *Alcea rosea*, récoltée à GORDES, dans les Monts de Vaucluse, le 21 juin 2013.

Préparation M1741 : *Puccinia platyspora* sur *Malva sylvestris*, récoltée en bordure de chemin, à à GORDES, dans les Monts de Vaucluse, le 13 juin 2014.

Préparation M1742 : *Puccinia platyspora* sur *Alcea rosea*, récoltée à LE PONTET, quelques km à l'Est d'Avignon, le 23 juin 2014.

Présence dans chaque préparation de quasi 90 % de téleutospores 1-loculées.

Toutes ces récoltes effectuées par notre éminent collègue sont largement antérieures aux récoltes suisses et françaises et constituent pour l'instant une « première » européenne.

Récoltes réalisées en Belgique par des membres de l'AMFB, sollicités suite à notre demande d'investigation :

P. modiolae à Ittre (1460 - Brabant wallon), dans un jardin, sur *Alcea rosea*, 28/05/2025 (Camille Mertens). Pour la petite histoire, les plants infectés sont issus de graines rapportées du Jardin de Monet, à Giverny.

P. modiolae à Kampenhout (1910 - Brabant flamand), sur *Malva sylvestris*, 01/06/2025 (Daniel Deschuyteneer).

P. modiolae à Cognelée (5022 - province de Namur), sur *Malva* sp., cultivar 12/06/2025 (Marcel Lecomte).

P. platyspora à Perk (1820 - Brabant flamand), sur *Alcea rosea*, 06/06/2025 (Daniel Deschuyteneer).

P. platyspora à Schoten (2900 - province d'Anvers), dans le parc de Vordenstein, sur *Alcea rosea*, 03/06/2025 (Jean-Jacques Espinos).

P. platyspora à Plainevaux (4122 - Province de Liège), sur *Alcea rosea*, 18/06/2025 (François Corhay). Voir l'étude réalisée, en page suivante.

Nous remercions très vivement ces personnes qui ont pris le temps et la peine de satisfaire à notre demande.

Discussion

Fort de ces nouvelles informations, nous avons sollicité un ami français et excellent mycologue : Charles Grapinet, très intéressé par les champignons phytopathogènes. Avec Daniel Sugny, il s'est lancé immédiatement dans une série de prospections et ils ont observé nombre de récoltes dans le Nord-Est de la France, le Haut-Rhin et la Charente maritime. Il s'est avéré que quasi 50 % de l'hôte infestant *Alcea rosea* sont des *P. modiolae*. Et que *P. platyspora* est même plus fréquent que *P. malvacearum*.

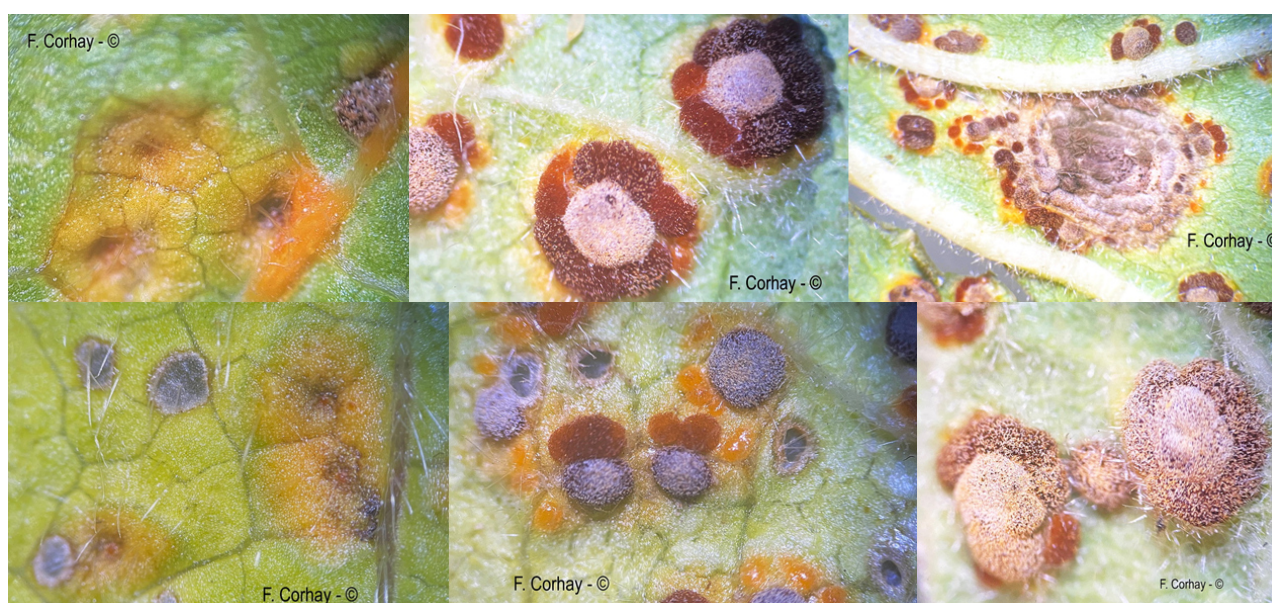
Apparemment, ce n'est pas encore le cas en Belgique, car après examen de nos exsiccatas récoltés en Wallonie et de nos préparations définitives (M. Lecomte & A. Vanderweyen) sur des mauves et roses trémières belges, nous n'avons trouvé pour l'instant que *P. malvacearum*... mais ce n'est qu'une question de temps.

Bibliographie

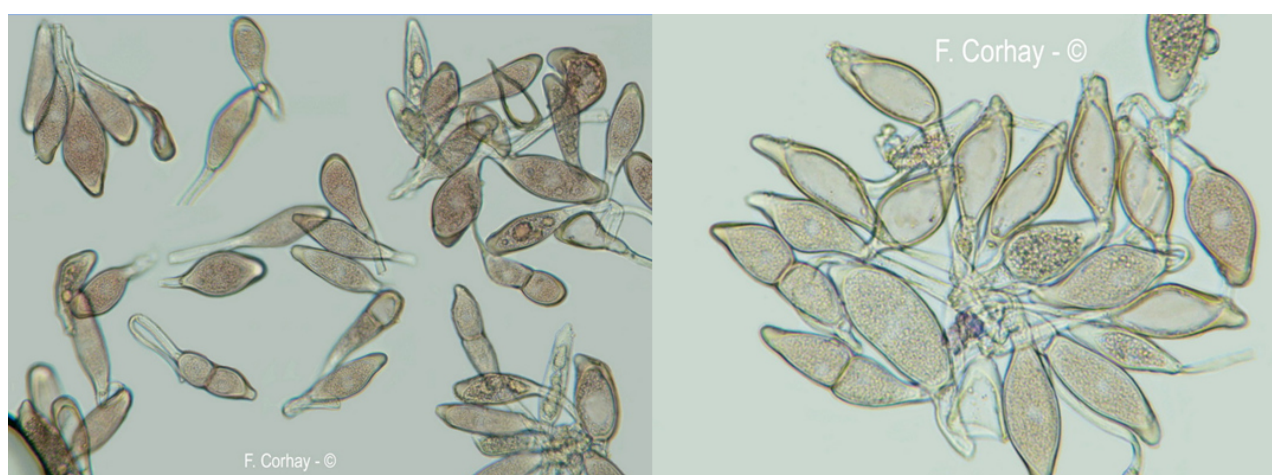
<https://www.cjbg.ch/news/deux-champignons-inconnus-europe-observe-notre-jardin>

BERNDT R., OTÁLORA M. A. G., ANGULO M. & ZAMORA J. C., 2024 - First European records of *Puccinia modiolae* and *P. platyspora*, two native South American rust fungi, and new observations on their life cycle and morphology.

<https://www.tandfonline.com/doi/epdf/10.1080/00275514.2024.2395697?needAccess=true>



Vues des télies sur la face supérieure des feuilles (à gauche), et sur la face inférieure (au centre et à droite).



Téleutospores 1-loculées en très grande majorité.

Clé pour la détermination macroscopique de quelques *Mycena* s.l.

Jean-Marie PIRLOT, d'après Carlo ZOVADELLI & Carlo PAPETTI¹

Introduction

Le site de l'Association des Mycologues Francophones de Belgique (cité AMFB) s'enrichit d'une importante collection de photos macroscopiques et microscopiques d'espèces pour la plupart récoltées en Belgique. C'est à la lecture d'une suite d'imposants articles publiés par Carlo ZOVADELLI et Carlo PAPETTI dans la revue *Funghi e dintorni* que nous est venue l'idée de mettre en valeur ce précieux recueil.

Nous nous sommes limité aux espèces attestées en Belgique et/ou représentées sur le site de l'AMFB. Il a donc fallu en écarter un certain nombre et, dès lors, modifier quelque peu les clés des auteurs italiens. Par ailleurs, leurs descriptions souvent assez exhaustives de la macroscopie ont été réduites à l'essentiel, afin de ramener cette clé à une taille permettant de l'inscrire dans le cadre de cet article.

Nos observations personnelles jointes à celles des membres des Mycologues du Luxembourg Belge ne suffisaient pas à réaliser une pareille clé : elle est donc en grande partie le résultat d'un travail de compilation, directement inspiré des articles des deux auteurs italiens à qui revient tout le mérite.

Il va de soi que la seule macroscopie se révèle insuffisante pour une étude approfondie de ce genre réputé difficile. Toutefois, nous espérons que cette publication permettra à quelques amateurs de s'initier au monde merveilleux de ces petites espèces et, surtout, qu'elle sera un hommage à nos confrères italiens.

Index des espèces

En gras = espèce dont la photo figure dans le site de l'AMFB. Souligné = espèce citée dans *Belgian species*.

ABRAMSII : C1, J10 — **ACICULA** : H7 — **ADONIS** : H6 = *Atheniella* a. — (**adscendens** =) **TENERRIMA** — **AETITES** : K3 — **ALBA** : J4 = *Phloeomana* a. — (*alnetorum* =) **ABRAMSII** — **ALPHITOPHORA** : D2 — **AMICTA** : E2 — **ARCANGELIANA** : J11 — **ATROPAPILLATA** : K2 = *Phloeomana* — **AURANTIOMARGINATA** : B7 — (*AVENACEA* = ?) **OLIVACEOMARGINATA** — **BELLIAE** (= **BELLIARUM**) — **BELLIARUM** : G2 — **BULBOSA** : A5 — **CAPILLARIPES** : B14 — **CAPILLARIS** : K6 — **CINERELLA** : G4 — **CJTRINOMARGINATA** : B5 — **CLAVATA** : G3 = *Phloeomana* c. — **CLAVICULARIS** : F1 — **CLAVULARIS** : A4 — **CORYNEPHORA** : D2 — **CROCATA** : C4 — **CYANORHIZA** : E2 — (*debilis* =) **SMITHIANA** — **DIOSMA** : H3 = *Prunulus* d. — **EPIPTERYGIA** var. **EPIPTERYGIA** : E3 — **EPIPTERYGIA** var. **VISCOSA** : E3 — **ERUBESCENS** : C3 — **FAGETORUM** : K6 — **FILOPES** : K13 — **FLAVESCENS** : B5 — **FLAVOALBA** : H5, K3 = *Atheniella* f. — **FLORIDULA** : H5 — **GALERICULATA** : J14 — **GALOPUS** var. **GALOPUS** : C3 — **GALOPUS** var. **LEUCOGALA** : C3 — **HAEMATOPUS** : B2, C5 — **HIEMALIS** : J6 = *Phloeomana* h. — **INCLINATA** : J14 — **LEPTOCEPHALA** : J12, K13 — **LEUCOGALA** var. de **GALOPUS** — **MACULATA** : J13 — **MEGASPORA** : K14 — **MELIIGENA** : J4 — **METATA** : K12 — **MINUTULA** : J6 = *Phloeomana* m. — **MIRATA** : J5 — **NIVEIPES** : J12 — **NUCICOLA** : A2 — (*OLIDA* =) **MINUTULA** — **OLIVACEOMARGINATA** : B6 — **PEARSONIANA** : G5 — **PELIANTHINA** : B12 — **PLUMIPES** : K15 — **POLYADELPHA** : K8 — **POLYGRAMMA** : K11 — **PSEUDOCORTICOLA** : J3 — **PSEUDOPICTA** : G5 — **PTERIGENA** : B13 — **PURA** : H3 — **PURA** f. **IANTHINA** : H3 — **PURA** f. **ROSEOVIOLEACEA** — **PURPUREOFUSCA** : B9 — **RENATI** : B10, H7 — **RHENANA** : A1 — **RORIDA** : F1 = *Roridomyces* r. — **ROSEA** : H2 — **ROSELLA** : B14 — **RUBROMARGINATA** : B11 — **SANGUINOLENTA** : B2, C5 — **SCIRPICOLA** : K9 — **SEYNI** : B11 — **SILVAE-NIGRAE** : J9 — **SMITHIANA** : K8 — **SPEIREA** : G3 = *Phloeomana* s. — **STIPATA** : J9 — (**STROBILICOLA**) = **PLUMIPES** — **STYLOBATES** : A5 — **TENERRIMA** : A3, D1 — **VIRIDIMARGINATA** : B6 — **VISCOSA** : var. d'**EPIPTERYGIA** — **VITILIS** : K9 — **VULGARIS** : E3 — **WINTERHOFFII** : K2 — **ZEPHIRUS** : K15

Groupes (artificiels)

1. À la base du stipe, présence d'un disque plus ou moins évident (disque basal) qui peut être lisse ou strié radialement : **Groupe A**
1. À la base du stipe, aucun disque basal : **2**
2. Arête des lames de couleur différente de celle des faces (loupe !) : **Groupe B**
2. Arête des lames concolore à la face : **3**
3. Basidiome sécrétant à la cassure ou à la coupe un latex trouble, blanc, rougeâtre ou orangé (en particulier à la base du stipe) : **Groupe C**
3. Basidiome ne sécrétant pas de latex à la cassure (pouvant toutefois produire un peu de liquide aqueux incolore) : **4**

¹ Texte original de C. ZOVADELLI et C. PAPETTI ; traduction de l'italien, résumé et mise en page par Jean-Marie PIRLOT.



↑ Groupe A (BC)



↑ Groupe B (ML)



Groupe C (ER) ↑

4. Chapeau d'aspect granuleux-micacé dû à la présence de fines granulations blanches qui rappellent du sucre : **Groupe D**
4. Chapeau glabre ou pruineux, mais non d'aspect micacé, parfois glutineux-visqueux : **5**
5. Cuticule et bord des lames recouverts d'une couche glutineuse-visqueuse détachable à l'aide d'une aiguille ou d'une pincette : **Groupe E**
5. Cuticule d'aspect comme lubrifié, mais sèche : **6**
6. Stipe recouvert d'une abondante couche glutineuse, visqueuse et transparente : **Groupe F**
6. Stipe sec ou seulement légèrement collant avec l'humidité : **7**



↑ Groupe D (PC)



↑ Groupe E (DG)



Groupe F (PP) ↑

7. Lames nettement décurrentes : **Groupe G**
7. Lames insérées différemment sur le stipe ou sublibres : **8**
8. Couleurs vives : bleu, violet, vert, rose, rouge orangé ou jaune : **Groupe H**
8. Couleurs peu vives : blanc, gris, brun, brun noirâtre : **9**
9. Sur tout type de substrat ligneux, y compris l'écorce et les racines d'arbres vivants : **Groupe J**
9. Sur tout type de substrat, à l'exclusion des substrats ligneux : sur feuilles, aiguilles, dans les herbes, etc. : **Groupe K**



↑ Groupe G (PP)



↑ Groupe H (FD)



Groupe J (FD) ↑



Groupe K (BC) ↑

Groupe A

À la base du stipe, présence d'un disque plus ou moins évident (disque basal) lisse, pubescent ou strié radialement. Champignons de très petites dimensions ; chapeau < 10 mm Ø, blanc, grisâtre ou gris brunâtre, strié par transparence. Lames plutôt espacées, blanches ou blanc grisâtre. Sur débris végétaux, aiguilles, feuilles, rameaux, cônes ou sur écorce d'arbres vivants.

M. bulbosa, *M. clavularis*, *M. nucicola*, *M. rhenana*, *M. stylobates*, *M. tenerrima*.

A1. Sur chatons femelles d'*Alnus glutinosa* ; disque basal peu évident et pubescent ; lames serrées, 20-25, arquées à horizontales, stipe jusqu'à 25 mm : ***M. rhenana***

A1. Sur autres substrats : **2**

A2 (1) Sur coques de noisettes ; disque basal de ± 1 mm ; chapeau blanc, crème. Lames blanc, crème, adnées, ascendantes. Stipe jusqu'à 20 mm : ***M. nucicola***

A2. Sur autres substrats : **3**



↑ *Mycena rhenana* (FD)



↑ *Mycena nucicola* (PD)



Mycena tenerrima (BC) ↑



↑ *Mycena clavularis* (BC)



↑ *Mycena bulbosa* (ML)



Mycena stylobates (FC) ↑

A3. (2) Disque basal lisse et peu évident. Chapeau minuscule, jusqu'à 5 mm Ø, parsemé de très fins granules blancs. Lames assez espacées, 10-13, formant un pseudocollarium. Stipe 5 à ± 10 mm, translucide, granuleux. Sur écorces d'arbres vivants ou débris en décomposition au sol, spécialement de feuillus : (*M. adscendens* =) ***M. tenerrima***

A3. Disque basal évident, ± 2 mm Ø, strié radialement ou pubescent, chapeau avec une fine pellicule séparable si humide : **4**

A4. (3) Disque basal pubescent. Sur écorce d'arbres vivants ou depuis peu au sol, surtout *Pinus*. Chapeau jusqu'à 5 mm Ø, pubescent. Lames très espacées, 10 au stipe, ventrues formant un (pseudo)collarium (comme *Marasmius rotula*) ; stipe < 20 mm : ***M. clavularis***

A4. Disque basal strié radialement : **5**

A5 (4) Sur tiges de jonc ou de *Carex*, en lieux humides. Chapeau 2-5 mm Ø. Lames espacées, 10-11, ventrues : ***M. bulbosa***

A5. Sur brindilles, feuilles, aiguilles de conifères, tiges d'herbe, etc. Chapeau jusqu'à 10 mm Ø, pruinéux, spécialement au disque. Lames peu serrées, 14-18, annexes ou réunies dans un pseudocollarium. Stipe 50 mm : ***M. stylobates***

Groupe B

Champignons de petites dimensions (chapeau jusqu'à 25 mm Ø), exceptionnellement moyens (chapeau jusqu'à 50 mm Ø) et alors avec des couleurs gris violacé, **caractérisés par l'arête des lames qui présente une coloration différente de celle de la face** (utilisation d'une loupe vivement conseillée). Certaines de ces espèces sécrètent à la cassure, spécialement à la base du stipe, un latex couleur de sang ; d'autres sont dépourvues de latex. Dans certains cas, l'odeur peut aussi être un bon caractère distinctif. De nombreuses espèces croissent directement sur le bois ou sur des débris végétaux comme les cônes, les bogues de châtaignes, les brindilles, les litières d'aiguilles ; d'autres croissent directement sur sol herbeux.

M. aurantiomarginata, *M. capillaripes*, *M. citrinomarginata*, *M. flavescens*, *M. haematopus*, *M. olivaceomarginata*, *M. pelianthina*, *M. pterigena*, *M. purpureofusca*, *M. renati*, *M. rosella*, *M. rubromarginata*, *M. sanguinolenta*, *M. seynii*, *M. viridimarginata*.

B1. Basidiome sécrétant un latex rouge sang, rouge vineux, brun pourpre, rouge brunâtre ; il se remarque de manière évidente si on casse la base du stipe (exemplaires frais) : **2**

B1. Basidiome ne sécrétant pas de latex à la cassure : **3**

B2. (1) Relativement robuste, entièrement pruneux. Chapeau jusqu'à 30 mm Ø, rouge vineux, brun rougeâtre ou marron rosé, plus clair à la marge qui est souvent denticulée. Lames peu serrées, 20-28, blanches ; **arête colorée de rouge vineux (parfois seulement près de la marge du chapeau)**. Stipe brun rouge vineux ; **sécrétant un latex rouge sang, rouge brunâtre à la cassure**. Grégaire ou fasciculé, en groupes ± touffus ; branches et troncs de feuillus, rarement de conifères : ***M. haematopus***

B2. Plutôt élancé et gracile, pas du tout ou rarement pruneux. Chapeau jusqu'à 15 mm Ø, chamois rougeâtre, brun rougeâtre pâle, plus clair à la marge. Lames assez espacées, 13-18, blanchâtres teintées de rose crème, **arête bordée de rouge brunâtre**. Stipe **sécrétant un latex rouge sombre**. Grégaire sur débris végétaux variés, brindilles, troncs couverts de mousse de feuillus ou de conifères : ***M. sanguinolenta***

B3. (1) Arête des lames dans les **tons jaunes** (jaune intense à jaune pâle, jaune brunâtre, jaunâtre olivacé) **brune ou vert olive** : **4**

B3. Arête des lames **orangée, rose, rouge, noir violacé** : **7**



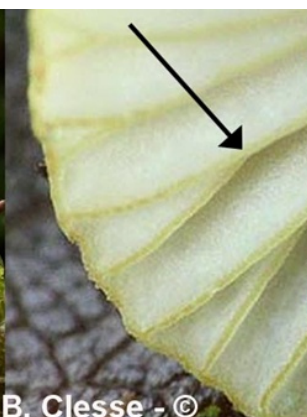
↑ *Mycena haematopus* (FDC)



Mycena sanguinolenta (DG) ↑



↑ *Mycena citrinomarginata* (BC)



B. Clesse - ©



Mycena flavescens (YD) ↑

- B4. (3) Arête des lames jaune à jaune pâle : 5**
B4 Arête des lames jaune brunâtre, brun rougeâtre, brun olivâtre, vert olive : 6
- B5. (4) Odeur faible, raphanoïde.** Chapeau jusqu'à 12 mm Ø, jaune, jaune blanchâtre, jaune grisâtre. Lames peu serrées, 14-22, blanches ou blanc jaune, **arête jaune** (citrin, olivacé, verdâtre). Stipe mince, 30-60 mm, subconcolore au chapeau, avec des poils blancs sur la moitié inférieure. Grégaire ou cespiteux dans champs, jardins, clairières dans les bois, sous conifères ou feuillus : **M. citrinomarginata**
- B5. Odeur de pelure de pomme de terre, perceptible au froissement.** Chapeau jusqu'à 20 mm Ø, brun sombre, jaunâtre brunâtre ou blanchâtre avec l'âge. Lames peu serrées, 16-26, blanches, parfois grisâtres ou jaunâtres, **arête jaunâtre** (peu distinct : loupe !). Stipe mince, 30-90 mm, blanchâtre puis gris violacé ou brun grisâtre ; **base abondamment couverte de poils blancs**. Grégaire ou cespiteux sur aiguilles ou feuilles pourrissant au sol : **M. flavescens**
- B6 (4) Dans l'herbe, en prés ouverts, clairières, lieux incultes Odeur faible d'eau de Javel, parfois raphanoïde.** Chapeau jusqu'à 15 mm Ø, brun jaunâtre, jaune, ocracé, teinté de vert olivâtre. Lames peu serrées, 13-20, **arête jaune brunâtre, jaunâtre olivacé, brun rougeâtre**. Stipe mince, jusqu'à 70 mm, concolore au chapeau ou plus clair : **M. olivaceomarginata**
- B6 Sur souches pourrissantes ou troncs dégradés de conifères. Odeur d'eau de Javel, plus ou moins faible.** Chapeau jusqu'à 20-25 mm, jaune olivâtre, brun olivâtre, brun gris rougeâtre. Lames peu serrées, 20-26, **arête vert olive, vert brunâtre, gris brun olivâtre**. Stipe élancé, souvent recourbé, subconcolore au chapeau, plus clair au sommet : **M. viridimarginata**



↑ *Mycena olivaceomarginata* (BC)



Mycena viridimarginata (LS) ↑



↑ *Mycena aurantiomarginata* (DG)



Mycena purpureofusca (BC) ↑

- B7. (3) Arête des lames orangé vif** (sur tiges de fougères : voir B13) ; chapeau jusqu'à 25 mm Ø, orangé jaunâtre, brunâtre au disque. Lames peu serrées, 16-26, safran, ocre, puis jaune grisâtre. Stipe mince, 50-80 mm, subconcolore au chapeau ; **base couverte de fibrilles jaune orangé**. Sur litière d'aiguilles, plus rare sur litière de feuillus (*Fagus*) : **M. aurantiomarginata**
- B7. Arête des lames rose, rouge, pourpre violacé ou noir violacé : 8**

- B8. (7) Sur troncs tombés, souches, petites branches et écorce d'arbres vivants : 9**
B8. Sur litière, dans l'herbe ou sur fougère morte : 12
- B9. (8) Arête des lames pourpre violacé, violacé noirâtre** Chapeau jusqu'à 35 mm Ø, pourpre violacé, brun violacé, plus clair à la marge. Lames peu serrées, 16-28, blanches, blanc grisâtre. Stipe jusqu'à 100-110 mm, gris brun à reflets violacés. Odeur faible, raphanoïde. Sur débris de conifères (surtout *Pinus*) pourrissant au sol ; rare sur feuillus : **M. purpureofusca**
B9. Chapeau et arête des lames roses, brun rosé ou brun rougeâtre : 10



↑ *Mycena renati* (DG)



Mycena seynii (FD) ↑



↑ *Mycena rubromarginata* (YD)



Mycena pelianthina (FM) ↑



↑ *Mycena pterigena* (SD)



Mycena capillaripes (ML) ↑

- B10. (9) Stipe entièrement jaune plus ou moins vif**, parfois conrescent, souvent recourbé, base couverte de poils blancs. Chapeau jusqu'à 18-20 mm Ø, de brun rougeâtre à beige rosé (blanc ou blanchâtre dans la f. *alba*). Lames peu serrées, 18-22, blanches ou blanc grisâtre ; **arête brun rougeâtre**. Odeur faible d'eau de Javel et saveur légèrement raphanoïde. Grégaire ou fasciculé ; sur bois mort de feuillus (*Fagus*, *Ulmus*, *Corylus*) : **M. renati**

- B10.** Stipe dépourvu de couleurs jaunes. Odeur absente ou faible, non d'eau de Javel. Sur litière de conifères, y compris les cônes, parfois aussi sur bois de feuillus : **11**
- B11. (10) Dans les pinèdes côtières, sur cônes de *Pinus*** (plus rarement sur bois moussu en décomposition), solitaire ou fasciculé. **Chapeau** jusqu'à 25 (35) mm Ø, **rose beige, brun purpurin clair**. Lames peu serrées, 16-26. **Stipe radicant**, concolore au chapeau, à base couverte de poils blancs. Odeur faiblement raphanoïde : ***M. seynii***
- B11.** Ecologie différente. **Chapeau** jusqu'à 18 mm Ø, **gris, gris brun**. Lames peu serrées, 16-24, arête rouge brun. Stipe élancé, dilaté vers la base, non radicant. Inodore. Sur branches et débris en décomposition de conifères ou de feuillus : ***M. rubromarginata***
- B12. (8) Chapeau jusqu'à 60 mm Ø, hygrophane, d'aspect comme lubrifié à l'humidité**, brun grisâtre clair, brun violacé pâle, beige violacé clair. Lames peu serrées, 26-46, **densément parsemées de minuscules points marron violacé sombre** (touffes de pleurocystides) ; **arête dentelée brun violacé sombre ou noir violacé**. Odeur raphanoïde. Solitaire ou en petits groupes, dans les débris végétaux et la litière de feuillus (surtout *Fagus*) : ***M. pelianthina***
- B12.** Chapeau plus petit, champignons de petite taille. Arête des lames rouge ou rougeâtre. Odeur indistincte, faiblement raphanoïde ou d'eau de Javel : **13**
- B13. (12) Sur tiges de fougères diverses en décomposition. Chapeau 1,5-3 mm Ø, rose saumon pâle**, se décolorant en blanc avec le centre restant orangé rosé pâle. Lames espacées, 6-12, arquées ; **arête rouge orangé ou rose**. Stipe filiforme avec une **minuscule bulbille orangée** ornée de fibrilles blanches radiales. Odeur indistincte : ***M. pterigena***
- B13.** Jamais sur fougères, **mais dans l'herbe ou sur litière de conifères ou de feuillus**. Arête des lames brun rougeâtre ou rouge purpurin : **14**
- B14. (13) Arête des lames brun rougeâtre**. Chapeau jusqu'à 20-22 mm Ø, **gris brun, gris brun rosé**, plus clair à la marge. Lames peu serrées, 14-22, blanches, gris blanchâtre. Stipe mince et élancé, subconcolore au chapeau. Odeur d'eau de Javel. Grégaire sur litière d'aiguilles de conifères, plus rare sous feuillus : ***M. capillaripes***
- B14. Arête des lames rouge purpurin brillant ou rouge brunâtre**. Chapeau jusqu'à 16-18 mm Ø, **rose intense, puis rose bonbon**. Lames peu serrées, 14-18, rose plus ou moins intense, avec des **ponctuations rouges** (loupe !). Stipe mince, subconcolore au chapeau, plus clair. Odeur indistincte. En grands groupes sur la litière des bois de conifères riches en mousse : ***M. rosella***



↑ *Mycena rosella* (BC)



Mycena abramsii (PP) ↑

Groupe C

Basidiomes **sécrétant à la cassure ou à la coupe un liquide aqueux ou un latex blanchâtre trouble, blanc, rosâtre ou orangé (en particulier à la base du stipe)** ; champignons de petites ou moyennes dimensions ; chapeau jusqu'à 25(30) mm Ø, plus ou moins strié par transparence à sillonné jusqu'à la moitié du rayon et au-delà ; rougeâtre, grisâtre, orangé, noirâtre. Lames espacées, parfois tachées de rouge ou d'orangé. Stipe (sub)cylindrique, fragile. Terricoles, parfois dans les sphaignes, ou lignicoles sur troncs, branches au sol ou débris ligneux en décomposition, généralement de feuillus ; parfois sur litière de conifères.

M. abramsii, *M. crocata*, *M. erubescens*, *M. galopus* var. *galopus*, *M. galopus* var. *leucogala*, *M. haematopus*, *M. sanguinolenta*.

C1. Liquide aqueux, incolore, abondant, mais vite tari. Chapeau brun à brun grisâtre ; marge plus claire, jusqu'à 30 mm Ø. Lames : 15-27, blanches à blanchâtres. Stipe concolore au chapeau ; base couverte de poils blancs. **Odeur d'abord d'eau de Javel, puis raphanoïde, parfois absente** ; saveur douce. En petits groupes ou isolé sur débris ligneux ou troncs en décomposition au sol de feuillus ou conifères, surtout au printemps et en été : *M. abramsii*

C1. Latex blanc ou rouge : 2

C2. (1) Latex blanc ou blanc trouble ; arête des lames concolore avec la face : 3

C2. Latex rouge, brun rougeâtre ou orangé vif ; arête des lames concolore ou de couleur différente de celle de la face : 4

C3. (2) Latex blanc, saveur douce. Chapeau 8-15 (18) mm Ø, gris, gris brunâtre au disque, crème pâle ou blanchâtre à la marge. Lames : 14-20, blanc grisâtre. Stipe gris brunâtre, entièrement pruineux ; base couverte de longs poils blancs. **Odeur faible, raphanoïde.** Grégaire, en petits groupes sur litière, également sur la tourbe et dans les sphaignes : *M. galopus* var. *galopus*

* Si chapeau et stipe brun noirâtre sombre : *M. galopus* var. *leucogala*

C3. Latex blanchâtre trouble ; saveur nettement amère. Chapeau 6-12 (18) mm Ø, gris bleuâtre, gris rougeâtre, marron clair, plus sombre au disque. Stipe légèrement cartilagineux, pruineux. **Odeur faible, vaguement farineuse.** Lames : 16-24, blanchâtres, **rapidement tachées de rouge brunâtre à la blessure.** En petits groupes, rarement subfasciculé, à la base de troncs vivants de feuillus (*Acer*, *Populus*, *Castanea*, *Fagus*, *Quercus*) : *M. erubescens*



↑ *Mycena galopus* var. *galopus* (BC)



Mycena erubescens (AG) ↑



↑ *Mycena crocata* (FD)



Mycena galopus var. *leucogala* (BC) ↑

C4. (2) Latex orangé vif. Chapeau jusqu'à 25 mm Ø, brun orangé à marron grisâtre, plus pâle à la marge, se tachant de jaune rouge ou rouge orangé. Lames : 16-28, blanches avec des taches jaune rouge ou orangées à la blessure. Stipe jaune clair, jaune orangé vers le sommet, orangé vif, à la base souvent subradicante et densément couverte de poils blancs à gris jaunâtre. Odeur et saveur non distinctes. Sur branches et troncs pourrissants de *Fagus* au sol, plus rare sur autres feuillus : *M. crocata*

C4. Latex brun rougeâtre ou rouge sang : 5

C5. (4) Chapeau 25 (30) mm Ø, latex rouge vineux ou brun purpurin : voir B2 : *haematopus*

C5. Chapeau 15 mm Ø, latex rouge sang, rouge brunâtre : voir B2 : *M. sanguinolenta*

Groupe D

Basidiomes très petits ; chapeau jusqu'à 6 mm Ø, blancs, **recouverts de fins granules qui leur donnent un aspect granuleux-floconneux**. Stipe entièrement **couvert d'une pruine grossière**, base indistincte ou légèrement bulbilleuse, parfois avec un minuscule disque. Lignicoles sur plantes vivantes, troncs en décomposition au sol, brindilles, etc.

M. alphitophora, *M. corynephora*, *M. tenerrima*.

D1. Disque basal de très petites dimensions ; port dressé : voir A2 : *M. tenerrima*

D1. Disque basal absent : D2

D2. (1) **Port souvent prostré**. Chapeau jusqu'à 6 mm Ø, blanc, blanchâtre ; **aspect granuleux-floconneux**, hémisphérique à conique-campanulé, sillonné ; marge fimbriée. Lames : 8-14, blanches. Stipe jusqu'à 10 mm, blanc, furfuracé. Solitaire ou grégaire, sur écorce nue ou moussue de feuillus ou sur débris en décomposition au sol : *M. corynephora*

D2. **Port élané**. Chapeau jusqu'à 10 mm Ø, blanc, gris, densément **furfuracé, poudreux, floconneux**, conique à convexe ; marge striée, parfois sillonnée, récurvée avec l'âge. Lames espacées, blanc, crème. Stipe jusqu'à 30 mm, blanc, gris, densément duveteux, base à poils courts. Sur débris végétaux : *M. alphitophora*

REMARQUE. Cette espèce très rare dans la nature est d'origine tropicale et surtout attestée dans des serres. Macroscopiquement très semblable à la précédente, elle s'en distingue par ses spores ellipsoïdes, 7-9(10) x 4,5-5 µm – (sub)globuleuses, 6-9 x 6-8 µm chez *M. corynephora* – et ses longues caulocystides cylindriques, jusqu'à 300 µm – claviformes jusqu'à 160 µm chez *M. corynephora*



↑ *Mycena corynephora* (PP)



Mycena alphitophora (CM) ↑

Groupe E

Basidiomes avec une cuticule gélatineuse-visqueuse, séparable de la chair avec l'aide d'une aiguille ou d'une pincette, de même que l'arête des lames ; ce dernier caractère est absent chez *M. amicta*. Champignons de petites ou moyennes dimensions, avec un chapeau jusqu'à 25 mm, conique, campanulé, convexe, plan. Lames adnées à largement adnées, décurrentes par une dent, arquées. Stipe subcylindrique, visqueux-collant, sinon sec-pruineux. Lignicoles, sur troncs et brindilles au sol en décomposition, litière, généralement dans les bois de conifères.

M. amicta, *M. cyanorhiza*, *M. epipterygia* var. *epipterygia*, *Mycena epipterygia* var. *viscosa*, *M. vulgaris*.

E1. Chapeau recouvert d'une pellicule gélatineuse élastique séparable et **stipe sec**, pruineux : 2

E1. Chapeau recouvert d'une pellicule gélatineuse élastique séparable et stipe visqueux : 3

E2. (1) Arête des lames élastique, séparable (si humide) ; base du stipe bleue, couverte de fibrilles radiales blanches, laineuses. Chapeau jusqu'à 6 mm Ø, gris, blanc sale. Lames 8-14. **Stipe pruineux**. Odeur non distincte. Sur aiguilles, débris, brindilles et écorces de troncs de conifères au sol (*Picea*, *Abies*, *Pinus* et *Larix*), plus rare sur brindilles de feuillu (*Alnus*) : **M. cyanorhiza**

E2. Arête des lames non gélatinisée ni séparable ; base du stipe bleu pâle ou incolore. Espèce de taille moyenne-petite. Chapeau jusqu'à 16 mm Ø, gris brun clair, brun beige clair, parfois teinté de verdâtre ou de vert bleu. Lames : 16-24. **Stipe entièrement couvert d'une épaisse pruine grossière** visible à l'œil nu ; base parfois radicante. Odeur indistincte à raphanoïde. Sur débris ligneux, cônes, troncs de conifères pourrissant au sol, plus rare sur feuillus : **M. amicta**



↑ *Mycena amicta* (BC)



Mycena cyanorhiza (BC) ↑



↑ *Mycena epipterygia* var. *epipterygia* (FDC)

Mycena vulgaris (BC) ↑

E3. (1) Espèce entièrement colorée de gris ou de gris brunâtre, de petite taille : chapeau jusqu'à 16 mm Ø, plus sombre au disque ; visqueux par temps humide. Lames : 14-24, arquées, **décurrentes**, **arête gélatineuse séparable**. Odeur non distincte, saveur parfois légèrement raphanoïde. En groupes de nombreux exemplaires sur aiguilles de conifères : **M. vulgaris**

E3. Espèce de couleurs plus ou moins vives, généralement de tonalités jaunes. Chapeau à marge dentelée plus claire. Lames : 16-22, blanchâtres à jaune pâle. **Stipe jaune**, se décolorant vers la base en **jaune pâle, gris clair, blanchâtre** en bas, mince, **élastique** si humide. Odeur faiblement farineuse à rance. Sur litière d'aiguilles et sur bois en décomposition de conifères ou de feuillus :

..... **M. epipterygia var. epipterygia**

* **variété lignicole**, avec chapeau brun ou brun roux et stipe d'un beau jaune intense avec des teintes rousses vers la base : **M. epipterygia var. viscosa**

Groupe F

Basidiomes avec une cuticule d'aspect lubrifié, mais non visqueuse, voire sèche. Stipe recouvert d'une abondante couche glutineuse collante et transparente. Champignons de petites dimensions, avec un chapeau jusqu'à 12 mm, hémisphérique, parabolique, finalement étalé ; couleur crème ou brunâtre. Lames arquées, adnées à plus ou moins longuement décurrentes. Stipe subcylindrique, recouvert par temps humide d'une abondante couche glutineuse visqueuse, collante et transparente. Sur débris végétaux ou ligneux.

M. clavicularis, *Roridomyces roridus*.

F1. Couche glutineuse très épaisse et abondante sur le stipe. Chapeau jusqu'à 10 mm Ø, crème, beige clair, plus sombre au disque ; marge dentelée. Lames : 10-18, **arquées, décurrentes**. Stipe blanchâtre, avec parfois à la base un pseudodisque de gluten mal défini. **Sur litière d'aiguilles, brindilles au sol, sarments secs de ronce** : (*M. rorida* =) **Roridomyces roridus**

F1. Couche glutineuse moins abondante, présente par temps humide. Chapeau jusqu'à 12 mm Ø, marron clair, plus clair à la marge. Lames : 16-20, **légèrement décurrentes**. Stipe cartilagineux, prûneux. **Sur litière d'aiguilles, surtout de Pinus** : **M. clavicularis**



↑ *Mycena epipterygia* var. *viscosa* (DG)



Roridomyces roridus (BC) ↑

Groupe G

Stipe sec ou seulement légèrement collant par temps humide. Lames arquées et nettement décurrentes. Basidiomes de taille moyenne-petite, avec un port collybioïde, omphaloïde ou mycénoïde. Chapeau campanulé, convexe, plan, déprimé. Stipe subcylindrique, concolore au chapeau. Odeur marquée de farine ou raphanoïde, sinon nulle. Sur écaïlles ligneuses, sur troncs ou galbules de cyprès en décomposition, sur litière d'aiguilles ; terricoles, dans les clairières et les parcs.

M. belliarum, *M. cinerella*, *M. pearsoniana*, *M. pseudopicta*, *P. clavata*, *P. speirea*.

G1. Sur roseaux ou lignicole (sur débris ligneux) : **2**

G1. Terricole, sur litière ou dans l'herbe des parcs, clairières, etc. : **4**

G2 (1) Sur les roseaux (*Phragmites australis*) dans les marécages. **Aspect omphaloïde.** Chapeau 0,5-2,5 cm Ø, visqueux, brun sombre, brun rosâtre à crème pâle, marge festonnée. Lames blanchâtres, espacées. Stipe prûneux, blanchâtre et brunissant à la base. Sur roseaux encore debout et dans l'eau : **M. belliarum**

G2 Sur débris ligneux de feuillus ou de conifères : **3**

G3. (2) Principalement sur écorces, débris, troncs de feuillus (rarement de conifères). Chapeau jusqu'à 10 mm Ø, gris brun, brun jaunâtre pâle, marge blanchâtre. Lames : 10-16, crème. Stipe blanchâtre, jaunâtre, brunâtre en bas, fragile ; base couverte de fibrilles blanchâtres. Grégaire ou en petit groupes : (*M. speirea* =) **Phloeomana speirea**

G3. Principalement sur écorce ou débris de conifères. Petite espèce. Chapeau < 10 mm Ø, brun ocracé pâle, beige brun ; marge blanchâtre. Lames : 8-16, beige, longuement décurrentes. Stipe beige ocracé, brun jaunâtre clair, dur ; base couverte de longues fibrilles blanchâtres. Grégaire en petits groupes : (*M. clavata* =) **Phloeomana clavata**



↑ *Mycena clavicularis* (DG)



Mycena belliarum (AG) ↑



↑ *Phloeomana speirea* (AG)



Phloeomana clavata (HC) ↑

G4. (1) Odeur et saveur fortes de farine. Chapeau jusqu'à 16 mm Ø, **gris sombre, gris clair**, brun grisâtre, blanchâtre à la marge. Lames : 12-24, longuement décurrentes, **anastomosées** ; concolores au chapeau avec arête plus pâle. Stipe gris blanchâtre au sommet, gris sombre, à la base couverte de fibrilles blanches. Grégaire **sur aiguilles de conifères** : *M. cinerella*

G4. Odeur et saveur différentes : **5**



↑ *Mycena cinerella* (YD)



Mycena pseudopicta (AG) ↑



↑ *Mycena pearsoniana* (EV)



Mycena rosea (FDC) ↑

G5. (4) Odeur absente ou faible, ± raphanoïde une fois sec, saveur parfois amarescente. Chapeau jusqu'à 15 mm Ø, marron sombre, marron gris, hygrophane. Lames : 12-20, grisâtres avec arête blanchâtre. Stipe gris au sommet, brun clair en bas, tenace ; base subbulbeuse couverte de longues fibrilles blanchâtres. Grégaire ou en petits groupes dans l'herbe en station sèche (jardins, parcs, clairières, prairies exposées...) : ***M. pseudopicta***

G5. Odeur et saveur fortement raphanoïdes Chapeau jusqu'à 20 mm Ø, rose grisâtre pâle, rose lilacin, violacé plus ou moins pâle, fortement hygrophane, légèrement gras-glutineux si humide. Lames : 20-28, violet grisâtre, brunâtres teintées de lilas, arête concolore. Stipe violet assez sombre, pâlisant en vieillissant, fragile ; base parfois couverte de longues fibrilles blanchâtres. Grégaire, en petits groupes dans les stations humides, herbe des jardins, clairières, ou sur litière de feuillus (*Fraxinus*, *Salix*), rare sous conifères : ***M. pearsoniana***

Groupe H

Pas de disque basal ; arête des lames non colorée ; pas de latex ; chapeau sec ou tout au plus d'aspect lubrifié, non franchement visqueux ; stipe sec ; lames non arquées à ± décurrentes par une dent ; couleurs plutôt vives, dans les tons rouges, rosés, jaunes, orangés, violets. Espèces de taille moyenne ou moyenne-petite, collybioïdes ou typiquement mycénoïdes. Parfois une odeur distincte (raphanoïde ou d'eau de Javel).

A. adonis, *A. flavoalba*, *M. acicula*, *P. diosmus*, *M. floridula*, *M. pura*, *M. rosea*.

H1. Port collybioïde, taille moyenne ou grande pour le genre ; colorations violacées ou rose lilacin ; odeur de radis, de navet, de cigare ou de thé rouge : **2**

H1. Port typiquement mycénoïde ; couleurs dans les tons rouges, rose intense, orangés ou jaunes ; pas d'odeur ou d'eau de Javel : **4**

H2. (1) Taille plutôt grande pour le genre, coloration rosée dominante. Chapeau jusqu'à 60 mm Ø, convexe-plan, strié par transparence à la marge, rose (sombre, lilas, ou pâle), tendant à jaunir ou blanchir au centre, hygrophane. Lames : 30-36, blanchâtres, teintées de rose, interveinées dans le fond ; arête plus claire. Stipe blanc, rose pâle ; base souvent couverte de longs poils blancs à jaunâtres. Solitaire ou en petits groupes, surtout sous *Quercus* et *Fagus* : ***M. rosea***

H2. Taille moyenne, colorations violettes dominantes : **3**

H3. (2) Chapeau 10-15 mm Ø, violet brunâtre plus ou moins sombre, violet rougeâtre, puis pâlisant, marge parfois recourbée ; fortement hygrophane. Lames : 24-32, gris violet, violet rosé, arête plus pâle. Stipe rigide, fragile, parfois comprimé ; base couverte de longs poils blanchâtres. Odeur double (inde nomen) douceâtre, avec une composante rappelant le cigare ou le thé rouge, raphanoïde à la coupe ou à l'écrasement ; saveur raphanoïde. Grégaire en petits groupes, parfois conrescent ; sous *Fagus* (parfois autres feuillus), rare sous conifères : (*M. diosma* =) *Prunulus diosmus*****

H3. Chapeau 20-40 (50) mm Ø, de couleur très variable, violet, rose pâle violacé, gris rosé, gris violacé, violet sombre, hygrophane. Lames : 20-40, blanchâtres, teintées de rose ou de violet. Stipe rigide, à base couverte de longs poils blanchâtres. Odeur et saveur fortement raphanoïdes. En petits groupes sur litière, en zone herbeuse, bois de feuillus ou de conifères : ***M. pura***

*Formes possibles : blanche (f. *alba*), jaunâtre (f. *lutea*), azur (f. *ianthina*).

- H4. (1) Stipe blanc ou blanc jaunâtre. Parmi l'herbe et les mousses, dans les prairies, en clairière ou à la limite des bois de conifères ou de feuillus en station ouverte : 5
- H4. Stipe nettement coloré. Dans l'herbe ou sur débris végétaux ou ligneux : 6



↑ *Prunulus diosmus* (BC)

Mycena pura (BC) ↑

- H5. (4) Chapeau jaune, jaune blanchâtre, ivoire jaunâtre, jusqu'à 20 mm Ø ; marge striée par transparence, parfois recourbée. Lames : 20-24, blanches, annexes. Stipe blanc à base densément recouverte de poils blancs. Epars ou grégaire : (*M. flavoalba* =) *Atheniella flavoalba*
- H5. Chapeau rose corail brillant, puis rosé et finalement jaune paille (avec ou sans nuances rosées), jusqu'à 15 mm Ø ; marge plus claire et striée par transparence. Lames : 18-27, jaune blanchâtre à rose pâle ; arête plus claire. Stipe blanc, blanc jaunâtre, base densément couverte de poils blancs hispides. Grégaire, principalement en milieu humide : *M. floridula*
- H6. (4) Stipe rose, puis rose blanchâtre. Chapeau rouge corail, rouge écarlate, rose saumon, rose pâle, jusqu'à 20 mm Ø ; marge plus claire. Lames : 11-24, blanches à rosé pâle, arête blanche. Base du stipe avec des fibrilles blanchâtres. Dans l'herbe et la mousse, en forêt, pâtures, marais herbeux, landes, ou sur brindilles ou bois en décomposition, sous feuillus ou conifères : *Atheniella adonis*
- H6. Stipe jaune ou jaune ocracé et avec la base tendant au brun rougeâtre : 7



↑ *Atheniella flavoalba* (BC)

Mycena floridula (AG) ↑

- H7. (6) Espèce fasciculée, de taille moyenne, odeur faible d'eau de Javel : voir B10 : *M. renati*
- H7. Espèce en individus isolés, de petite taille. Stipe jaune, jaune blanchâtre translucide, filiforme, entièrement pruineux ; base couverte de longs poils flexueux, blancs. Chapeau jusqu'à 7 (10) mm Ø, orangé vif, orangé jaunâtre. Lames : 9-16, jaunâtres, arête blanchâtre. Sur brindilles, débris végétaux, écorce et bois en décomposition de feuillus, rarement de conifères : *M. acicula*



↑ *Mycena acicula* (CV)



Mycena adonis (FD) ↑

Groupe J

Lignicoles, sur tous types de substrats ligneux : troncs tombés, souches en décomposition, écorce nue ou moussue, racines d'arbres vivants. **Couleurs peu vives**. Port prostré ou dressé ; dimensions de très petites à moyennes.

M. abramsii, *M. arcangeliana*, *M. galericulata*, *M. inclinata*, *M. leptcephala*, *M. maculata*, *M. meliigena*, *M. mirata*, *M. niveipes*, *M. pseudocorticola*, *M. silvae-nigrae*, *M. stipata*, *P. alba*, *P. hiemalis*, *P. minutula*.

- J1.** Espèces très petites, **chapeau** ≤ 15 mm Ø ; sur écorce nue ou moussue de nombreux feuillus, plus rarement de conifères, avec un port prostré ou dressé : 2
- J1.** Espèces de dimensions moyennes-petites ou moyennes (pour le genre) ; **chapeau** > 15 mm Ø ; sur bois en décomposition (souches, troncs, débris...), avec un port toujours dressé : 7

- J2. (1) Port prostré** : stipe ≤ 20 mm, trapu, souvent courbe : 3
- J2. Port dressé, élancé** : stipe > 40-50 mm, ± droit : 5



↑ *Mycena pseudocorticola* (BC)



Phloeomana alba (ML) ↑

- J3. (2) Chapeau dans les tons gris (bleuâtre, ardoise), brunâtre pâle avec l'âge**, jusqu'à 12 mm Ø ; marge crénelée. Lames : 6-12, grises, gris bleuâtre pâle, blanc grisâtre ; arête souvent plus claire. Stipe **concolore au chapeau**, subcylindrique, pruneux-floconneux. Sur écorce nue ou moussue de nombreux feuillus, rarement sur conifère : *M. pseudocorticola*

- J3. Chapeau dans les tons blanchâtres ou brun rosé** : 4

- J4. (3) Chapeau blanchâtre, beige, parfois avec des tons jaunâtres au disque**, jusqu'à 10 mm Ø. Lames : 8-14, arquées à plus ou moins décurrentes, blanchâtres. **Stipe blanchâtre, brunâtre à la base**

avec l'âge, de prostré à dressé. Sur écorces nues ou moussues de feuillus (*Populus*, *Acer*, *Ulmus*, *Tilia*) : ***Phloeomana alba***

- J4. Chapeau rose vineux, rose brunâtre, marron clair avec des nuances lilas, brunâtre avec l'âge,** jusqu'à 10 mm Ø. Lames : 6-14, concolores au chapeau, blanchâtres, gris sépia brunâtre avec l'âge, arête blanchâtre. **Stipe concolore au chapeau.** Sur écorce (habituellement couverte de mousse) de divers feuillus : ***M. meliigena***



↑ *Mycena meliigena* (PC)



Mycena mirata (MPDG) ↑

- J5. (2) Stipe concolore au chapeau,** parfois plus sombre. **Chapeau brun crème, ocracé, brun rougeâtre,** disque plus sombre ; jusqu'à 15 mm Ø. Lames : 10-18, gris clair à blanchâtres. **Stipe élancé, entièrement pruineux,** avec la base un peu poilue. Dans l'herbe, sur résidus herbacés ou petits débris ligneux enterrés, sur écorce de tronc ou souches en décomposition (*Populus* ou *Salix*) : ***M. mirata***

- J5. Stipe blanc,** parfois avec des nuances jaunâtres : **J6**

- J6. (5) Chapeau blanchâtre, ivoire, jaunâtre avec l'âge surtout au centre,** jusqu'à 15 mm Ø. Lames 14-20, blanches. **Stipe blanc, jaune à jaune brun avec l'âge,** élancé, dur, **pubescent** ; base couverte de longs poils blancs. Solitaire ou en petits groupes sur écorce nue ou moussue de feuillus (*Morus*, *Populus*, *Salix*, *Robinia*) : (*M. minutula* =) ***Phloeomana minutula***

- J6. Chapeau blanchâtre, gris beige pâle, disque crème, brunâtre ; marge blanchâtre ;** jusqu'à 13 mm Ø. Lames : 10-15, gris pâle à blanches. **Stipe blanc,** translucide, élancé, pruineux ; base jaunâtre. Sur tronc moussu de nombreux feuillus : (*M. hiemalis* =) ***Phloeomana hiemalis***



↑ *Phloeomana minutula* (TD)



Phloeomana hiemalis (YD) ↑

- J7 (1) Odeur d'eau de Javel (définie aussi comme nitreuse ou chlorée) :** **8**

- J7. Odeur différente, quelquefois peu perceptible :** **13**

- J8. (7) Exclusivement sur bois de conifère,** odeur nette d'eau de Javel : **9**

- J8. De préférence sur bois de feuillus,** quelquefois aussi de conifères : **10**



↑ *Mycena silvae-nigrae* (HC)



Mycena stipata (BC) ↑

J9. (8) Solitaire ou en petits groupes subfasciculés **sur souches de *Picea* en décomposition ; printanier**. Chapeau jusqu'à 35 mm Ø, **brun noirâtre à l'état jeune, puis marron sépia, plus clair avec l'âge ; marge plus claire**. Lames : 15-30, adnées, de blanchâtres à grises. Stipe brun sombre avec un sommet plus clair ; base recouverte de poils blanchâtres grossiers. Odeur nette d'eau de Javel :

M. silvae-nigrae

J9. Principalement fasciculé sur bois (souches) en décomposition de conifères (*Pinus*, *Picea*). Chapeau jusqu'à 30 mm Ø, brun sombre à brun datte ; disque beige ocracé en séchant. Lames : 13-18, grisâtres, avec l'arête plus claire. Stipe gras à l'humidité, brun sépia, plus clair au sommet, à base recouverte de fins poils blancs. Odeur très marquée d'eau de Javel :

M. stipata

J10. (8) Stipe sécrétant à la coupe un liquide aqueux : voir C1 : ***M. abramsii***

J10. Pas ce caractère : 11

J11. (10) Odeur d'iodoforme en séchant, saveur farineuse-amarescente. Chapeau gris brun pâle, finalement blanchâtre et plus sombre au disque, avec des tons olivâtres ; jusqu'à 25 mm Ø. Lames : blanchâtres, 20-30. Stipe gris violacé clair, puis blanchâtre avec des tonalités bleuâtres. Solitaire ou fasciculé sur souches ou troncs au sol, généralement de feuillus (*Fagus*, *Quercus*) :

M. arcangeliana

J11. Odeur d'eau de Javel, saveur indistincte : 12



↑ *Mycena arcangeliana* (ML)



Mycena leptocephala (ML) ↑

J12 (11) Odeur nette d'eau de Javel, de pétale de coquelicot ; saveur indistincte. Chapeau brun sombre, gris sombre, gris, avec une marge blanchâtre, jusqu'à 25 mm Ø. Lames grises à blanchâtres, 20-26. Stipe concolore au chapeau, base couverte de longs poils blancs grossiers. Solitaire ou grégaire, non fasciculé, sur débris au sol ou aiguilles de conifères, rare sous feuillus :

M. leptocephala

J12. Odeur d'eau de Javel, parfois faible, voire absente. Chapeau gris brun sombre, puis gris brunâtre à gris blanchâtre ; jusqu'à 50 mm Ø, marge blanchâtre. Lames : 25-36, grisâtres, blanchâtres, parfois teintées de rose. Stipe blanc, blanc grisâtre, base couverte de poils blancs. Solitaire ou subfasciculé sur débris ou troncs de feuillus en décomposition dans les bois calcaires :

M. niveipes

J13. (7) Odeur plus ou moins nettement fruitée. Chapeau gris clair à gris sombre, brun grisâtre sombre, brun sombre, **se tachant avec l'âge de brun rougeâtre** ; jusqu'à 45 mm Ø. Lames : 20-23, élastiques, grises à blanchâtre gris, **tachées de rouge brun avec l'âge**. Stipe coriace, souvent radicant, blanchâtre au sommet, rouge brun dans le bas, devenant **complètement rouge brun avec l'âge** ; base couverte de poils blancs. **Odeur** peu distincte, **avec nuance fruitée** ; **saveur amarescente**. Sur bois de conifères ou de feuillus : ***M. maculata***

J13. Odeur (et souvent saveur) plus ou moins nettement farineuse(s) : 14



↑ *Mycena niveipes* (DG)



Mycena maculata (FD) ↑

J14. (13) Chapeau de couleur brun cuir, brun datte sombre, gris ; disque sombre ; marge plus claire, jusqu'à 40 mm Ø, crénelée avec les lames dépassant du bord. Lames : 22-30, blanchâtres. Stipe **initialement blanc argenté, grisâtre, finalement jaune chrome, fauve ocracé, jusqu'à brun rougeâtre en bas**, tenace ; base couverte de longs poils grossiers. **Sur souches et troncs pourrissants de Quercus et Castanea**, plus rarement *Fagus* ou autres feuillus. **En groupes fasciculés**, parfois isolé. **Odeur** peu agréable, rance, **cire de bougie** : ***M. inclinata***

J14. Chapeau marron clair, beige, gris brunâtre, plus sombre vers le disque, blanchâtre à la marge, jusqu'à 60 mm Ø. Lames : 25-32, **nettement interveinées à leur base**, fourchues, crème **virant au rosâtre** avec l'âge. Stipe subcylindrique, parfois comprimé, **cartilagineux, élastique-dur**, avec la base radicante et couverte de poils blanchâtres. **Odeur farineuse ; saveur farineuse** (grain de blé pas mûr). **Solitaire ou fasciculé sur souches et troncs de feuillus pourrissant au sol** (*Fagus*, *Quercus*, *Betula*, *Alnus*), parfois de conifères (*Picea*) : ***M. galericulata***



↑ *Mycena inclinata* (BC)



Mycena galericulata (PP) ↑

Groupe K

Terricoles, dans l'herbe ou sur résidus ligneux enterrés, sur litière d'aiguilles ou de feuilles, exceptionnellement sur souches ou troncs pourrissant au sol. **Couleurs peu vives**, dans les tons blanchâtres, gris, gris bleuâtre, brun rosé, brunâtres, brun noirâtre. **Port dressé**, dimensions de moyennes-petites à moyennes, parfois cespiteux ou subcespiteux.

M. aetites, *M. atropapillata*, *M. capillaris*, *M. fagetorum*, *M. filopes*, *M. megaspora*, *M. metata*, *M. plumipes*, *M. polyadelpha*, *M. polygramma*, *M. scirpicola*, *M. smithiana*, *M. vitilis*, *M. winterhoffii*, *M. zephrus*.

K1. Dans les lieux herbeux : 2

- K1.** Généralement sur litière d'aiguilles ou de feuilles, parfois sur débris ligneux enterrés et alors apparemment terricole : **4**
- K2. (1) En pelouse calcaire sèche ;** chapeau gris-brun à noirâtre, hygrophane ; disque généralement largement **papillé et noir**. Lames blanchâtres. Stipe grisâtre, progressivement plus foncé vers la base, souvent radicant : (*M. atropapillata* =) ***Phloeomana atropapillata***
REMARQUE. *M. winterhoffii* : est une espèce rare qui n'était connue que de sa station type en Allemagne avant que B. Clésse ne la redécouvre en Belgique en 2019 dans un milieu très similaire (pelouse calcaire thermo-xérophile).
K2. Ecologie et caractères différents : **3**
- K3. (2) Chapeau jusqu'à 35 mm Ø, gris brunâtre à brun, marge gris sombre à gris blanchâtre,** fortement hygrophane. **Lames : 16-24, gris sombre à gris clair,** avec l'arête blanchâtre. **Stipe concolore au chapeau ;** base couverte de poils blancs. **Odeur plus ou moins légère, raphanoïde à la coupe** (jamais d'eau de Javel), saveur douce un peu farineuse. Dans les surfaces herbeuses des parcs, prés : ***M. aetites***
K3. Chapeau jaune blanchâtre au centre, parfois entièrement jaune : voir H5 : ***A. flavoalba***
- K4. (1)** Exclusivement sur litière (ou petits débris au sol) de feuillus : **5**
K4. Stations différentes : **10**
- K5. (4)** Sur litière de *Fagus* : **6**
K5. Sur litière de (ou petits débris) de *Quercus* et autres feuillus : **7**
- K6. (5)** Chapeau jusqu'à 25 mm Ø, brun grisâtre à brun clair, avec centre plus sombre. **Lames : 24-28,** blanchâtres. **Stipe cylindrique très fragile, courbé à la base,** cartilagineux, couvert de fibrilles blanchâtres. Odeur faible ou un peu farineuse. Grégaire ou en petits groupes : ***M. fagetorum***
K6. Chapeau < 5 mm Ø, blanc, blanc sale ; lames : 6-12, adnées, blanchâtres ; stipe long jusqu'à 30 mm, flexueux, courbe, translucide, blanc à grisâtre. Isolé ou grégaire : ***M. capillaris***



↑ *Mycena atropapillata* (BC)



Mycena winterhoffii (BC) ↑



↑ *Mycena fagetorum* (BC)*Mycena aetites* (JLF) ↑

- K7. (5)** Sur feuilles au sol de *Quercus* ; espèces minuscules (chapeau < 5 mm Ø) : 8
- K7.** Sur litière, débris ou racines de feuillus divers (*Quercus* et autres) ; espèces plus grandes : 9
- K8. (7)** Avec des **lames** parfois presque inexistantes, **mal formées** chez les jeunes exemplaires, arquées-horizontales, un peu décurrentes, **0-10** ; **chapeau** jusqu'à **3 mm Ø**, blanc ; **stipe long** jusqu'à 20 mm, blanc : *M. polyadelpha*
- K8.** Avec des **lames bien formées** ; **chapeau** jusqu'à **5 mm Ø**, blanchâtre avec **nuances rosées**, rose clair, rose crème clair ; **lames ventruées, espacées, 7-13, rosâtres** ; **stipe long** jusqu'à 35 mm, translucide, miel pâle à crème rosé : *M. smithiana*
- K9. (7)** Sur racines de *Rubus* sp. : Chapeau jusqu'à 10 mm Ø, conique, gris brun, gris brun clair, plus sombre au disque ; **lames assez serrées**, 18-20, grises ; **stipe long** jusqu'à 40 mm, odeur chlorée : *M. scirpicola*
- K9.** Sur litière de feuillus (*Quercus*, *Carpinus*, *Castanea*, *Fagus*, etc.) ou sur petits débris ligneux en décomposition. Chapeau jusqu'à 25 mm Ø, gris brunâtre, plus sombre au disque, blanchâtre à la marge. Lames : 14-24. **Stipe tenace et élastique quand il est humide, plus fragile sec**, avec un « clic » caractéristique quand on le casse, souvent rougeâtre à la base, couvert de fibrilles blanches évidentes. Odeur vaguement fruitée. Solitaire ou en petits groupes : *M. vitilis*
- K10. (4)** Pas exclusivement dans les bois de feuillus ; espèces ubiquistes soit à odeur d'eau de Javel ou d'iodoforme, soit à stipe strié-cannelé longitudinalement : 11
- K10.** Dans les bois de conifères ou en milieu marécageux ; stipe non strié, odeur peu distincte : 14

↑ *Mycena capillaris* (YD)*Mycena polyadelpha* (DG) ↑

↑ *Mycena scirpicola* (HC)*Mycena smithiana* (LB) ↑

K11. (10) Stipe strié-cannelé longitudinalement sur toute la longueur, 50-120 mm, cartilagineux, souvent tordu, fibrilleux, gris argenté, gris ardoise, gris brunâtre, base couverte de longs poils blancs. Odeur à peine raphanoïde et saveur douce. Chapeau jusqu'à 45 mm Ø, gris brunâtre, gris ; marge plus pâle. Lames : 24-36, blanches à blanchâtres, **souvent tachées de rouge brun avec l'âge. Solitaire ou en petits groupes dans les feuillus (surtout *Quercus*, *Corylus*, *Fagus*), plus rare dans les conifères ; sur litière, base des troncs, brindilles enterrées : *M. polygramma***

K11. Odeur d'eau de Javel (définie aussi comme nitreuse ou chlorée) ou d'iodoforme : 12

K12. (11) Chapeau avec des tonalités rosées surtout au disque, brun rose clair, beige rosé ; jusqu'à 25 mm Ø. Lames : 14-24, blanchâtres, gris pâle, souvent avec une nuance rosée. Stipe blanchâtre, gris brunâtre clair. **Odeur d'eau de Javel. En groupes, dans les mousses, sur litière d'aiguilles ou de feuilles, sur troncs moussus : *M. metata***

K12. Colorations grisâtres ou gris noirâtre dominantes : 13

↑ *Mycena vitilis* (TD)*Mycena polygramma* (FD) ↑

K13. (12) Odeur nette d'eau de Javel dès le début. Chapeau brun sombre, brun noirâtre, gris sombre, gris, avec une marge blanchâtre : voir J10 : *M. leptcephala*

K13. Odeur d'iodoforme, plus forte à la dessiccation. Chapeau gris, gris brunâtre, plus sombre au disque ; marge blanchâtre, jusqu'à 20 mm Ø, avec un umbon évident. Lames : 16-24, blanchâtres. Stipe élancé, 50-150 mm, gris brun, prumineux. Solitaire ou en petits groupes sous conifères ou feuillus, dans les mousses, sur débris végétaux, racines affleurant : *M. filopes*

↑ *Mycena metata* (BC)*Mycena filopes* (AG) ↑

K14. (10) En milieu marécageux, tourbières, sphaignes, avec conifères. Chapeau jusqu'à 40 mm Ø, brun noirâtre chez les jeunes exemplaires, puis gris sombre à marron. Chair cartilagineuse, dure.

Lames : 18-34, élastiques, grisâtres à brunâtres ; arête plus claire. **Stipe très long, enraciné dans la tourbe**, tenace, souvent cannelé longitudinalement, marron clair, plus sombre à la base. Odeur vaguement farineuse. Solitaire ou en petits groupes : **M. megaspora**

K14. Dans les bois de conifères : 15

K15. (14) Espèce printanière poussant sur cônes de *Picea*, parfois enterrés, dans les pessières humides. Chapeau jusqu'à 35 mm Ø, **châtain sombre à marron sépia, plus clair vers la marge**, souvent avec une papille. Lames : 18-36, blanchâtres à gris pâle, rosées avec l'âge. Stipe dur, blanchâtre au-dessus, gris brun à brun sombre vers la base couverte de poils blancs. **Odeur d'eau de Javel**, saveur indistincte ou faible de radis : (*M. strobilicola* =) **M. plumipes**

K15. Espèce plus tardive poussant sur la litière ou les débris ligneux. Chapeau jusqu'à 50 mm Ø, de beige à blanchâtre, plus sombre au disque, se tachant de brun rougeâtre avec l'âge. Lames : 22-28, blanches, **tachées de brun rougeâtre avec l'âge.** Stipe fragile, brun grisâtre clair au sommet et progressivement plus sombre vers le bas, puis virant au gris sombre ou au brun vineux ; base couverte de poils blancs. Odeur un peu rance, **saveur légèrement amère.** Grégaire, parfois abondant, généralement sur litière d'aiguilles : **M. zephirus**



↑ *Mycena megaspora* (BC)



Mycena plumipes (FM) ↑



← *Mycena zephirus* (CM)

Espèces non reprises dans la clé

mais répertoriées dans Mycobel par Joseph PELLICANI et Jean-Marie PIRLOT et/ou illustrées sur le site de l'AMFB (en gras) ou figurant dans *Belgian species* (soulignées).

albidolilacea — alcalina² — apogama : var. de radicifera — bryophila = Mycenella — chlorantha — coccinea — coccineoides — concolor — corrugans — corticola — decora — epipterygia var. fuscopurpurea — epipterygia var. lignicola — epipterygioides — erminea — flagellata — flocculentipes — flos-nivium — fontqueri³ — galopus var. alba — galopus var. nigra — gracilis = Hemimycena — jacobi — juniperina — laevigata — latifolia — leiana — limonia — longiseta — luteoalcalina — luteovariegata — meulenhoffiana — mitis — mucor — neocrispata — pachyderma — phyllogena — picta — pilosella — pinetorum — polygramma f. pumila — pseudogalericulata — radicifera — radicifera var. apogama — sepia — speirea f. candida⁴ — roseoquercina⁵ — subalpina = Hydropodia — sudora — supina⁶ — tenuispinosa — tintinnabulum — tubarioides — typhae — umbrinovinosa — urania⁷ — vitrea — xantholeuca

Ouvrages utilisés

² Nom diversement interprété. Selon *Index Fungorum* = *M. silvae-nigrae*, *M. maculata* ou *M. stipata*.

³ Espèce typiquement méditerranéenne.

⁴ Cette forme a été récoltée par B. Clesse.

⁵ Très rare espèce méditerranéenne.

⁶ Cette espèce pousse sur les troncs moussus en compagnie de *M. meliigena* et *M. pseudocorticola* et s'en distingue surtout par ses spores et ses cystides.

⁷ Espèce montagnarde ou arctique.

AMFB : <http://www.amfb.eu/Myco/Myco-listes/BasidiosA.html>

ARONSEN A. : *The Mycenae of Northern Europe*. [https://mycena.no/Belgian species list. Fungi](https://mycena.no/Belgian%20species%20list.Fungi) : <https://www.bmdc.be/species/index.html>

COURTECUISSIE R. & DUHEM B., 2013 - *Champignons de France et d'Europe*. Delachaux et Niestlé

EYSSARTIER G. & ROUX P., 2017 - *Le Guide des Champignons – France et Europe*, 4^e éd. Belin

MAAS-GEESTERANUS R.A., 1992 - *Mycenae of the Northern Hemisphere II*, Kon. Ned. Ak. Wet. Verh. Amsterdam

ROBICH G., 2003 - *Mycena d'Europa*. A.M.B., Trento

ZOVADELLI C. & PAPETTI C., 2022-2024 - *Genere impossibile ? Primi passi nel Genere Mycena s.l.* Funghi e dintorni, 10-15, AMB, Trento

Auteurs des Photos

AG : A. Grobelny, **BC** : B. Clesse, **CM** : C. Mertens, **CV** : C. Verpoorte, **DG** : D. Ghyselinck, **ER** : E. Rubio, **EV** : E. Varney, **FC** : F. Corhay, **FD** : F. Draye, **FDC** : F. Dechany, **FM** : F. Meigniez, **HC** : H. Cochard, **JLF** : J.L. Fasciotto, **LB** : L. Bailly, **LS** : L. Sánchez, **ML** : M. Lecomte, **MPDG** : M. Pérez de Gregorio, **PC** : P. Clowez, **PD** : P. Derboven, **PP** : P. Pirot, **SD** : S. Defays, **TD** : T. Duchemin, **YD** : Y. Deneyer.

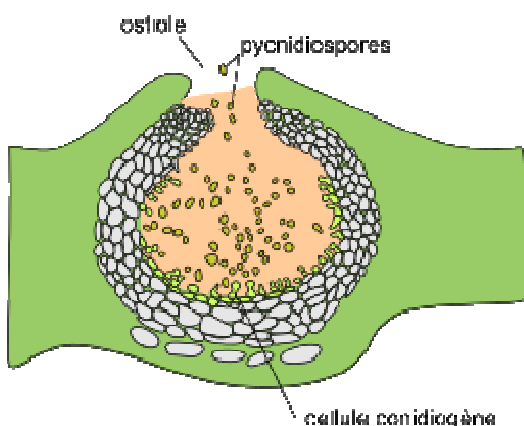
Les Genres *Phoma* et *Phomopsis*

Des anamorphes moins difficiles à identifier si on reconnaît la plante qui les héberge.

Marcel Lecomte

Nous avons choisi ces deux genres de manière tout-à-fait empirique, du fait que quasi toutes les espèces citées ont la particularité d'être attachées à une seule plante (ou un seul genre in extenso).

Le genre *Phoma* contient +/- 140 taxons ; il appartient à la Classe des Deutéromycètes, Ordre des Sphaeropsidales, Famille des *Sphaerioidaceae*, faisant partie de ce que l'on a souvent appelé les « Fungi imperfecti », qui regroupent des champignons caractérisés par la génération de spores asexuées (conidies incolores, uni- ou pluricellulaires, mesurant moins de 15 µm de L) dans une formation appelée « pycnide » (souvent noire et déprimée, immergée dans le tissu végétal), qui se développe dans une cavité croissant dans le tissu de l'hôte.



← Schéma d'une pycnide, issu d'Internet ; nom d'auteur inconnu.

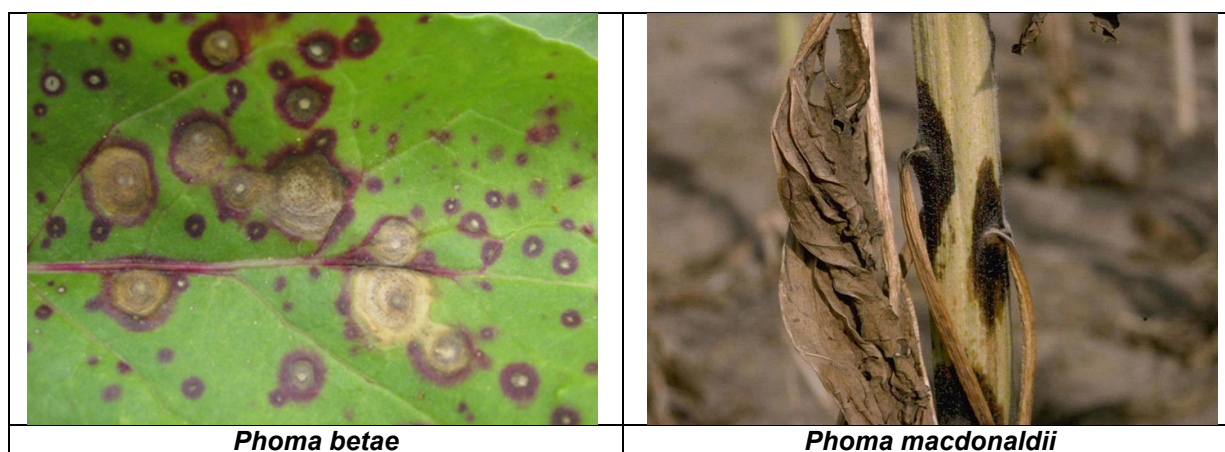
Caractéristiques générales :

- ++ pycnides immergées ou éruptives, fréquemment hypophylles ;
- ++ généralement sur feuilles ou tiges mortes ;
- ++ les téléomorphes appartiennent principalement aux genres *Didymella* & *Leptosphaeria* ;
- ++ nombre d'espèces sont phytopathogènes, notamment de plantes cultivées, et peuvent causer des dégâts importants dans les cultures ; citons : *Phoma betae*, *P. batata*, *P. solani* ;
- ++ d'autres sont simplement saprophytes et vivent dans le sol.

1.	Espèces attachées à un seul hôte	2.
	Espèces se rencontrant sur plusieurs hôtes différents	3.
2.	Les plantes-hôtes sont classées par ordre alphabétique, au niveau du nom vernaculaire. La période de poussée est indiquée de mois à mois : (09 → 01) signifie de septembre à janvier.	
	Grande berce (<i>Heracleum sphondylium</i>), sur feuilles mortes (09 → 01), formant des rayures noires, parallèles, de 0,5-2 mm de large, souvent de plusieurs cm de L et couvrant de grandes surfaces ; pycnides immergées, abondantes, noires, reliées par une trame épaisse d'hyphes brun foncé ; conidies ovoïdes, 2-guttulées, 4-6 x 1,5-2 µm	<i>Phoma longissima</i>
	Céleri (<i>Apium graveolens</i>), sur feuilles & pétioles ; pycnides brun noirâtre, Ø jusqu'à 0,25 mm ; conidies hyalines, 3-4 x 1-2 µm	<i>apiicola</i>
	Chardon commun et chardon des champs (<i>Cirsium vulgare</i> & <i>C. arvense</i>), sur tiges mortes, colorant l'épiderme en rouge ; pycnides immergées, Ø 0,25-0,3 mm ; conidies hyalines, 2-guttulées, 4-7 x 1,5-2,5 µm	<i>rubella</i>
	Chèvrefeuille (<i>Lonicera</i> sp.), sur petites branches mortes (02 → 07) ; pycnides noires, jusqu'à Ø 0,1 mm ; conidies hyalines 4 x 1 µm	<i>minutula</i>
	Framboisier rouge (<i>Rubus idaeus</i>), sur feuilles mortes ; pycnides immergées, Ø 0,2-0,25 mm, sous les zones noircies de l'épiderme, 1-2 mm de L ; conidies hyalines, 2-guttulées, 7-8 x 2,5-3,5 µm	<i>idaei</i>
	Frêne (<i>Fraxinus excelsior</i>), commun sur les ailes des fruits (samaras) tombés (01 → 04) ; pycnides immergées, noires, jusqu'à Ø 0,15 mm ; conidies hyalines, 2-guttulées, 6-7 x 2,5 µm	<i>samararum</i>
	If (<i>Taxus baccata</i>), sur aiguilles mortes ou attachées & brindilles (11 → 03) ; pycnides Ø 0,1-0,15 mm, noires, à parois épaisses ; conidies cylindriques, tronquées & guttulées à chaque extrémité, 5-8 x 1-1,5 µm	<i>allostoma</i>
	Iris faux acore (<i>Iris pseudacorus</i>) ; sur des taches allongées grises, spécialement au sommet de feuilles décolorées (08) ; pycnides jusqu'à Ø 0,15 mm ; conidies ellipsoïdales, hyalines, souvent 1-septées, 5 x 2,5 µm	<i>pseudacori</i>
	Lierre grimpant (<i>Hedera helix</i>) ; sur feuilles vivantes, provoquant des taches blanchâtres ou pâles avec une large bordure brune ; commun durant toute l'année ; pycnides épiphylls, jusqu'à Ø 0,2 mm, brunes, plus foncées autour de l'ostiole ; conidies hyalines, 4-7 x 2-3 µm	<i>hedericola</i>

	Lin cultivé (<i>Linum usitatissimum</i>) ; une cause de la pourriture des pieds ; pycnides immergées, brun-noir, Ø 0,1-0,3 mm ; conidies elliptiques, hyalines, 2-guttulées, parfois 1-septées, 5-8 x 2,5-4 µm	exigua var. linicola
	Luzerne cultivée (<i>Medicago sativa</i>) ; pycnides sur feuilles, causant la maladie de la tige noire ; conidies cylindriques, hyalines, 6-12 x 2-3,5 µm, devenant souvent 1-septées	medicaginis var. medicaginis
	Mercuriale (<i>Mercurialis perennis</i>), sur feuilles mortes (05) ; pycnides d'abord immergées, devenant superficielles, Ø 0,6-0,7 mm, brun noirâtre ; conidies hyalines, 4-5 x 1-1,5 µm	macrocapsa
	Oyat (<i>Ammophila arenaria</i>), sur feuilles mortes (01 → 04) ; pycnides Ø 0,2 mm, noires, peu profondes, parfois aplaties, immergées ; conidies hyalines, 4-6 x 1,5-2 µm	ammophilae
	Pigamon jaune et petit pigamon (<i>Thalictrum flavum</i> & <i>T. minus</i>), sur feuilles mortes (01 → 07) ; pycnides immergées, noires, Ø 0,2 mm ; conidies ellipsoïdales, hyalines, 9-10 x 4-5 µm	jacquiniana
	Petit pois (<i>Pisum sativum</i>), à la base des tiges, causant la pourriture des racines ; pycnides étroites ; conidies hyalines, avec de petites guttules, parfois 1-septées, 5-10 x 2,5-4 µm	medicaginis var. pinodella
	Plantain (<i>Plantago lanceolata</i>), sur pédoncules morts et occasionnellement sur feuilles et pétioles ; pycnides éruptives, en rangées, +/- Ø 1 mm, brun foncé, souvent connectées avec d'autres par des hyphes brunes ; conidies hyalines, 5-7 x 2,5-3 µm	polygramma
	Poirier (<i>Pyrus</i> sp.), sur feuilles vivantes, provoquant des taches ocracées ou brun-grisâtre, de Ø 2-6 mm, avec une bordure brun foncé (08 → 11) ; pycnides épiphylls, immergées, noires, jusqu'à Ø 0,15 mm ; conidies rectilignes ou occasionnellement incurvées, ovoïdes à ellipsoïdes, hyalines, 2-guttulées, 6-8,5 x 3-4,5 µm	limitata
	Pomme de terre (<i>Solanum tuberosum</i>), sur les tubercules (connu des pathologistes sous le nom de « gangrène de la pomme de terre ») ; pycnides immergées, brunes à noires, Ø 0,2-0,25 mm ; conidies ellipsoïdales ou cylindriques, rectilignes ou occasionnellement légèrement incurvées, hyalines, 2-guttulées, parfois 1-septées, 5-10 x 2-3,5 µm	exigua var. foveata
	Prêle des marais (<i>Equisetum palustre</i>), sur tiges mortes (01 → 06) ; pycnides immergées, posées sur un subiculum composé d'hyphes brunes, fourchues de manière dichotomique ; conidies hyalines, 6-7 x 2 µm	epitricha
	Roseau (<i>Phragmites australis</i>), sur feuilles mortes (02 → 10) ; pycnides noires, Ø jusqu'à 0,2 mm, fractionnant l'épiderme par des fissures longitudinales ; conidies hyalines, 2-guttulées, 8-9 x 2,5-3 µm	arundinacea
	Soude maritime (<i>Suaeda maritima</i>), sur branches (08), uniquement sur sol salé ; pycnides noires, éruptives, Ø 0,15-0,2 mm ; conidies hyalines, 2 à 4-guttulées, 5-10 x 3-4 µm	suaedae
	Sureau (<i>Sambucus</i> sp.), sur branches décortiquées (09 → 02) ; pycnides noires, à base enfoncée dans le bois, Ø 0,1-0,12 mm ; conidies légèrement incurvées, hyalines, 5 x 2 µm	sambuciphila
	Thuja géant (<i>Thuja plicata</i>), spécialement à la base des aiguilles et sur branchettes ; pycnides fréquemment hypophyls, immergées, +/- Ø 0,1 mm, noires ; conidies hyalines, 3-5 x 2-2,5 µm	thujana
	Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>), sur fruits verts ou mûrs ; pycnides éruptives, brunes ou brun noirâtre, Ø 0,1-0,2 mm ; conidies hyalines, biguttulées, 3,5-5 x 2 µm	destructiva
3.	Conidies 6-9 x 3-3,5 µm, guttulées, certaines 1-septées ; très commun sur vieilles tiges d'Ombellifères : angélique (<i>Angelica sylvestris</i>), cerfeuil sauvage (<i>Anthriscus sylvestris</i>), grande berce (<i>Heracleum sphondylium</i>), oenanthe safranée (<i>Oenanthe crocata</i>) ; pycnides à Ø > 0,5 mm, à parois très épaisses, d'abord immergées, devenant souvent éruptives plus tard, noires avec ostioles papillées	complanata
	Conidies 4-6 x 1,5-2 µm	4.
	Sur ou en compagnie de Bryophytes (sur <i>Tortula subulata</i> et capsules de <i>Bryum</i> , d' <i>Hypnum</i>) ; pycnides brunes, Ø 120-150 µm ; conidies hyalines, 5 x 2 µm	musciicola
	Sur <i>Brassicaceae</i>	5.
4.	Conidies 2-guttulées ; sur rose trémière (<i>Althaea rosea</i>), chou commun (<i>Brassica oleracea</i>), lamier blanc (<i>Lamium album</i>), Persil (<i>Petroselinum sativum</i>) ; pycnides immergées, avec des cols protubérants, très étroites,	

	grégaires, disposées +/- en lignes et connectées par de minces couches subépidermiques d'hyphes brunes qui apparaissent à la surface comme des taches grises, nuageuses	nebulosa
	Conidies non guttulées ; commun sur tiges mortes de diverses plantes herbacées ; pycnides noires, tendant à s'aplatir et à devenir ombiliquées, à petites ostioles, à parois minces	herbarum
5.	Sur Chou (<i>Brassica oleracea</i>)	brassicae
	Sur Colza (<i>Brassica napus</i>) ; le téléomorphe est <i>Leptosphaeria maculans</i>	lingam
	Sur Moutarde noire (<i>Brassica nigra</i>)	brassicae
	Sur Betterave (<i>Beta vulgaris</i> ssp. <i>vulgaris</i>)	betae
Il existe nombre d'autres espèces de <i>Phoma</i> , toutes attachées également à des hôtes particuliers : sur aubriette (<i>P. aubrietiae</i>), café , chénopode (<i>P. chenopodiicola</i>), clématite (<i>P. clematidina</i> = <i>Phyllosticta clematidis</i>), eupatoire (<i>P. eupatorii</i>), hélianthème (<i>P. helianthii</i>), noyer (<i>P. juglandis</i>), oseille (<i>P. acetosellae</i>), patate douce , sénéçon (<i>P. senecionis</i>), tournesol (<i>P. macdonaldii</i>)...		
Une mention particulière est attribuée à <i>P. violacea</i> qui s'attaque aux peintures.		



Le genre *Phomopsis* appartient à la Classe des Sordariomycètes (anciens Pyrénomycètes), et se décline en Diaporthales, *Diaporthaceae* ; il est constitué d'anamorphes du genre *Diaporthe*.

Comptant plus d'un millier d'espèces, il se caractérise par la présence de conidiomes, et souvent de conidies de 2 formes différentes, que nous appellerons A-conidies (A-co) & B-conidies (B-co) ; il compte plus d'un millier d'espèces, dont beaucoup sont des agents pathogènes des plantes.

1.	Les plantes-hôtes sont classées par ordre alphabétique, au niveau du nom vernaculaire.	
	Armoise commune (<i>Artemisia vulgaris</i>), sur tiges mortes (05) ; pycnides brun foncé, en grands groupes, jusqu'à 0,5 mm de Ø ; conidies fusiformes, hyalines, 2-guttulées, 8-12 x 2-3 µm	<i>Phomopsis oblita</i>
	Aubergine (<i>Solanum melongena</i>)	vexans
	Aulne (<i>Alnus glutinosa</i>), sur brindilles mortes (05 → 06) ; conidiomes érupents par une courte fente, jusqu'à 0,4 mm de L ; A-co fusiformes, 2-guttulées, hyalines, 7-10 x 2-3 µm ; B-co incurvées, filiformes, 20-25 µm de L	alnea
	Cactacées diverses , sur tiges mortes ; conidiomes immergés, jusqu'à 0,3 mm de Ø ; conidies 2-guttulées, hyalines, 6-8 x 1,5-2 µm	cacti
	Chardon des champs et cirse laineux (<i>Cirsium arvense</i> & <i>C. eriophorum</i>), sur tiges mortes et feuilles (10 → 05) ; conidiomes noirs, parfois en rangées, 0,5 mm de Ø ; A-co peu nombreuses, 2-guttulées, 12 x 3-4 µm ; B-co nombreuses, incurvées, crochues, 20-30 x 0,5-1 µm	cirsii
	Chêne (<i>Quercus</i> sp.)	5
	Chèvrefeuille (<i>Lonicera periclymenum</i> & <i>L.</i> sp.), sur branches mortes et vivantes (01 → 04) ; conidiomes grégaires, subépidermiques ; A-co hyalines, fusiformes, 2-guttulées, 7-9 x 2,5-3 µm ; B-co courbées ou crochues, 20-30 x 1 µm	cryptica
	Clématite (<i>Clematis vitalba</i> & <i>C.</i> sp.), sur branches mortes (07) ; conidiomes noirs, immergés dans le bois, sous l'écorce, Ø 0,25 mm ; conidies hyalines, 2-guttulées, 6-8 x 2,5 µm	demissa
	Concombre (<i>Cucumis sativus</i>)	2
	Coquelicot de jardin (voir pavot)	
	Cornouiller sanguin (<i>Cornus sanguinea</i>), sur brindilles mortes attachées (05 → 11) ; conidiomes érupents, jusqu'à 0,25 mm de Ø ; A-co hyalines, sou-	

vent incurvées, 2 ou 3-guttulées, 7-10 x 2-3 µm ; B-co nombreuses, incurvées ou crochues, 20-30 x 1 µm	corni
Digitale (<i>Digitalis purpurea</i>), sur tiges mortes (03) ; conidiomes noirs, érupents, jusqu'à 0,25 mm de Ø ; conidies ellipsoïdes-fusiformes, 2-guttulées, 6-10 x 2-3 µm	digitalis
Épilobe à feuilles étroites (laurier de saint-Antoine) & épilobe hirsute (<i>Epilobium angustifolium</i> & <i>E. hirsutum</i>), sur tiges mortes (05) ; conidiomes noirs, immergés ; conidies hyalines, appointies à chaque extrémité, 8-10 x 2-2,5 µm	epilobii
Erable faux platane (<i>Acer pseudoplatanus</i>), sur brindilles ; conidiomes uniloculés, densément grégaires, érupents ou coniques ; conidies fusiformes, hyalines, 2-guttulées, 6-8 x 1,5-2,5 µm	platanoidis
Eupatoire chanvrine (<i>Eupatorium cannabinum</i>), sur vieilles tiges (06) ; conidiomes provoquant souvent des rayures ou des taches noirâtres ; conidies fusiformes, hyalines, souvent 2-guttulées, 6-8 x 2,5-3,5 µm	eupatoriicola
Euphorbe des bois, E. petit cyprès & E. maritime (<i>Euphorbia amygdaloides</i> , <i>E. cyparissias</i> & <i>E. paralias</i>), sur tiges mortes (04 → 06) ; conidiomes noirs, allongés, subépidermiques ; les tissus environnants sont colorés de brun noir ; conidies largement fusiformes, 2-guttulées, 7-8 x 2,5-3,5 µm	euphorbiae
Fragon (<i>Ruscus aculeatus</i>), sur cladodes morts (09) ; conidiomes noirs, immergés, jusqu'à 0,5 mm de Ø ; conidies fusiformes, hyalines, 2-guttulées, 6-9 x 2-3 µm	rusci
Framboisier rouge (<i>Rubus idaeus</i>), sur tiges mortes (02→03) ; conidiomes noirs, immergés, jusqu'à 0,3 mm de Ø ; conidies hyalines, 2-guttulées, souvent légèrement incurvées, 8-10 x 2-3 µm	muelleri
Frêne (<i>Fraxinus excelsior</i>)	3
Fusain d'Europe & fusain du Japon (<i>Euonymus europaeus</i> & <i>E. japonicus</i>), sur fines brindilles pour le 1 ^{er} , sur brindilles & feuilles pour le 2 ^{ème} , (05→09) ; conidiomes jusqu'à 0,3 mm de Ø, en très grand nombre et couvrant souvent de grandes surfaces ; A-co fusiformes, 2-guttulées, 7-10 x 2,5-3 µm ; B-co filiformes, crochues, 25-30 x 1-1,5 µm	ramealis
Gaillet gratteron & caille-lait blanc (<i>Galium aparine</i> & <i>G. mollugo</i>), sur tiges mortes (01→04) ; conidiomes noirs, érupents, +/- 0,1 mm de Ø ; A-co oblongues-lancéolées, 9-10 x 2,5-3 µm ; B-co fréquemment crochues, 18-20 x 0,5 µm	elliptica
Genévrier commun (<i>Juniperus communis</i> & <i>Juniperus</i> cultivars), sur brindilles et aiguilles, provoquant le dépérissement ; conidiomes brun-noir, érupents, à parois épaisses, jusqu'à 0,4 mm de Ø ; A-co hyalines, 2-guttulées, fusiformes, 8-10 x 2-3 µm ; B-co incurvées ou crochues, 20-30 x 0,5-1 µm	juniperivora
Halimione (<i>Halimione</i> sp.), sur tiges mortes (09→10) ; conidiomes grégaires, à l'intérieur de zones noirâtres ; conidies ellipsoïdes à fusiformes, hyalines, 7-8 x 2,5-3 µm	piceae fo. obiones
Houx (<i>Ilex aquifolium</i>), sur brindilles et feuilles mortes (12→02) ; conidiomes noirs, immergés, jusqu'à 0,5 mm de Ø, sur des taches brun foncé, chacune encerclée par une étroite ligne noire ; A-co hyalines, 7-9 x 2,5-3 µm ; B-co se formant occasionnellement, +/- 20 x 1 µm	crustosa
Iris fétide (<i>Iris foetidissima</i>), sur vieilles tiges florifères mortes ; aussi sur cultivars ; conidiomes noirs, devenant érupents, Ø 0,4 mm ; conidies fusiformes, 2-guttulées, hyalines, 6-8 x 2-3 µm	iridis
Lavande (<i>Lavandula angustifolia</i>), sur tiges vivantes & mortes, causant la maladie de Shab (flétrissement, dépérissement), (06→08) ; conidiomes noirs, légèrement érupents, 0,15-0,2 mm de Ø ; conidies guttulées, ovales ou fusiformes, hyalines, 4-5 x 2 µm	lavandulae
Lupin (<i>Lupinus</i> sp.)	leptostromiformis
Lyciet commun & L. de Chine (<i>Lycium barbarum</i> & <i>L. chinense</i>), sur branches mortes (03→05) ; conidiomes noirâtres, légèrement érupents ; conidies 2-guttulées, hyalines, 7-10 x 2,5-3 µm	importata
Noisetier (<i>Corylus avellana</i>), sur brindilles mortes, branches et occasionnellement sur noisettes (02→05) ; conidiomes érupents ; A-co hyalines, 2 à 3-guttulées, 6-9 x 2-3 µm ; B-co incurvées, 20-28 x 1-1,5 µm	revellens
Œillet commun & Œillet du poète (<i>Dianthus caryophyllus</i> & <i>D. barbatus</i>), souvent sur des zones décolorées, sur les tiges et pédoncules (parties de tiges parfois noirçissantes) ; conidiomes 0,3 mm de L, noirs, chacun entouré par un halo brun ; conidies fusiformes, 2-guttulées, hyalines, 7-9 x 2-2,5 µm	caryophylli

	Sur tiges mortes d' Ombellifères ; conidiomes noirs, souvent en groupes allongés de 2 à 5, immergés devenant érupents ; A-co hyalines, 2 à 4-guttulées, 6-9 x 2,5-3 µm ; B-co uncinées, 28-30 x 1,5 µm	<i>hysteriola</i>
	Orme champêtre & O. rouge (<i>Ulmus minor</i> & <i>U. procera</i>), sur brindilles mortes ((01→06) ; conidiomes éventuellement érupents, habituellement par des fentes, jusqu'à 0,3 mm de Ø ; A-co oblongues ou fusiformes, hyalines, 2-guttulées, 9-10 x 2,5-3 µm ; B-co uncinées, 25-30 x 1 µm	<i>oblonga</i>
	Oseille commune & Patience à feuilles obtuses (<i>Rumex acetosa</i> & <i>R. obtusifolius</i>), sur tiges mortes (05→08) ; conidiomes noirs, immergés, 0,5 mm de Ø ; conidies 2-guttulées, hyalines, oblongues-fusiformes, 7-10 x 2-3 µm	<i>durandiana</i>
	Panais (<i>Pastinaca sativa</i>), sur tiges ; conidiomes multicolores, jusqu'à 0,4 mm de Ø ; A-co hyalines, 8-16 x 2,5-4,5 µm ; B-co incurvées, parfois crochues, 15-20 x 0,5 µm	<i>diachenii</i>
	Pavot d'orient (<i>Papaver orientale</i>), sur tiges mortes & capsules ; aussi sur coquelicots de jardin ; conidiomes noirs, érupents, jusqu'à 0,2 mm de Ø ; conidies hyalines, 2-guttulées, 7-8 x 2,5-3 µm	<i>morphaea</i>
	Peuplier blanc & P. grisard (<i>Populus alba</i> & <i>P. canescens</i>), sur brindilles mortes attachées ; conidiomes noirs, érupents par de petites fentes dans l'écorce ; conidies fusiformes, hyalines, 2-guttulées, 9-11 x 2,5 µm	<i>putator</i>
	Piloselle (Epervière piloselle) (<i>Hieracium pilosella</i>), sur feuilles mortes (08) ; conidiomes noirs, érupents, jusqu'à 0,25 mm de Ø ; A-co fusiformes ou ellipsoïdes, fréquemment 6-10 x 2-3 µm ; B-co habituellement incurvées, 14-20 x 0,5-1 µm	<i>hieracii</i>
	Pin (<i>Pinus</i> sp.)	4
	Poirier (<i>Pyrus</i> sp.), sur brindilles mortes ; conidiomes noirs, 0,25-0,35 mm de Ø, longuement recouverts mais éventuellement érupents par des fissures ; A-co fusiformes, 2-guttulées, hyalines, 8-10 x 2-3 µm ; B-co incurvées ou crochues, 30-40 x 1 µm	<i>ambigua</i>
	Pommier (<i>Malus</i> sp.) Téléomorphe : <i>Diaporthe perniciosa</i>	<i>mali</i>
	Porcelle enracinée , (<i>Hypochaeris radicata</i> , Astéracée), taches blanches sur les pédoncules ; conidiomes nombreux, brun noirâtre, jusqu'à 2 mm de Ø ; pycnides brun noirâtre, Ø jusqu'à 0,25 mm ; conidies elliptiques à fusiformes, 2-guttulées, hyalines, 8-11 x 2-2,5 µm	<i>albicans</i>
	Renouée du Japon & Renouée de Sakhaline (<i>Polygonum cuspidatum</i> & <i>P. sachalinense</i>), sur tiges mortes, épiderme noircissant ; conidiomes noirs, immergés, 0,3-0,5 mm de L ; conidies ellipsoïdes à fusiformes, 2-guttulées, 6-9,5 x 2,5-3 µm	<i>polygonorum</i>
	Ronce commune , (<i>Rubus fruticosus</i>) : voir Framboisier	
	Sapin de Douglas (<i>Pseudotsuga menziesii</i>), sur branches mortes & aiguilles ; conidiomes noirs, érupents ; conidies hyalines, 2-guttulées, 5-9 x 2-3 µm	<i>pseudotsugae</i>
	Soja (<i>Glycine max</i>)	<i>longicolla</i>
	Tournesol (<i>Helianthus annuus</i>)	<i>helianthi</i>
	Troène (<i>Ligustrum vulgare</i>), sur brindilles mortes attachées (04 → 07) ; conidiomes immergés devenant érupents, 0,3-0,4 mm de Ø ; A-co 2-guttulées, hyalines, souvent légèrement incurvées, 7-9 x 1,5-2 µm ; B-co incurvées ou flexueuses, 20-24 x 1 µm	<i>ligustri-vulgaris</i>
	Vigne (<i>Vitis vinifera</i>)	<i>viticola</i>
2.	Conidiomes brun noirâtre, en rangées longitudinales entre les nœuds des tiges et sur l'écorce des fruits, jusqu'à 1 mm de Ø ; A-co ellipsoïdes-fusiformes, hyalines, 2 à 3-guttulées, 8-12 x 2,5-3 µm ; B-co incurvées, 18-26 x 1 µm	<i>cucurbitae</i>
	Principalement pathogène des racines ; conidiomes 0,3 mm de Ø ; A-co ellipsoïdes-fusiformes, 2-guttulées, 7-10 x 2,5-3,5 µm ; B-co absentes	<i>sclerotoides</i>
3.	Sur brindilles mortes & pétioles (03 → 09), commun ; conidiomes noirs, souvent regroupés à côté des nœuds, jusqu'à 0,5 mm de Ø ; A-co fusiformes, hyalines, 7-10 x 2-2,5 µm ; B-co incurvées ou uncinées, 20-25 x 1 µm	<i>scobina</i>
	Sur la partie épaisse de la samare contenant la graine (10→05, commun) ; conidiomes noirs, érupents, jusqu'à 0,3 mm de Ø, chacun sur un point blanchâtre, entouré par un halo brun clair ; A-co 2-guttulées, 7-8 x 2-3 µm ; B-co incurvées ou crochues, 20-25 x 1 µm	<i>pterophila</i>
	Sur brindilles mortes (03 → 05) ; conidiomes grégaires, souvent confluent, devenant érupents, 0,2-0,3 mm de Ø ; conidies fusiformes, 2-guttulées, hyalines, 7-8 x 2-3 µm	<i>controversa</i>

4.	Pin (<i>Pinus</i> sp.), sur aiguilles ; conidiomes noirs, érumpents, jusqu'à 2 mm de Ø, exsudant des vrilles conidiales jaunâtres ; A-co 2-guttulées, hyalines, 7-12 x 2,5-3,5 µm ; B-co fréquemment plus incurvées ou spiralées, 20-24 x 1 µm	<i>conorum</i>
	Pin sylvestre et Pin du Mexique (<i>Pinus sylvestris</i> & <i>P. patula</i>), sur brindilles ; conidiomes noirs, érumpents, jusqu'à 1 mm de Ø ; A-co 2-guttulées, 8-11 x 2-2,5 µm ; B-co souvent crochues, 20-27 x 1 µm	<i>occulta</i>
5.	Sur glands au sol ; conidiomes noirs, disposés en lignes ; conidies hyalines, 6-7 x 1,5-2 µm	<i>glandicola</i>
	Sur brindilles mortes ; conidiomes noirs, devenant érumpents par des fentes fusiformes, appointies à chaque extrémité, 2-guttulées, hyalines, 8-12 x 2-3 µm ; B-co incurvées ou crochues, 20-30 x 1,5-2 µm	<i>quercella</i>

Bibliographie

ELLIS M.B. & ELLIS J.P., 1997 - *Microfungi on land plants*. Ed. Richmond Publishing, England

ELLIS M.B. & ELLIS J.P., 1998 - *Microfungi on miscellaneous substrates*. Ed. Richmond Publishing, England

KIFFER E. & MORELET M., 1997 - *Les Deutéromycètes : classification et clés d'identification générique*. Ed. INRA

Corrigendum du bulletin AMFB 2024/17

Page 12, dernière ligne, lire :

~~La melléolide qui a une activité antifongique contre les bactéries gram +.~~

La melléolide qui a une activité antibiotique contre les bactéries à Gram +.

Page 20 : 3^{ème} ligne sous le titre :

... suite à l'ingestion de ~~*Coprinus micaceus*~~

... suite à l'ingestion de *Coprinus comatus*

ESSAI de clé de détermination de champignons susceptibles de provoquer des dégâts +/- importants dans les habitations

Marcel Lecomte & Victor Sabet

Qu'ils s'appellent mérules, moisissures, pourritures molles, coniophores, coprins, polypores des caves, ou autres... ils sont le cauchemar des bâtiments. Ces champignons, fortement favorisés par l'humidité, la chaleur et l'obscurité ou l'ombre, sont capables de fragiliser toutes les structures en bois d'une maison et peuvent attaquer le plâtre, les plaques enrobées, les panneaux reconstitués, les joints en silicone, les châssis de fenêtres, les murs et joints de carrelage des salles de bain, les papiers muraux et leur colle de fixation, le papier, le carton... en bref, tout ce qui contient de près ou de loin, de la cellulose... Les conidies de certaines moisissures peuvent s'avérer très dangereuses voire létales pour l'organisme humain, notamment au niveau des poumons.

Attention ! Cette clé ne reprend que les espèces les plus courantes, et ne couvre pas tous les stades de développement. Il faut savoir que plus de 280 champignons ont été détectés dans le bâtiment, et le plus souvent, il n'y a ni spores ni sporophores.

1.	Présence d'une fructification, résupinée ou non, avec basides et basidiospores ; mycélium bouclé ou non.	2.
	Présence d'une fructification, discoïde ou sphérique, avec asques et ascospores ; mycélium non bouclé.	13.
	Présence d'une « moisissure » de couleur générale bleutée, verdâtre ou noirâtre, avec souvent un feutrage blanc à grisâtre ; mycélium non bouclé.	16.
	Présence de mycélium stérile, totalement dépourvu de cellules reproductrices (basides, asques, spores, phialides, conidies) ; hyphes bouclées ou non ; présence fréquente de rhizomorphes.	19.
2.	Fructification développée en croûte, +/- colorée (corticioïde), pas de pores.	3.
	Fructification comportant des tubes s'ouvrant par un pore (polypore).	10.
	Fructification composée d'un pied et d'un chapeau portant des lamelles (agaricoïde).	12.
	Apparence d'ascomycète ; fructifications jaune-orange, en groupes denses et confluent, de consistance élastique ; hyphes non bouclées ; basides fourchues ; spores allongées, 14-17 x 5-6 µm, à 3 cloisons ; aussi bien sur bois mort de feuillus que de conifères.	<i>Dacrymyces stillatus</i>
3.	Présence de nombreuses soies ramifiées en forme d'étoile (asterosetae) ; trame monomitique ; spores hyalines, amyloïdes, lisses ou verruqueuses ; hyphes et basides non bouclées. Produisent une pourriture fibreuse.	4.
	Pas d'asterosetae ; trame mono- ou dimitique ; spores colorées, cyanophiles, lisses, à paroi épaisse ; hyphes bouclées (parfois seulement des boucles verticillées sur quelques grosses hyphes des rhizomorphes), basides bouclées ou non. Produisent une pourriture cubique.	6.
4.	Sp lisses, parfois guttulées, Ø 6-8 µm ; Hyménium +/- bosselé, jaune-brun à orange-brun, à marge claire, finement, frangée ; pas de rhizomorphes marginaux.	<i>Asterostroma laxum</i>
	Sp verruqueuses, bosselées, +/- étoilées, à verrues de 1,5-2 µm de L ; présence de rhizomorphes marginaux.	5.
5.	Sp 6-7,5 x 4-5,5 µm ; hyménium lisse à feutré, ochracé-argileux.	<i>Asterostroma medium</i>
	Sp 5,5-6 µm ; hyménium mat, lisse à bosselé, blanchâtre à ochracé.	<i>Asterostroma cervicolor</i> (= <i>ochroleucum</i>)
6.	Hyphes non-bouclées sauf certaines grosses hyphes des rhizomorphes, qui portent des boucles verticillées ; hyménium hypochnoïde (= granuleux à verruqueux), brunâtre ; rhizomorphes bruns. Sp ellipsoïdes, jaune brunâtre ; basides non-bouclées.	7.
	Hyphes bouclées ; hyménium mérulioïde (= montrant des plis qui dessinent de vagues pores irréguliers), jaune à fauve ou brun ; rhizomorphes blanchâtres ou absents. Sp ellipsoïdes à cylindriques, hyalines ou jaune brunâtre ; basides bouclées.	8.
7.	Système hyphal monomitique ; rhizomorphes brun foncé ; Sp 10-13 x 7-8 µm, brun clair à vert olive ; fructification à marge quasi blanche. Il est aussi destructeur que la mérule ; même si on l'appelle « coniophore des ca-	<i>Coniophora putanea</i>

	ves », on le trouve également dans les greniers et planchers.	(= <i>C. cerebella</i>)
	Système hyphal dimitique ; rhizomorphes brun pâle ; Sp 7-10 x 4,5-7 µm, jaunâtres. Très semblable au précédent.	<i>Coniophora marmorata</i>
8.	Sp hyalines, cylindriques, 3,5-4,5 x 1,3-1,8 µm. Trame monomitique, hyphes anastomosées et « bourgeonnantes », gonflant dans le KOH.	<i>Pseudomerulius aureus</i>
	Sp jaunes à fauve, ellipsoïdes, 9-12 x 5-6 (-8) µm. Trame dimitique.	9.
9.	Basidiome charnu, épais de 5-10 mm. Hyphes squelettiques non cloisonnées, à lumière très visible, en partie brunâtres, à parois épaisses, souvent ornées de cristaux ; hyphes vasculaires très présentes, larges souvent de 20 à 60 µm. Carpophores résupinés, avec marge plus épaisse et blanchâtre (aspect de « petite pizza »), produisant parfois de petits chapeaux à surface lubrifiée-feutrée, blanchâtre à crème, se tachant de brun rougeâtre au toucher. Les rhizomorphes peuvent s'étendre en plages mycéliennes lisses, gris-beige avec parfois des zones violettes ou jaune citron étonnamment vives.	<i>Serpula lacrymans</i> (<i>Mérule des maisons</i>)
	Basidiome membraneux, épais de maximum 2 mm. Présence de rhizomorphes blanchâtres, gris clair, gris fumée ou violet pâle, Ø 2-3,5 mm.	<i>Serpula himantioides</i>
10.	Carpophore résupiné, développé en escalier, mamelonné de brun très étalé sur le support, épais de 2-3 cm ; se développant au-dessus du mycélium épais et feutré de blanc, qui jaunit et brunit en vieillissant. Trame trimitique, avec des hyphes génératives bouclées ; Sp lisses, ellipsoïdes, hyalines, J-, 4-6,5 x 3-3,5 µm ; toutes les parties noircissent à la potasse. Développe une pourriture fibreuse sur bois de feuillus, surtout chêne et châtaignier dans les habitations.	<i>Donkioporia expansa</i>
	Carpophore résupiné, à pores blancs puis gris jaunâtre. Présence de rhizomorphes blancs proéminents ; mycélium de couleur blanche, avec des filaments forts, comme des cristaux de glace. Trame dimitique, avec hyphes génératives bouclées ; Sp ellipsoïdes, lisses, hyalines, J-, paraissant courbes, latéralement, 5-7 x (2,5-) 3-4 µm ; basides 4-sp., bouclées. S'attaque aux résineux.	<i>Fibroporia vaillantii</i> (= <i>Antrodia</i> = <i>Poria</i>) (= <i>Poria vaporaria</i>)
	Autres espèces, avec chapeau en console.	11.
11.	Pores allongés en lamelles.	<i>Lenzites sp.</i>
	Pores non en lamelles. Les genres cités ci-contre (liste non-limitative) peuvent se retrouver très occasionnellement sur du bois de construction (en milieu très humide et non ventilé) ou des piquets, tant feuillus que résineux... Ils ont rarement été trouvés dans des habitations sauf dans des maisons en ruine, abandonnées, avec le toit percé ou quasi disparu. Nous avons le sentiment que c'est le cas pour tout ce qui est « croûtes » et « polypores » ; on peut donc ajouter <i>Stereum</i> et <i>Odontia</i> à la liste ci-contre.	<i>Gloeophyllum sp.</i> <i>Trametes sp.</i> <i>Phellinus sp.</i>
12.	Chapeau avec nombre de nuances de brun à crème et gris, avec flocons sommitaux ; lames peu déliquescentes ; spores noires, 6-9 x 3,5-5 µm, à pore germinatif évident ; base du pied souvent issue d'un ozonium (touffe de mycélium) rouille vif.	(<i>Coprinus</i>) <i>Coprinellus domesticus</i>
	Chapeau Ø atteignant 12 cm, à cuticule blanchâtre à crème-brun, densément couverte d'écailles brunâtres, concentriques ; odeur +/- anisée ; sporée blanche ; spores cylindriques, 8-12,5 x 3,5-5 µm ; apprécie surtout les résineux, notamment le pin.	<i>Lentinus</i> (<i>Neolentinus</i>) <i>lepideus</i>
13.	Ascoms globuleux, de très petite taille (150-550 µm), verts à cuivrés, ornés de nombreux longs poils à bout recourbé ; la spécialité de cette espèce est la dégradation du papier ; elle forme des points rouges sur les vieux livres ; asques 8-sporés ; spores subglobuleuses, jaunes à orange, striées, Ø 3-5 µm.	<i>Myxotrichum chartarum</i>
	Ascoms globuleux, de petite taille (moins de 1 mm), pouvant être soit poilus, hirsutes, avec de longs poils parfois terminés par une pointe bouclée, soit lisses et terminés par un très long bec mince ; en troupes denses.	14.
	Apothécies petites (moins de 2 mm), subrondes à lenticulaires, de couleur rougeâtre ou saumon, posées sur un subiculum blanc, poussant en troupes denses à la surface de plâtre humide.	<i>Pyronema domesticum</i>
	Apothécies plus grandes (plus de 5 mm), péziziformes (Discomycètes) ; asques operculés.	15.
14.	Espèce lignivore, s'attaquant principalement aux feuillus et plus rarement aux conifères ; elle est responsable d'une pourriture dite "molle". Les péri-	

	thèces contiennent des asques 4- ou 8-sporés. Spores foncées et monolucées ; croissance optimale à 25-30°C et humidité > 50 %.	<i>Chaetomium globosum</i>
	Colonies cotonneuses, de couleur blanche au début de leur développement, avant de virer au vert-gris au fur et à mesure que la souche arrive à maturation. Cet ascomycète prolifère rapidement, se nourrissant de matériaux riches en cellulose comme le papier, les textiles et les cloisons sèches ; allergène pour l'homme ; Sp ovoïdes-appointies, (9)10-12(14) x 8-10(5-8) µm, brunâtres, avec pore germinatif ; poils des périthèces ramifiés.	<i>Chaetomium elatum</i>
	Ascoms 160-320 µm de H et Ø 150-280 µm, brunâtres à violacés, citrifformes ; long poil terminal ondulé atteignant 3 mm de L, se terminant par une pointe bouclée & nombreux poils latéraux plus courts ; cortex à cellules en forme de puzzle ; asques octosporés ; spores 12-16,5 x 7-8,5 µm.	<i>Chaetomium</i> (= <i>Botryotrichum</i>) <i>murorum</i>
	Ascoms < 0,5 mm, lisses et terminés par un très long bec mince. Espèces provoquant le bleuissement du bois ; elles ne l'altèrent pas dans sa structure, et il ne perd ni sa solidité, ni sa résistance.	<i>Ceratocystis sp.</i>
15.	Espèce poussant sur le bois humide pourrissant, les plaques de plâtre enrobé, le plâtre, dans les maisons humides, les caves et les sous-sols non ventilés ; Ø atteignant 10 cm ; spores ellipsoïdes, hyalines, biguttulées, 11-15 x 6-10 µm.	<i>Peziza domiciliana</i>
	Des espèces proches de <i>P. domiciliana</i> (et ressemblantes) peuvent se trouver occasionnellement dans les mêmes conditions.	<i>Peziza badia</i>, <i>P. petersii</i>, <i>P. repanda</i>, <i>P. varia</i>, <i>P. cerea</i>
16.	Présence de phialides serrées les unes contre les autres, ce qui confère à l'ensemble une forme de pinceau.	17.
	Les conidiophores sont de longues hyphes dressées, non cloisonnées (mais le mycélium est septé), qui portent à leur extrémité un renflement sphérique hérissé de phialides, d'où partent des chaînes de petites conidies sphériques.	<i>Aspergillus sp.</i>
	Moisissure de couleur générale noire, pouvant être très envahissante.	18.
17.	Zone des conidiophores verdâtre.	<i>Penicillium digitatum</i>
	Zone des conidiophores bleuâtre.	<i>Penicillium italicum</i>
18.	Colonies cotonneuses de couleur noire à vert-noir, ou quasi noir ; présence de conidiophores dressés (phialides) ; conidies foncées, ovales, hyalines, à paroi lisse, verruqueuses à maturité, souvent 2-guttulées, 8-12 x 4-6 µm ; sur milieux riches en cellulose (paille, bois compressé, tissu, papier, colle sous papiers peints), mais aussi sur supports industriels (plaques de plâtre, isolants, joints au silicone) ; c'est la moisissure la plus toxique pour l'homme (problèmes pulmonaires).	<i>Stachybotrys chartarum</i>
	Espèce semblable à la précédente mais avec un champ d'infection beaucoup plus large (poussière de planchers, de matelas, de tapis, cadres & mastic de fenêtres, humidificateurs, filtres des systèmes de ventilation, peintures à l'huile,...) ; conidies particulières, multi cloisonnées, ressemblant +/- à une grenade militaire.	<i>Alternaria sp.</i>
	Espèce sans conidiophores différenciés. On parle ici de blastoconidies globulaires à ellipsoïdales, produites simultanément, en touffes, par bourgeonnement des cellules (type de développement semblable à celui des levures). Les colonies deviennent noires lorsque les chlamydospores sont formées. On la rencontre dans les habitations, dans les endroits où le taux d'humidité est de l'ordre de 75 %, avec une température idéale de 25° C : salles de bain & rideaux de douches, chambranles de fenêtres, réservoirs d'humidificateurs.	<i>Aureobasidium pullulans</i>
19.	Présence de rhizomorphes blancs (syrrotes ou rhizoïdes) ; système hyphal dimitique, hyphes génératives bouclées.	20.
	Présence de rhizomorphes brunâtres-noirâtres, parmi un mycélium cotonneux jaune blanchâtre, devenant brun avec l'âge ; Système hyphal mono- ou dimitique, hyphes non-bouclées sauf certaines grosses hyphes des rhizomorphes, qui peuvent porter des boucles verticillées.	21.
20.	Présence de rhizomorphes blancs proéminents ; mycélium de couleur blanche, avec des filaments forts, comme des cristaux de glace ; s'attaque aux résineux. Forme stérile du polypore <i>Fibroporia vaillantii</i> (voir	<i>Fibroporia vaillantii</i> (= <i>Antrodia</i>)

	10.2).	(= <i>Poria vaporaria</i>)
	Présence de rhizomorphes blanchâtres, gris clair, gris fumée, qui s'étalent assez fréquemment en plages mycéliennes lisses et gris-beige avec parfois des zones de couleur violettes ou jaunes étonnamment vive. Hyphes squelettiques non cloisonnées, à lumière très visible, en partie brunâtres, à parois épaisses, souvent ornées de cristaux ; hyphes vasculaires très présentes, souvent de 20 à 60 µm Ø. Stade stérile de la mérule (voir 9.1).	<i>Serpula lacrymans</i>
21.	Système hyphal monomitique. Stade stérile de <i>Coniophora puteana</i> (voir 7.1).	<i>Coniophora puteana</i> (= <i>C. cerebella</i>)
	Système hyphal dimitique. Stade stérile de <i>Coniophora marmorata</i> (voir 7.2).	<i>Coniophora marmorata</i>

Champignons non identifiables

« Il n'est pas rare de recevoir des échantillons où le champignon n'est pas identifiable par l'examen macro- et microscopique, parce qu'il est trop peu développé. Quelques hyphes observés sous le microscope ne permettent que rarement un diagnostic précis. Il faut alors tenter une détermination approximative en s'aidant de la présence éventuelle de boucles sur les cloisons (indiquant un Basidiomycète), du type de pourriture produit, du substrat sur lequel le champignon se développe, etc. » (A. FRAITURE)

Les différents types de pourritures		
Fibreuse (white rot)	Cubique (dry rot, cubic rot, brown rot)	Soft rot
Seule la lignine est dégradée. La cellulose reste présente. Bois devenu blanchâtre, fibreux et +/- souple, peu compressible et s'effritant facilement. Surtout sur feuillus, générée par des Agaricales, <i>Donkioporia</i> , <i>Asterostroma</i> , <i>Phellinus</i> .	Seule la cellulose est dégradée. Quasi toute la lignine reste présente. Le bois est devenu brun foncé et rigide cassant. Il s'écroule sous les doigts ; il se fissure en crevasses parallèles-perpendiculaires. C'est l'oeuvre de la mérule, des <i>Coniophora</i> et de nombre de polypores.	Attaque sur le bois resté longtemps exposé à une humidité très élevée. Le bois contaminé (surtout des conifères) garde son apparence extérieure, mais devient fragile et se ramollit. C'est l'oeuvre des <i>Chaetomium</i> .

Serpula lacrymans

Basidiome résupiné à diffus, habituellement 5-10 mm d'épaisseur ; hyménophore méruloïde à irrégulièrement poroïde, jaunâtre à orange à l'état jeune, puis brun foncé à maturité ; marge distincte, blanche, cotonneuse, avec rhizomorphes. Système hyphal dimitique ; **hyphes génératives bouclées**, 2-4 µm de large, à parois minces. Hyphes subhyméniales immergées dans une matrice d'apparence gélatineuse. Hyphes du subiculum souvent plus larges, à parois minces. Quelques hyphes squelettiques présentes dans le subiculum ; également présentes mais plus fréquentes dans les rhizomorphes, 2-4 µm de large, **cyanophiles**. Cystides absentes. Des cystidioles hyphoïdes peuvent être présentes. Basides clavées, 30-60 x 5-8 µm avec 4 stérigmates et une boucle basale. Basidiospores étroitement ellipsoïdes, 9-12 x 5-6 µm, lisses, à parois épaisses, jaunâtres, non dextrinoïdes, cyanophiles.

Coniophora puteana

Basidiome résupiné, diffus, séparable, jusqu'à 2 mm d'épaisseur ; hyménophore lisse à tuberculeux, brun avec une teinte olivacée ; marge fibrilleuse, blanchâtre à jaunâtre. Système hyphal monomitique ; **hyphes génératives non bouclées**, ou avec quelques boucles verticillées sur les hyphes basales, 2-8 µm de large (parfois plus, jusqu'à 15 µm), habituellement à parois minces, hyalines ou brun pâle ; présence de quelques brins hyphaux à la marge. Cystides absentes. Des cystidioles hyphoïdes peuvent être présentes. Basides subcylindriques, avec un resserrement médian, 60-100 x 7-10 µm, avec 4 stérigmates et pas de boucle basale. Basidiospores largement ellipsoïdes à ovoïdes, 10-16 x 6-10 µm, lisses, à parois épaisses, distinctement brunâtres, sans réaction évidente dans le melzer, cyanophiles.

Bibliographie

FRAITURE A., 2008 - *Introduction à la mycologie domestique – Les champignons qui croissent dans les maisons*. Revue du CMB 8: 25-56. <https://cercle-myco-bruxelles.be/publications/08/Mycologie%20domestique.pdf>

Etat des lieux de la diversité cryptique dans le complexe *Hygrocybe mucronella* et présentation de deux récoltes en Europe occidentale

Charles Grapinet**

Résumé

Cet article présente les découvertes récentes sur le complexe *Hygrocybe mucronella*, notamment la révision menée par Fulger et al. en 2024, qui inclut deux nouvelles espèces et la néotypification d'*Hygrocybe mucronella*. Les distinctions entre ces espèces sont clarifiées par des analyses moléculaires et microscopiques, avec des critères discriminants comme le quotient sporique. L'article présente également des spécimens collectés en Belgique et en France. Ces découvertes enrichissent la compréhension du genre et soulignent l'importance des outils moléculaires dans la taxonomie fongique.

Introduction

Selon Lodge et al. (2013), le genre *Hygrocybe* regroupe des espèces terrestres aux chapeaux fins, fragiles et souvent visqueux, avec un pied creux ou fibreux. Ces champignons présentent une grande variété de couleurs vives, bien que certaines espèces puissent être grises, brunes ou blanches. Les lames sont cireuses, souvent épaisses et les spores sont toujours hyalines et lisses. Plusieurs recherches s'appuyant sur l'analyse moléculaire menées ces dernières décennies ont mis en évidence l'étendue de la diversité au sein du genre *Hygrocybe*.

L'histoire taxonomique d'*Hygrocybe mucronella* remonte à 1838, lorsque le mycologue suédois Elias Magnus Fries décrit pour la première fois l'espèce sous le nom d'*Hygrophorus mucronellus* dans *Epicrisis systematis mycologici*. Fries place alors cette espèce dans le genre *Hygrophorus*, qui rassemble des espèces mycorhiziennes, caractérisées par des lames épaisses et cireuses. En 1879, le mycologue finlandais Petter Karsten réexamine cette classification et transfère l'espèce dans le genre *Hygrocybe*.

Au fil des décennies, les taxonomistes ont débattu des limites entre espèces et variations intraspécifiques au sein de ce groupe. En 1910, René Maire propose la description d'une espèce proche, *Hygrophorus reae*, en s'appuyant sur des différences apparentes dans la morphologie et l'écologie. En 1915, Adalbert Ricken transfère cette espèce dans le genre *Hygrocybe*, puis elle a ensuite été enrichie par l'introduction de la variété *Hygrocybe reae* var. *mite* en 1977 par Robert Kühner, basé sur des différences de taille et de couleur.

Malgré ces efforts, les distinctions entre *Hygrocybe mucronella* et *Hygrocybe reae* sont restées subtiles et sujettes à interprétation. Par conséquent, ces deux taxons sont aujourd'hui synonymisés par la plupart des mycologues.

Évolutions taxonomiques récentes

En 2024, Fulger et al. décrivent deux nouvelles espèces (*Hygrocybe alpina* et *Hygrocybe amara*) et néotypifient *Hygrocybe mucronella* pour compenser l'absence de matériel type. L'étude met également en lumière les relations phylogénétiques et les distinctions entre quatre espèces : *Hygrocybe alpina*, *H. amara*, *H. mucronella* et *H. salicis-herbaceae*. Ces espèces, bien qu'étroitement liées génétiquement, présentent des caractéristiques macroscopiques, microscopiques et écologiques qui permettent de les différencier.

Parmi ces espèces, *H. salicis-herbaceae* se distingue des autres. Son chapeau est d'un rouge écarlate dans la jeunesse, puis il s'éclaircit légèrement avec l'âge. Il colonise des habitats spécifiques, notamment les saulaies sur sols pauvres et acides, souvent en zone alpine. Sur le plan organoleptique, sa saveur se distingue : au lieu d'être amère comme chez les autres espèces du groupe, elle est qualifiée de rance, procurant une sensation désagréable au fond de la gorge après mastication.

Les trois autres espèces (*H. mucronella*, *H. amara* et *H. alpina*) ont toutes une saveur amère et leur distinction est moins aisée. Si des observations macroscopiques, comme les nuances de couleur du chapeau ou les variations écologiques, peuvent orienter la détermination, elles ne suffisent généralement pas à établir une identification fiable (Tableau 1).

La distinction formelle entre ces trois espèces repose principalement sur l'analyse microscopique, notamment sur l'étude des spores. Le calcul du Quotient sporique moyen (Q moyen), qui est obtenu en établissant la moyenne des rapports entre les longueurs et les largeurs des spores, joue un rôle déterminant. Il permet de lever les ambiguïtés et d'assurer une identification précise lorsque les critères morphologiques ou écologiques ne suffisent pas (Tableau 1).

(**) Charles Grapinet, BAVILLIERS (France) ; charles.grapinet@gmail.com

Tableau 1. Comparaison de caractères morphologiques, microscopiques et écologiques ciblés entre *H. amara*, *H. mucronella* et *H. alpina*.

	<i>H. amara</i>	<i>H. mucronella</i>	<i>H. alpina</i>
Couleur du chapeau	Orange pâle, jaune orangé à orange avec souvent une teinte rouge foncée au centre.	Orange, rouge orangé à rougeâtre orangé, souvent avec un centre rouge et des bords jaune ou jaune orangé	Rouge écarlate à rouge carmin, parfois avec des nuances jaune orangé
Q moyen	1,32 à 1,39	1,51 à 1,63	1,71 à 1,86
Ecologie	Prairies mésophiles semi-naturelles, souvent fauchées, sur des sols plutôt calcaires	Prairies semi-naturelles, bois riches en herbe, bords de routes, souvent sur des sols plutôt calcaires	Prairies alpines naturelles, sur substrats calcaires

Description d'un spécimen d'*Hygrocybe amara* récolté en Belgique

Nous présentons ici la première observation confirmée d'*Hygrocybe amara* Fuljer, Zajac, Boertm. & Kautman (2024) en Belgique (figure 1). Cette découverte a eu lieu lors du séminaire annuel de microscopie organisé à Masmembre, dans la province de Namur, le 14 novembre 2024. Ce spécimen a été collecté dans une pelouse du do-

maine.



Chapeau : diamètre de 10 à 15 mm, hémisphérique à campanulé, puis convexe à presque aplati, avec un bord crénelé. La surface est lisse, d'abord lubrifiée puis sèche, de couleur orange pâle, jaune orangé à orange avec souvent une teinte rouge foncée au centre.

Stipe : dimensions de 25 à 35 mm × 1,5 à 2 mm, cylindrique et creux. Surface initialement visqueuse, devenant sèche avec le temps, de teinte jaune-orangé.

Lames adnées avec une dent décurrente, relativement espacées, cassantes, et de vive coloration jaune-orangée.

Saveur immédiatement amère au niveau de la cuticule.

Odeur absente.

Spores en forme de poire ou ellipsoïdes irrégulières, souvent élargies ou asymétriques à la base, avec un étranglement médian, hyalines et non amyloïdes. Dimensions mesurées sur 50 spores : (7,3)7,7-8,9(9,3) x (6)6,2-6,3(6,8) µm. Quotient sporique : (1,2) 1,2-1,5 (1,6). Quotient sporique moyen : 1,37.

Trame lamellaire régulière, constituée d'hyphes élargis et étranglés au niveau des cloisons.

Basides tétrasporiques, avec boucles aux septa, mesurant en moyenne 40 × 7,5 µm.

Pileipellis : ixocutis composé d'hyphes cylindriques, orientées de manière ascendante, irrégulières avec un léger épaissement au niveau des septa.

Habitat : ce spécimen a été collecté dans une pelouse semi-naturelle, sur sol calcaire, à Hastière (5543) en bordure de route, et sous un épicéa. Présence au même endroit de *Gliophorus psittacinus*. Coordonnées GPS : 50.154765, 4.854406.

La collecte et l'identification ont été réalisées par Charles Grapinet.

Un séquençage moléculaire ciblant la région ITS (Internal Transcribed Spacer) de l'ADN fongique a été effectué sur l'*exsiccata*. L'analyse a été réalisée par le laboratoire FONGILAB, basé à Thun Saint-Martin,

en France, et la comparaison des séquences obtenues avec celles publiées dans les bases de données a confirmé l'identité de l'échantillon comme appartenant à *Hygrocybe amara* (figure 2).

Cette découverte, réalisée peu après la description de l'espèce en 2024, suggère que *Hygrocybe amara* pourrait être relativement commune. Il est probable que d'autres populations soient identifiées en Belgique et dans les pays voisins, au fur et à mesure que les mycologues prennent connaissance de son existence.

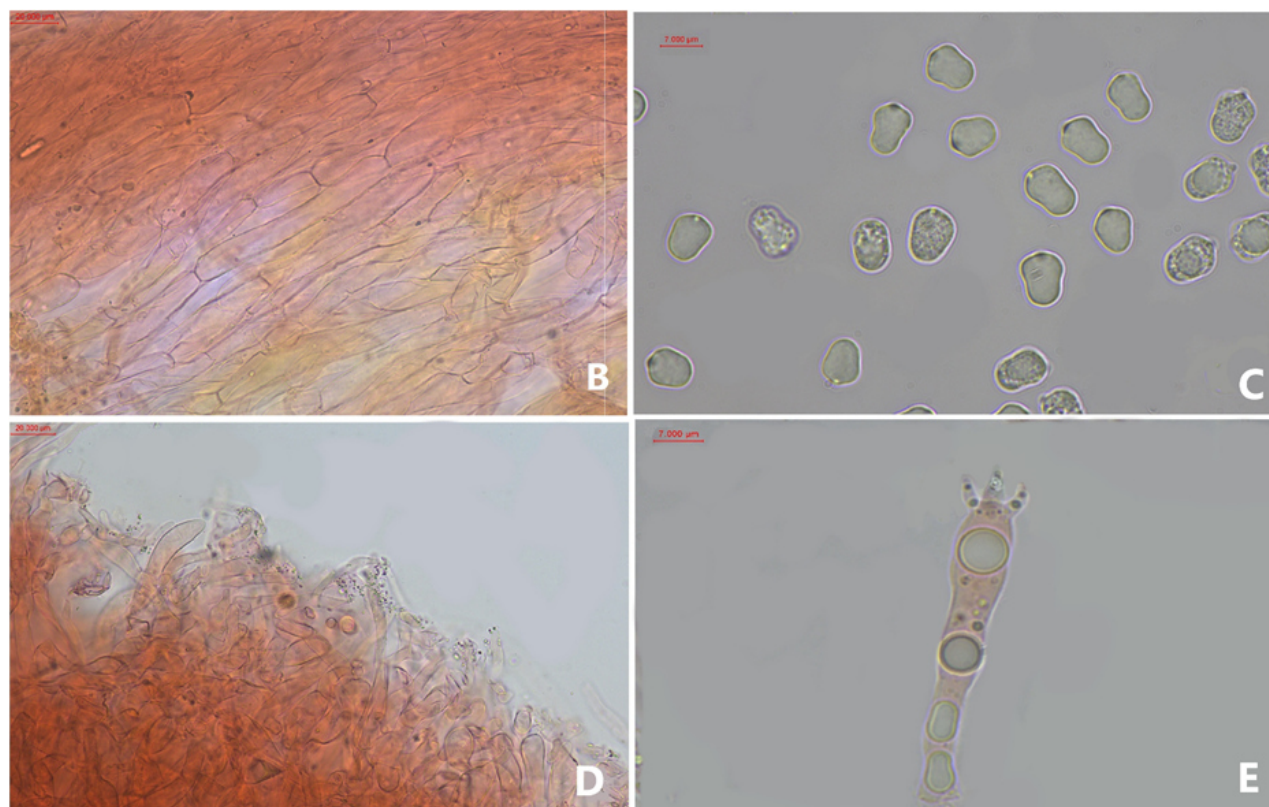


Figure 1. Détails macroscopiques et microscopiques d'*Hygrocybe amara*. A : basidiome *in situ* - B : trame lamellaire - C : basidiospores - D : pileipellis - E : baside

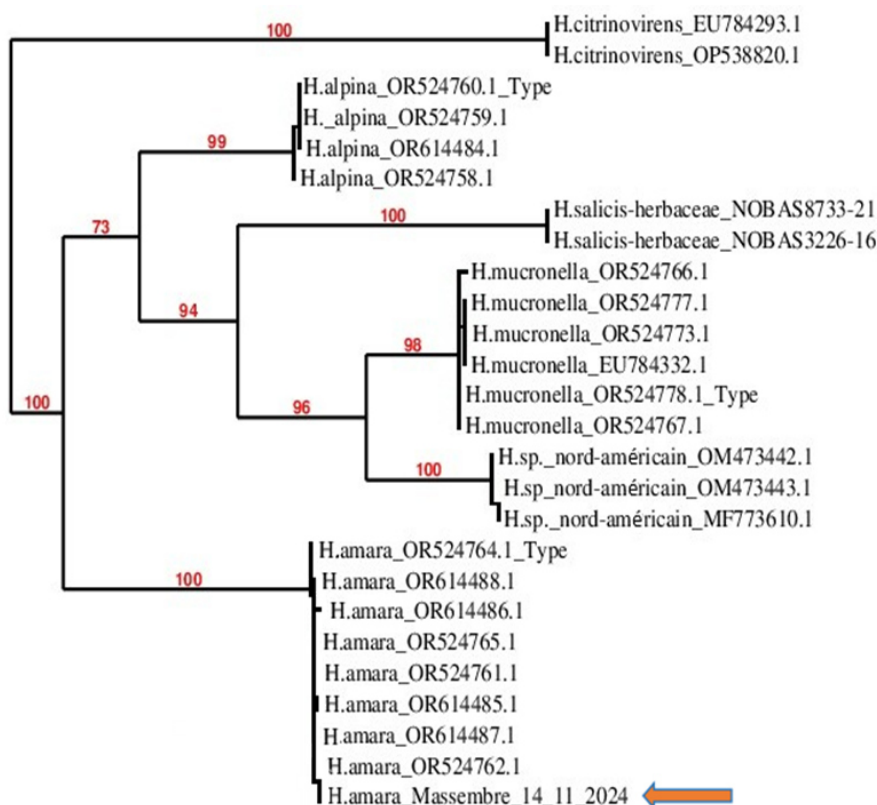


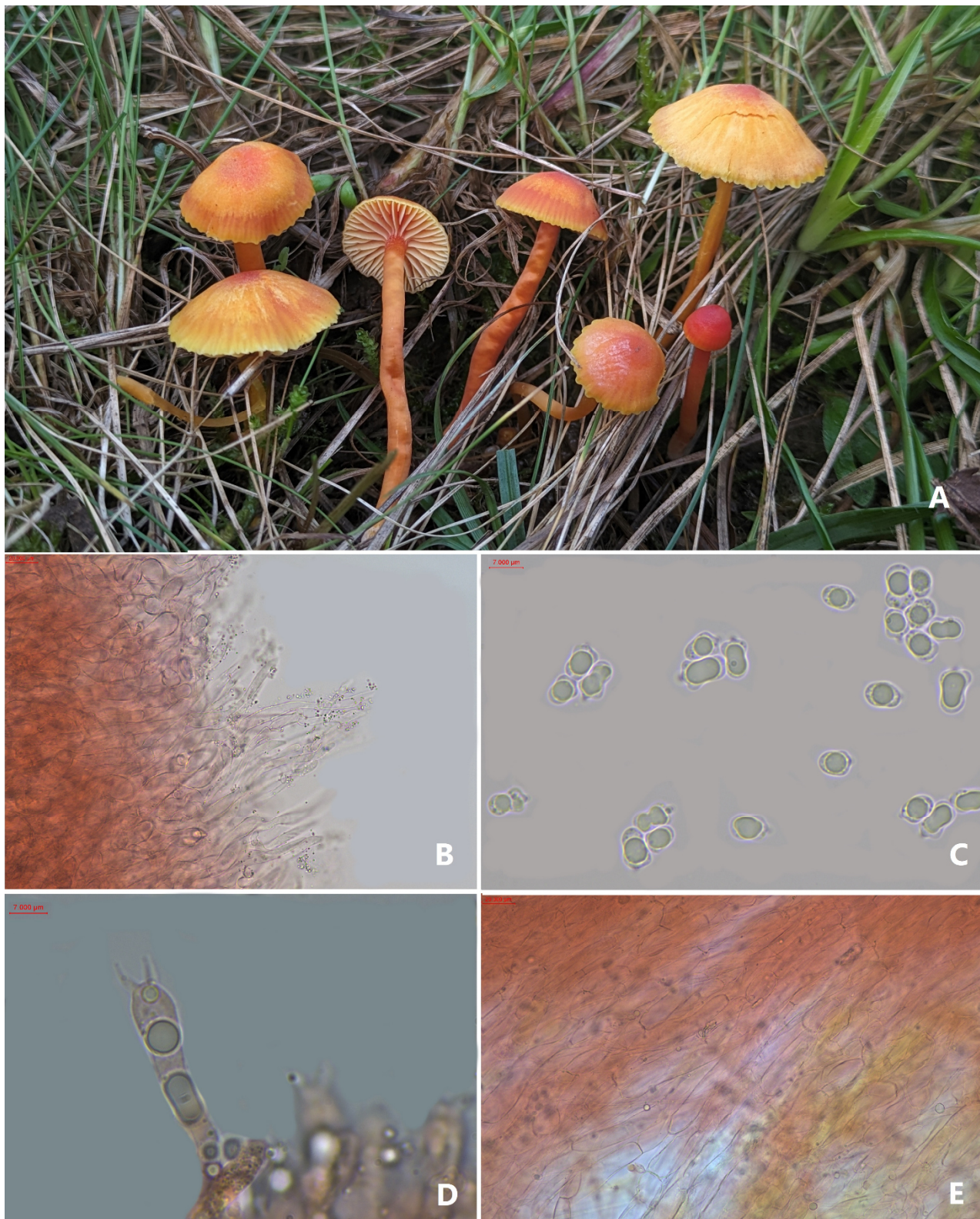
Figure 2. Arbre phylogénétique issu de l'analyse "maximum likelihood" du groupe d'*Hygrocybe mucronella*, basé sur l'ensemble de données ITS. *Hygrocybe citrinovirens* est utilisé comme groupe externe

Description d'un spécimen d'*Hygrocybe mucronella* récolté en France

Nous présentons ici une récolte *Hygrocybe mucronella* (Fries) Karsten (1879), réalisée le 9 décembre 2024 en France (Figure 3). Cette observation correspond au néotype récemment proposé par Fulger et al.

Figure 3. Détails macroscopiques et microscopiques d'*Hygrocybe mucronella*.

A : basidiomes *in situ* - B : pileipellis - C : basidiospores - D : baside - E : trame lamellaire.



Chapeau : diamètre compris entre 3 et 16 mm, hémisphérique à campanulé, devenant convexe à presque aplati, avec un bord crénelé. Sa surface est lisse, lubrifiée à l'état jeune, puis sèche, avec une couleur orange, rouge orangé à rougeâtre orangé, souvent avec un centre rouge et des bords jaune ou jaune orangé. Il présente une surface mate une fois sec.

Stipe cylindrique et creux, entre 15 et 40 mm de longueur pour un diamètre de 1 à 2,4 mm. Sa surface est initialement visqueuse, devenant sèche avec le temps. La couleur varie de orange-jaune à jaune orangé, s'éclaircissant à la base.

Lames adnées, avec une dent décurrente, espacées, cassantes, jaune-orangé pâle.

Saveur : la cuticule présente une saveur amère, perceptible dès qu'elle est touchée avec le bout de la langue.

Odeur absente.

Spores en forme de poire ou ellipsoïdes irrégulières, souvent élargies ou asymétriques à la base, parfois étranglées à mi-longueur, hyalines, non amyloïdes, avec une grande vacuole. Dimensions mesurées sur 50 spores : (6,5)7-9,5(10) x (4,7)4,8-6,3(7) µm. Quotient sporique : (1,2)1,3-1,7(1,8). Quotient sporique moyen : 1,51.

Trame lamellaire régulière, constituée d'hyphes élargis et étranglés au niveau des cloisons.

Basides tétrasporiques, bouclées ; dimensions moyennes de 40 x 7,1 µm.

Pileipellis : ixocutis constitué d'hyphes cylindriques, ascendantes, irrégulières, légèrement épaissies au niveau des septa.

Habitat : le spécimen a été récolté dans une prairie semi-naturelle bordée par une haie de feuillus, sur un sol calcaire, sur la commune d'Essert (90850), dans le Territoire de Belfort. De nombreux autres *Hygrocybe* étaient présents dans cette zone, témoignant de la richesse mycologique locale. Coordonnées GPS : 47.641693, 6.827023.

La collecte et l'identification ont été réalisées par Charles Grapinet.

Hygrocybe mucronella est une espèce largement répandue en Europe. Toutefois, son identification fait l'objet de nombreuses incertitudes. *Hygrocybe amara*, tout juste décrite, partage de nombreux traits morphologiques avec *Hygrocybe mucronella* et occupe des habitats similaires. En raison de ces similitudes, plusieurs récoltes historiquement attribuées à *Hygrocybe mucronella* pourraient en réalité correspondre à *Hygrocybe amara* ou à d'autres taxons encore mal caractérisés.

Conclusion

Les récentes avancées dans l'étude du complexe *Hygrocybe mucronella* soulignent l'importance de conjuguer des approches traditionnelles et moléculaires pour aborder les défis complexes de la taxonomie. La mise en évidence de nouvelles espèces comme *H. amara* et *H. alpina* révèle une diversité souvent sous-estimée au sein du genre *Hygrocybe*. Avec la généralisation de ces outils, il est probable que des taxons encore méconnus seront encore identifiés. Les découvertes d'*H. amara* en Belgique et d'*H. mucronella* en France enrichissent par ailleurs nos connaissances sur leur répartition géographique.

Remerciements

Merci à Victor Sabet du laboratoire FONGILAB pour la réalisation du séquençage de l'échantillon transmis. Son travail rapide et précis a été déterminant pour confirmer l'identité du spécimen étudié, ce qui a grandement contribué à la qualité de cet article.

Bibliographie

- Fries E. M. (1838). *Epicrisis Systematis Mycologici*. Lund: Berling
- Fulger M., Zajac R., Boertmann D., & Kautman J. (2024). Molecular systematics and phylogeny of *Hygrocybe mucronella*. *Fungal Systematics and Evolution*, **7**: 12–28
- Karsten P. A. (1879). Rysslands, Finlands och den Skandinaviska halföns Hattsvampar. Förra Delen: Skifsvampar. Bidrag till Kännedom av Finlands Natur och Folk, **32**: 1–140. Helsingfors: Finska Vetenskaps-Societeten
- Kühner R. (1976). Agaricales de la zone alpine. Genre *Hygrocybe* (Fries) Kummer. *Bulletin de la Société Mycologique de France*, **92**(4): 455-515
- Lodge D. J., Padamsee M., Matheny P. B., et al. (2013). Molecular phylogeny, morphology, pigment chemistry and ecology in Hygrophoraceae (*Agaricales*). *Fungal Diversity*, **64**(1): 1–45. doi:10.1007/s13225-013-0259-0
- Maire R. (1910). Some new and interesting British hymenomycetes gathered at the Baslow fungus foray, 1909. *Transactions of the British Mycological Society*, **3**(1): 109–122. doi:10.1016/j.tbr.1910.09.009
- Ricken A. (1838). *Die Blätterpilze*. Leipzig, Th. O. Weigel
- Ronikier A. (1915). *Hygrocybe salicis-herbaceae* (*Agaricomycetes*, *Hygrophoraceae*): an arctic-alpine species new to the South-Eastern Carpathians (Romania). *Mycological Progress*, **12**(6): 893–901 doi:10.1007/s11557-013-0912-0
- Zajac M., & Fulger F. (2021). *Hygrocybe salicis-herbaceae*, a new waxcap species recorded in Slovakia. *Fungal Biology*, **125**(8): 656–667. doi:10.1016/j.funbio.2021.04.011

ESSAI DE SEQUENCAGE de divers exsiccata en attente de confirmation de détermination.

Marcel Lecomte

Après avoir travaillé plusieurs années dans un laboratoire spécialisé, Victor Sabet (membre de notre association), fort de son expérience en champignons du bâtiment, a créé il y a quelques mois, son propre laboratoire d'études, appelé Fongilab. Afin d'éviter les temps d'attente trop longs et les coûts générés par les intermédiaires, il a choisi de s'équiper afin de pouvoir réaliser lui-même le séquençage des spécimens qu'il rencontre dans des bâtiments infectés et pour lesquels il est vital d'appliquer un traitement le plus rapidement possible. Pour l'interprétation des données, il est aidé par Pierre Arthur Moreau, qui lui apporte son soutien et son expérience en la matière.

Aussi, nous avons choisi de lui confier le séquençage de 26 exsiccata en attente de détermination ou de confirmation. Voici la liste des résultats obtenus.

Nom proposé	Herbier	Conclusions après séquençage
<i>Allopsalliota geesterani</i>	ML20102865	= <i>Allopsalliota geesterani</i>
<i>Amanitopsis griseofuscescens</i>	ML20092830	= <i>Amanita simulans</i>
<i>Lactarius cremor</i>	ML2003070101	= <i>Lactarius cremor</i> (= <i>rostratus</i>)
<i>Lactarius fraxineus</i>	ML2010062001	= <i>Lactarius fraxineus</i> (PAM : « aucune séquence de référence disponible, c'est donc une "première" pour cette espèce par ailleurs facile à reconnaître mais très rare »).
<i>Lactarius ilicis</i>	ML2010111801	= <i>Lactarius ilicis</i>
<i>Lactarius illyricus</i>	ML2004101001	= <i>Lactarius illyricus</i>
<i>Lactarius kuehnerianus</i>	MLGE02055	Interprétation impossible car spécimen détérioré et pollué.
<i>Lactarius quietus</i> à lait très jaune	ML2022140704	= <i>Lactarius quietus</i>
<i>Lactarius quietus</i> normal	ML2022140703	= <i>Lactarius quietus</i>
<i>Lactarius romagnesii</i>	ML20060827	= <i>Lactarius pterosporus</i>
<i>Lactarius</i> sp.	ML2001101505	Interprétation impossible car spécimen détérioré et pollué.
<i>Lactarius</i> sp.	ML2004092701	Interprétation impossible car spécimen détérioré et pollué.
<i>Lactarius</i> sp.	ML2009110601	= <i>Lactarius subdulcis</i>
<i>Lactarius subruginosus</i>	PAM 02080901	= <i>Lactarius pterosporus</i>
<i>Lactarius utilis</i>	ML2004102201	= <i>Lactarius trivialis</i>
<i>Lactarius utilis</i>	ML20112095	Interprétation impossible car spécimen détérioré et pollué.
<i>Neolentinellus schaefferi</i>	ML2005199501	= <i>Neolentinus cyathiformis</i> (= <i>degener</i>)
<i>Octavianina asterosperma</i>	ML20112148	Interprétation impossible car spécimen détérioré et pollué.
<i>Russula archaeosuberis</i>	ML2008130601	= <i>Russula pallidospora</i>
<i>Russula camarophylla</i>	ML20090906	= <i>Tricholosporum goniospermum</i>
<i>Russula gigasperma</i>	ML9801111	Interprétation impossible car spécimen détérioré et pollué.
<i>Russula globispora</i>	ML2318	= <i>Russula</i> cf. <i>curtipes</i> (spécimen de mauvaise qualité)
<i>Russula pseudodelica</i>	ML20042806	= <i>Russula</i> cf. <i>albonigra</i> mais distincte des autres <i>albonigra</i> (séquence suspecte, différente sur ITS2, conforme sur ITS1) = espèce nouvelle ?
<i>Russula pseudodelica</i>	ML20040507	= <i>Russula</i> cf. <i>albonigra</i> mais distincte des autres <i>albonigra</i> (séquence suspecte, différente sur ITS2, conforme sur ITS1) = espèce nouvelle ?
<i>Russula pseudonigricans</i>	ML20042706	Interprétation impossible car spécimen détérioré et pollué.
<i>Tricholoma goniospermum</i>	ML20102300	= <i>Tricholosporum goniospermum</i>

Quelles sont les conclusions que nous pouvons tirer de cette première approche ?

++ Il a été impossible de réaliser le séquençage de 7 spécimens sur les 25 envoyés, soit plus de 25 %. Nous ne le faisons pas apparaître dans le tableau ci-dessus, mais en réalité, des noms en apparence complètement farfelus sont apparus, comme *Malassezia restricta* (une levure lipophile faisant partie de la flore

commensale naturelle des humains), *Hypomyces odoratus* (ascomycète de l'ordre des Hypocréales) ou encore *Kochvaella fuzhouensis*, sans parler de moisissures communes comme des *Alternaria*, *Aspergillus* ou *Penicillium*. En réalité, il s'agit d'espèces fongiques qui avaient colonisé et pollué les spécimens par contact, avant la dessiccation.

++ Il faut être certain que la dessiccation soit totale, car si on place un exsiccatum dans un sachet en plastique avec un reste d'humidité, c'est le terrain propice pour le développement de moisissures ; c'est pourquoi il vaut mieux placer les spécimens desséchés dans une enveloppe en papier, le tout enfermé dans un récipient hermétique où nous aurons placé un antifongique, comme le thymol ou le phénol.

++ La plupart des séquençages ratés concernent des lactaires... On peut se poser la question de savoir si la présence d'un latex accentue la dégradation du spécimen et l'apparition de parasites.

++ Plus les spécimens sont anciens, plus le risque est grand de rencontrer des difficultés au séquençage, allant même jusqu'à 'impossibilité pour cause de dégradation et de pollution fongique ou bactérienne.

« Les exsiccata de moins de 10 ans (correctement séchés et conservés) ont 80% de chances d'être amplifiés du premier coup. Après 10 ans, la probabilité descend vite, et il faut plus de précautions, voire d'acharnement pour un résultat toujours incertain. » (PAM).

++ A l'heure actuelle, le moyen la plus simple consiste à placer le spécimen en attente d'analyse dans une solution aqueuse complexe de CTAB (bromure d'hexadécyltriméthylammonium) additionné d'autres composants.

2% CTAB (100 Mm Tris-HCl pH 7.5, 20 Mm EDTA, 1.4 M NaCl, 2% CTAB, 2% BME)	
1 M Tris-HCl (pH 7.5)	100 mL
0.5 M EDTA	40 mL
NaCl	81.9 g
CTAB	20 g
ddH ₂ O	to 1 L

After add water to 1 L, autoclave the solution at 121 °C for 20 min without waiting for the reagent dissolved. Notice the BME should be added right before DNA extraction.

Après lecture de cette formule, nous comprenons immédiatement que cela n'est pas accessible à des non-professionnels, même si nos dernières recherches laissent apparaître une possibilité de trouver ce produit « prêt à l'emploi ». Mais cela s'avère très coûteux ! Le CTAB coûte plus de 200 € pour 10 g... il est devenu un produit courant dans les labos de

biologie moléculaire.

***Russula pseudodelica* continue à rester une énigme pour nous !**

Nous nous intéressons particulièrement à cette espèce car Françoise Draye en a trouvé 3 exemplaires à Beez (Marche-les-Dames), près de Namur, les 27 juin et 02 juillet 2004 ; aucune autre récolte n'a été réalisée ces 20 dernières années malgré des prospections répétées sur le même site. Nous lui avons consacré un article détaillé dans le bulletin 2008/1 de l'AMFB. Cette récolte s'avère particulièrement intéressante car elle a été réalisée au même endroit que celle évoquée par ROMAGNESI, qui l'a étudiée sur base d'un exsiccatum transmis par J. De Marbaix, qui l'avait trouvée également à Marche-les-Dames, le 08 octobre 1953.

H. MARXMÜLLER a fait réaliser une analyse moléculaire (sans doute au départ de l'exsiccatum figurant dans l'herbier de Romagnesi) qui la donne comme conspécifique de *pallidospora*.

Les résultats de l'analyse de nos exsiccata sont mentionnés dans le tableau ci-dessus.



Réactions : phénol ↑, gaïac ↑ et fer ↑.

← on distingue nettement la couleur rosâtre des lames. (Photos F. Draye).

Bibliographie

DRAYE F. & LECOMTE M., 2008 - Une russule très intéressante : *Russula pseudodelica* retrouvée dans la région de Namur. Bull. AMFB 2008/1, pp. 38-41

MARXMÜLLER H., 2014 - *Russularum Icones* (tomes 1-2). Ed. en Allemagne. T. 2, p. 687

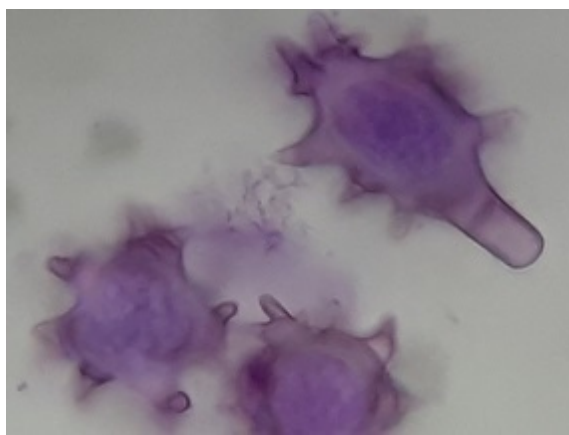
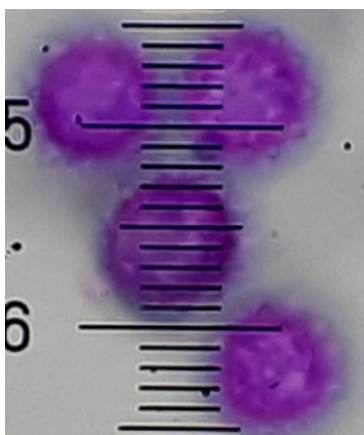
ROMAGNESI H., 1967 - *Les russules d'Europe et d'Afrique du nord*. Ed. Bordas, p. 231

Utilisation des colorants dérivés de l'aniline en microscopie

Dany Joubert⁸

L'aniline, synthétisée pour la première fois en 1826, a fourni de nombreux colorants : violet, rouge, jaune, vert, bleu, noir, obtenus par diverses réactions chimiques pour chaque couleur.

J'ai eu l'opportunité de pouvoir tester le violet et un rouge d'aniline (car apparemment, il en existe plusieurs) qui semblent être intéressants pour leur coloration en microscopie mycologique. Les produits dont je dispose sont sans doute vieux de près d'un siècle mais en parfait état de conservation. (il serait bien de pouvoir tester le bleu et le noir sans doute plus difficilement disponibles ?)



← à gauche, spores de *Laccaria amethystina* (coefficient de correction, ou CdC, à appliquer pour l'échelle micrométrique : 1x)

← à droite, chlamydospores d' *Asterophora lycoperdoides*

Bien que l'un ou l'autre puisse être utilisés indépendamment pour toutes les colorations, il nous semble, après

quelques essais, que le violet soit plus intéressant pour la coloration générale

ralement intense des spores.



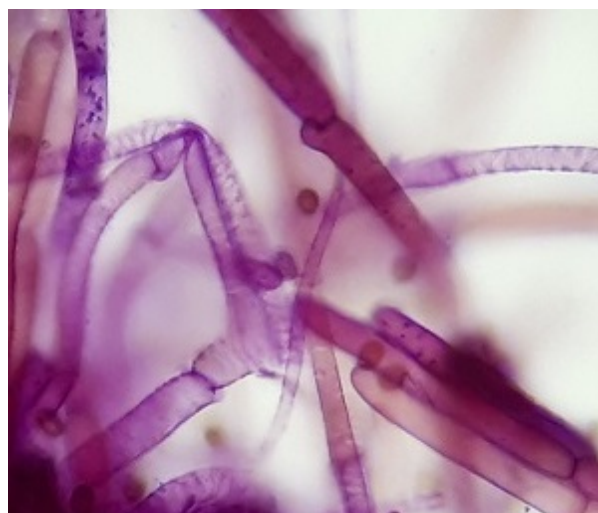
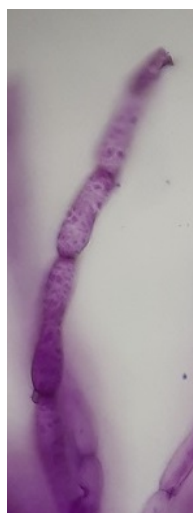
Pour l'étude des cuticules de russules, le violet et le rouge peuvent être utilisés avec pour chacun, des avantages et des inconvénients. J'utilise plutôt le rouge qui permet d'obtenir des préparations très lisibles, plus transparentes, bien contrastées, à privilégier sur du matériel frais. Quand la cuticule est plus épaisse, l'ensemble sera plus sombre avec le violet, et la lumière peinera à traverser la préparation. Dans les 2 cas il est préférable de dilacérer avant observation.

← à gauche, poils subulés de *Russula violeipes*

← à droite, dermatocystides de *Russula sylvestris* avec CdC 2,5x

Cependant le violet est excellent pour l'observation des pigments membranaires, des caulocystides, des anses d'anastomose (violet sombre sur fond blanc, le contraste est excellent...) pour peu que la préparation soit suffisamment fine... Dans les deux cas, un rinçage rapide dans l'eau est conseillé.

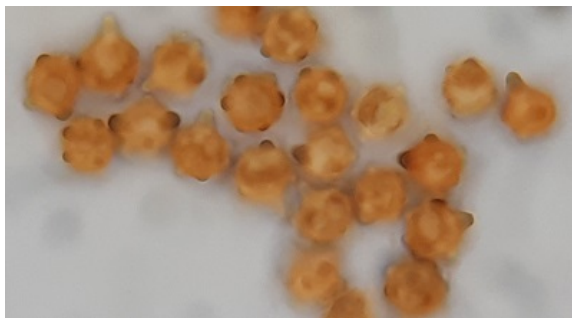
Les deux colorants sont facilement solubles dans l'eau et il n'est pas nécessaire d'utiliser des solutions saturées, car un excès de concentration diminue la visibilité et le contraste, (et prolonge la phase de rinçage).



⁸ Dany Joubert, BOURGES (France) ; danannjoub@outlook.fr

1. Coloration des spores avec le violet d'aniline

Plusieurs colorants sont déjà très performants pour la coloration des spores hyalines, et en cas d'échec, il existe toujours la possibilité d'avoir recours au **permanganate de potassium** qui peut rendre de grands services (j'en avais préconisé l'utilisation il y a plus de 20 ans - voir Jacques CHARBONNEL pp. 176-177). En effet, il colore toutes les matières organiques par oxydation.

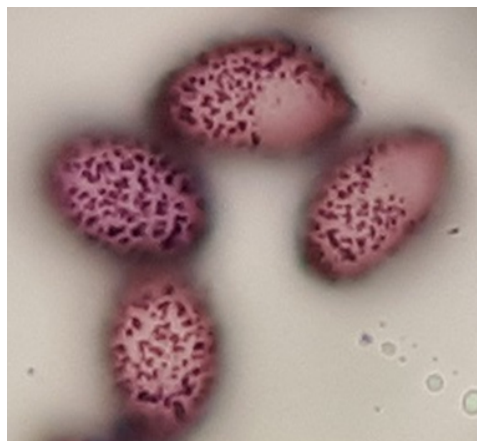


Il est à noter que l'on peut encore augmenter le contraste par un rapide chauffage de 2-3 secondes de la préparation montée entre lame LPO et LCO.

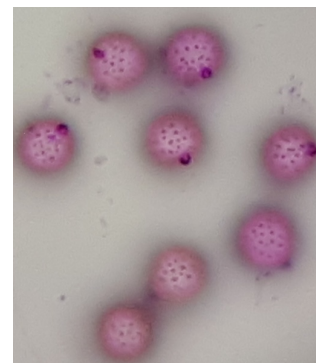
← Ex. : *Mycenella bryophila*.

NB : il en est de même avec les spores amyloïdes dans le melzer (surtout s'il a perdu un peu de sa fraîcheur) → un passage de 3-4 secondes sous la flamme augmente considérablement l'action de l'iode et donc le contraste.

Mais ce violet peut aussi rendre de bons services sur certaines spores colorées comme celles des *Crepidotus* qui ont la particularité de présenter une coloration en rouge de leur appendice hilaire → ; c'est le cas chez *C. applanatus*, *C. crocophyllus* et *C. lundelli*, mais pas chez *C. variabilis*.



**Appendice hilaire bien visible sur des spores de Crépidothèque →
← ornementation sporale chez un cortinaire**



Il me semble tout particulièrement intéressant d'utiliser le violet pour l'observation des spores de cortinaires car leur ornementation devient quasi aussi évidente que celle des spores de russules dans le melzer.

Quel que soit le type de spores (hyalines ou non), le mode opératoire est simple et toujours identique :

++ sur une LPO, bien mélanger les spores dans une petite goutte de colorant et recouvrir d'une LCO, mais ne pas comprimer les 2 lames. Observer au grossissement 400x.

1^{ère} situation : Le contraste est suffisant ; alors, comprimer légèrement les 2 lames ; aspirer le surplus de colorant à l'aide d'un papier absorbant avant observation.

2^{ème} situation : le contraste n'est pas suffisant (c'est souvent le cas chez les cortinaires pour une mise en évidence optimale de l'ornementation) ; passer sous la flamme de la lampe à alcool pendant 2-4 secondes (surtout, ne pas porter à ébullition) ; laisser refroidir durant quelques secondes ; retirer l'excès de colorant (ou ajouter un peu d'eau si nécessaire) et observer à l'immersion (1.000x).

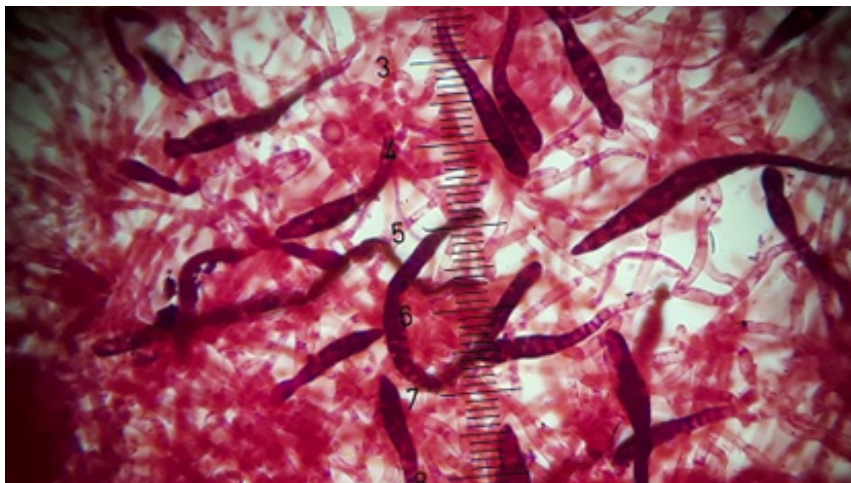
2. Coloration des cuticules avec le rouge d'aniline sur du matériel frais

La plupart des cuticules peuvent être observées dans ce colorant car il offre une bonne visibilité et de bons contrastes (tout comme le rouge Congo ou d'autres dans bien des cas) ; les pigments membranaires sont en particulier très faciles à observer.

Remarque : la fuschine basique, sans doute beaucoup plus facile à se procurer (en cristaux ou en poudre), est aussi un rouge d'aniline mais beaucoup moins soluble dans l'eau. Elle peut malgré tout être utilisée en la dissolvant dans de l'éthanol à 90-95° (0,3 g pour 10 ml) puis en complétant jusqu'à 100 ml avec de l'eau distillée ou déminéralisée. En fait c'est la même préparation que la fuschine de Ziehl mais sans addition de phénol. Les résultats obtenus sur les cuticules sont sensiblement identiques.

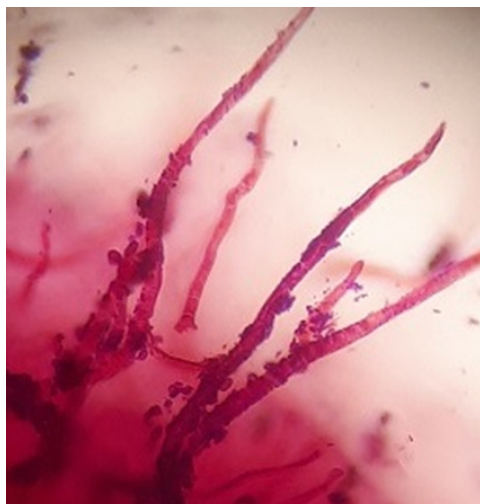
Je retiens surtout l'avantage du rouge d'aniline pour l'observation des cuticules chez les russules car il est étonnant de constater qu'avec un seul mode opératoire simple et rapide, tous les éléments importants pour la détermination sont apparents, que ce soit les dermatocystides noircissantes dans les réactifs sulfoaldéhydiques ou les hyphes primordiales incrustées que l'on met généralement en évidence dans la fuschine de Ziehl, avant régression dans l'acide chlorhydrique dilué. (Plus besoin donc dans la plupart des cas de sulfovanilline, de sulfobenzaldéhyde, de fuschine phénolée ou d'acide chlorhydrique).

Les hyphes primordiales incrustées sont parfaitement visibles et ne se présentent pas sous la forme d'exsudats altérés par le phénol et l'acide chlorhydrique, mais sous leur forme originelle de croûtes bien en place sur les hyphes.



Mode opératoire

++ Déposer un fragment de cuticule amincie au maximum dans 2 ou 3 gouttes de rouge d'aniline sur une LPO et laisser agir durant 2-3 minutes, puis passer à la flamme pendant 3-4 secondes. Le fragment va généralement s'assombrir un peu. Il est très important que l'échantillon prélevé soit bien orienté, c'est à dire avec l'extérieur de la cuticule vers le haut.



++ Retirer la totalité du colorant avec un petit morceau de papier absorbant et rincer le fragment de cuticule 2 ou 3 fois avec quelques gouttes d'eau jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de colorant qui s'échappe. Vous pouvez aussi laver le fragment dans quelques ml d'eau, puis le replacer (dans le bon sens) sur une LPO pour dilacération.

++ Dilacérer soigneusement la pièce, recouvrir d'une LCO et observer.

Si vous n'êtes pas certain de l'orientation du prélèvement, vous pouvez aussi placer le spécimen sur une LCO et le fragmenter avant de le recouvrir d'une 2ème LCO ; puis vous posez l'ensemble sur une LPO. En cas d'erreur de sens, il sera très facile de retourner l'ensemble des 2 LCO emprisonnant la pièce à observer.

Une restriction cependant !

Les dermatocystides seulement grisonnantes et peu nombreuses (par exemple chez les *Indolentinae*, les *Compactae*) sont plus faciles à repérer au premier coup d'œil dans la sulfovanilliline mais l'ensemble de la cuticule devenue +/- transparente n'est quasiment plus observable. Dans le rouge d'aniline, elles sont peu ou pas grisonnantes mais malgré tout parfaitement repérables grâce à leur paroi réfringente plus sombre (et leur forme bien sûr). Elles paraissent plus nombreuses et l'ensemble de la cuticule (poils) est parfaitement lisible (essais réalisés sur *R. cyanoxantha*, *vesca*, *densifolia*...).

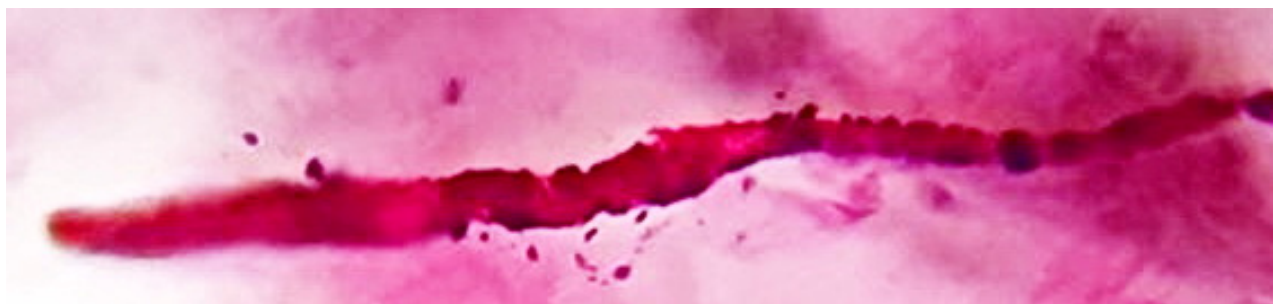
A noter que sur *R. ochroleuca* (→) le grisonnement partiel des dermatocystides est parfaitement observable mais aussi les pigments membranaires de certaines hyphes. Le contraste des dermatocystides est encore plus flagrant avec le violet.



3. Utilisation sur des exsiccata

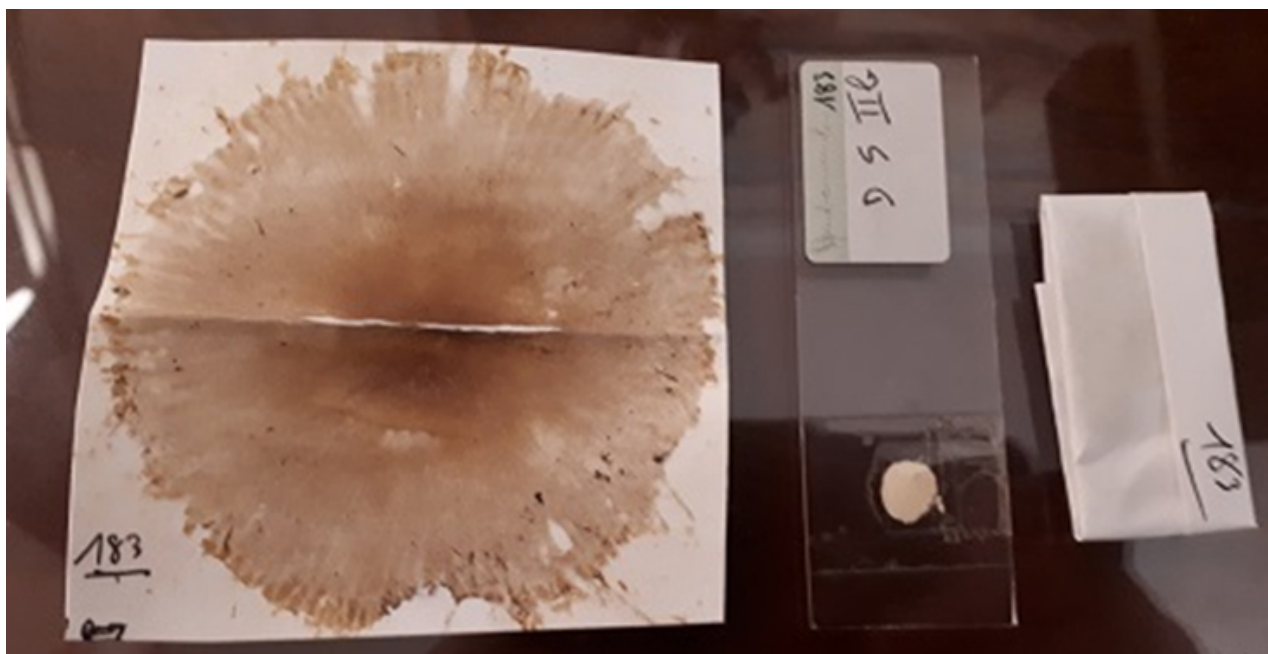
L'observation des exsiccata est plus difficile à cause de la texture parcheminée des cuticules qui ne facilite pas la dilacération et les pigments vacuolaires qui prennent énormément le colorant et gênent l'observation. Cependant un essai sur *Russula atropurpurea* (récoltée en 1996) a révélé des dermatocystides encore

nettement noircissantes, alors que dans cette même cuticule observée dans la SV et le SBA aucune n'a réagi. Malheureusement, la recherche sur d'autres espèces aussi anciennes n'a rien donné de concluant (*Russula nigricans*, *parazurea*, *drimeia*) donc peu d'intérêt car trop aléatoire par ce mode de coloration directe.



Par contre pour les espèces concernées, les hyphes primordiales sont bien présentes et facilement observables. Il n'y a pas de différence par rapport à un spécimen frais. D'ailleurs l'essai ci-dessus ↑, réalisé sur *Russula turci* (récoltée en 1992) dans la fuchsine alcoolique non phénolée m'a semblé égal au même échantillon dans le rouge d'aniline.

Sur exsiccata, pour obtenir une préparation la plupart du temps exploitable et se rapprochant de la qualité obtenue sur spécimens frais, il faut passer par l'amincissement poussé de la cuticule en suivant le protocole de Christian DAGRON.



Personnellement, mes cuticules sont conservées non pas sur des LCO mais sur des feuilles de papier dessin par quart, demi ou cuticule complète suivant la taille du spécimen. Mes cuticules datant d'une trentaine d'années ne prennent pas de place, sont facilement manipulables, peuvent être envoyées par la poste dans une simple enveloppe et sont encore parfaitement exploitables mais bien plus lisibles après amincissement, coloration et précipitation du rouge Congo aqueux dans l'acide lactique (Méthode de Dagron).

Conclusion

Face aux nombreux colorants déjà existants, **le rouge d'aniline** présente surtout un intérêt dans l'étude des cuticules sur des spécimens frais. L'emploi est simple, facile, et permet après dilacération de voir en une seule préparation s'il y a des dermatocystides noircissantes ou des hyphes primordiales incrustées. En ce qui concerne les exsiccata, même anciens, les hyphes primordiales incrustées sont aussi nettes que sur le frais (du moins sur les quelques essais que j'ai pu faire) → à vérifier par exemple sur des *Integrinae* (*melitodes*, *carminipes*...). Par contre, la recherche des dermatocystides est plus aléatoire et ne mérite pas d'être retenue.

Le passage par l'amincissement (procédure de Dagron) donne toujours des résultats bien supérieurs. (même sur des exemplaires frais, il passait toujours par la dessiccation et l'amincissement. Il serait intéressant de faire des essais sur des espèces où les dermatocystides sont plus rares ou seulement grisonnantes. La fuchsine basique en solution hydro-alcoolique (sans phénol), sans doute plus facile à trouver dans le commerce, est tout aussi performante que le rouge d'aniline en ma possession.

En ce qui concerne le **violet d'aniline**, son principal intérêt me semble être la mise en évidence précise de l'ornementation sporale chez les cortinaires et la coloration de spores hyalines récalcitrantes aux colorants conventionnels. Il est aussi bien supérieur au rouge d'aniline pour l'observation des pigments membranaires. Son puissant pouvoir de coloration sur la plupart des spores devient un inconvénient pour l'observation des cuticules, car il colore puissamment les pigments vacuolaires et obscurcit les préparations à moins de passer par un amincissement puis décoloration totale à l'eau de javel (ce qui n'empêche pas le noircissement des dermatocystides). Ci-contre, coloration d'un exsiccatum de *Russula artesiana* → récoltée en 1992. La lecture de la cuticule est malgré tout bien moins claire que celle obtenue avec la technique de Dagron.

De nombreux essais restent à réaliser sur bon nombre d'espèces et apporteront sans doute d'autres informations.

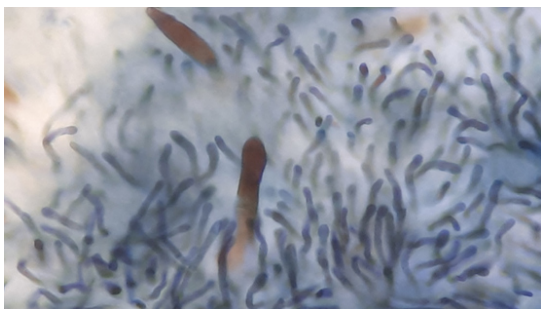
Avantages de l'association rouge d'aniline / rouge congo dans la mise en évidence des dermatocystides



Protocole de traitement (avec un lavage entre chaque étape) :

- regonflage à l'ammoniaque,
- décoloration à l'eau de javel
- coloration au rouge d'aniline,
- décoloration à l'eau de Javel,
- coloration au rouge Congo,
- différenciation à l'acide chlorhydrique dilué ou à l'acide lactique (mais ce dernier a tendance à collapser les articles, et est moins conseillé).

Nous l'avons appliqué à une vieille cuticule datant de 30 ans (espèce gravitant autour de *rubroalba* - *mesospora*) ; on obtient un bon contraste des dermatocystides dans le chevelu épicuticulaire (← 2 photos de gauche).



Il reste maintenant à réaliser de nombreux tests sur des spécimens frais.

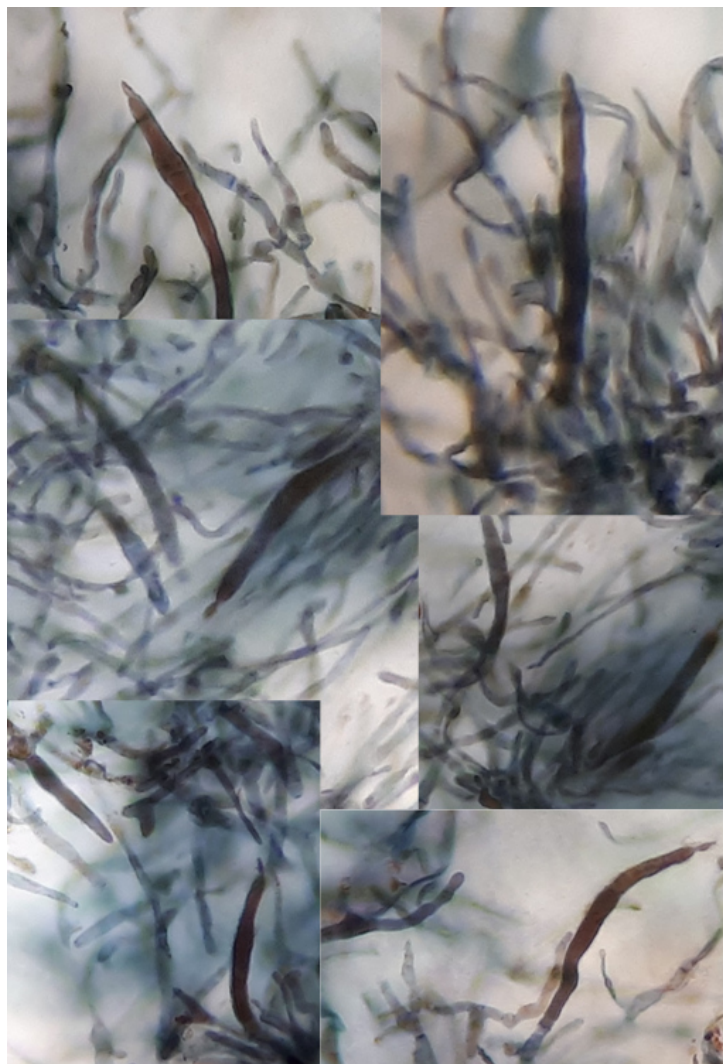


Dermatocystides chez *R. cyanoxantha* → Sur un exsiccatum datant de 1990

Au point de vue visibilité, le résultat est très bon, mais pas meilleur qu'avec le protocole de Dagron. En fait c'est la même procédure +/- raccourcie avec l'addition d'un rouge d'aniline. La différence essentielle, c'est la coloration évidente de toutes les dermatocystides en marron. Cela n'a pas grande importance quand les dermatocystides sont de grande taille et nombreuses, mais cela devient un atout évident quand elles sont jugées rares et peu réagissantes en présence des réactifs sulfoaldéhydiques (ce qui est le cas chez les *Indolantinae*). Sur cet échantillon, la SV et le SBA étaient totalement inefficaces, avec dans le meilleur des cas quelques inclusions jaunâtres dans une préparation transparente et illisible.

C'est là que le rouge d'aniline peut intervenir pour générer des images excellentes, prouvant la présence des dermatocystides, mais démontrant également qu'elles ne sont pas aussi rares que la littérature pourrait le laisser croire.

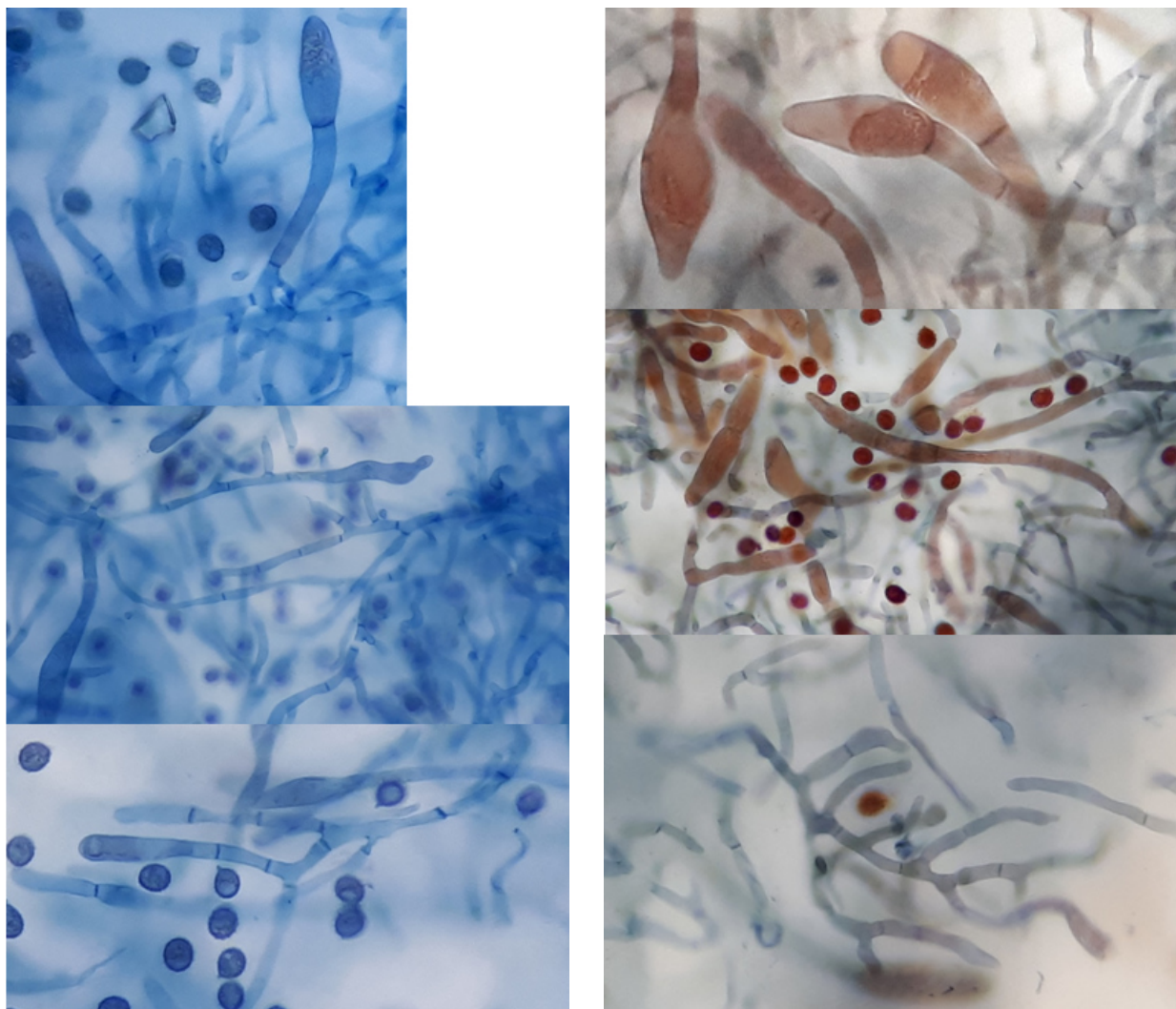
Une certitude : il est totalement inutile



d'utiliser le violet d'aniline en présence d'eau de javel. Il suffit de poser sur une LPO une goutte de colorant et une goutte d'eau de javel. Si on les mélange, le résultat est immédiat et évident : le violet disparaît instantanément et il ne subsiste que quelques fines particules noirâtres.

Par contre avec le rouge d'aniline, il subsiste une émulsion jaune d'or +/- orangé, stable et persistante même après un bain de 10 minutes dans de l'eau de javel non diluée, et c'est cette coloration qui persiste dans les dermatocystides).

La fuchsine basique en solution hydro-alcoolique, sans phénol, est aussi efficace que le rouge d'aniline en solution aqueuse, ce qui est une bonne nouvelle car il est beaucoup plus facile de se procurer de la fuchsine basique.



↑ *Russula rubrocarminea* traitée selon le protocole de Dagron

La même russule traitée en ajoutant de la fuchsine basique en solution hydro-alcoolique ↑ (même résultat qu'avec le rouge d'aniline en solution aqueuse)

ADDENDUM

Lors d'un essai comparatif, il y a 2 jours j'ai été surpris par une très belle réaction qui m'a donné envie de la partager car il ne me semble pas l'avoir vue mentionnée jusqu'à maintenant dans la littérature.

Parmi les vieilles sporées me permettant de faire quelques essais faute de champignons frais, une avait une réaction étonnante au violet d'aniline. Quasiment toutes les lames étaient étiquetées sauf celle là ; néanmoins, une sporée de masse rose, avec une grande spore (avec endospore) atteignant les 15 microns limite les recherches et je suis à peu près certain qu'il s'agit tout simplement de *Volvariella gloiocephala*.

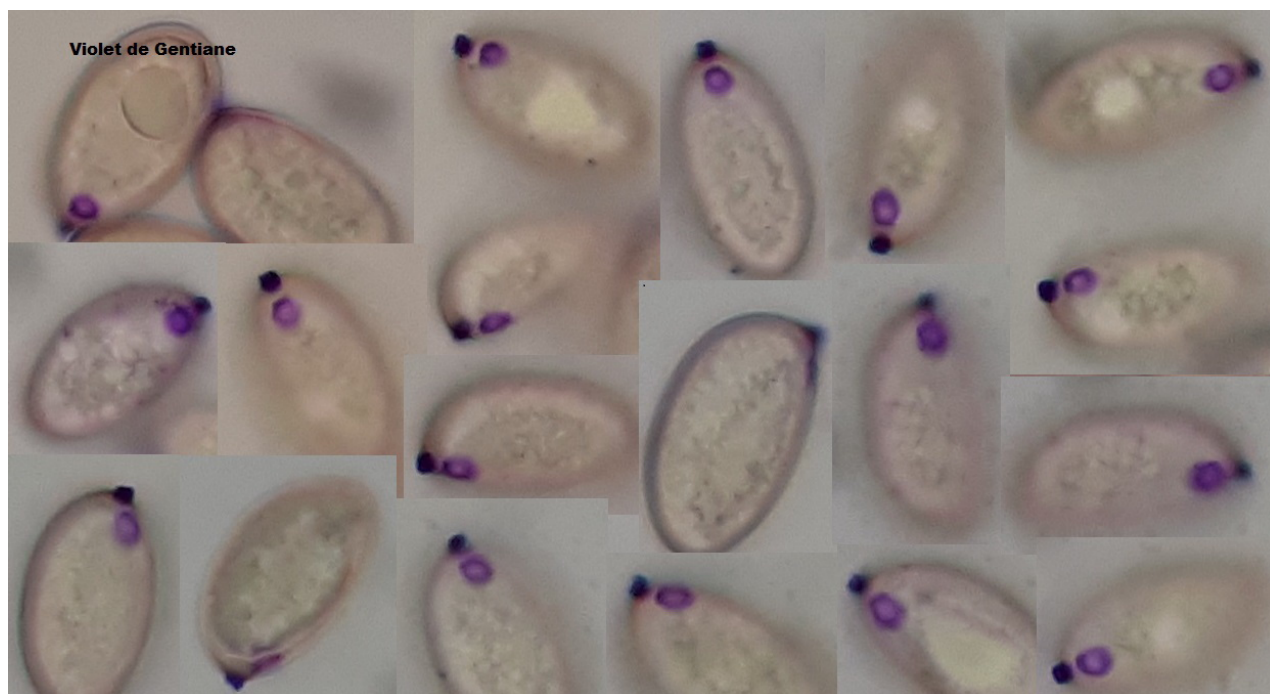
Le violet d'aniline a la capacité de colorer en rouge les appendices hilaires ; c'est joli, mais ça n'aurait une quelconque utilité que si la réaction était rare et spécifique. En fait, la réaction apparaît sur énormément d'espèces : *Pleurotus*, *Entoloma*, *Galerina*, *Macrocyttidia*, *Crepitodus*, et s'avère donc sans intérêt.

Dans le cas présent - et c'est sans doute beaucoup plus rare -, un petit anneau rouge d'un peu moins de 2 microns de diamètre apparaît systématiquement dans la zone supra-hilaire sur toutes les spores (uniquement après chauffage). Cet anneau entoure une petite bosse ; il est externe (ou très superficiel) car en coupe optique de la spore, on ne voit plus rien. C'est tout à fait étonnant, et personnellement je n'avais jamais observé cela ! Cela fait penser au tractus porique métachromatique de *Leucoagaricus leucothites*.

Bien sûr, il n'y a pas besoin de cette réaction pour pouvoir identifier la volvaire, mais cela me semble quand même suffisamment surprenant, que pour être relevé.

Important : la réaction ne s'opère que si la préparation est chauffée 3-4 secondes sous une flamme. A froid, seul l'appendice hilaire sera coloré en rouge, c'est peut-être pour cette raison que ça n'a jamais (?) été observé.

PS : ce colorant est sans doute difficile à trouver (je n'en distribue pas), mais je viens de tester le violet de gentiane qui est aussi un colorant dérivé de l'aniline et qui doit être bien plus facile à se procurer. Le résultat dans ce cas est largement aussi bon, voire supérieur (pas de précipité de cristaux violet au chauffage). Il donne également de bons résultats sur les spores de cortinaires (toujours après chauffage).



La fuschine basique hydroalcoolique fonctionne aussi, mais cela manque de contraste : rouge sur fond rouge. Idem pour le bleu de crésyl qui est moins net et plus fade.

Curieusement, le bleu d'aniline ne fait pas apparaître d'anneau.

Retenons que le chauffage est très important car il augmente la réactivité du colorant.

Bibliographie

CHARBONNEL J., 2004 - *Les réactifs mycologiques - Aide pratique à l'étude microscopique des champignons - Tome 2 : les réactifs microchimiques*. Ed. J.C. David-Rogeat, pp. 176-177

DAGRON C., 1997 - *Nouvelles méthodes d'étude dans le genre Russula*. Bull. Soc. Myc. Fr., t. 105, fasc. 3, 1989, pp. 259-275

Nouvelles récoltes belges d'espèces hypogées

Jean-Baptiste Perez

Résumé

Des espèces de champignons hypogés, de genres différents, nouvelles pour la Région wallonne ont été récoltées après début 2021. Nous présentons des Ascomycètes : un *Genea* et deux *Pachyphlodes*, un Basidiomycète, deux *Hymenogaster*, et un Zygomycète : un *Glomus* sp.

Abstract

Species of hypogeous fungi, of different genera, new to Walloon region were collected after the beginning of 2021. We present Ascomycetes : one *Genea* and two *Pachyphlodes*, one Basidiomycete, two *Hymenogaster*, and one Zygomycete : a *Glomus* sp.

Mots-clés : Ascomycètes, *Genea* *Pachyphlodes*, Basidiomycète, *Hymenogaster*, Zygomycète, *Glomus*.

Introduction

Des nouvelles prospections, après début 2021, ont permis de récolter un grand nombre d'espèces de champignons hypogés, de différents genres. Ainsi, lors de sessions ou passages en Belgique, liés principalement aux activités de l'association des Mycologues du Luxembourg Belge (MLB), nous avons pu récolter des espèces nouvelles pour la Région wallonne ; elles sont présentées ci-après.

Toutes ces découvertes auraient été impossibles sans le concours de Finette, notre fidèle chienne border coolie,

Catalogue des espèces

Ascomycota - Geneaceae Trappe 1979 *Genea* Vittad. 1831

Genea aff. *coronata*

Deux exemplaires ont été récoltés, dans la forêt d'Anlier, Nobressart, Fraichebois, le 10/10/2023.
Herbier JBP : 2024-10-10 n° 1.



Fig. 1 : *Genea* aff. *coronata*.

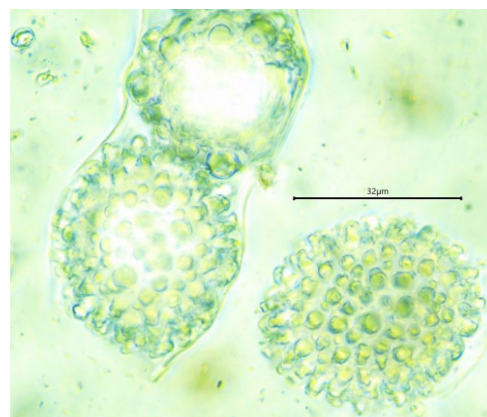


Fig. 2 : *Genea* aff. *coronata*. Spores.

Description

Les exemplaires sont petits, d'environ 7-8 mm, noirs, à verrues fines, irrégulières. Comme les autres espèces de ce genre, c'est en fait comme une pézize refermée, ou avec un orifice au sommet, enterré, et avec une touffe mycélienne, nourricière, à la base (Fig. 1). Des verrues sont aussi présentes à l'intérieur. L'hyménium est formé d'asques perpendiculaires à la surface, et entre les deux couches de cellules, pseudo-parenchymateuses, qui forment le « péridium ». Ces asques, associés à des paraphyses cylindriques fines, sont unisériés et contiennent huit spores, rarement moins, six parfois. Ces spores (Fig. 2) sont majoritairement rondes, ou peu elliptiques, mesurant au maximum 28-32 µm de diamètre sans l'ornementation. Celle-ci est constituée de verrues variables, coniques à cylindriques, parfois boutonneuses, un peu « grossières », mesurant au maximum 6,4 µm de diamètre et 4,5-4,8 µm de hauteur.

Note (provisoire)

Il n'est pas étonnant que cette espèce soit présente en Belgique : en effet, considérée comme nouvelle, elle a été publiée à partir de récoltes effectuées non loin de ce pays, en France au nord de la Meuse, à Romagne et à Dun-sur-Meuse, mais aussi en Allemagne, à Karlsruhe, et en Espagne, à Somiedo (ALVARADO & al., 2020).

Pezizaceae Dumort. 1829 - *Pachyphlodes* Zobel 1854

Pachyphlodes citrina (Berk. & Broome 1846) Doweld 2013

Synonyme : *Pachyphloeus citrinus* Berk. & Broome 1846

Un exemplaire a été récolté à 1 km au sud de Les Hayons (Florenville), le 26/10/2023 (**Fig. 3**). C'est une forêt de feuillus divers, sur sol sableux, ochracé, acide. Herbier JBP : 2023-10-26 n° 1.

Description

L'exemplaire mesurant à peine plus de 1 cm, était brun et verruqueux. Comme il était dans un état de dessiccation avancé, à titre de comparaison, nous présentons à côté une récolte effectuée un peu plus tôt, le 18/10/2023, à Jumont, lieu-dit de Dun-sur-Meuse : elle donne un meilleur aperçu des caractères macroscopiques (**Fig. 4**).



Fig. 3 *Pachyphlodes citrina*. Les Hayons. Exsiccata.



Fig. 4 *Pachyphlodes citrina*. Jumont.

Au microscope, le périidium est pseudo-parenchymateux. La gléba est plus ou moins verdâtre et contient des asques, de forme irrégulière, souvent en massue (**Fig. 5**).

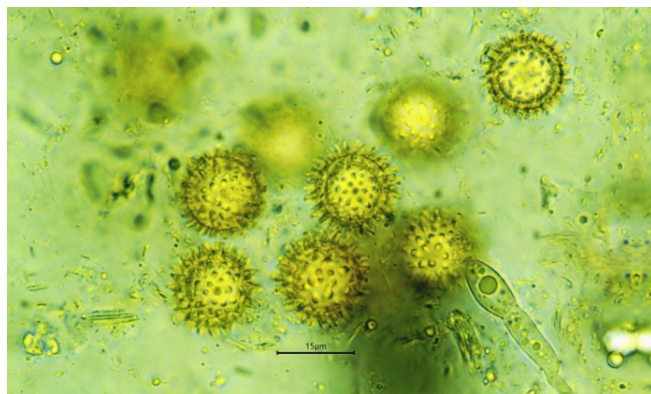


Fig. 5 : *Pachyphlodes citrina*. Les Hayons. Asque.

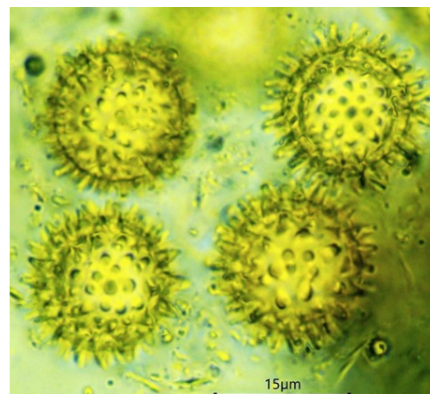


Fig. 6 : *Pachyphlodes citrina*. Les Hayons. Spores.

Les spores, souvent verdâtres, sans épisporium, mesurent 13-15 µm de diamètre, hors ornementation, et ont des verrues très variées, assez hautes, en cône, parfois tronquées, et aussi capitées (**Fig. 6**).

Pachyphlodes nemoralis Hobart, Bóna & Conde 2015

Fig. 7 : *Pachyphlodes nemoralis* (Les Hayons)

Un exemplaire a été récolté au même endroit que le précédent, au sud de Les Hayons, le 9/11/2023. C'est une deuxième récolte pour la Belgique, la première était du Ry des Glands, le 10/09/2015 (PEREZ, 2019 p. 26). Nous présentons la photo macroscopique de l'exemplaire (**Fig. 7**), un asque (**Fig. 8**) et une spore (**Fig. 9**).

Rappelons que la gléba est jaune, à cause de la couleur des spores ; celles-ci ont des verrues en forme de clou, de forme irrégulière, et un épisporium.

Herbier JBP : 2023-11-9 n° 1

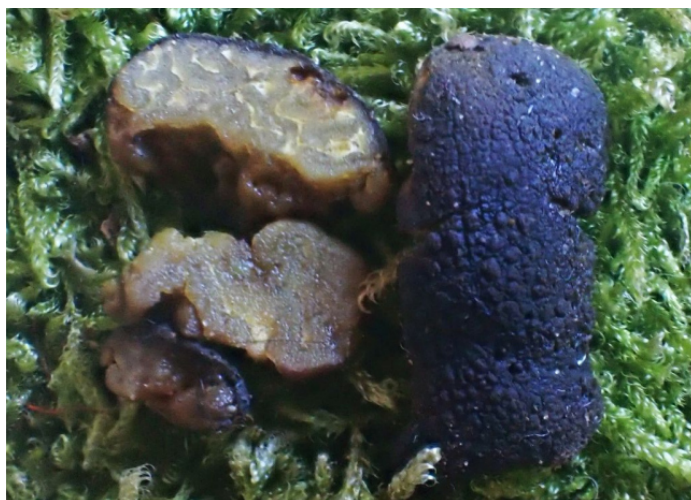




Fig. 8 : *Pachyphlodes nemoralis*. Les Hayons. Asque.

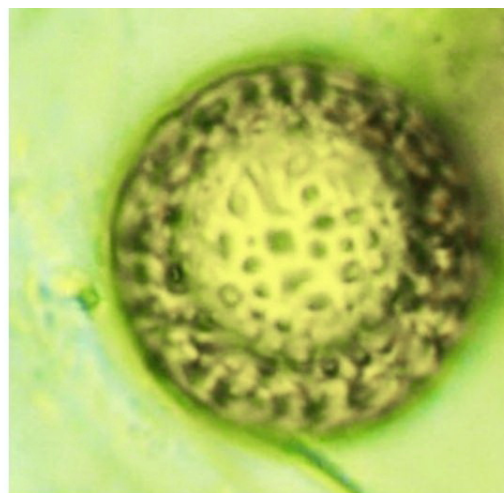


Fig. 9 : *Pachyphlodes nemoralis*. Les Hayons. Spore.

Basidiomycota - Cortinariales Jülich - Hymenogastraceae Vittad. 1831 - Hymenogaster Vittad. 1831

Note : Il existe un très grand nombre d'espèces et nous nous basons sur les publications anciennes de DODGE & ZELLER, 1934 et de SOEHNER, 1962 pour les déterminations. Mais des récoltes d'*Hymenogaster* sp, ont été réalisées, qui ne correspondent pas à des espèces décrites dans les ouvrages cités. Une révision du genre est en cours (communication de Ita PAZ CONDE) et, comme pour les *Gautieria* (VIDAL & al., 2023), il devrait y avoir de nombreuses modifications et de nouvelles publications d'espèces prochainement.

***Hymenogaster* cf. *spictensis* Pat. 1914**

Deux petits exemplaires, de moins de 1 cm, ont été récoltés, le 10/10/2024, dans la forêt d'Anlier. Le plus petit était très mature et plus sombre. Herbier JBP : 2024-10-10 n° 2.

Description

Ces deux *Hymenogaster* mesurent environ 5 à 8 mm, longueur maximum, avec un cortex lisse, de couleur ochracée, un peu brunâtre, pour le plus frais, plus sombre pour le petit (Fig. 10). À la coupe, le péridium est mince, plectenchymateux au microscope, ce qui est plutôt la règle générale pour le genre. La gléba, concolore, est alvéolée. Au microscope, les spores, fusiformes en majorité, mais plus ou moins larges, mesurent 16-22 x 8-11 µm. Elles sont ornées d'un périspodium brun, plus ou moins déchiré, donnant un aspect à verrues très irrégulières. Comme pour l'exemplaire de Murvaux (PEREZ & SUGNY, 2020), des semblants de petites bosses sont observées sur certaines spores. Le stérigmate (ou apicule) est court, un peu large et droit. Un utricule, hyalin et fugace, présent sur certaines spores, est parfois déchiré (Fig. 11), et peut-être absent. Ce caractère, cité par Soehner, associé aux dimensions des spores, est assez caractéristique de l'espèce (SOEHNER, 1962, p. 84).



Fig. 10 : *Hymenogaster* cf. *spictensis*. Anlier.

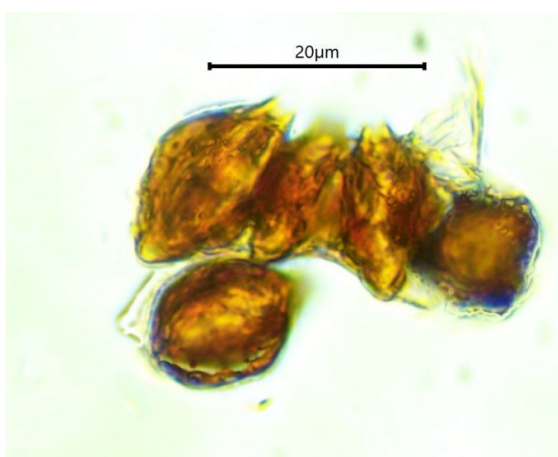


Fig. 11 : *Hymenogaster* cf. *spictensis*. Anlier. Spores.

Note : cette espèce a été trouvée, avec Fifie (chien truffier), à Murvaux (Meuse, 55, France), le 15 /8/2015. Cette récolte a permis de retrouver la publication de 1914 de Patouillard, le célèbre mycologue de Franche-Comté, alors qu'elle était oubliée. Il situe ses récoltes dans la région de Pont de Poitte, dans le Jura. Ainsi, l'espèce a pu être rajoutée dans la liste des espèces fongiques de Franche-Comté, « 105 ans après », par Daniel Sugny (PEREZ & SUGNY, 2020).

Hymenogaster tener Berk. & Broome 1844

Un exemplaire a été récolté sur l'aire de repos de la route de Recogne, à la sortie de Neufchâteau, sous *Carpinus* et *Quercus*, le 12/5/2023. Herbier JBP : 2023-5-12 n° 1.

Description

L'exemplaire est lisse, blanc sur le frais, un peu grisâtre. La gléba, à alvéoles un peu fines, et brune montre une nuance un peu rosée (un peu violacée peut-être) (**Fig. 12**).



Fig. 12 : *Hymenogaster tener*. Neufchâteau.



Fig. 13 : *Hymenogaster tener*. Neufchâteau. Spores.

Au microscope, le péridium est plectenchymateux, caractère général du genre, à de rares exceptions près. Les spores, en forme de citron, mesurent 13-15 x 9-10 μm (12-15 x 9,5-11,5 μm selon Soehner) et ont des verrues plutôt fines, un utricule parfois absent, visible surtout entourant 2 spores, et un apicule très court ou absent dans la grande majorité des cas (**Fig. 13**). Ces caractères différencient l'espèce d'*H. arenarius* et d'*H. niveus*, ce dernier plus blanc et le demeurant d'ailleurs plus longtemps.

Note. Si les spores d'*H. tener*, d'*H. arenarius* et d'*H. niveus* se ressemblent, Soehner les distingue par des détails de la morphologie et de l'ornementation (SOEHNER, 1962). Verrues plutôt fines, utricule généralement absent et apicule absent ou très court chez *H. tener* ; verrues plus grossières, plus hautes, utricule assez large et apicule présent chez *H. arenarius* ; verrues plutôt fines ou moyennes, utricule absent et apicule présent chez *H. niveus*. Ces différences, peu sensibles, ont induit des confusions et Stielow & al. ont distingué les 3 espèces, avec analyse de l'ADN (STIELOW & al., 2011), ceci justifiant (ou confirmant) l'opinion de Soehner qui différencie les trois espèces (SOEHNER, 1962).

Zygomycota - Glomerales J.B. Morton & Benny 1990 - **Endogonaceae** Paol. 1889 - **Glomus** Tul. & C. Tul. 1845

Glomus sp. de Les Hayons (Florenville). Herbier : JBP 2023-11-3 n° 1.



Fig. 14 : *Glomus* sp. Les Hayons.

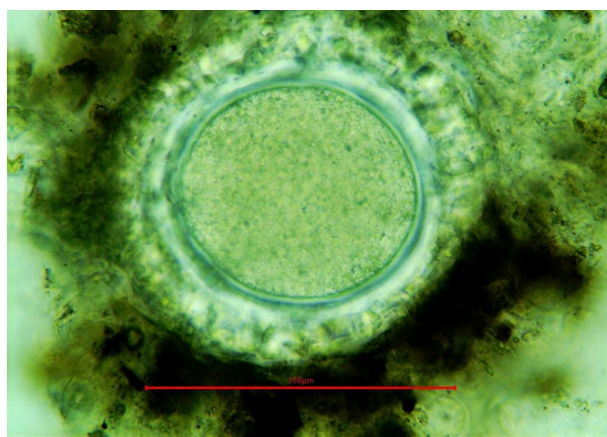
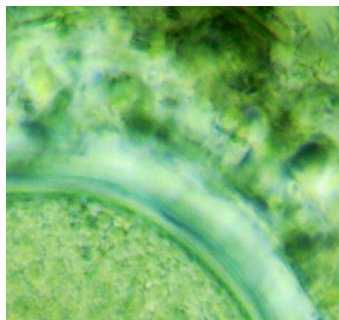


Fig. 15 : *Glomus* sp. Les Hayons. Spore.

Description

Au moins deux, peut-être quatre exemplaires ont été récoltés, dont le plus gros a été étudié. De couleur ochracé terne ou aussi de terre, ils mesurent un peu moins de 1 cm (**Fig. 14**). Le péridium fugace a disparu et les grains de sable se mélangent un peu avec les spores. Celles-ci, visibles à la loupe binoculaire, mesurent 100-150 μm de diamètre et ont parfois une forme un peu elliptique (**Fig. 15**). Elles sont verdâtres dans l'eau, au microscope, et d'aspect finement granuleux. Elles sont entourées d'un épisporium complexe, à plusieurs couches, qui apparaît blanc (ou hyalin). La couche externe semble présenter des « excroissances » plus ou moins arrondies, en forme de bolet parfois, mais peut-être est-ce là le résultat d'un mélange

avec des particules de la terre environnante. Une couche interne, blanche, bien délimitée et fine apparaît bien sur certaines spores (**Fig. 16**).



Remarque : Un *Glomus* sp., récolté en Savoie, à Bessan, d'environ 2 cm de diamètre, sécrétait une substance laiteuse à la coupe et avait une odeur d'anchois et des spores d'une longueur maximale de 80 µm, différent des autres espèces connues. L'analyse de l'ADN réalisée par Pablo Alvarado, a révélé une espèce nouvelle. Comme pour les *Tuber* et d'autres genres, les récoltes apparemment uniques d'espèces nouvelles ne sont pas rares ; c'est le cas, par exemple, d'un *Sclerogaster* sp., dans le parc de Haye (France, Meurthe-et-Moselle, 54).

← **Fig. 16 : *Glomus* Sp. Les Hayons. Détail du périsperium**

Remerciements : ils vont à Pablo Alvarado pour les analyses de l'ADN, dont celle (encore en attente de résultats) du *Genea* aff. *Coronata*, ainsi qu'à Jean-Marie Pirlot qui a amélioré et corrigé le texte.



Finette près de Les Hayons.

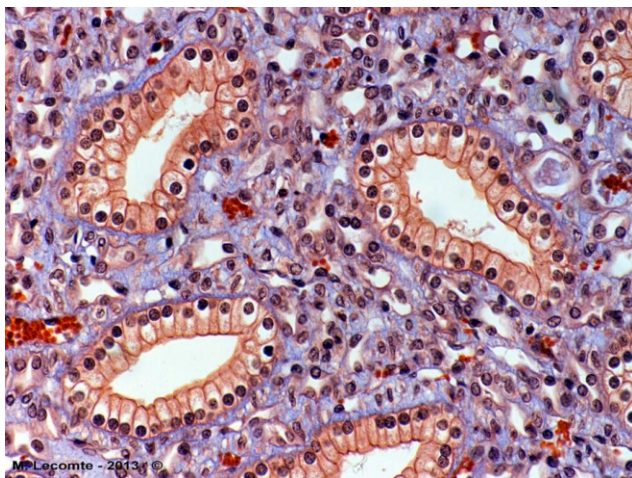
Bibliographie

- ALVARADO P., PEREZ J.-B., VAN VOOREN N., BERNAUERT T., HENSEL G. & SCHOLLER M., 2020 – *Genea coronata* (Pyrenomataceae, Pezizales), a cryptic new species in a highly polymorphic genus. *Sydowia* 73, pp. 231-242
- DODGE C.W. & ZELLER S.M., 1934 – *Hymenogaster and related genera*. Ann. Missouri Bot. Gard. 21, pp. 625-709
- DOWELD A.B., 2013a. – *Nomenclatural novelties*. Index Fungorum, 31: 1
- DOWELD A.B., 2013b. – *Nomenclatural novelties*. Index Fungorum, 32: 1
- HEALY R., HOBART C., TOCCI G.E., BONA L., MERENYI Z., PAZ CONDE A. & SMITH M.E., 2015 – *Fun with the discomycetes: revisiting collections of Korf's anamorphic Pezizales and Thaxter's New England truffles leads to a connection between forms and the description of two new truffle species* : *Pachyphlodes pfisteri* and *P. nemoralis*. *Ascomycete.org*, 7 (6), pp. 357-366
- MONTECCHI A. & SARASINI M., 2000 – *Funghi Ipogei d'Europa*. Ed. A. M. B. Fondazione Centro Studi Micologici, pp. 171-173
- PATOUILLARD N.T., 1914 – *Hymenogaster Vittad.* *Hymenogaster spicatus nov. sp.* Bulletin de la Société Mycologique de France, 30 (3), p. 350
- PEREZ J.-B., 2019 – *Champignons hypogés récoltés en Ardenne, durant 2015-2016*. Bulletin de l'Association des Mycologues francophones de Belgique, n° 12, pp. 23-30
- PEREZ J.-B. & SUGNY D., 2020 – *Hymenogaster spicatus Pat., une espèce oubliée récoltée en Meuse par Fifie*. Bulletin de la Fédération Mycologique de l'Est, n° 19, pp. 28-31
- SOEHNER E., 1962 – *Die Gattung Hymenogaster*. Beihefte zur Nova Hedwigia, 2, pp. 1-114
- STIELOW B., BRATEK Z. ORCZAN K.A., HENSEL G. HOFFMANN P., KLENK H.P., GÖKER, M., 2011a – *Species delimitation in taxonomically difficult Fungi : The case of Hymenogaster*. PLoS ONE / www.plosone.org
- STIELOW B., BRATEK Z. ORCZAN K.A., HENSEL G. HOFFMANN P., KLENK H.P., GÖKER, M., 2011b – *Identification key to the Central European species of the genus Hymenogaster*. PLoS ONE / www.plosone.org
- VIDAL J. M., CSEH P., MERENYI Z., BONA A L., RUDNOY S., BRATEK Z., PAZ A., MLECZKO P., KOZAK M., CHACHULA P., ASSYOV B., SLAVOVA M., KAOUNAS V., KONSTANDINIDIS S.G., RODRIGUEZ F., CABERO J., VERDUGO F. G., GARCIA-ALLONSO F., MAHIQUES R., FANTINI P. (†), & STATES J.S., 2023 – *The genus Gautieria (Gomphales) in Europe and the Mediterranean Basin : a morphological and phylogenetic taxonomic revisio*. *Periconia*, vol. 50, pp. 48-122 – <https://doi.org/10.3767/persoonia.2023.50.03>

Quid des préparations définitives ?

Marcel Lecomte

Cela consiste à préparer des échantillons de pièces anatomiques ou botaniques selon une technique qui permet de conserver le spécimen naturalisé de manière (en principe) définitive dans le temps. Nous conservons précieusement dans notre collection des lames personnelles préparées en 1967 lors de notre séjour en « 1ère candidature Biologie » à l'Université de Liège et elles sont toujours dans un parfait état de conservation quasi 60 ans plus tard. Sur des sites de vente connus, on peut encore trouver des lames plus que centenaires, qui sont très prisées par les microscopistes collectionneurs et se négocient à prix d'or.



← Coupe dans un foie de lapin, réalisée en 1967.

La technique la plus courante et la plus usitée consistait à déshydrater complètement le prélèvement, à le colorer et ensuite, à le monter dans un milieu spécifique : le baume du Canada⁹.

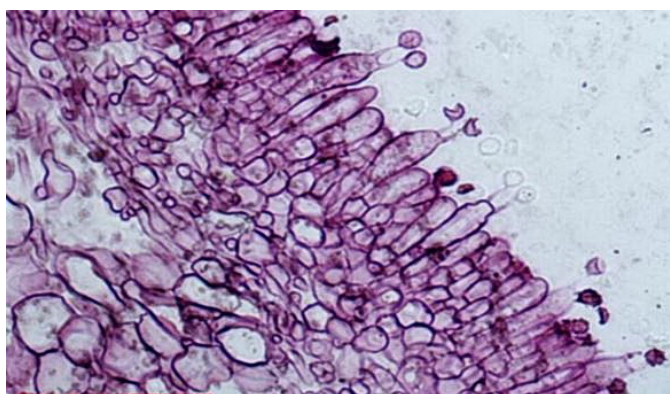
EUPARAL : c'est un milieu moderne, très intéressant, présentant les mêmes propriétés que le baume du Canada, car il est très avide d'oxygène et les bulles disparaissent comme par enchantement. Son solvant est l'iso-propanol. Nous recommandons vivement son utilisation, chaque fois que c'est possible.

La tentation à très vite été grande de réaliser la même opération avec des échantillons mycologiques. Hélas ! Il a fallu très vite déchanter car les pièces molles des champignons ne résistent pas du tout à une déshydratation totale et le résultat obtenu est nul (sauf pour des spores mûres, qu'il n'est même pas nécessaire de déshydrater puisque leurs parois sont imperméables).

Nous avons exploré diverses pistes.

+++ Notre regretté ami Albert Marchal, parti maintenant vers d'autres cieux, nous a initié à la technique de montage préconisée par G.H. Cléménçon, utilisant des résines Epoxy, à deux composants. Cela génère des résultats exceptionnels (voir à ce sujet l'article paru dans un bulletin de l'AMFB) ; mais cela s'avère très coûteux, très chronophage et nécessite l'utilisation d'un microtome de laboratoire et d'une étuve à 70°C.

→ Coupe longitudinale dans une lame de *Russula ionochlora*, montée dans la résine et colorée à la fuchsine basique.



+++ Nous nous sommes ensuite tournés vers un produit récent appelé Aquatex ; c'est une résine synthétique qui présente cet immense avantage de polymériser très vite, alors que son solvant est l'eau. Les pièces montées dans ce milieu conservent leur aspect tout à fait naturel, sans aucune déformation. Un seul, mais énorme désavantage : la moindre bulle d'air est figée pour l'éternité.

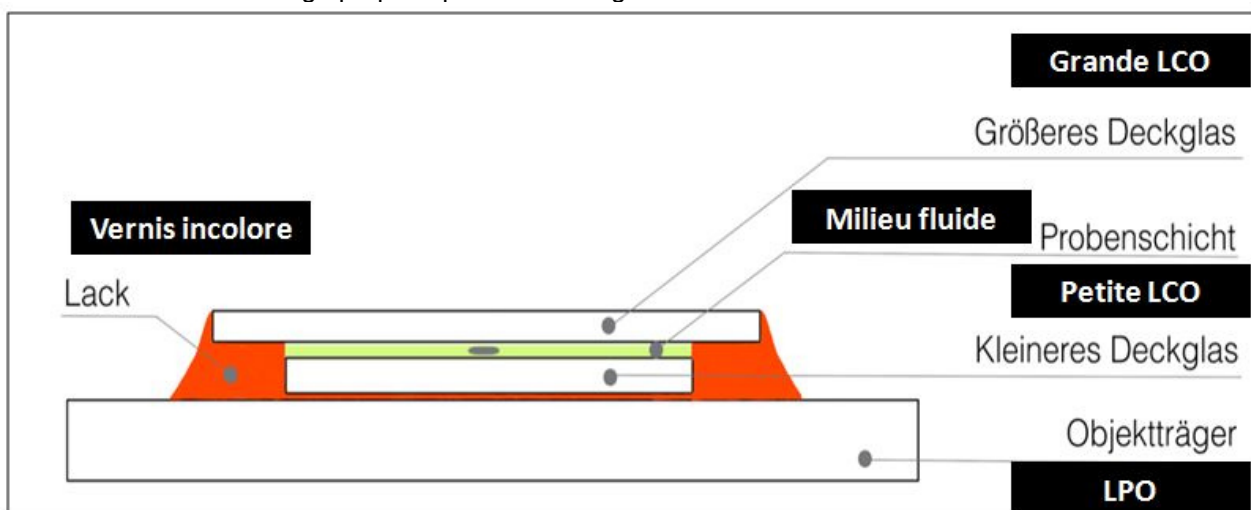
← Télétospores de *Gymnosporangium sabinae*, montées dans de l'Aquatex.

+++ Dernièrement, lors d'échanges épistolaires avec G. Schimm, un correspondant allemand, celui-ci m'a rappelé une autre technique préconisée par Clémén-

⁹ appelé aussi térébenthine du Canada ou gomme de sapin, c'est une térébenthine issue de la résine du sapin baumier (*Abies balsamea*). Lorsqu'elle est dissoute dans des huiles essentielles, cette résine est visqueuse, collante et légèrement jaunâtre. Elle est très avide d'oxygène, et les bulles qui pourraient apparaître lors du montage disparaissent au fil du temps, comme par magie.

çon, appelée le « montage sandwich », qui permet d'utiliser des milieux fluides, tels la glycérine pure, le lactophénol ou encore le PVA (alcool polyvinylique). N'appréciant pas les milieux fluides, nous l'avions quelque peu négligée ; mais après avoir visualisé une lame reçue de notre correspondant, son intérêt nous est apparu immédiatement.

Voici le schéma de montage proposé par notre collègue allemand :



Quelques essais nous ont permis de déceler un point faible dans le protocole, au niveau de la petite LCO, que nous proposons de coller.

Modus operandi

+++ utiliser des LCO rondes (cela permet d'employer moins de milieu de montage, et génère une répartition parfaitement égale) ;

+++ coller la petite LCO au centre de la LPO avec une goutte d'Aquatex (ou tout autre milieu synthétique, comme Eukitt, Entellan, Euparal... la liste est longue) ;

+++ placer l'échantillon sur le support et le dilacérer dans une goutte d'eau (si on veut mettre en évidence les basides et les cystides p. ex.) ; ensuite, éponger soigneusement avec du papier absorbant afin d'éliminer l'eau ; s'il s'agit d'une coupe, l'eau n'est pas nécessaire ;

+++ utiliser un colorant approprié, comme : bleu Azur II, fuchsine basique, safranine, pyronine, bleu trypan, bleu de méthylène, crystal violet, fuchsine acide, bleu de méthyle, vert de méthyle, bleu d'aniline, qui résistent dans le temps et ne décolorent pas. D'autres, comme le rouge Congo ou le melzer disparaissent très vite ;

+++ rincer abondamment ;

+++ déposer une petite goutte de milieu de montage sur l'échantillon ainsi préparé, au centre de la petite LCO ;

+++ déposer très délicatement la grande LCO, en biais, afin d'éviter les bulles, et bien la centrer par rapport à la petite. Le milieu de montage ne doit pas déborder ;

+++ luter avec du vernis incolore, qui va maintenir le tout en place et induire

Bibliographie

CLEMENCON G.H., 2009 - *Methods for working with Macrofungi*. Ed. IHW-Verlag, p. 43

LECOMTE M. & MARCHAL A., 2011 - *Utilisation de la résine Epoxy pour l'inclusion de champignons destinés à la microtomie*. Ed. AMFB, Bull. 2011/4, pp. 12-22

LECOMTE M., 2023 - *Microscopie et champignons : les préparations définitives*. Ed. AMFB, pp. 43-52

Vous avez la possibilité de vous abonner à l'Association des Mycologues Francophones de Belgique (AMFB), pour recevoir cette publication.

Malgré l'augmentation permanente du coût de la vie, la cotisation pour l'année à venir reste fixée à 15 €, et cela depuis plus de 10 ans.
à verser, pour la Belgique, sur le compte 068-2486436-62, à l'adresse suivante :

A.M.F.B.
Rue du Pays Minier, 9
B-4400 FLEMALLE (Belgique)

Pour des virements internationaux simplifiés :

code IBAN : BE51 0682 4864 3662
code BIC : GKCCBEBB

Il nous est impossible d'encaisser des chèques français, car les frais interbancaires sont exorbitants (montant supérieur à la cotisation elle-même).

Les anciens numéros sont épuisés et apparaissent sur notre site en format numérique (voir le bouton « Divers & Publications »).

L'AMFB a publié la 6ème édition revue et augmentée, du dernier livre de Marcel Lecomte, intitulé : « **Microscopie et champignons** »,

264 pages, format 16 x 23,5 cm, imprimé sur papier glacé, 130 g ; poids : 720 g.
Prix de vente : 47 € + frais de port éventuels.

Pour tout renseignement, voir la page d'accueil de notre site.

Ce livre existe également maintenant en version anglaise,
sous le titre « **Microscopy and Fungi** »
et il connaît un succès sans inattendu.

À ce jour, il est distribué dans diverses librairies européennes :
en Allemagne, Angleterre, Espagne, Hollande, Hongrie, Italie, République tchèque,
Slovénie et en Suisse.

Il a également été acquis par des mycologues américains, canadiens, suédois et thaïlandais.

Éditeur responsable : A.M.F.B. (Association des Mycologues Francophones de Belgique)
Rédacteur en chef : Marcel Lecomte

Publié le 30 juin 2025

ISSN 2507-1947