



Allopsalliota geesterani (Bas & Heinem.) Nauta & Bas (photo J. Pellicani)

Bulletin de l'Association des Mycologues
Francophones de Belgique

2015/08

Association des Mycologues Francophones de Belgique

(A.M.F.B. asbl)

Créée le 16 mai 2007

Siège social : avenue du Champ des Monts, 6 - B-1300 WAVRE
Arrondissement judiciaire de Wavre
Numéro d'entreprise : 892.031.004

<http://www.amfb.eu>

le site est géré par François CORHAY
francois@corhay.eu

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

André FRAITURE, président
Jardin Botanique National de Belgique, Domaine de Bouchout
B-1860 MEISE fraiture@br.fgov.be

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

Raymond NOTTE, secrétaire
avenue du Champ des Monts, 6 - B-1300 WAVRE fb494497@skynet.be

Claude QUINTIN, trésorier
Rue du Pays Minier, 9 - B-4400 FLEMALLE claud Quintin@teledisnet.be

Marcel LECOMTE, rédacteur en chef
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
Jean-Pierre LEGROS
Alfred LOSS
Camille MERTENS
Joseph PELLICANI
Jean-Marie PIRLOT
David VALLEE

Table des Matières

Pages

1 : Table des matières

2 : Quelques espèces fongiques rares et/ou nouvelles pour la Belgique ou pour la Wallonie en 2014 et 2015 – B. CLESSE

- 2. *Coprinus aquatilis*
- 4. *Ramsbottomia asperior*
- 5. *Pluteus thomsonii* f. *evenosus*
- 6. *Hygrophorus mesotephrus*
- 6. *Psathyrella berlinensis*
- 8. *Mycenella trachyspora*
- 9. *Infundibulicybe glareosa*
- 10. *Rhodocybe caelata*
- 11. *Geopora nicaeensis*
- 13. *Leucoagaricus ionidicolor*
- 14. *Tremella versicolor*
- 15. *Colipila masdugwana*

18 : Les caries - M. LECOMTE

21 : *Allopsalliota geesterani*, le champignon magique en Wallonie - J. PELLICANI & J.M. PIRLOT

26 : Pourriture grise ... et pourriture noble - M. LECOMTE

31 : *Fomes fomentarius* - J.M. PIRLOT

35 : Les rouilles des éphémérophytes - A. VANDERWEYEN

- 35. *Puccinia adoxae*
- 37. *Puccinia albescens*
- 38. *Puccinia argentata*
- 39. *Ochropsora ariae*
- 40. *Tranzschelia anemones*
- 40. *Puccinia liliacearum*
- 41. *Uromyces muscari*

43 : *Cylindrobasidium laeve* - M. DI GIANGREGORIO

45 : *Tuber blotii*, bonne espèce ou non ? – M. LECOMTE

- 47. *Tuber aestivum*
- 48. *Tuber uncinatum*
- 50. *Tuber blotii*

51 : Dessins ou photos de spores ? - M. LECOMTE

54 : Planche illustrée de *Russula pectinata* - J. GANE

55 : La correction des images numériques – M. LECOMTE

55 : Pour une utilisation judicieuse de Photoshop – D. GHYSELINCK & M. LECOMTE

- 56. Eclairage et recadrage
- 60. La couleur
- 61. Symétrie et netteté
- 63. Réparation
- 64. Fusionner deux photos

Quelques espèces fongiques rares et/ou nouvelles pour la Belgique ou la Wallonie en 2014-2015

Textes et photos Bernard CLESSE¹

Préambule et avertissements

Les découvertes qui vont suivre, réalisées en 2014-2015, et certaines d'entre elles dans le cadre de mes activités au Centre Marie-Victorin (Cercles des Naturalistes de Belgique, a.s.b.l.), proviennent essentiellement du sud de l'Entre-Sambre-et-Meuse (prov. Namur), mon terrain de prédilection quotidien ; seules deux d'entre elles revêtent un caractère un peu plus « exotique » (provinces de Liège et de Luxembourg).

Afin d'en connaître plus sur la fréquence des 11 espèces présentées ci-après, plusieurs personnes ou ressources ont été consultées : André Fraiture (Jardin Botanique National de Meise), Emile Vandeven (FUNBEL), Daniel Ghyselinck (MYCOBEL) ainsi que Bernard Declercq pour les Ascomycètes et Karel Van de Put pour *Tremella versicolor*.

Malgré les réserves d'usage, (car on ne peut ni certifier comme totalement exhaustives les listes des uns et des autres ni présumer de trouvailles antérieures par l'un ou l'autre mycologue belge et non publiées), certaines espèces découvertes s'avèrent ici nouvelles pour la Belgique (4 espèces) ou pour la Wallonie (2 espèces).

Les différentes espèces ont été traitées par ordre chronologique de leur découverte. Il s'agit de : *Coprinus aquatilis*, *Ramsbottomia asperior*, *Pluteus thomsonii* f. *evenosus*, *Hygrophorus mesotephrus*, *Psathyrella berolinensis*, *Mycenella trachyspora*, *Infundibulicybe glareosa*, *Geopora nicaeensis*, *Rhodocybe caelata*, *Leucoagaricus ionidicolor*, *Tremella versicolor* et *Colipila masdugwana*. Après une petite introduction permettant au lecteur de se rendre compte du contexte de la découverte, quelques informations macroscopiques et microscopiques (non exhaustives cependant !) ainsi que des photos illustrent les différentes espèces ou éléments microscopiques caractéristiques.

1. *Coprinus aquatilis* Peck (nouvelle espèce pour la Belgique) ; 18/05/2014 ; Oignies-en-Thiérache (Viroinval), sur branchette pourrie et imbibée, dans un embâcle d'un petit ruisseau acide.

Alors que les sous-bois semblent déserts au niveau fongique lors des printemps secs, le mois de mai se prête particulièrement bien à la recherche de champignons, surtout Ascomycètes (*Cudoniella* sp., *Vibrissea* sp., *Miladina lecithina*, *Ombrophila ianthina*, *Scutellinia* sp., *Xylaria hypoxylon* - forme imparfaite) mais aussi Basidiomycètes (*Mycena speirea*, *Mycena acicula*...), se développant sur branchettes pourries et autres débris organiques imbibés, émergents voire immergés et entravant parfois le lit des ruisseaux. Le Ruisseau de Broctée, affluent du Ruisseau d'Alise à la frontière belgo-française est un petit ruisseau ardennais, bondissant en cascades sur un lit rocheux constitué de phyllades et quartzo-phyllades. Quelques aulnes glutineux bordent le ruisseau de même que charmes et chênes. Dans un petit embâcle du ruisseau, constitué d'amas de branches et branchettes de feuillus divers mêlés de cônes d'épicéas provenant de pessières en amont, plusieurs exemplaires adultes du coprin ainsi qu'un jeune exemplaire au pied très pruineux se trouvaient parmi les débris ligneux. Cette écologie correspond tout à fait à celle décrite par Peck et est identique également à celle qu'on retrouve dans la description de Carleton Rea ainsi que dans *Funga Nordica*.

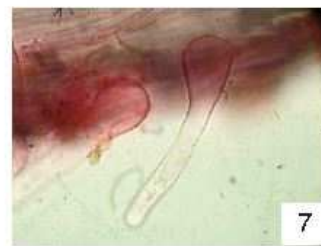
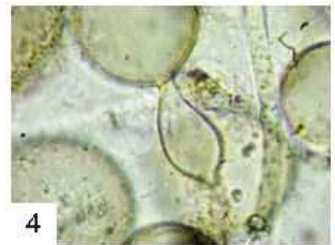
Description macroscopique

Chapeau d'abord ovoïde puis campanulé et enfin étalé convexe, brun jaunâtre à l'état jeune puis progressivement brun grisâtre, nettement plissé-rainuré, plus clair dans les rainures, à voile farineux-granuleux - lames atteignant le pied, moyennement espacées, gris noirâtre à maturité - pied très poudreux à l'état jeune, blanc jaunâtre, légèrement plus brunâtre vers le bas.

Description microscopique

Voile constitué de cellules globuleuses brunâtres, reliées en chaînes les unes aux autres par des cellules cylindriques ou plus fréquemment fusiformes, souvent porteuses d'incrustations en surface - piléocystides lagéniformes, à bec cylindrique : 74-90x16-20 µm - cuticule à cellules piriformes - caulocystides lagéniformes à long bec cylindrique - spores ellipsoïdes, à pore germinatif excentré : 13-14,5 x 7-8 µm.

¹ Bernard CLESSE, Cercles des Naturalistes de Belgique, Rue des Écoles 21 à 5670 Vierves-sur-Viroin



1 : habitat - 2 & 3 : exemplaires in situ à Oignies-en-Thiérache - 4 : cellules du voile - 5 : spore - 6 : cuticule - 7 : caulocystides - 8 : pileocystides

2. *Ramsbottomia asperior* (Nyl.) Benkert & T. Schumacher (nouvelle espèce pour la Belgique) ; 20/07/2014 ; Logbiermé (Trois-Ponts) ; sur le sol nu, argileux, acide et humide d'un sentier forestier.

C'est en bordure de la réserve naturelle Ardenne et Gaume de Logbiermé, dans une zone suintante d'un petit sentier se fauflant en rive droite du Ruisseau du Ponceau (donc en Ardenne liégeoise), que les petites apothécies orange ont été découvertes.

Le genre *Ramsbottomia*, qui compte 4 espèces en Europe occidentale, se distingue de genres voisins (*Lamprospora*, *Octospora*, *Neottiella*) par l'absence de relations étroites avec les mousses et se caractérise encore par l'ornementation épineuse remarquable de ses spores.

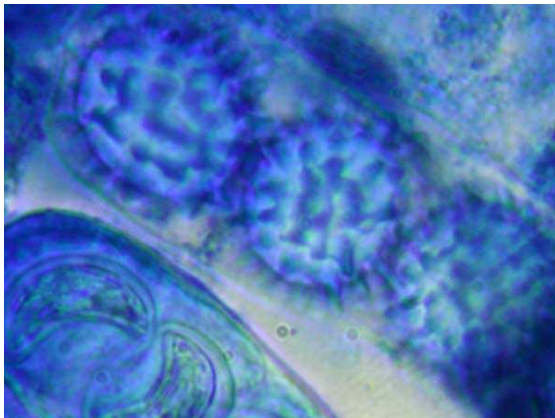
Ramsbottomia crec'hqueraultii et *R. macracantha* sont connus sur le sol belge depuis quelques années tandis que *R. lamprosporoidea* a été découvert l'année dernière en Flandre (cit. B. Declercq). La présente donnée de *R. asperior* complète donc le genre dans notre pays. *R. asperior* se distingue des autres *Ramsbottomia* par ses spores subglobuleuses alors qu'elles sont globuleuses chez les trois autres espèces.



Description macroscopique

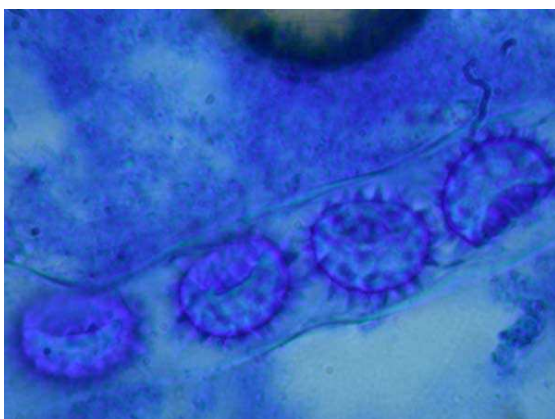
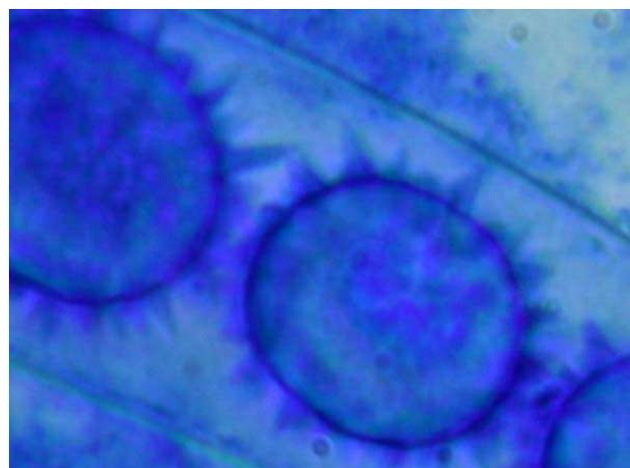
← Apothécies in situ à Logbiermé

Apothécies grégaires, à hyménium orange, de 2-3 mm de diamètre, sans poils.



Description microscopique

Spores subglobuleuses : 16,5-17,5 x 15-15,5 µm, à épines longues jusqu'à 4,5 µ et larges jusqu'à 2 µm.



← ↑ Spores dans l'asque, colorées au bleu coton lactique

3. *Pluteus thomsonii* f. *evenosus* (Kühner) Wuilb. (forme vraisemblablement rare en Belgique) ; 27/07/2014 ; Dourbes (Viroinval), sur place à feu, en bordure de chênaie-charmaie calcicole.

Élément du patrimoine naturel majeur de Wallonie et autre réserve naturelle gérée par Ardenne & Gaume, la Montagne-aux-Buis est vraiment loin d'avoir livré toutes ses richesses.... c'est donc là que la découverte fut faite.

Bien que l'écologie ici diffère quelque peu de celle mentionnée par Citérin & Eyssartier (« sur terre, au voisinage des souches »), la microscopie de cette plutée de la sous-section des *Mixtini* est par contre sans appel.

Pour cette récolte, un caractère original me semble intéressant à souligner car on n'en trouve pas trace dans la maigre littérature sur le sujet : l'odeur nette de pélargonium, ce qui est somme toute curieux pour le genre *Pluteus*.



↑ Exemple photographié in situ à Dourbes



↑ Exemple rephotographié le lendemain à Fagnolle ↑

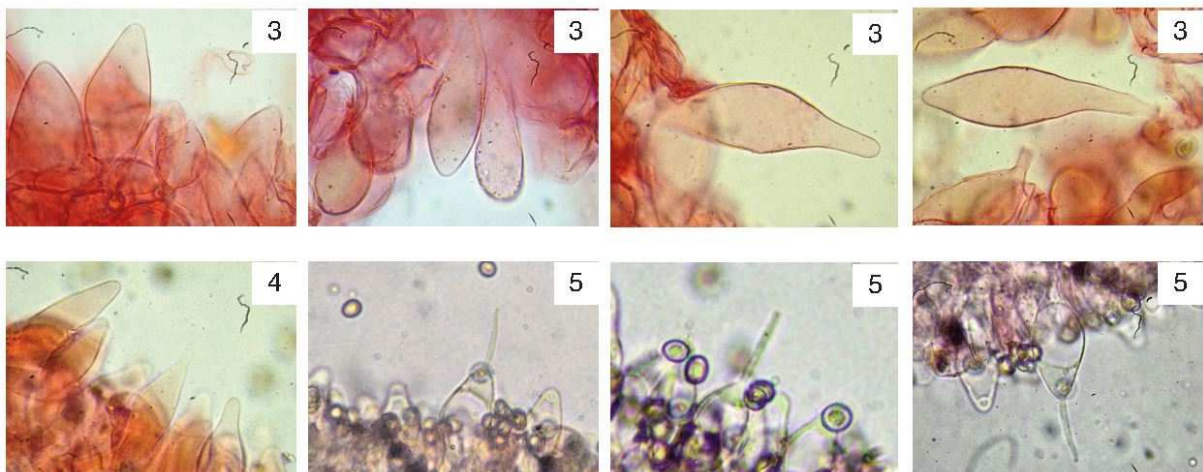


Description macroscopique

Chapeau brun-gris pâle, strié au bord, de 2 cm de diamètre, sans veines saillantes, mais tout au plus avec quelques vagues rides au disque (alors que le disque est marqué de veines très saillantes chez le type) - lames libres, ventruées - pied grisâtre, très pruineux, long de 2,5 - 3 cm. Cette forme de *Pluteus thomsonii* est donc plus grêle encore que le type qui n'est déjà pas bien costaud. «Kühner & Romagnesi pensent que la taille réduite et l'absence de réseau sur le chapeau sont liées à des conditions de nutrition moins favorables sur terre que sur bois» (in Citérin & Eyssartier, 1998).

Description microscopique

Piléipellis composée de cellules clavées entremêlées de cellules largement fusiformes (caractère qui correspond bien à la sous-section des *Mixtini*) - pleurocystides absentes - cheilocystides largement fusiformes, certaines cheilocystides (rares cependant) présentent un mucron, voire sont carrément appendiculées (avec un long rostre étroit).



3 : piléipellis - 4 : cheilocystides dont celle du centre mucronée - 5 : cheilocystides dont certaines appendiculées

4. *Hygrophorus mesotephrus* Berk. & Broome (2e donnée pour la Belgique) ; 25/09/2014 ; Oignies-en-Thiérache (Viroinval), sur talus forestier raide, en hêtraie acidophile.

Depuis quelques années, je suis particulièrement attentif à la fonge originale qui peuple les chemins creux et talus forestiers qui sillonnent des hêtraies acidophiles voire neutroclines, telles celles de Wavreille, de Oignies-en-Thiérache, de La Roche-en-Ardenne, d'Herbeumont, de Naux... Bien que je n'aie pas encore trouvé d'explication rationnelle à la richesse fongique relative de cette niche écologique, il est un fait que plusieurs observations d'espèces rares ou peu banales sont à mon actif : *Cantharellus friesii*, *Strobilomyces strobilaceus*, *Tricholoma* div. sp. dont *Tricholoma sciodes*, *Scutigiger cristatus*, *Pseudoomphalina pachyphylla* ...



C'est donc dans ce type de milieu que j'ai eu la chance de découvrir *Hygrophorus mesotephrus*, hygrophore qui fait partie des *Olivaceoumbrini*, sous-section dans laquelle figurent aussi *H. olivaceoalbus*, *H. latitabundus* et *H. personii* en Belgique. Si, par manque de temps, la microscopie n'a pu être faite ici, les caractéristiques macroscopiques et l'écologie n'offrent guère de doute sur la détermination de cet hygrophore gracile, au chapeau et au pied très visqueux.

Cette espèce a apparemment été trouvée précédemment en Belgique le 08/11/2012 à Esneux, en province de Liège, par Colette Troupin (première donnée belge ? donnée non

publiée ?). L'échantillon d'Esneux, conservé dans le liquide de Locquin, est stocké dans la mycothèque de l'A.M.F.B. sous le n° 1224.

↑ Site de la découverte
Exemplaires photographiés in situ à Oignies-en-Thiérache →

Description macroscopique

Chapeau très visqueux, brun foncé mêlé d'une teinte olive, s'éclaircissant vers la marge (seul le disque garde la couleur foncée initiale), devenant ainsi bicolore - lames d'un blanc pur, arquées décourbées, espacées et cireuses - pied blanchâtre en haut à jaunâtre vers le bas, relativement fin et appointi à la base, presque entièrement visqueux sauf au sommet qui est sec et très prumineux.



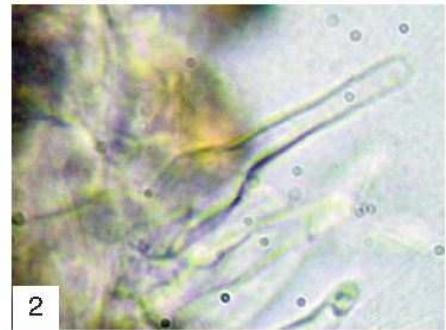
5. *Psathyrella berolinensis* Ew. Gerhardt (4e donnée pour la Belgique ? - espèce rare en tout cas dans notre pays, mais probablement sous-estimée) ; 25/09/2014 ; Oignies-en-Thiérache (Viroinval), sur laissée de sanglier en pessière tourbeuse.

En Belgique, cette petite psathyrelle poudrée, dont l'allure n'est pas sans rappeler certains petits *Coprinellus*, a déjà été observée précédemment par Daniel Ghyselincq, à chaque fois en Haute Ardenne (2006 et 2012) tandis qu'une autre donnée est probablement encore antérieure (comm. D. Ghyselincq). Considérée actuellement comme rare dans différents pays européens et récente dans plusieurs d'entre eux (Espagne en 2007, France en 2008, Pays-Bas en 2009...), cette espèce coprophile, spécifique des laissées de sanglier, pourrait cependant être sous-estimée (cit. D. Ghyselincq), chez nous comme ailleurs ! D'une part, il faut bien avouer que la recherche des espèces coprophiles ne passionne pas les foules ; d'autre part, le suidé est tellement répandu à tra-

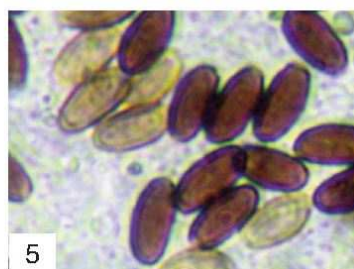
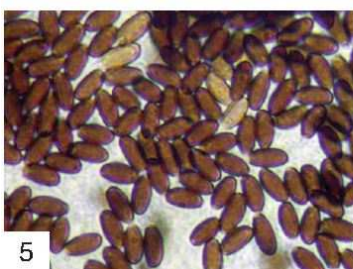
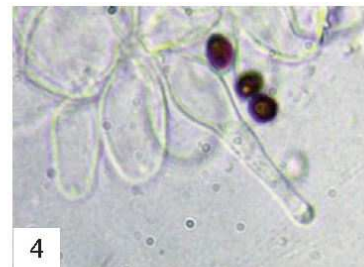
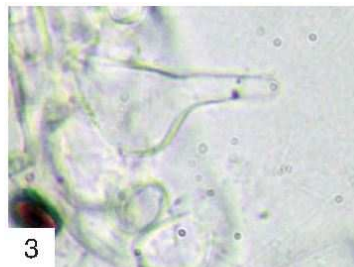
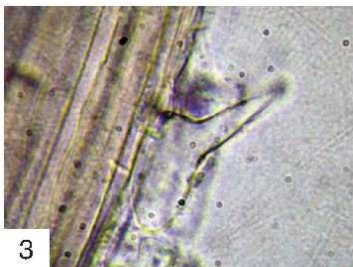
vers toute l'Europe et ses déplacements parfois tellement importants qu'on peut difficilement imaginer des cas très isolés.

Description macroscopique

Chapeau poudré (jeunes exemplaires), d'abord parabolique puis campanulé, longuement strié, beige à grisâtre, plus pâle à la marge qui est légèrement crénelée ; diamètre 5-10 mm ; chair quasi inexistante - pied ± concolore, poudré, long de 2-3 cm, à base un peu élargie - lames adnées ascendantes, d'abord blanchâtres puis brunâtres et enfin piquetées de noir par les spores matures.



1 : exemplaires photographés in situ à Oignies-en-Thiérache - 2 : cheilocystides lagéno-fusifformes, certaines à long bec



3 : caulocystides à base largement ventrue - 4 : pileocystide lagéniforme, à long bec - 5 : spores ellipsoïdes, à pore germinatif

Description microscopique

Cellules de la cuticule globuleuses avec piléocystides ventruées-rostrées ou lagéno-fusiformes - spores ellipsoïdes, à pore germinatif : 6-7,5 x 3-4 µm - cheilocystides ventruées-rostrées ou lagéno-fusiformes : 25-29 x 6,5-7 µm - caulocystides à base largement ventruée.

6. *Mycenella trachyspora* (Rea) Bon (nouvelle espèce pour la Wallonie) ; 10/10/2014 ; Nismes (Viroinval), en pelouse calcicole.



← Exemples photographiés in situ à Nismes

En découvrant ce champignon, que je voyais pour la première fois, ma réaction fut d'aller vers le genre *Marasmius* ; en l'absence de données microscopiques, *Marasmius cespitum* = *Marasmius pseudoglobularis* fut même proposé comme hypothèse par certains mycologues avertis. N'ayant jamais été auparavant confronté à ce genre, je n'en ai d'abord pas cru mes yeux lorsque j'ai découvert les caractéristiques sporales du champignon, qui n'avaient effectivement rien à voir avec celles des spores d'un *Marasmius*.

Si *Mycenella trachyspora* a déjà été trouvé à 7 reprises en Flandre, cette donnée de Nismes est apparemment une première pour la Wallonie. L'espèce semble plutôt rare, voire très rare, dans plusieurs pays d'Europe.



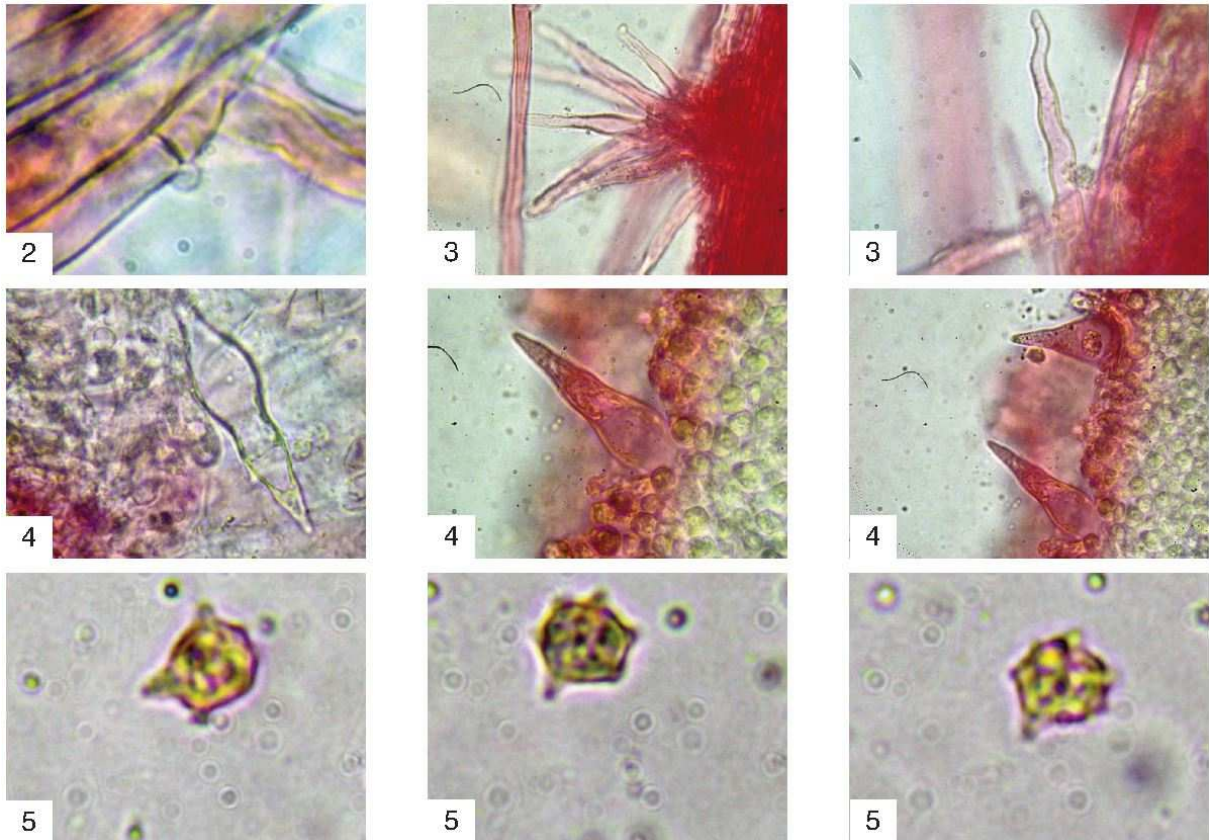
Au point de vue de son écologie, la littérature la signale surtout sur sol calcaire et en situation thermophile, à proximité de pins (*Pinus* div. sp.), parmi les mousses, et souvent en relation avec du bois fortement pourri et ± enterré. Dans le cas présent, l'habitat consistait en une pelouse calcicole restaurée, à proximité d'un pin. La restauration de la pelouse il y a quelques années a nécessité le girobroyage de fruticées, ce qui implique sans nul doute la présence de débris de bois ± enterrés.

Description macroscopique

Chapeau beige ochracé, très pruineux, strié par transparence, de 1,5 cm de diamètre - lames espacées, blanc crème, adnées ascendantes - pied fistuleux, long de 2,5-3 cm, brun jaunâtre à brun sur les deux tiers inférieurs, crème à blanchâtre sur le tiers supérieur, entièrement pruineux.

Description microscopique

Cystides hyménales lagéno-fusiformes atteignant pour certaines 71 x 15 µm - basides tétrasporiques - spores subglobuleuses anguleuses avec apicule proéminent et verrues cylindriques hautes de 1 µm : 6-7,5 x 5,5-6 µm (donc plus grandes que dans la littérature : 4,5-6 x 4,5-5,5 µm dans Funga Nordica, 5,5-6,5 µm dans M. À. Pérez-De-Gregorio, 5,5-6 x 4,8-5,3 µm dans Boekhout) - pilécystides rares mais pareilles aux cystides hyménales - cuticule à hyphes bouclées - caulocystides nombreuses, souvent fasciculées, ± fusiformes, à parois épaisses.



2 : hyphes de la cuticule bouclées - 3 : - caulocystides fasciculées - 4 : cystides hyménales lagéno fusiformes - 5 : spores subglobuleuses et verruqueuses, à apicule proéminent

6. *Infundibulicybe glareosa* (Röllin & Monthoux) Harmaja (nouvelle espèce pour la Belgique) ; 28/10/2014 ; Nismes (Viroinval), en pelouse xérophile calcicole (xerobrometum).

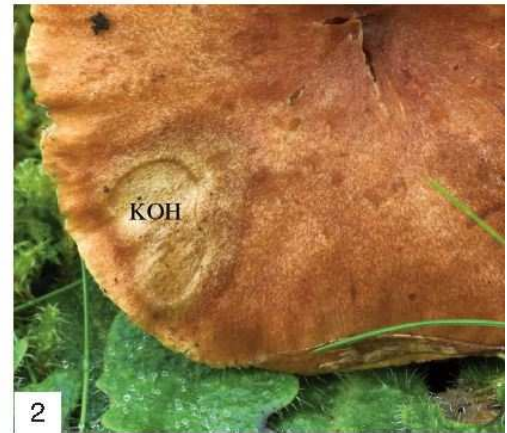
Voici ce que Marcel Bon donne comme écologie pour le clitocybe des glariers dans sa clé sur les clitocybes : « Thermo-xérophile sur alluvions, gravières ou pelouses arides du xérobromion ». Dans le cas qui nous occupe, il s'agit bien d'une pelouse aride du xérobromion.

Mais qu'est-ce qu'un glarier ? Il s'agit d'un lit d'alluvions constitué de pierres roulées, de graviers et de sable, que l'on trouve fréquemment sur les bords des torrents alpins, à leur débouché dans la plaine. Pour peu que la nature de ces alluvions soit calcaire et que l'exposition soit favorable, le drainage naturel qui caractérise ce milieu explique la similitude écologique avec nos pelouses xériques développées sur sol superficiel calcaire.

Ces pelouses xériques, peu fréquentées d'une manière générale par les mycologues qui préfèrent l'exploration des sous-bois, sont pourtant d'une grande richesse fongique ! Il faut cependant les fréquenter « au bon moment », à savoir de fin octobre à janvier plus particulièrement, lorsque la température basse n'est plus à même de dessécher ces sols superficiels souvent bien mouillés par les pluies abondantes de la mauvaise saison et maintenus frais par les brumes nocturnes ; tant que la température reste positive, des découvertes sont à réaliser, que ce soit dans les genres *Entoloma*, *Hygrocybe*, *Clitocybe*, *Omphalina*, *Arrhenia*, *Mycena*, *Melanoleuca* ...

Description macroscopique

Chapeau et pied concolores, roux - chapeau subvelouté, déprimé, de 5,5 cm de diamètre, KOH nul sur la cuticule - marge nettement flexueuse - lames décurrentes, subconcolores (non blanches mais crème roussâtre) - pied long de 2,5 - 3 cm, large de 5 mm, feutré de blanc - chair à odeur anisée voire légèrement cacotée.



1 : exemplaires photographiés in situ à Nismes - 2 : KOH nul sur la cuticule - 3 : - baside tétrasporique - 4 : hyphe de la cuticule incrustée

Description microscopique

Hyphe de la cuticule bouclées, incrustées, jaunâtres brunâtres - basides tétrasporiques - spores larviformes piriformes : 5-8 x 3,5 µm.



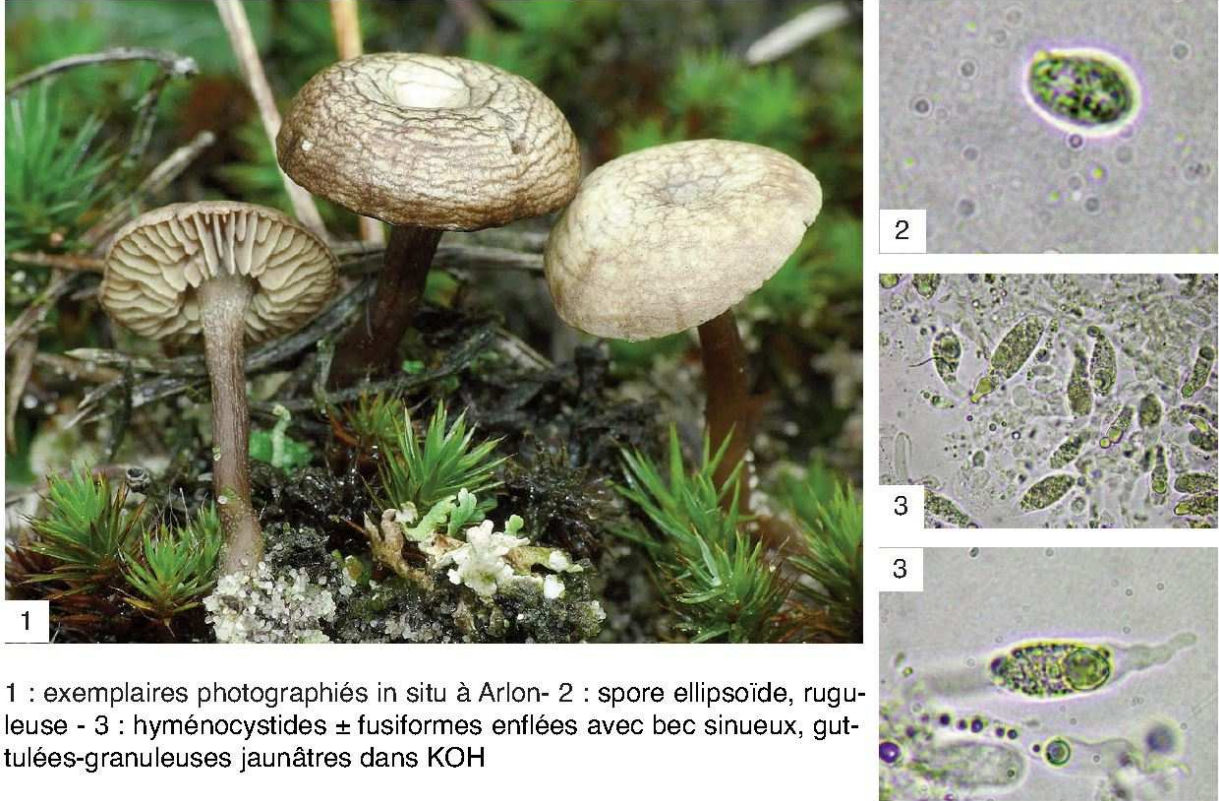
5 : spores larviformes piriformes

7. *Rhodocybe caelata* (Fr.) Maire (espèce très rare en Belgique, 3e donnée) ; 12/11/2014 ; Arlon, en pelouse – lande, sur sable acide.

Ce petit rhodocybe semble tout aussi rare en Flandre, une donnée à Helchteren (A. de Haan), qu'en Wallonie, deux données antérieures à la mienne : une récolte en pessière à Grupont le 10/10/1970

(P. Heinemann), et une donnée aux «Fonds des Vaux» à Rochefort en septembre 1975 (N. Vandenplas). La littérature consultée le signale « dans les mousses ou dans l'herbe des bois de conifères, souvent sur des terrains sablonneux » (Eyssartier & Roux), « sur sols ± secs, sablonneux, maigres, acides » (Breitenbach & Kränzlin), « la plupart du temps dans les bois de conifères sur sol sablonneux » (Knudsen & Vesterholt).

La récolte d'Arlon a été prélevée sur la pente d'une colline sableuse colonisée par de petits pins sylvestres. Le pH acide du substrat, trahi par la présence de callune (*Calluna vulgaris*) et de mousses telles que *Polytrichum juniperinum*, *P. piliferum*, *P. urnigerum*, est incontestable.



1 : exemplaires photographiés in situ à Arlon - 2 : spore ellipsoïde, ruguleuse - 3 : hyménocystides ± fusiformes enflées avec bec sinueux, guttulées-granuleuses jaunâtres dans KOH

Description macroscopique

Chapeau de 1,2 cm de diamètre, gris-beige sur fond brun, tout craquelé concentriquement, convexe ombiliqué - pied long de 2 cm, brun foncé, poudré de blanc en haut - lames crème grisâtre, moyennement espacées, adnées à décurrentes (photo peu explicite ici !), odeur un peu farineuse.

Description microscopique

Hyménocystides ± fusiformes enflées avec bec sinueux, guttulées granuleuses, jaunâtres dans KOH - basides tétrasporiques - spores ellipsoïdes-amygdaloïdes, ruguleuses : 8-9x4-5 µm - hyphes non bouclées.

8. *Geopora nicaeensis* (Boud.) M. Torre (nouvelle espèce pour la Belgique) ; 24/01/2012 ; Dourbes (Viroinval) et 02/12/2014 Nismes (Viroinval), en pelouse xérophile calcicole (xerobrometum).

Une première fois récolté en pelouse xérophile calcicole le 24/01/2012, sur le versant exposé au sud de la «Montagne-aux-Buis» à Dourbes, le géopore de Nice (*Geopora nicaeensis*) est retrouvé dans une écologie similaire quoique sous pin sylvestre, sur microsol de type rendzine recouvrant une dalle calcaire, le 02/12/2014 dans un site non moins célèbre : le « Fondry des Chiens » à Nismes. S'il ne faut pas confondre Nismes et Nîmes, car il s'agit d'une pure coïncidence homophonique, le mésoclimat subméditerranéen qui règne dans cette région du Viroin et si bien décrit par le botaniste Jacques Duvigneaud (†) n'est certes pas étranger à la présence de cette espèce à affinité méridionale, et décrite des environs de Nice par Boudier en 1891. Dans la clé des *Geopora* de René Dougoud, elle s'identifie rapidement par la taille élevée des spores (certaines d'entre elles dépassent les 30 µm de long) et par son écologie sans aucun lien avec des cèdres ou des ifs (contrairement au « bien connu » *Geopora sumneriana*, courant au printemps sous cèdre, notamment dans les parcs et jardins). Même si l'écologie de mes deux récoltes colle parfaitement à celle de récoltes allemandes (Häffner, Woike & al.), la préférence pour des sols calcaires superficiels et xériques ne semble pas obligatoire puisque

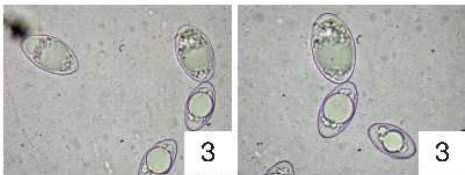
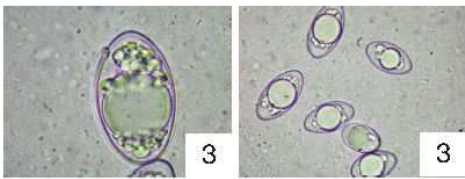
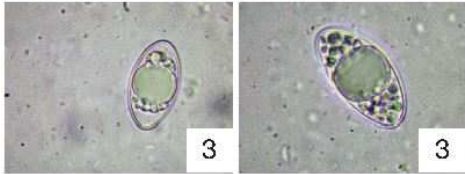
d'autres récoltes européennes, notamment espagnoles, ont été faites sur sable acide. À noter encore que la récolte allemande la plus proche des nôtres proviendrait de l'Eifel calcaire allemand, à Wachendorf plus précisément (à 165 km).

Description macroscopique

Apothécie semi hypogée, de maximum 1,5 cm de diamètre, fendue sur ses bords, brune par la pilosité à l'extérieur. Hyménium crème grisâtre à crème brunâtre.



Pelouse calcicole xérique de Dourbes (janvier 2012) →



1b : exemplaires photographiés in situ à Dourbes - 2 : exemplaires photographiés in situ à Nismes - 3 : spores elliptiques-subfusiformes avec 1 grosse guttule centrale

Description microscopique

a) récolte de Dourbes : spores elliptiques-subfusiformes, arrondies aux extrémités, avec une grosse guttule centrale : 27-32 x 14-17 µm

b) récolte de Nismes : spores elliptiques subfusiformes, arrondies aux extrémités, avec une grosse guttule centrale : 28-32 (-37) x 15-16,5 (-21) µm

9. *Leucoagaricus ionidicolor* Bellù & Lanzoni (espèce très rare en Belgique) ; 20/12/2012 ; Nismes (Viroinval), en bordure de cimetière et en parc arboré.

Découvert pour la première fois en Belgique par Pascal Derboven en septembre 2007, dans une serre tempérée du Parc Paradisio parmi les écorces de pin puis, un peu plus tard dans le même parc, dans les graviers en bordure d'un massif de feuillus et d'un if, *Leucoagaricus ionidicolor* est encore retrouvé par le même mycologue, mais cette fois en Brabant wallon, en septembre 2014. Pour sa part, Marc Paquay note l'espèce le 01/12/2013 à Han-sur-Lesse sur humus riche, sous conifères (pins sylvestres, douglas) en mélange avec divers feuillus (chêne, hêtre, charme) en terrain schisto-calcaire. Aucune donnée n'est signalée pour la Flandre.

Bien qu'elle soit considérée comme rare à rarissime dans plusieurs pays d'Europe, dont la Belgique, on peut espérer que cette espèce, finalement d'apparition récente chez nous, s'étende ultérieurement à bien d'autres sites, son écologie rudérale étant, par définition, répandue.... À noter encore sa présence parfois très tardive dans l'année, comme le prouvent les observations de Han-sur-Lesse et de Nismes.

Pour Jacques Guinberteau, grand connaisseur de lépiotes, *L. ionidicolor* est une espèce humicole « saprotrophe d'accumulation », ayant une nette prédilection pour les litières très épaisses à « faible turn over d'humification » (comme celle des cyprès, ou amoncellement de bois mort pré-attaqué par les insectes xylophages, ou dans la sciure). Il trouve aussi cette lépiote au pied des « chandelles » ou très vieux arbres morts sur pied, attaqués par de nombreux insectes xylophages, dans la sciure au bas des troncs. Ce fonctionnement est très particulier et caractérise nombre de *Leucoagaricus* rares, en voie de disparition, car on exporte des forêts beaucoup trop de vieux arbres indispensables pour le maintien d'une biodiversité d'intérêt patrimonial (comm. J. Guinberteau).

Dans son article sur *L. ionidicolor*, après avoir passé en revue différentes évocations de trouvailles européennes, P. Derboven synthétise les préférences écologiques de l'espèce : un habitat terrestre et saprophyte, souvent sous conifères et en station plus ou moins rudéralisée (parc, arboretum). Ce qui correspond exactement à mes deux trouvailles de Nismes, distantes de 100 mètres à peine l'une de l'autre : soit sur litière épaisse de cyprès en bordure d'un cimetière, et sous cyprès et thuyas dans un parc arboré. Dans les deux cas, les sporophores étaient relativement abrités du gel, croissant derrière un mur ou sous le couvert épais des conifères.



1 : exemplaires photographiés in situ à Nismes

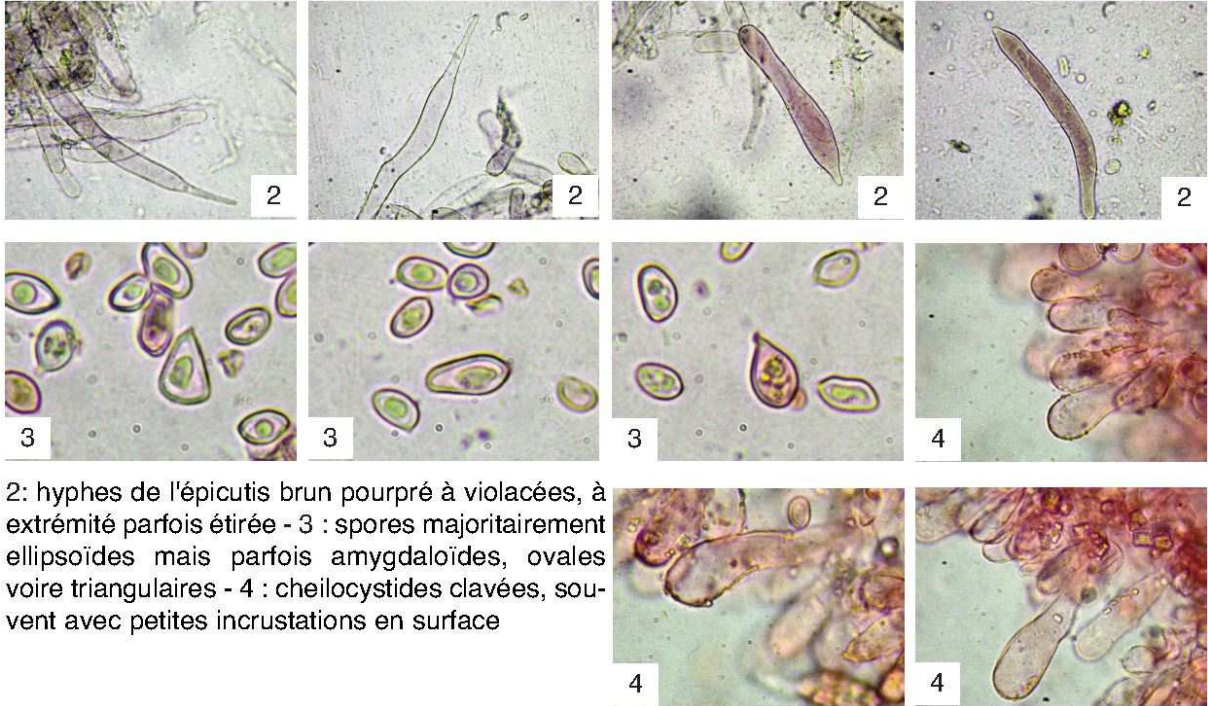
Description macroscopique

Chapeau campanulé puis conico-convexe, de 3-6 cm de diamètre, à mèches apprimées mauve pourpré sur fond blanchâtre, à disque plus foncé (violacé noirâtre) et à marge un peu débordante. La plupart des exemplaires n'étant plus très frais ; certains affichaient des mèches plus gris brunâtre voire gris olivâtre tout en restant lavées de mauve - lames blanc crème, serrées, libres - pied long de 4 à 7 cm, progressivement clavé vers la base, mauve pourpré à pourpré délavé dans le haut, carrément violet-mauve (fuchsia) en-dessous de l'anneau qui est membraneux, ample et concolore. Le mycélium est teinté de lilas.

Description microscopique

Hyphes de l'épicutis brun pourpré à violacées, à extrémité parfois étirée - cheilocystides clavées, souvent avec petites incrustations en surface - spores majoritairement ellipsoïdes mais parfois amygdaloïdes, ovales voire triangulaires, donc finalement fort variables en forme mais aussi en taille : 4,5-10,5 x 3-5,5 µm.

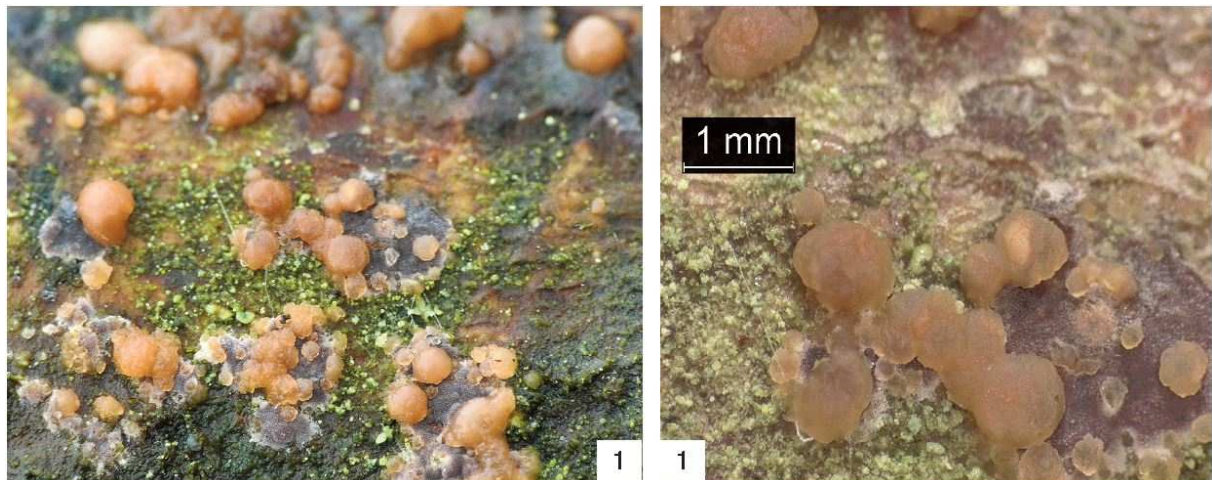
NB : les sources consultées signalent des spores ellipsoïdes (6-7,2 x 3,6-4 µm) (J. Guinberteau, récolte du Ciron), (5,5- 6-7 x 3,5-4 (4,5 µm) (P. Derboven) ou ovoïdes à amygdaliformes (5-6,5 x 3,5-4,3 µm) (Eyssartier & Roux) ; dès lors, les variabilités de taille et de forme pour les spores des exemplaires de Nismes seraient-elles dues à leur mauvais état, sachant qu'ils ont dû essayer quelques petites gelées dans les jours précédents.



2: hyphes de l'épicutis brun pourpré à violacées, à extrémité parfois étirée - 3 : spores majoritairement ellipsoïdes mais parfois amygdaloïdes, ovales voire triangulaires - 4 : cheilocystides clavées, souvent avec petites incrustations en surface

10. *Tremella versicolor* Berk. : (1ère donnée pour la Wallonie) ; 27/01/2015 ; Nismes (Viroinval), en saulaie de saules cendrés.

Connue de 15 stations en Flandre où elle n'est donc pas rare, cette trémelle qui possède une station en région bruxelloise (Watermael-Boitsfort) n'aurait jamais été observée en Wallonie. Après consultation de différents mycologues européens, elle apparaît visiblement peu commune, voire rare, en France et en Espagne.



1 : exemplaires photographés in situ à Nismes

Parasite de différentes corticiales (*Aleurodiscus livido-caeruleus*, *Peniophora lycii*, *P. nuda*, *P. cinerea*...), *Tremella versicolor* semble avoir une prédilection pour les peupleraies et les saulaies.

La récolte de Nismes a été faite sur saule cendré (*Salix cinerea*) et la corticielle parasitée était *Peniophora nuda*.

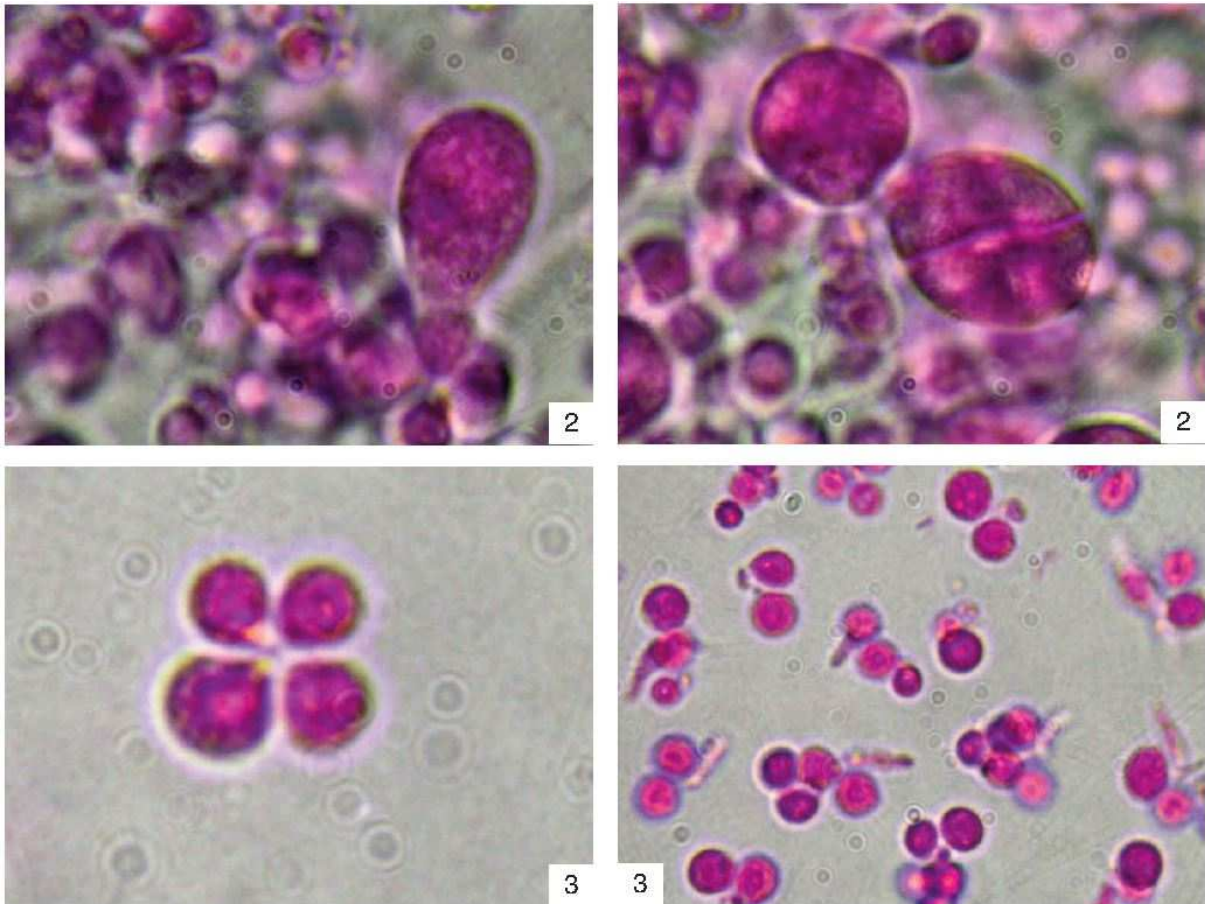
Les basides et les spores de reproduction sexuée sont rarement observées chez cette espèce où le stade conidien domine largement.

Description macroscopique

Dans un premier temps, le sporophore de cette trémelle ressemble à un discomycète orange ; c'est seulement après qu'il prend une forme ± hémisphérique et une consistance fermement gélatineuse, tout en devenant coalescent et brunissant petit à petit. Il s'agit d'une petite espèce de trémelle puisque le diamètre du sporophore ne dépasse guère 2 - 3 mm de diamètre.

Description microscopique

Hyphes bouclées - hypobasides clavées à subsphériques, cloisonnées longitudinalement - conidies en bouquets, ovales-pointues à ± sphériques : 3-6 x 2-4,5 µm, à paroi épaisse.



2 : hypobasides clavées à subsphériques, cloisonnées - 3 : bouquets de conidies ovales - pointues
(coloration à la phloxine B alcoolique)

11. *Colipila masdugana* Baral & G. Garcia : (2e donnée pour la Belgique) ; 13/03/2015 ; Fagnolle (Philippeville), sur branche morte de chêne, en chênaie calcicole.

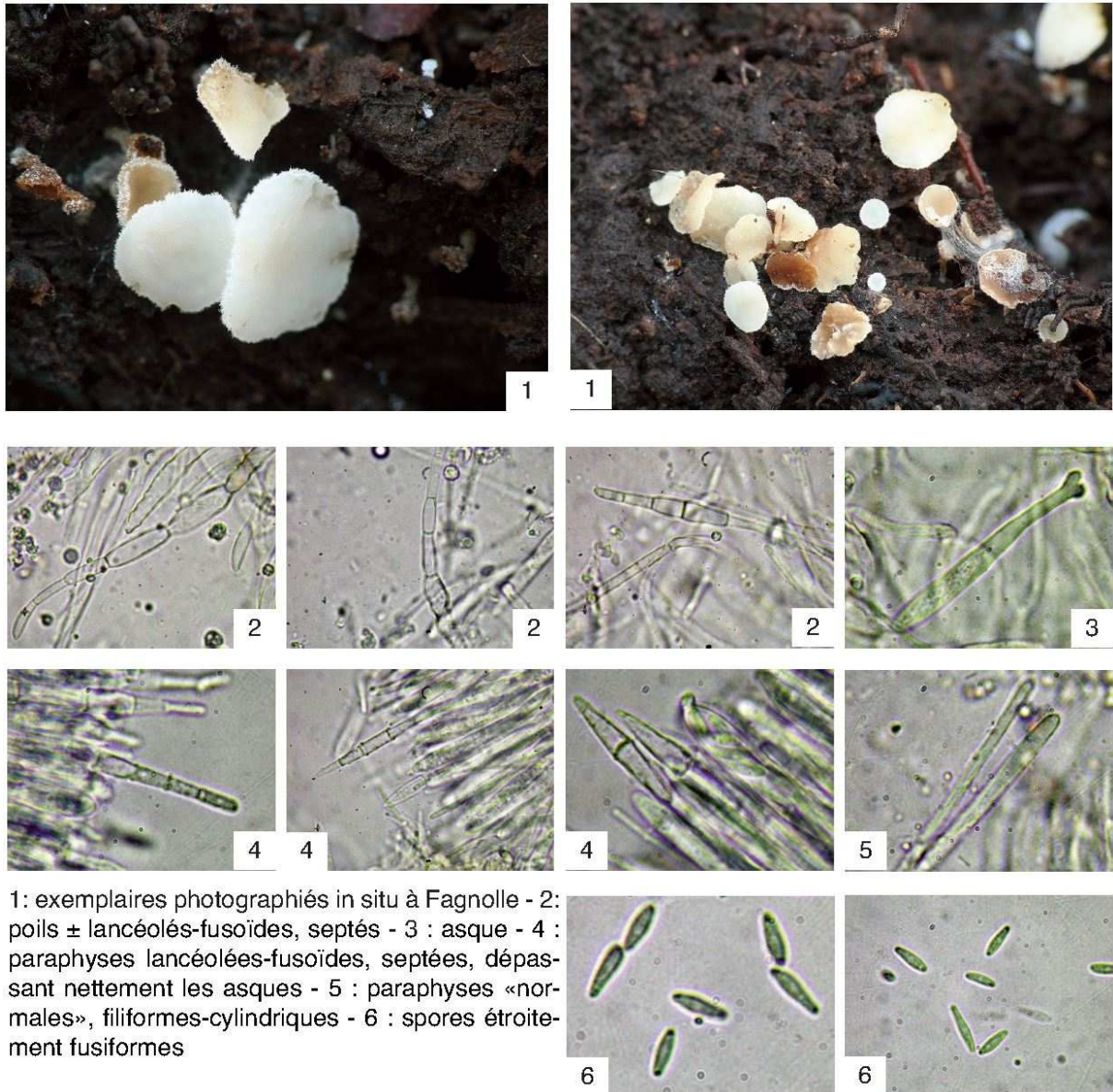
Deux ans après ma découverte de l'espèce à Oignies-en-Thiérache, en Ardenne belge occidentale, c'est sur le rebord nord de la Callestienne, que je (re)découvre ce petit ascomycète, à la face infère d'une grosse branche morte et décortiquée de chêne, dans un crevasse de la branche. Les deux stations sont distantes de 9 km à peine à vol d'oiseau.

Description macroscopique

Apothécies grégaires, variant de crème à brun, à marge ciliée : jusqu'à 3,5 mm de diamètre - pied concolore, poilu, long jusqu'à 1,5 mm.

Description microscopique

Poils de l'excipulum septés, assez semblables aux paraphyses, \pm lancéolés fusoïdes, avec constriction à chaque septum - asques à crochet à la base, octosporés - paraphyses de deux types : les plus nombreuses étant filiformes, apparemment sans septa ($61 \times 1,8 \mu\text{m}$), les autres, dépassant nettement les asques, sont septées, lancéolées fusoïdes ($82 \times 4,5 \mu\text{m}$) - spores de taille très variable, étroitement fusiformes, avec une petite guttule à chaque pôle : $5,5\text{-}13 \times 2\text{-}3 \mu\text{m}$.



1: exemplaires photographiés in situ à Fagnolle - 2: poils \pm lancéolés-fusoïdes, septés - 3 : asque - 4 : paraphyses lancéolées-fusoïdes, septées, dépassant nettement les asques - 5 : paraphyses «normales», filiformes-cylindriques - 6 : spores étroitement fusiformes

Bibliographie

- BARAL H.-O., GARCIA G., BOGALE M., O'HARA M.J. & UNTEREINER W.A.**, 2012 - *Colipila*, a new genus in the *Helotiales*. Mycological Progress. German Mycological Society and Springer. 11 : 201-214
- BOEKHOUT T.**, 1985 - *Notulae ad floram agaricinam neerlandicam* - IX. Persoonia. Published by the Rijksherbarium. Volume 12, Part 4 : 427-440
- BON M.**, 1997 - Flore Mycologique d'Europe 4. *Les Clitocybes, Omphales et Ressemblants*. Documents Mycologiques. Mémoire hors série n°4
- BOUDIER E.**, 1891 - *Description de trois nouvelles espèces de Pezizes de France, de la section des Operculées*. Bulletin de la Société mycologique de France, 7 : 214-217 + pl. XV
- BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1984 - *Champignons de Suisse. Tome 1. Les Ascomycètes*. Éd. Mykologia Lucerne
- BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1986 - *Champignons de Suisse. Tome 2. Les Champignons sans lames*. Éd. Mykologia Lucerne
- BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1991 - *Champignons de Suisse. Tome 3. Bolets et champignons à lames (1ère partie)*. Éd. Mykologia Lucerne

- BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F.**, 1995 - *Champignons de Suisse. Tome 4. Champignons à lames (2ème partie)*. Éd. Mykologia Lucerne
- CAILLET M. & MOYNE G.**, 1988-1989 - *Clé de détermination du genre Octospora et des genres voisins*. Bull. Soc. Hist. nat. Doubs, 84, 9-24
- CITÉRIN M. & EYSSARTIER G.**, 1998 - *Clé analytique du genre Pluteus Fr.*, Doc. Mycol. 111 : 57
- CLESSE B.**, 2014 - *Découvertes mycologiques récentes ou... l'éloge du tout petit*. L'Érable. Cercles des Naturalistes de Belgique, n°1/2014 : 10-14
- CLESSE B.**, 2014 - *Quelques espèces fongiques rares et (ou) nouvelles pour la Belgique ou la Wallonie*. Bulletin de l'Association des Mycologues Francophones de Belgique 2014/07 : 8-21
- DENNIS R.W.G.**, 1978 - *British Ascomycetes*. Royal Botanic Gardens, Kew. Éd. revue, J. Cramer
- DERBOVEN P.**, 2008 - *Découverte de Leucoagaricus ionidicolor au Parc Paradisio de Cambron-Casteau*. Revue du Cercle de Mycologie de Bruxelles, n° 8 (2008) : 18–24
- DOUGOUD R.**, 2007 - *Définition taxonomique et clé du genre Geopora Harness*. www.ascofrance.com
- EYSSARTIER G. & ROUX P.**, 2013 - *Le guide des champignons, France et Europe*. Éd. Belin. 3e édition
- HÄFFNER J., WOIKE S. & WOLLWEBER H.**, 1995-1996 - *Geopora nicaeensis (Boud.) Torre* - Erstrnachweis für Deutschland. Beitrag zur Kenntnis von Geopora-Arten II. Rheinl.-Pfälz. Pilzj. 5+6 (2+1) : 85-94
- JÜLICH W.**, 1989 - Aphylophorales, Heterobasidiomycetes, Gasteromycetes. *Guida alla Determinazione dei Funghi, Vol. 2*. Arti Grafiche Saturnia, Trento, 597 p.
- KNUDSEN H. & VESTERHOLT J.**, 2008. Funga Nordica. *Agaricoid, boletoid and cyphelloid genera*. Nordsvamp
- KOMOROWSKA H.**, 2005 - *The genus Mycenella (Agaricales, Tricholomataceae) in Poland*. Polish Botanical Journal 50 (1) : 83-92
- MORENO G., GALAN R. & ORTEGA A.**, 1986 - *Hypogeous fungi from continental Spain*. Cryptogamie, Mycol. 7(3) : 201-229
- PECK C. H.**, 1875 - Annual Report on the New York State Museum of Natural History, 27: 96
- PÉREZ-DE-GREGORIO M.-A.**, 2008 - *Mycenella trachyspora, en España*. Micol. e Veget. Medit., 23(1) : 26-30
- PÉREZ-DE-GREGORIO M.-A., CARBO J. & ROQUÉ C.**, 2009 - *Algunos hongos interesantes de Girona*. Fungi Non Delineati, Pars XLIV, Ed. Candusso
- ROBICH G.**, 1997 - *Una Mycenella non comune. Mycenella maragritispora (J.E. Lange) Singer*. Rivista di Micologia, 4 : 365-370
- ROUX P.**, 2006 - *Mille et un champignons*. Éd. Roux

Webographie

http://www.trueffel-pilze.de/index.php?option=com_content&view=article&id=165:geopora-nicaeensis&catid=34:ascomyceten&Itemid=177

Remerciements

Pour leur aide précieuse quant aux recherches sur le statut et la répartition des différentes espèces en Belgique ou en Wallonie, pour leurs compléments d'informations très utiles ou pour leur aide au niveau de la détermination, je tiens à remercier chaleureusement Hans-Otto Baral, Micheline Broussal, Pierre Chaillet, René Chalange, Jean-Louis Cheype, Hervé Cochard, Bernard Declercq, Guillaume Eyssartier, André Fraiture, Guy Garcia, Daniel Ghyselincq, Jacques Guinberteau, Placido Iglesias, Marcel Lecomte, Gilbert Moyne, Miquel À. Pérez-De-Gregorio, Patrice Tanchaud, Raul Tena Lahoz, François Valade, Karel Van de Put, Emile Vandeven, Jean-Jacques Wuilbaut & Juan Carlos Zamora.

LES CARIES

Marcel Lecomte

Classification

Division des Basidiomycètes
Sous-division des Ustilaginomycotina
Classe des Exobasidiomycètes
Ordre des Tilléiales

Pour certains auteurs, elles sont également appelées « Charbons », comme les espèces reprises dans l'ordre des Ustilaginales.

La carie du blé : *Tilletia caries*

Tilletia caries (DC.) Tul. & C. Tul., 1847 (= *T. tritici*), se rencontre dans les régions tempérées d'Europe (France, Belgique)

Jusqu'il y a quelques dizaines d'années (+/- 1950), ce champignon était considéré comme un contaminant majeur, provoquant d'énormes pertes de rendement chez les céréaliers et agriculteurs. Ensuite et jusque +/- 2000, cette maladie fut quasi éradiquée dans nos régions suite au traitement préalable des graines à l'aide de fongicides sélectifs très efficaces.

A l'heure actuelle, on assiste à un nouveau retour de cette carie, du fait que :

- +++ l'agriculture biologique oblige à utiliser des graines non traitées,
- +++ les agriculteurs ne connaissent et ne reconnaissent plus ce champignon,
- +++ le pouvoir de propagation du *Tilletia* est très important.

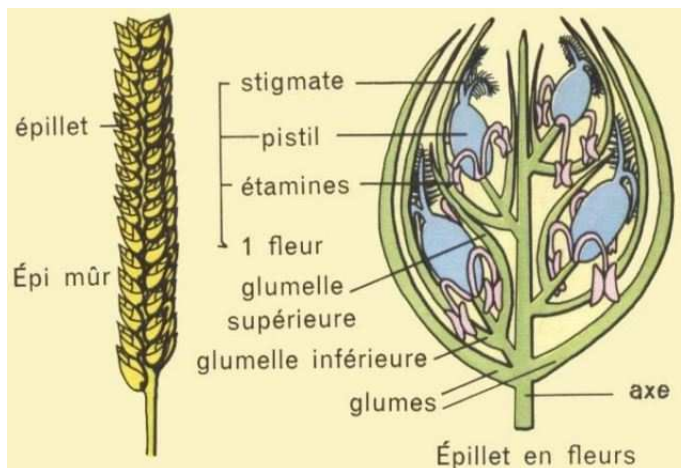


Fig. 1 : image tirée d'un manuel scolaire

Un épi de blé, ou de graminée en général, est une inflorescence composée d'épillets (qui sont des structures florales beaucoup plus complexes qu'en apparence), fixés sur axe général appelé rachis.

Chaque épillet est composé de plusieurs fleurs séparées par des enveloppes appelées glumes.

Symptômes de la maladie

Les épis contaminés sont plus petits que la normale et présentent un aspect bleuté caractéristique, de même

qu'une allure ébouriffée particulière : les épillets s'écartent très nettement du rachis, au lieu de rester bien serrés. L'intérieur des grains, qui contient normalement de l'amidon, est rempli d'une masse de spores brun foncé à noirâtre.

La récolte exhale fréquemment une forte odeur de poisson pourri.



Ph. 1 : des grains de froment sains : sur le grain central du bas, on voit nettement l'amidon, qui est blanc.

Contamination

Lors de la récolte et du battage, les grains de blé affectés éclatent et les spores sont disséminées par le vent, vers les terrains voisins ; elles se déposent à la surface des graines saines et en outre, se déposent sur le sol. Comme si cela ne suffisait pas, les machines utilisées lors de la moisson se chargent d'aller polluer les parcelles vierges et plus lointaines.



Ph. 2 ↑ & 3 → : des grains de froment contaminés : ils sont rabougris, ratatinés, avec des nuances nettement gris noirâtre.



Ph. 4 : allure ébouriffée des épislets ↓



Il semblerait que l'avoine ne soit pas affectée par les caries.

Autres espèces

Tilletia foetida (= *T. laevis*) ou carie commune, affecte surtout la zone méditerranéenne

Tilletia indica ou carie de Karnal, se rencontre en Amérique centrale, en Inde et au Moyen-Orient

Tilletia secalis ou carie du seigle, se trouve en Europe centrale et E. de l'Est

Tilletia panicii ou carie de l'orge, sévit en Europe centrale

Tilletia horrida ou carie du riz, parasite l'Amérique, l'Asie et l'Extrême-Orient

Tilletia controversa (= *T. brevifasciens*), ou carie naine, est un parasite des régions froides, provoquant un nanisme très marqué.

Moyens de lutte

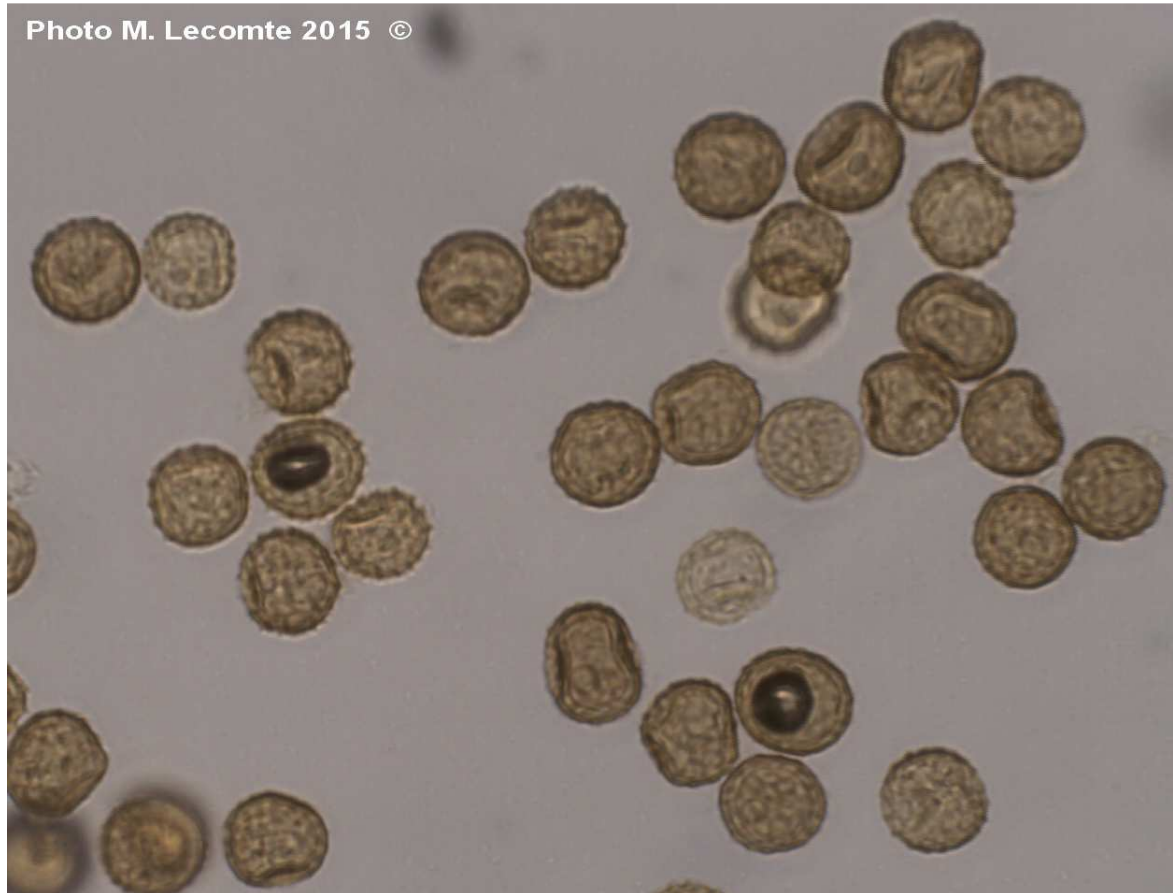
- faucher les parcelles parasitées en dernier
- procéder à un nettoyage en profondeur de la moissonneuse, avec une machine à haute pression
- ne pas utiliser de grains douteux comme semences (réaliser le test du bain²)
- utiliser des semences traitées chimiquement (Tillecur) pour planter le champ ; des expérimentations sont en cours avec d'autres produits tels la farine de moutarde, le sulfate de cuivre, ou encore une lutte biologique axée sur une bactérie (*Pseudomonas chlororaphis*) qui, une fois inoculée dans les sols, produit des antibiotiques actifs contre des agents fongiques pathogènes
- labourer profondément (un sol atteint peut rester contaminant durant dix années)
- réaliser des semis précoces et peu profonds
- planter les parcelles infectées avec des céréales résistant aux caries, et notamment l'avoine

² Plonger les graines dans un grand récipient rempli d'eau et brasser vigoureusement le tout ; les éléments parasités sont plus légers et vont venir à la surface ; récolter les grains sporifères qui vont surnager et les examiner avec la plus grande attention ; répéter l'opération plusieurs fois. Ce test permet de trier une récolte pour la consommation. S'il s'agit d'une production pour semences, les éléments douteux doivent être impérativement examinés par un spécialiste.

Microscopie

Les sores contiennent des spores globuleuses, mesurées à 18-20 μm de \varnothing , avec un réticule dessinant des alvéoles polygonales régulières, de 4-5 μm de \varnothing .

La masse noirâtre qui apparaît dans deux spores est un artefact provoqué par une bulle d'air ; on distingue aussi quelques phénomènes de rétraction dus à la déshydratation.



Ph. 5 & 6 : spores de *Tilletia caries*

Afin d'éviter ce type de problème, il est préférable de monter les spores dans du chloral-lactophénol ; laisser imprégner durant quelques heures, et ensuite, chauffer la préparation afin d'éliminer les bulles éventuelles. On obtient alors une préparation semi-définitive, relativement fragile à utiliser et conserver, qu'il est impératif de luter soigneusement.

Nous conseillons d'adopter une seconde solution plus fiable, en utilisant le PVA lactophénolé, qui génère des préparations définitives, et où un chauffage précautionneux permet aussi d'éliminer les bulles d'air.

Les spores de *T. foetida* ne sont ni crêtées ni réticulées : elles sont lisses ; cela permet de distinguer facilement les deux espèces de nos régions.

Les photos 1 à 6 ont été réalisées par Paul Pirot (macro) et Marcel Lecomte (micro), au départ de diapositives et de préparations qui ont été offertes à l'AMFB par un généreux donateur, qui a tenu à rester anonyme ; tout ce matériel date des années 1950 à 1965.

Allopsalliota geesterani, le champignon magique en Wallonie

Joseph PELLICANI³ et Jean-Marie PIRLOT⁴

RÉSUMÉ : *Allopsalliota geesterani*, espèce très rare en Europe, a été récemment découverte en Wallonie. La récolte est décrite et commentée.

ABSTRACT : *Allopsalliota geesterani*, a very rare species in Europa, was recently discovered in Wallonia. The collected specimens are described and commented.

MOTS-CLÉS : *Agaricaceae*, champignon magique, hypogé, Wallonie.

PRÉALABLE

Le dimanche 5 octobre, l'un de nous (J. P.) s'est rendu à l'exposition de champignons de Verlaine (très belle activité où la participation des mycologues liégeois est appréciée). En faisant le tour des tables, son attention a été attirée par un champignon dont l'identification semblait incorrecte. Après discussion avec les mycologues présents, l'exemplaire est emporté afin d'être soumis à un examen microscopique.



Fig. 1 : chapeau couleur lie-de-vin

Les premières recherches nous ont orientés vers une agaricacée très rare : *Allopsalliota geesterani* (Bas & Heinem.) Nauta & Bas. Mais la documentation disponible n'étant pas suffisante pour permettre une identification certaine, les résultats des observations ont été envoyés à notre ami B. Clesse. Ce travail, par la suite, a mis un certain forum en ébullition...

Cette détermination a été confirmée par J. Guinberteau et Luis Alberto Parra Sanchez à qui des exsiccata ont été envoyés : ce dernier s'est d'ailleurs montré particulièrement reconnaissant de cet envoi.

Des exsiccata seront déposés dans l'herbier des AMFB.

³ Quai des Ardennes, 50, bte 52, B-4020 Liège (auteur de toutes les photos).

⁴ Rue des Ponts, 11, B-6887 Herbeumont.



DESCRIPTION DE L'ESPÈCE ⁵

Allopsalliota geesterani (Bas & Heinem.) Nauta & Bas in Nauta, Belg. J. Bot. 131(2) : 189 (1999) [1998]

Basionyme : *Agaricus geesterani* Bas & Heinem., 1986

Classification : *Agaricomycetidae*, *Agaricales*, *Agaricaceae*.

Chapeau : 90-150 (200) mm, hémisphérique-convexe, puis convexe déprimé au centre avec une marge irrégulière tendant à s'enrouler, finalement étalé. Blanc, puis rapidement rougissant et finalement rouge brun. Souvent couvert de la terre qu'il a soulevée. Fibrilleux, puis avec des squames fibrilleuses.

Lames : libres, brun jaune pâle, puis brun rose et finalement brun rougeâtre. Marge blanche, finement serrulée.

Stipe : 90-180 x 20-40 mm, irrégulièrement cylindrique, un peu élargi à la base ; d'abord blanc, puis avec des tons brun rosé ; fibrilleux avec de petites squames brun rouge ; partie infère engagée dans des restes de voile.

Contexte : 20-30 mm d'épaisseur ; blanc, instantanément jaune à la coupe, puis devenant rouge vineux. Verdissant à l'ammoniaque, gris brun au KOH, réaction de Schaeffer pourpre/rose sombre.

Sporée : brun rouge.

Spores : 7,0-9,5 x 4,5-6,0 µm ; Q : 1,35-1,70 ; ellipsoïdales, oblongues à amygdaliformes.

Cheilocystides : 50-90 x 5,5-7,5 µm ; filiformes à lagéniformes, sommet capité.

Le développement du champignon est d'abord hypogé et il apparaît à un stade assez tardif.



Fig. 4

DESCRIPTION DE LA RÉCOLTE

Leg. : F. Dechany⁶, vallée de la Meuse, Fumal, dans une propriété privée.

Dét. : J. Pellicani.

Les caractères du spécimen exposé à Verlaine correspondent en tous points à ceux décrits ci-dessus.

Le caractère hypogé du champignon au début de sa croissance était évident lors de la récolte du deuxième spécimen, au vu de la profondeur du trou qu'il a fallu creuser pour en ex-

tirer le stipe (voir photo de couverture).

Le chapeau, couleur brun lie-de-vin, mesure 12 cm de diamètre (voir Fig. 1, page précédente).

Le stipe, enterré dans le sol sur la moitié de sa longueur, mesure 12 cm ; 4 cm de diamètre sous les lames, 2,5 cm au centre et 3 cm à la base. D'abord blanc, il jaunit, puis rougit peu à peu (voir Fig. 2). Cette espèce pousse généralement en touffes d'individus cannés. L'exemplaire récolté pour l'exposition était le seul sur la station ; mais la semaine suivante, un deuxième exemplaire avait poussé dans le trou du premier. Une cicatrice bien visible sur le stipe témoignait que ces deux exemplaires

⁵ D'après NAUTA, 2001.

⁶ Rue des Bruyères, 576, B-4520 Moha (Wanze)

étaient connus ; sans doute le premier récolteur n'avait-il pas aperçu ce deuxième exemplaire encore en début de croissance (voir Fig. 3).

La chair, d'abord blanche, était rougissante ; elle était jaune dans le sommet du stipe.

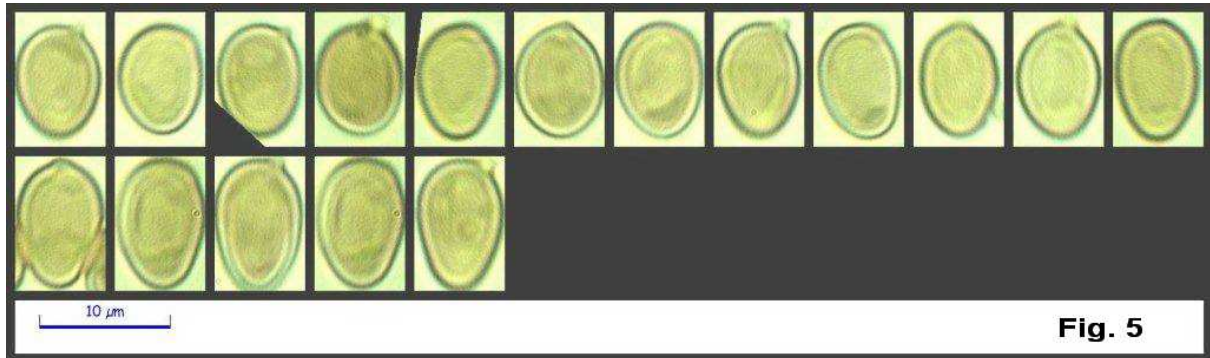


Fig. 5



Fig. 6

La forme des spores correspond également : on peut distinguer, au centre de la photo, l'une d'elles nettement amygdaliforme (voir Fig. 4) ; observation dans le rouge Congo ammoniacal, x100.

Les spores mesurées (avec Piximètre) sont de 7,8-10,2 x 5,8-6,8 μm, Q = 1,3-1,6 (voir Fig. 5). Les cheilocystides sont filiformes avec un sommet capité (voir Fig. 6, 40x).

La station est constituée d'un groupe de 3 étangs creusés en 1989 ; les terres ont servi à façonner les berges. Les étangs sont alimentés par le Ru de Falihou. C'est une terre hydrophane, marneuse, limoneuse avec fin gravier et une touche de calcaire. La partie plate est plan-

tée de quelques épicéas et de charmes. La récolte a été faite à 5 m du bord de l'eau dans la pente côté sud, entre des racines d'épicéa (voir la station, Fig. 7). L'endroit est souvent envahi par les bernaches (plus de 100 ce printemps).



Fig. 7

DISTRIBUTION

A. geesterani est une espèce rare et son aire de distribution actuellement connue se réduit à 5 pays :

- Pays-Bas où la première récolte de l'espèce a eu lieu, le 11-10-1973 (Amstelveen, Amsterdamse Bos). Depuis, plus de 50 stations y ont été découvertes.
- Également connu d'Allemagne, d'Angleterre et d'Israël.
- En Belgique, jusqu'à la récolte exposée à Verlaine, *A. geesterani* n'était attesté qu'en Flandre, dans 3 stations : Schilde, Schildehof, 1998, leg. J. Lachapelle (*A. Fraiture*, comm. pers.) ; Wilrijk-Moortsel, en 2013, leg. Y. Joris et Gent-Zuid, 2014, leg. A. Jacobs (Steeman & Joris, 2013).

DISCUSSION

A. geesterani est vraisemblablement une espèce tropicale fortuitement introduite, sans doute, par les moyens de transport modernes (la 1^{ère} station est proche de l'aéroport de Schiphol) ; il est impossible qu'une espèce dont le chapeau peut atteindre 20 cm soit passée inaperçue aussi longtemps. Elle est également spectaculaire parce que ses performances de croissance rappellent celles de l'agaric des trottoirs (*Agaricus bitorquis*) : comme lui, elle soulève le sol : terre, bitume de sentier, et même sol cimenté d'une usine (Adema H.)

Elle a d'abord été classée dans le genre *Agaricus* (Bas & Heinemann, 1986). Mais des caractères microscopiques différents de ceux du genre *Agaricus* sont communs avec le genre tropical *Micropsalliota*, entre autres :

- un épaississement de l'endospore à l'apex des spores, inexistant chez *Agaricus* ;
- des cheilocystides filiformes à lagéniformes, et non clavées globuleuses comme celles des *Agaricus*.

Cette espèce présente aussi des réactions chimiques propres à elle seule :

- réaction de Schaeffer pourpre (orangée chez *Agaricus* et *Micropsalliota*) ;
- réaction bleu vert à une solution ammoniacale (nulle chez *Agaricus* et *Micropsalliota*).

Enfin, aucun *Agaricus* n'a ni un anneau infère, ni de chair passant du jaune vif au rouge vineux.

Cette combinaison unique de caractères a justifié la création d'un nouveau genre dont *Allopsalliota geesterani* est la seule espèce connue à ce jour.



Fig. 8 : *Toverbal* = *Jawbreaker* = Boule magique = Couille de mammouth

ETYMOLOGIE

Geesterani est le génitif du nom Geesteranus. Rudolf-Arnold Maas-Geesteranus est un mycologue néerlandais, né en 1911 et mort en 2003.

En néerlandais, le champignon a été appelé « *Toverchampignon* ». Par son passage rapide de la couleur jaune à la couleur rouge, cette espèce faisait penser à un « *toverbol* », le bonbon qui prend différentes couleurs dès qu'on commence à le sucer (Steeman & Joris, 2013). Voir Fig. 8.

REMERCIEMENTS

A Luis Alberto Parra Sanchez, Jacques Guinberteau, Bernard Clesse, Vincent Demoulin et André Fraiture pour l'aide apportée à la réalisation de cet article.

ANNEXE : LU SUR LES FORUMS

[...]Clusters van champignons van 40 cm in doorsnee en 30 cm hoogte in een heksenkring van 2 meter. Een kennis van me die voor Groei en Bloei werkt vroeg me een voor hem onbekende champignon voor hem te determineren. Aan de telefoon zei hij erbij, je kan maar beter mollen hebben. Waarop ik direct overeind zat en direct zei, toverchampignons! [...]

Hij is eerst roze, kleurt geel bij beschadiging, wordt dan rood, dan baksteenrood, dan bruin, dan zwart. Zoals een toverbal, vandaar de naam [...]

Een van de zeldzaamste paddestoelen ter wereld, en een van de lelijkste paddestoelen ter wereld omdat er altijd resten substraat (in dit geval een waterkerende dijk!!!!) op zijn hoed liggen. Maar meestal betumen van wandel- en fietspaden of van cementen vloeren in (echt waar!)

[...] Des groupes de champignons de 40 cm de diamètre et 30 cm de haut dans un rond de sorcière de 2 m. Une de mes connaissances, qui travaille pour Groei en Bloei, m'a demandé un de ces champignons inconnus de lui pour le déterminer. Au téléphone, il m'a dit : « Il vaut mieux avoir des taupes ! » Là-dessus, je me suis redressé d'un bond et j'ai dit sans hésiter : « Des champignons magiques ! » [...]

Il est d'abord rose, se colore en jaune en se dégradant, devient alors rouge, puis brique, puis brun, puis noir. Comme une boule magique, d'où son nom [...]

Un des plus rares et un des plus laids champignons du monde parce qu'il y a toujours des restes de substrat sur le chapeau (dans le cas présent, d'une digue de barrage !!!).

Mais la plupart du temps, de bitume de sentier de promenade ou de piste cyclable, ou de sol cimenté dans une usine (véridique !)

Hans Adema, Natuur foto's on line en natuurfotografie site, www.nederpix.nl/, 02 Jul 2009.



Begin november 2013 werd de aandacht van Yves Joris getrokken door een groep forse zwammen op een berm tussen Wilrijk en Mortsel. Over deze 8 m hoge, honderd jaar oude berm liep het vroegere militaire ringspoor [...]

De forse zwammen met hun wijnrode, paarse tot donker-rode hoeden groeiden zowel alleen als in bundels en hadden allemaal een 'laagje aarde' op hun hoed [...] Opvallend was dat de zwam onmiddellijk geel kleurde bij het doorsnijden. Na een hele zoektocht via verschillende determinatiewerken kwam de gelukkige vinder tot de conclusie dat dit

de zeldzame Toverchampignon moest zijn. [...]

De "Toverchampignon" kreeg zijn naam van de Nederlanders, die de soort in 1973 ontdekten als "nieuw voor de wetenschap". Door de snelle geelen daarna roodverkleuring deed de soort denken aan een "toverbol", het snoepgoed dat verschillende kleuren aanneemt van zodra je erop begint te zuigen [...]

In het Nederlands natuurbericht over de Toverchampignon lezen we dat de Nederlandse mycologen zich vragen stellen over de oorsprong van deze opmerkelijke soort. Door het grote aantal vindplaatsen rondom Amsterdam en de korte afstand tot Schiphol lijkt het mogelijk dat de soort door internationaal vliegtransport in Nederland terecht kwam.

Deze veronderstelling wordt gesteund door het feit dat de Toverchampignon recent in een nieuw geslacht werd geplaatst (van *Agaricus* naar *Allopsalliota*), dat nauw verwant is aan een groep paddenstoelen uit Tropisch Afrika. Ook bij onze vondst is de invloed van het internationaal transport niet uitgesloten: het vliegveld van Deurne is slechts een kilometer verwijderd van de vindplaats en op de verhoogde berm heeft er vroeger civiel spoorverkeer plaats gehad.

Début novembre 2013, l'attention d'Yves Joris fut attirée par un groupe de champignons robustes sur une berme entre Wilrijk et Mortsel. Sur cette berme de 8 m de haut et vieille de cent ans passait l'ancienne ligne de chemin de fer [...]

Ces robustes champignons avec leur chapeau rouge vineux, violet à rouge sombre poussaient aussi bien seuls qu'en touffes et avaient tous une petite couche de terre sur leur chapeau. [...]

De manière tout à fait remarquable, le champignon se colorait immédiatement de jaune à la coupe. Après toute une série de recherches dans différents ouvrages de détermination, l'heureux découvreur en arriva à la conclusion qu'il devait s'agir du rare « Toverchampignon » [= Champignon magique] [...]

Il a été ainsi nommé par les Néerlandais qui, en 1973, avaient découvert cette espèce « nouvelle pour la science ». Par son passage rapide de la couleur jaune à la couleur rouge, cette espèce faisait penser à un « toverbol », le bonbon qui prend différentes couleurs dès qu'on commence à le sucer [...]

Dans le communiqué néerlandais sur le Champignon magique, nous lisons que les mycologues néerlandais se posent la question de l'origine de cette espèce remarquable. Etant donné le grand nombre de stations autour d'Amsterdam et la proximité de Schiphol, il semble possible que l'espèce ait été introduite aux Pays-Bas par le transport aérien.

Cette hypothèse est renforcée par le fait que le Champignon magique a été récemment transféré dans un nouveau genre (passant d'*Agaricus* à *Allopsalliota*) qui est étroitement apparenté à un groupe de champignons d'Afrique tropicale. Chez nous non plus, l'influence du transport international n'est pas à exclure : le champ d'aviation de Deurne est à peine éloigné d'un kilomètre de la station et sur la berme rehaussée passait anciennement une ligne de chemin de fer civile.

Roosmarijn Steeman et Yves Joris, [Natuurbericht.be](http://www.natuurbericht.be), 13 décembre 2013.

BIBLIOGRAPHIE

- ADEMA H.**, 2009 - *Allopsalliota geesterani* (Toverchampignon), www.nederpik.be 02 Jul 2009
- BAS C. & HEINEMANN P.**, 1986 - *Agaricus geesterani spec. nov., a very remarkable agaric discovered in the Netherlands*; *Persoonia* 13 (1): 113 – 121
- NAUTA M. M.**, 1998 - *Allopsalliota, a new genus for Agaricus geesteran.*, *Belgian Journal of Botany* 131 (2) : 181–90
- Nauta M. M.**, 2011 - *Allopsalliota* Nauta & Bas. *Flora Agaricina Neerlandica*, vol. 5 : 62- 63
- PARRA SANCHEZ L. A.**, 2009 - *Agaricus*, L. *Allopsalliota* Nauta & Bas, *Fungi Europaei*, Vol. 1a
- STEEMAN R. & JORIS Y.**, 2013 - www.natuurbericht.be, 13 december 2013

Pourriture grise ... et pourriture noble

Marcel Lecomte



Photo 1 : grappe de raisin

CLASSIFICATION

Division des Ascomycota - Sous-division des Pezizomycotina

Classe des Leotiomycètes - Ordre des Helotiales - Famille des Sclerotiniaceae

Qui n'a entendu parler de ce champignon ?

Botrytis cinerea Pers (1794) est la forme anamorphe (asexuée) de cette espèce ; le téléomorphe (*Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel (1945), est peu courant, voire très rare, dans la nature ... il s'observe plus facilement en culture dans des boîtes de Pétri, sur un milieu approprié.

Il est communément appelé « pourriture grise », et dans des cas très particuliers, « pourriture noble ».

INTÉRÊT ÉCONOMIQUE

Il est considéré essentiellement comme phytopathogène, car responsable de dégâts souvent très importants sur le plan économique dans différents domaines : viticulture (vigne et raisin), culture maraîchère (asperge, aubergine, concombre, cornichon, courgette, échalote, haricot, laitue, tomate), horticulture (bégonia, chrysanthème, dahlia, hortensia, lupin, lis, œillet, pétunia, pivoine, rosier, tournesol, tulipe) et

fruticulture (fraise, framboise, groseille).



Photo 2 : fraises infectées

En dehors des fruits, tous les organes des plantes peuvent être affectés : feuilles, fleurs, racines, tiges.

Paradoxalement, il est aussi l'agent indispensable pour l'élaboration de vins somptueux, comme les Coteaux-du-Layon, Monbazillac, Sauternes, Sélection de Grains Nobles (Alsace) et toutes les Vendanges tardives. Certains cépages sont particulièrement sensibles : Chardonnay, Chenin, Gewurztraminer, Pinot gris, Sauvignon.

En se développant sur les grains de raisin, le *Botrytis* absorbe leur eau et de ce fait augmente la concentration en sucre et favorise l'apparition des arômes complexes tellement recherchés par les œnophiles, chez ces vins liquoreux. En contrepartie, le rendement de ces pieds de vigne diminue de manière très conséquente, et on ne se trouve jamais devant des récoltes abondantes ; cela explique (en partie) les prix de vente affichés, et le conditionnement en bouteilles souvent plus petites. Ici, on va glorifier la moisissure en l'appelant « pourriture noble ».



BIOLOGIE

Chez la vigne, le champignon subsiste au sol, en hiver, sur des débris parasités (bois, tiges), sous forme de sclérotes noirs. Il est alors dans une phase de saprophytisme.

Dès l'élévation de température printanière, le sclérote génère un mycélium qui va pénétrer les tissus de l'hôte végétal, pour former des conidio-phores à croissance apicale, qui libéreront une multitude de macroconidies. Cela se traduit par l'apparition en surface des téguments d'un feutrage grisâtre et dense. Une température correc-

te (18 à 20°) et un taux d'humidité important (de l'ordre de 85 - 90 %) favorisent la contamination ; les conidies sont disséminées par le vent et la pluie. Nous sommes maintenant dans une phase de parasitisme.

La contamination peut être résumée en 3 phases.

1. A la fin de la floraison, les conidies attaquent les plaies générées par la chute des capuchons floraux, mais sont incapables de pénétrer dans les baies naissantes.
2. Les conidies sont enfermées entre les grains lorsque la grappe se forme, mais ne peuvent toujours pas pénétrer les grains.
3. La pellicule des grains devient fragile ; les conidies « germent » et le mycélium pénètre à l'intérieur de son hôte ; ce stade est appelé « véraison ». On assiste à ce moment à une forte activité chimique tant chez l'agresseur (production de laccases, qui sont des enzymes de dégradation) que chez l'agressé (production d'enzymes de défense).



SYMPTÔMES

- + Les racines pourrissent.
- + Les tiges contaminées sèchent et meurent.
- + Les feuilles se couvrent de taches crème à brunes, puis sèchent ou pourrissent.
- + Les fleurs flétrissent.

+ Les fruits et légumes atteints se couvrent d'un feutrage d'abord brunâtre, puis résolument gris.

LUTTE SANITAIRE

Les moyens d'action sont divers.

D'ordre chimique : appliquer des fongicides (cependant, le *Botrytis* s'est adapté à plusieurs produits qui sont devenus inefficaces) → cette solution est à éviter chaque fois que c'est possible ; la bouillie bordelaise constitue un excellent remède préventif, ou curatif (en début d'infection) en plusieurs applications successives.

D'ordre biologique, à l'aide de *Bacillus subtilis*.

D'ordre mécanique : bien ventiler les plantations de légumes en serre ; brûler toutes les parties atteintes.

Utiliser des moyens préventifs : ils sont multiples, mais nous ne les développeront pas dans le cadre de ce travail ; consulter à cet effet des sites de jardinage adéquats.



Photo 5 : grains de raisin

MICROSCOPIE



A titre expérimental, nous avons déposé une demi-tomate fraîche dans le jardin par une chaude journée de juillet, après une bonne pluie, et durant 2 jours. Après une semaine, la contamination primaire était bien présente. Nous avons ensuite transféré un fragment de mycélium et des conidies dans une boîte de Pétri, sur milieu de Sabouraud aseptisé au chloramphénicol, afin d'éviter au maximum la prolifération de bactéries.



Afin de favoriser au maximum le développement de la souche, elle a été placée à l'incubateur durant une semaine, à 23°. L'idée était évidemment de réaliser des photos de microscopie (voir page suivante). Nous avons vu se développer une belle colonie ; les photos réalisées, la boîte de Pétri a été abandonnée dans mon petit laboratoire, simplement couverte afin d'éviter un dessèchement trop rapide. 4 semaines plus tard, le *Botrytis* avait développé des sclérotés noirs.

UN SCLÉROTE représente une forme de conservation hivernale chez certains champignons. Il est constitué d'une masse compacte et serrée de mycélium. Chez *Botrytis cinerea*, on rencontre une couche externe dure et colorée en noir, appelée « cortex ». Cette enveloppe entoure un pseudoparenchyme appelé « medulla », qui contient des réserves nutritives.

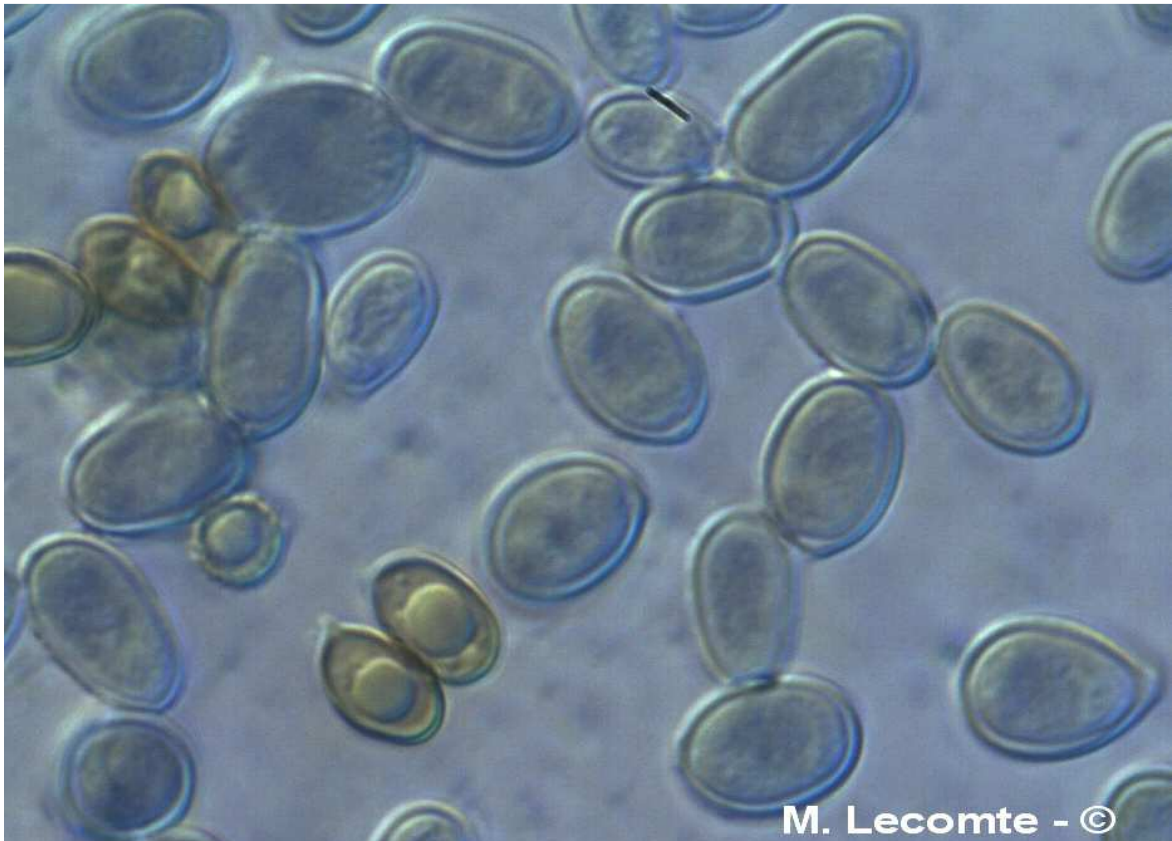
On va rencontrer des sclérotés dans des genres très différents : chez *Claviceps purpurea* (l'ergot du seigle), *Dumontinia tuberosa* (sur les racines de l'anémone sylvie), *Sclerotinia sclerotiorum* (la pourriture blanche du colza). Certains auteurs parlent également de sclérotés chez des espèces lignicoles comme *Dendropolyporus umbellatus*, *Polyporus ciliatus*, *Polyporus tuberaster*...



Les photos 1 à 6 ont été réalisées par Paul Pirot (macro) et Marcel Lecomte (micro), au départ de diapositives et de préparations qui ont été offertes à l'AMFB par un généreux donateur, qui a tenu à rester anonyme ; tout ce matériel date des années 1950 à 1965.

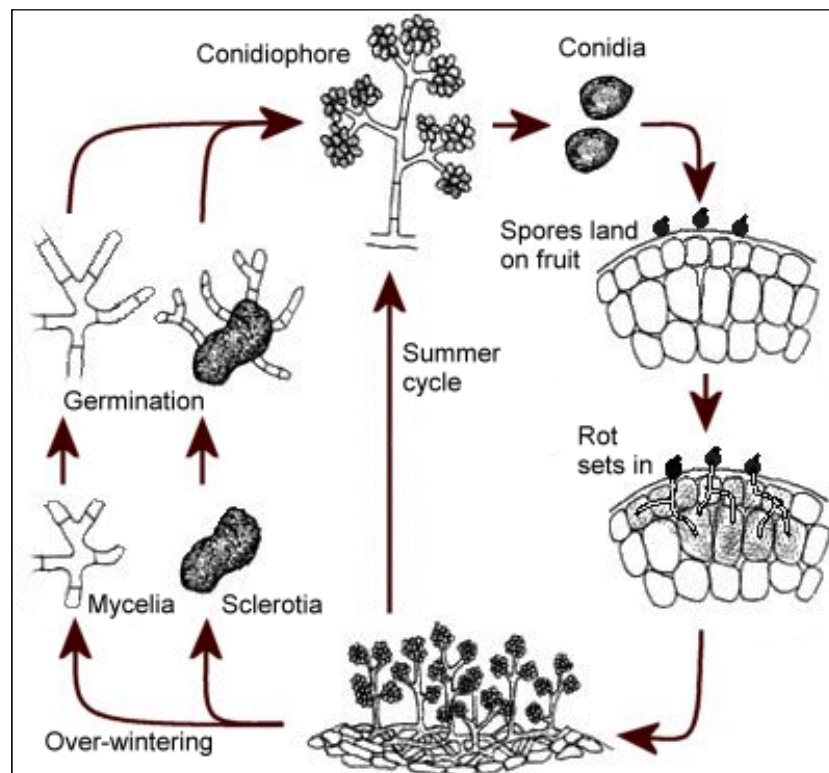


Progression du mycélium sur le milieu nourricier de la boîte de Pétri.



M. Lecomte - ©

Conidies photographées en contraste interférentiel de Nomarski



Ce schéma provient du site Alchimia ; il est utilisé à titre strictement éducatif, et à des fins non commerciales.

Fomes fomentarius : un envahisseur en Lorraine belge et en Ardenne

Jean-Marie Pirlot⁷



RÉSUMÉ : Autrefois considéré comme rare en Ardenne et Lorraine belge, *Fomes fomentarius* est devenu une espèce courante. Cette évolution est décrite et commentée.

ABSTRACT : Regarded in the past as a rare species in Ardenne and in Belgian *Lorraine*, *Fomes fomentarius* has become very common. This evolution is described and commented.

MOTS-CLÉS : amadouvier, hêtraie, parasite, saprophyte.

L'amadouvier - *Fomes fomentarius* (L. : Fr.) Kickx, 1867 - est sans doute un des grands polypores les plus connus depuis très longtemps ; mais cette espèce très fréquente par endroits dans les régions de hêtraie naturelle était quasiment inexistante dans l'Ardenne ; or, depuis 1989, époque où j'avais pu en relever 3 stations, il n'a cessé de se répandre au point de devenir une espèce commune en Lorraine et en Ardenne.

Cette extension de l'espèce m'a incité à comparer sa distribution actuelle avec celle que l'on connaissait dans les dernières décennies du 20^e siècle.



◀ ▲ Photos Marcel Lecomte – Libin, 04/04/2014

Il y a une cinquantaine d'années, Hermann Jahn en avait établi avec précision les zones d'habitat dans la partie occidentale de l'Europe moyenne ; l'aire naturelle du champignon semblait suivre un axe Nord-Sud assez net partant de la Suède, passant par l'Allemagne du Nord (Mecklembourg, Holstein, Saxe) et le Danemark pour atteindre la Westphalie jusqu'aux régions montagneuses du Sud de l'Allemagne. Il était particulièrement courant dans une zone comprise entre la Ruhr et la Weser. Mais à l'Ouest de cette zone, il devenait de plus en plus sporadique au fur et à mesure qu'on approche du climat océanique ; ainsi, il était quasiment absent de la Rhénanie et de l'Eifel et on le renseignait comme très rare en Hollande et limité aux régions des hauts plateaux écossais en Grande-Bretagne (JAHN, 1963).

En Belgique, d'après la littérature, il était rare dans les environs de Bruxelles et très rare ou absent du reste du pays. Pour quelle raison cette espèce était-elle presque absente de l'Ardenne, alors qu'en toute logique, cette région devrait offrir des conditions favorables à son apparition (hêtraie naturelle en altitude) ? On ne connaissait, en effet, que quelques récoltes : région de St-Hubert, région de Chiny et région de Martelange (HEINEMANN & THOEN). Dans les années '80, je ne l'avais trouvé régulièrement que dans le sud de la province de Luxembourg (Florenville - Chameleux) et au Grand-Duché (Kopstal, vallée de la Mamer et Petite Suisse) où il était assez abondant. L'explication avancée com-

⁷ rue des Ponts, 11, B-6887 Herbeumont. jeanmarie.pirlot@gmail.com

me la plus plausible était que la forêt ardennaise, abondamment exploitée, et donc entretenue, ne laissait aucune chance de colonisation à ce parasite, par ailleurs très dangereux ; en effet, les arbres déracinés ou mutilés par les tempêtes etc. restent rarement plus d'une année sur le terrain. En Allemagne, par contre, une forêt classée réserve naturelle est souvent laissée à elle-même : un arbre tombé pourrit sur place et tous les lignicoles saprophytes y remplissent pleinement leur rôle. C'est pour cela que certaines espèces vouées à disparaître dans nos forêts-jardins (p. ex. *Aurantioporus croceus*) sont encore attestées dans les "Naturschutzgebieten". Cela ne fait bien sûr pas le bonheur du mycologue, mais l'absence de polypores passera sans doute pour un signe de bonne santé de la forêt aux yeux du sylviculteur. Le malheur des uns ... De plus, il semble bien que pour se maintenir dans une zone donnée, un grand nombre de spécimens fertiles soient nécessaires. On sait que, selon les espèces, les spores germent plus ou moins facilement : voilà une méthode très efficace de planing familial ! Heureusement pour nos hêtraies, d'ailleurs, car la production de spores de *F. fomentarius* est proprement phénoménale. Pour une raison encore méconnue, la période fertile se limite aux mois d'avril et mai (RYVARDEN) ; cependant, les spores émises sont tellement nombreuses qu'elles peuvent, par temps sec, couvrir les environs du carpophore d'une couche blanche épaisse de plusieurs millimètres !

Aujourd'hui, la situation a fortement évolué, au point que l'amadouvier est devenu une espèce banale que nous rencontrons à presque chacune des sorties de notre cercle et que certains négligent même de rapporter à nos réunions. A titre purement exemplatif, voici une liste – loin d'être exhaustive ! – de quelques stations relevées après 2010 en Lorraine ou en Ardenne : Neufchâteau, 25-08-2011 ; Herbeumont, 18-09-2011 ; Arlon, 10-11-2011 ; Lamormenil, 08-12-2011 ; Rossart, 22-09-2012 ; Tontelange, 11-07-2013 ; Suxy, 24-08-2013 ; Hachy, 27-08-2013 ; Nobressart, 14-08-2014, Tintigny, 25-08-2014 ; Sainte-Cécile, 10-09-2015 ; Bertrix, 12-03-2015. Bref, actuellement, on peut considérer que l'amadouvier « *è specie cosmopolita, a larga distribuzione e molto comune* » (BERNICCHIA).

Comment expliquer cette prolifération ?

On pourrait argumenter que l'obligation faite aux forestiers de laisser en place un certain nombre d'arbres morts rend aux divers agents de l'évolution le rôle qu'ils jouent dans la nature ; mais l'explication est insuffisante, puisque l'amadouvier se comporte d'abord en parasite de faiblesse avant de passer à un stade de saprophytisme. La cause la plus vraisemblable, me semble-t-il, est à chercher dans la mauvaise santé de nos hêtraies : « *Depuis le début des années 80, un phénomène de dépérissement des forêts correspondant à un affaiblissement général de la vitalité et de la croissance des arbres et peuplements inquiète les forestiers européens. Il se manifeste par un jaunissement et une perte anormale du feuillage ...* » (LAURENT & LECOMTE). Des facteurs divers ont provoqué cet affaiblissement, pollution et changement climatique n'étant pas des moindres. Les conditions météorologiques n'ont pas non plus épargné nos forêts : rares sont maintenant les années où une (mini)tornado n'en ravage pas quelques hectares. Les tempêtes de 1990 ont été particulièrement préjudiciables : les arbres blessés et affaiblis ont été soumis, en 1993-1994, à des attaques massives de l'orchestre (charançon du hêtre - voir photo p. 34). Et les agressions naturelles se sont succédées : en 1998, un gel brutal a provoqué des gélivures, tandis que la sécheresse de 2003, puis la fructification massive de 2004 accentuaient le dépérissement des arbres. Conséquence logique, ils n'ont pas pu résister aux attaques massives des scolytes (voir photo p. 34) en 2000-2005. On estime, par exemple, qu'entre 1999 et 2001, 20% des hêtres ont été parasités en Ardenne et en Lorraine, ce qui représente grosso modo 1.500.000 m³ de bois scolyté (RONDEUX). A cela s'ajoute que l'évacuation des arbres atteints créait de larges ouvertures augmentant ainsi le stress pour cette espèce d'ombre. Et comme c'est le cas la plupart du temps, les champignons profitent de l'état de faiblesse des arbres et les attaques d'insectes pour les investir. On peut noter aussi que *F. fomentarius* crée lui-même, de manière indirecte, des conditions favorables à son implantation. En effet, quand un hêtre attaqué finit par s'abattre au sol, dans sa chute, il blesse ses voisins et les expose aux brûlures du soleil, ouvrant ainsi des portes aux champignons parasites.

Outre le hêtre, hôte préférentiel de l'amadouvier, le bouleau est l'arbre le plus sensible à ses attaques, surtout dans les régions nordiques où la bétulaie remplace progressivement la hêtraie. Dans nos régions, outre les 2 essences citées ci-dessus, nous l'avons trouvé de manière tout à fait sporadique sur *Carpinus*, *Quercus*, *Populus*, *Malus* et *Salix*. La littérature mentionne de nombreux autres hôtes : *Acacia*, *Aesculus*, *Alnus*, *Acer*, *Fraxinus*, *Juglans*, *Liquidambar*, *Morus*, *Olea*, *Platanus*, *Prunus*, *Sophora*, *Sorbus* et *Tilia* (RYVARDEN). Sa présence sur conifère est exceptionnelle.

Ce polypore, en forme de sabot, peut être confondu avec plusieurs autres d'un habitus assez semblable : *Ganoderma applanatum*, *G. adspersum*, *Fomitopsis pinicola* et *Phellinus igniarius*. Macroscopiquement, un petit test chimique facile permet de vérifier facilement s'il s'agit bien de l'amadouvier : on prélève avec une lame de rasoir un scalp très mince de la croûte et on le laisse se dissoudre sur du papier blanc dans une goutte de KOH (potasse) à 5% ; la réaction donne une coloration d'un rouge sombre intense s'il s'agit de *F. fomentarius* ; les autres ne réagissent pas ou donnent une coloration brun jaune (les *Ganoderma*). Une autre caractéristique facile à vérifier est la présence d'un noyau

mycélien chez l'amadouvier. Ce noyau est visible en coupe sous forme d'une masse marbrée fixée sur le substrat et autour de laquelle se développe le champignon. Certains mycologues pensent qu'elle servirait de base de nourriture au polypore et que le carpophore se développerait autour de cette réserve alimentaire. Ce noyau est constitué de larges cellules multiformes, brun sombre, mêlées à des hyphes plus claires à parois épaissies. En cas de doute pour la détermination, les spores très grandes - sans doute les plus grandes chez les Polypores - ne permettent aucune hésitation : elles ont une paroi mince, sont hyalines et mesurent jusqu'à 20 x 6 µm. Les spores de *Fomitopsis pinicola* atteignent à peine la moitié de ces dimensions (8 x 4 µm) ; celles des *Ganoderma* sont remarquables par leur double paroi ornementée ; quant à *Phellinus ignarius*, ses spores subglobuleuses et les soies hyméniales dans les tubes suffisent à le distinguer de l'amadouvier..

F. fomentarius est un parasite de faiblesse : il s'attaque surtout aux arbres vivants blessés ou affaiblis. Il forme souvent ses carpophores haut sur le tronc et provoque une pourriture blanche très active : le bois devient pâle, fragile et léger. Aussi voit-on régulièrement les arbres attaqués se briser à peu près à la moitié du tronc sous le poids de la neige, lors des fortes tempêtes, parfois même simplement sous le poids de la frondaison. Le moignon debout se couvre de carpophores ; mais ceux-ci continuent aussi à prospérer sur les tronçons au sol, en présentant parfois d'étonnantes formes contournées par géotropisme (voir photo p. 34) ; en effet, le champignon croît toujours de manière à orienter ses pores vers le sol, si bien que, sur bois tombé, il peut se courber à angle droit pour retrouver une position favorable. Ce phénomène est - plus rarement - observable sur d'autres espèces comme *Piptoporus betulinus* ou *Fomitopsis pinicola*. La taille des carpophores de l'amadouvier peut atteindre des proportions spectaculaires quand le substrat lui fournit une matière nutritive abondante ; ainsi, sur de vieux hêtres, on peut trouver régulièrement des exemplaires atteignant 30 x 15 cm. Mais la littérature donne des dimensions nettement plus grandes : les spécimens de 50 cm ne sont pas exceptionnels et un mycologue danois cite un géant de 87 cm ! On peut se faire une idée de l'âge - de manière approximative - en comptant le nombre de couches de tubes ou de zones sur la croûte ; mais ni l'un ni l'autre ne correspondent exactement à une période de croissance annuelle.

Un dernier mot pour signaler que l'amadou - matière inflammable qui servait à fabriquer les briquets - était obtenu en découpant la chair de ce champignon en fines lamelles que l'on battait au maillet. On les trempait ensuite dans une solution de salpêtre et une fois séchées, ces lamelles s'enflammaient au contact de la moindre étincelle. Cette utilisation était déjà connue par Ötzi (± 4.550 av. J.-C.), l'homme du Chalcolithique qui portait un petit sac contenant un morceau de pyrite, un silex et de l'amadou (RYVARDEN)⁸. On peut lire chez PERSONN la manière de le préparer :

« Voici la manière de préparer l'amadou. Elle consiste à ramollir par la cuisson la substance cotonneuse du bolet, et à l'imprégner d'une matière capable de donner plus d'activité au feu, quand on l'allume. Après avoir exposé l'amadouvier dans un milieu frais ou dans une cave, pour le faire ramollir un peu, on le coupe ensuite par tranches minces ; on rejette la partie par laquelle le champignon adhère à l'arbre ; on retranche aussi les tuyaux ; on bat ces lames sur une pierre unie ou sur un billot de bois ; on les dispose ensuite par lits dans une grande marmite de fer ou un chaudron ; on y verse de l'eau en suffisante quantité pour que le tout surnage, et on ajoute du salpêtre selon la quantité d'amadou ; on fait bouillir le tout une demi-heure ou une heure. Après ce temps, on retire ces tranches et on les fait sécher lentement à l'ombre ou dans un milieu médiocrement chaud ; ensuite on recommence à battre. »



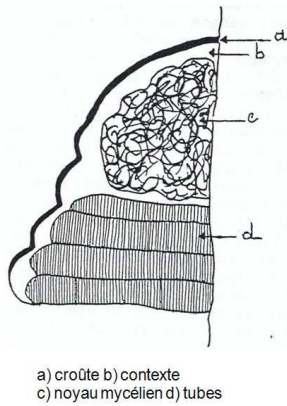
Phellinus ignarius – photo Françoise Draye

Quant au "faux amadouvier", *Phellinus ignarius*, on l'a utilisé comme combustible dans les régions où il était abondant, spécialement là où existaient en grand nombre les haies de saules têtards. La lenteur et la régularité de sa combustion en faisaient un substitut recherché du charbon (JAHN, 1986).

Description

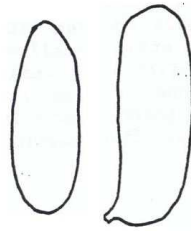
CARPOPHORE en forme de sabot, jusqu'à 50 x 25 x 15 cm ; croûte grise à brune, devenant noire avec l'âge, épaisse de 1-3 mm ; marge obtuse, ocracée à brunâtre.

⁸ L'amadou est également utilisé comme hémostatique : c'est donc, en conditions de survie, un moyen utile pour soigner des blessures, pour peu, bien sûr, qu'on puisse l'identifier. Je doute que l'auteur de l'avis éclairé reproduit textuellement ci-dessous (avec les fautes de syntaxe et d'orthographe) survive à cette expérience. « Tout le monde a sûrement vu des amadouviens sans savoir ce que c'est. C'est un champignon qui pousse sur les troncs de certains qui sont vivants ou morts. Il existe deux sortes d'amadouvier : ganoderme aplani (*ganoderma lipsiense*) à de couleur marron ou langue de bœuf (*fistulina epatica*) de couleur rouge » [sic !] Lu sur le forum Vie Sauvage et Survie.



PORES ocracés à beige en période de croissance, s'assombrissant au contact des doigts, ensuite bruns ; 2-4/mm, ronds et à parois épaisses. TUBES stratifiés, jusqu'à 10 mm de long, sur une longueur totale de 10-12 cm (vieux exemplaires) ; strates bien visibles.

CONTEXTE brun clair, jusqu'à 3 cm ; consistance coriace ; autour d'un noyau mycélien marbré de blanc, fixé sur le substrat.



MITISME : hyphes génératrices hyalines et bouclées ; hyphes ligatives sinueuses et branchues, brun jaune, surtout abondantes dans la trame des tubes ; hyphes squelettiques presque droites, à parois épaisses, brun doré.

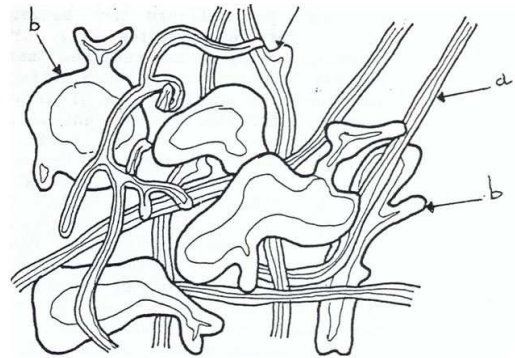
SPORES cylindriques à subellipsoïdales ; parois minces ; hyalines ; non amyloïdes ; 15-20 x 5-7 µm.

Pas de cystides, mais des cystidioles fusiformes à paroi

mince mesurant environ 35 x 7 µm au maximum.



◀ Géotropisme après la chute de l'arbre - photo Paul Piroot.



Structure du noyau mycélien
a) hyphes b) cellules

Bibliographie sommaire

BERNICCHIA A., 2005 — *Polyporaceae s. l. Fungi europaei*, Edizioni Candusso.

HEINEMANN P. & THOEN D., 1981 — *Distributiones Fungorum Belgii et Luxemburgi*, Jardin Botanique de Belgique.

JAHN H., 1963 — *Mitteleuropäische Porlinge (Polyporaceae s. lato) und ihr Vorkommen in Westfalen*. Westfälische Pilsbriefe, 4, pp. 50-54.

JAHN H., 1986 — JAHN : *Pilze die an Holz wachsen*. Busse.

LAURENT C. & LECOMTE H., 2007 — *La santé des forêts*. RES FOR 3. [http : //environnementwallonie.be](http://environnementwallonie.be)

PERSOON C. H., 1819 — *Traité sur les champignons comestibles contenant l'indication des espèces nuisibles*.

RONDEUX J., HUART O., LECOMTE H. & BOURLAND N., 2003 — *La maladie du hêtre en Région wallonne : état des lieux chiffré de 2001 à 2003*. Silva Belgica, 110, 18-28.

RYVARDEN L. & MELO I., 2014 — *Poroid fungi of Europe*, Fungiflora, Oslo.



Croquis divers : Jean-Marie Pirlot

◀ *Taphrorychus bicolor* (le scolyte du hêtre)



◀ *Orchestes fagi* (le charançon du hêtre)

Les deux photos ont été empruntées sur le net, à titre purement éducatif.

Les rouilles des éphémérophytes

Arthur Vanderweyen⁹

Comme leur nom l'indique, les éphémérophytes sont des plantes généralement herbacées, dont le cycle de développement à la surface du sol se déroule en un temps relativement court. En une saison, le végétal sort du sol, produit ses feuilles, ses fleurs, ses fruits, puis disparaît.

Plusieurs d'entre elles sont des héliophiles de printemps, qui disparaissent lorsque le couvert végétal, par exemple en milieu forestier, diminue la luminosité au niveau du sol.

Elles sont parfois atteintes de maladies du groupe des Rouilles, causées par des champignons de l'ordre des Urédinales. Le nom de « rouille » vient de l'aspect que prennent les feuilles des plantes, lorsqu'elles sont couvertes des organes de multiplication du champignon parasite. Par extension, on donne ce nom à toutes les maladies causées par les Urédinales, même quand l'aspect n'est pas vraiment rouillé.

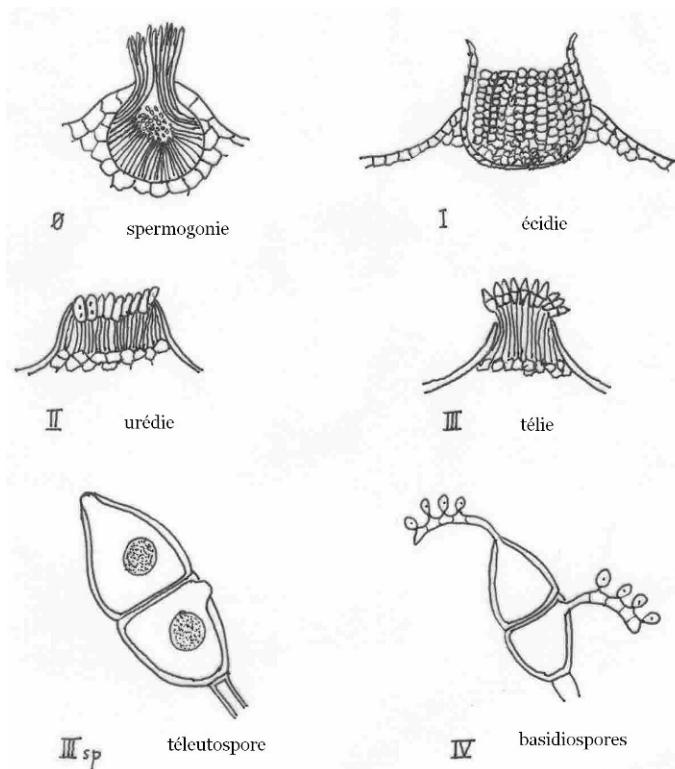


Fig. 1 : schéma des stades de développement

Les plus connues des éphémérophytes de printemps, en Belgique et en Europe occidentale sont :

***Adoxa moschatellina* L.**, la moscatelline,
***Anemone nemorosa* L.**, l'anémone sylvie,
***Galanthus nivalis* L.**, la nivéole ou perce-neige,
***Hyacinthoides non-scripta* (L.) Chouard ex Rothm.**, la jacinthe des bois.

Sur la moscatelline, 3 Urédinales sont connues, toutes présentes en Belgique.

***Puccinia adoxae* R. Hedw.** (III)
***Puccinia albescens* Plowr.** (0, I, II, III)
***Puccinia argentata* (Schultz) G. Winter** (0, I)

Sur l'anémone sylvie, 2 Urédinales sont signalées et présentes en Belgique.

***Ochropsora ariae* (Fuckel) Ramsb.** (0, I).
***Tranzschelia anemones* (Pers. : Pers.) Nannf.** (0, III).

Sur la nivéole, les deux Urédinales connues, ***Melampsora galanthi-fragilis* Kleb.** (0, I) et ***Puccinia galanthi* Ung.** (III), n'ont pas été observées en Belgique (Vanderweyen & Fraiture, 2007 et 2011) et nous n'en avons pas trouvé d'illustration valable. Elles ne sont pas signalées de Grande-Bretagne, par Wilson & Henderson (1966), mais bien d'Europe centrale, par Gäumann (1959). La Belgique est probablement juste en dehors de leur zone d'extension, mais elles pourraient y être recherchées.

Sur la jacinthe des bois,

***Puccinia liliacearum* Duby** (0, III), pas signalée de Belgique sur cet hôte.
***Uromyces muscari* (Duby) Lévl. ex L. Graves** (III).

Description succincte des espèces

***Puccinia adoxae* R. Hedw.**

Ce parasite provoque l'apparition, sur les feuilles et pétioles de la moscatelline, de nombreux points noirs qui sont des télies (III), sores de téléutospores. C'est la seule forme de cette maladie, le champignon n'ayant qu'un seul stade visible dans son cycle. Il n'a pas été trouvé sur une autre plante. Il s'agit donc d'une microforme limitée aux seules téléutospores et, bien entendu, aux basidiospores. Les télies apparaissent sur les deux faces des feuilles, parfois déjà en mars, et peuvent également produire des déformations sur les pétioles, selon leur abondance (fig. 2).

⁹ 9, avenue Cardinal Micara, 1160 – Bruxelles - art.vanderweyen@gmail.com



Fig. 2. *Puccinia adoxae* sur *Adoxa moschatellina*

Les téléospores sont de forme irrégulière et de couleur brune, comme chez les deux espèces suivantes. La cellule supérieure a un pore apical assez large et la cellule inférieure, un pore latéral situé près de la cloison séparant les deux cellules (fig. 3).

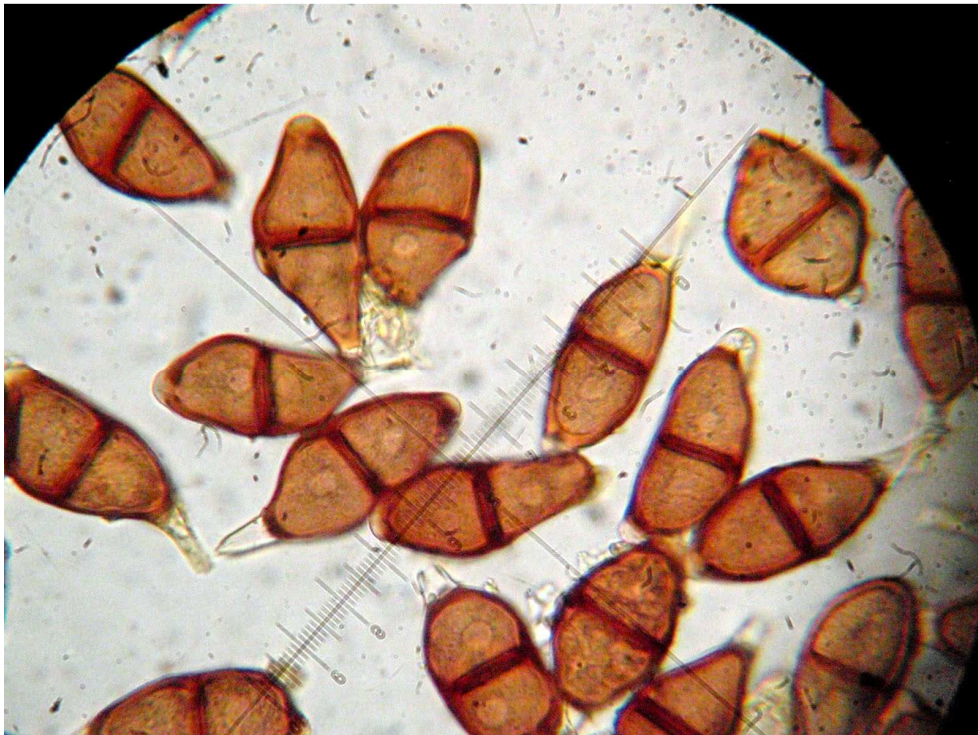


Fig. 3 : téléospores de *Puccinia adoxae* (Source : Mycologues associés)

Les téleutospores ont des dimensions (26-33,5-41 x 13-17,5-21 μm) légèrement différentes de celles de *Puccinia albescens* (30-37-46 x 15-19-22 μm), espèce décrite ci-après, et la papille de la cellule supérieure est généralement plus large : 4,5-6,1-7,7 μm au lieu de 3,3-4,4-5,2 μm , pour *P. albescens*. Cette comparaison est utile, car les deux espèces peuvent, à l'occasion, se retrouver sur la même plante (Vanderweyen, 2003).



Fig. 4 : écidies (à droite) et télies (à gauche) de *Puccinia albescens*

Puccinia albescens Plowr.

Cette espèce donne naissance aux cinq types de spores sur la même plante ; elle est dite autoxène. On l'appelle la rouille blanche de la moscatelline, car, à l'œil nu, les écidies donnent un aspect blanchâtre aux feuilles infectées (fig. 4). Outre ce caractère, la distinction avec *P. adoxae* peut se faire par la dimension des téleutospores (voir ci-dessus) et par la localisation des télies à la face inférieure du limbe chez *P. albescens*.

Spermogonies et écidies apparaissent sur les organes aériens de la plante et on peut penser que le mycélium a survécu à l'hiver dans le rhizome, mais la contamination est possible par les basidiospores issues des téleutospores disséminées au cours du printemps précédent.

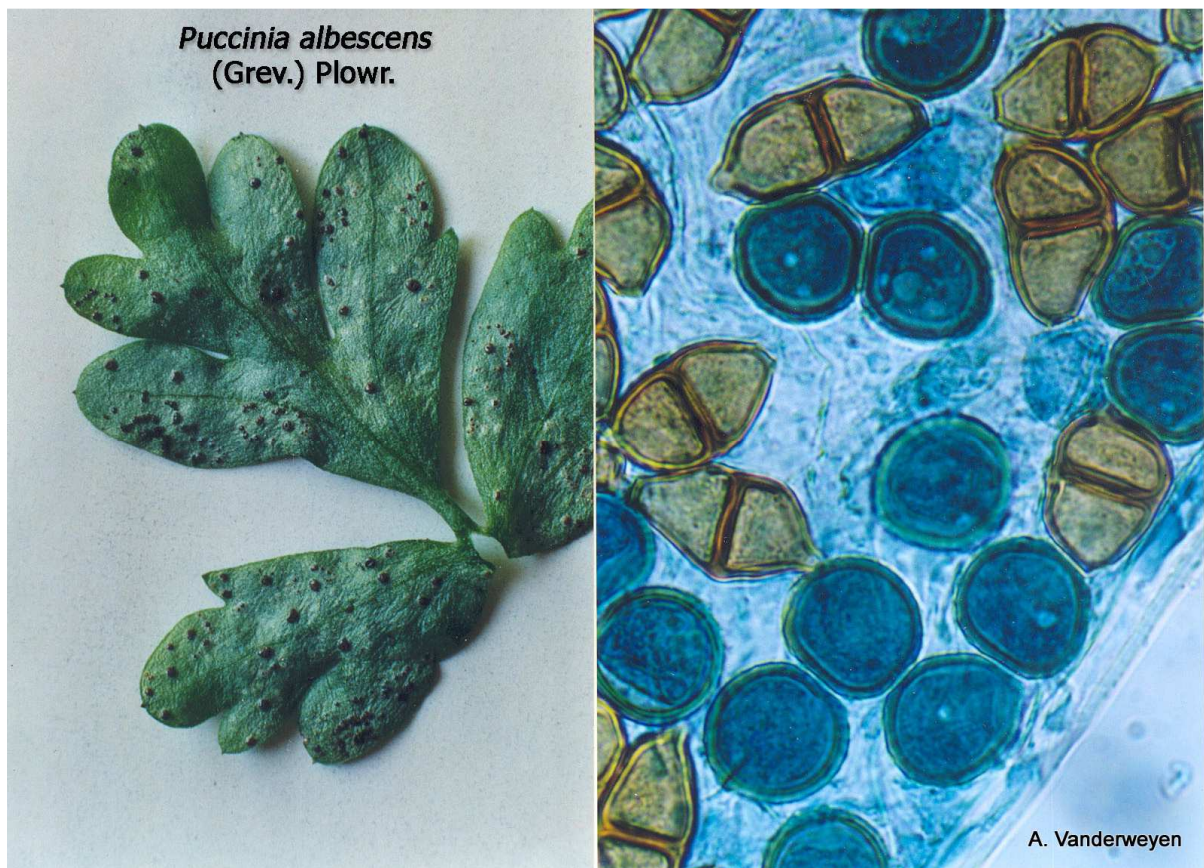


Fig. 5 : urédospores et téleutospores de *Puccinia albescens*

***Puccinia argentata* (Schultz) G. Winter**

Cette Urédinale a la particularité de former ses stades 0 et I sur la moscatelline et ses stades II et III sur *Impatiens noli-tangere* L. Les écidies sont morphologiquement peu différentes de celles de *P. albescens*, mais sont moins pâles, les écidiospores étant de couleur jaune doré un peu plus intense. Elles sont arrondies à légèrement polygonales (fig. 6), avec un diamètre de 13 à 22 µm.



Fig. 6 : écidiospores de *Puccinia argentata* sur moscatelline

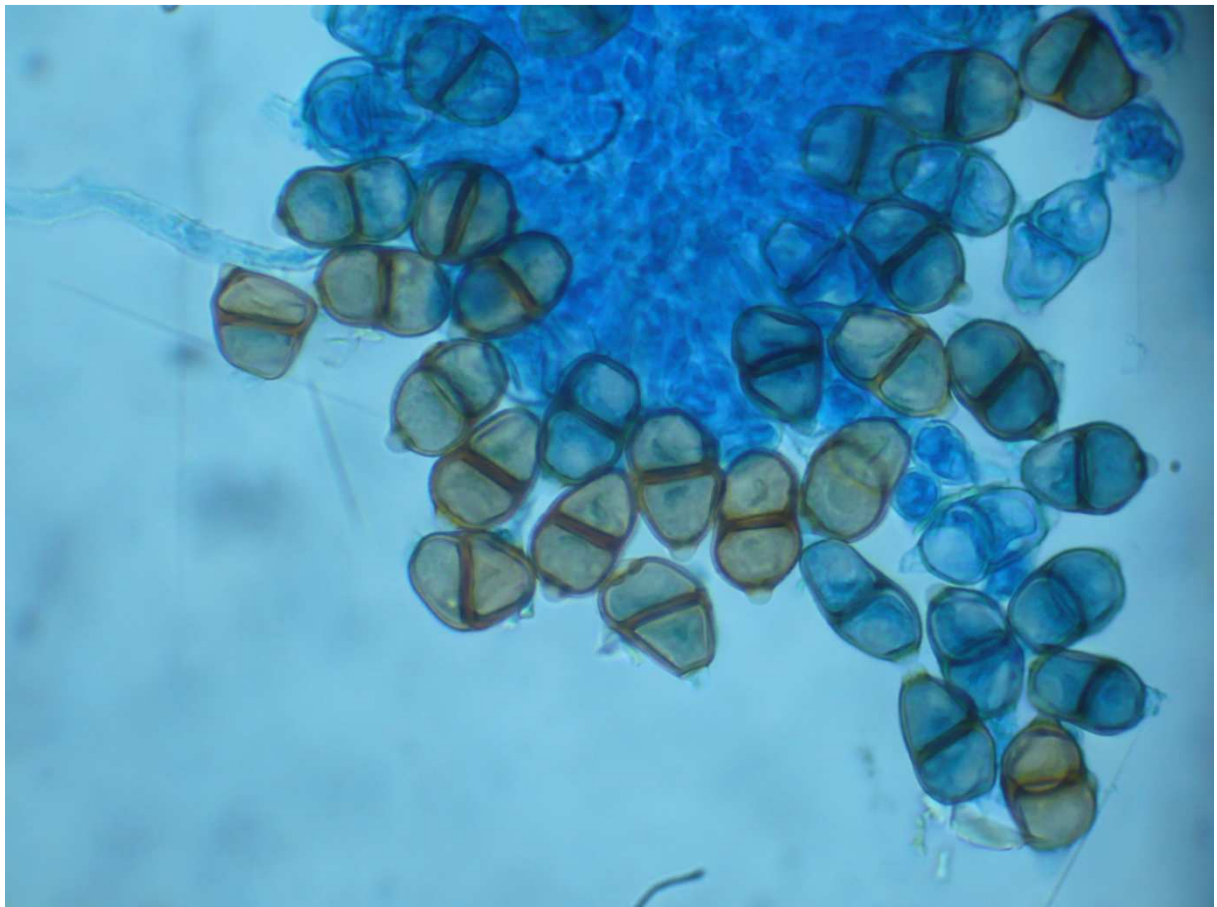


Fig. 7 : téléutospores de *Puccinia argentata* sur *Impatiens noli-tangere*

Sur *Impatiens*, les téléospores se présentent souvent en mélange dans certaines urédies. Leurs dimensions sont, selon Gäumann (1959) de 24-35 x 14-18 µm. Elles sont de forme plus trapue que celle des deux autres rouilles (fig. 7), et ne sont pas présentes sur *Adoxa*.

***Ochropsora ariae* (Fuckel) Rambs.**

Ce parasite forme ses spermogonies et écidies sur l'anémone sylvie et ses télies sur *Sorbus aucuparia*, ainsi que d'autres sorbiers, et même sur poirier et pommier. Les téléospores restent sous-épidermiques, et peu de bonnes photos ont été publiées.

Par contre, sur l'anémone, les écidies, de type *Aecidium*, sont bien visibles, réparties à la face inférieure des feuilles ou des bractées et séparées l'une de l'autre (fig. 8). Les écidiospores (19-30 x 18-21 µm) sont irrégulièrement polyédriques (fig. 9). La couleur des spores, qui sont normalement hyalines, ne correspond pas à celle de cette figure, la préparation, au bleu coton lactique, ayant évolué, en neuf ans.

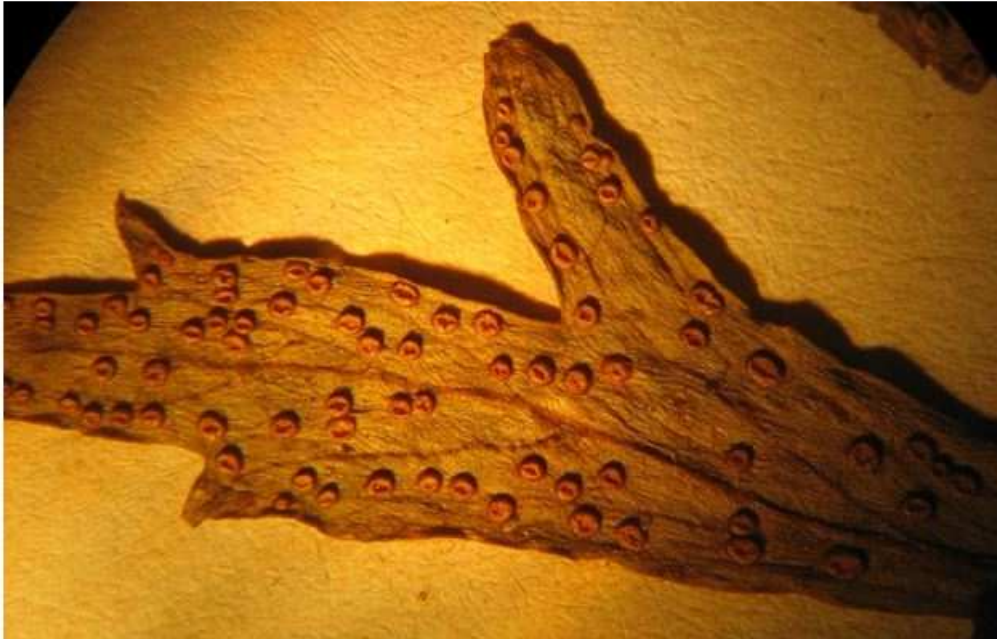


Fig. 8 : écidies d'*Ochropsora ariae* sur *Anemone nemorosa* (photo d'une récolte de A. Gravis, datant de 1879)

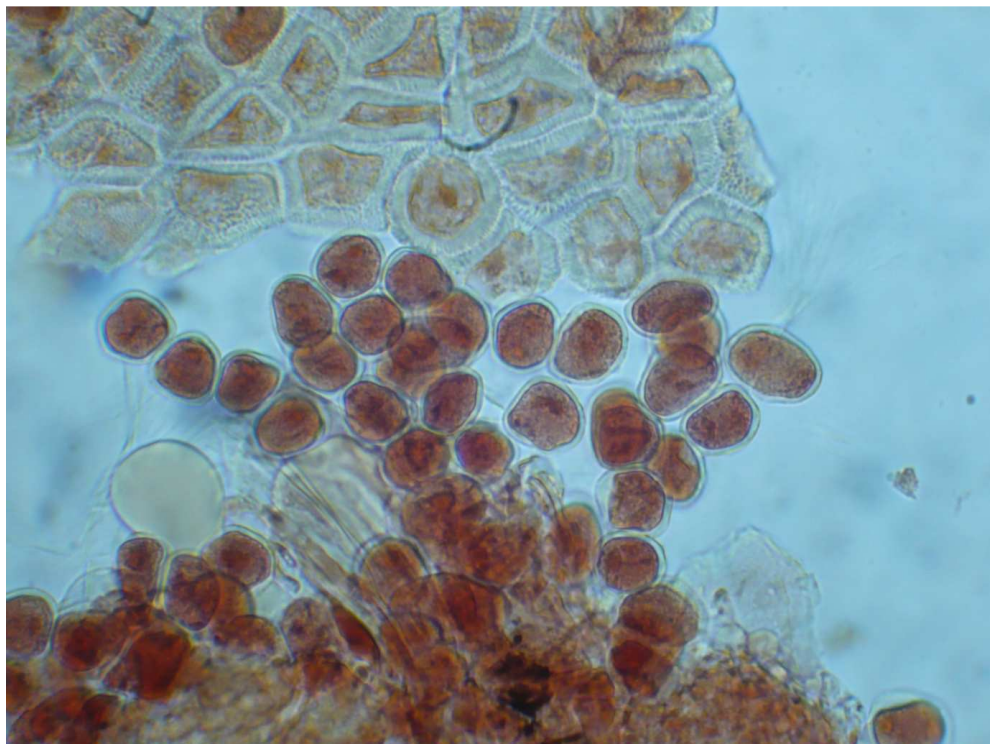


Fig. 9 : écidiospores d'*Ochropsora ariae*, avec cellules du périthium (Récolte Gravis, 1879. La préparation microscopique date de 2006, et la photo du 18 mai 2015)

Tranzschelia anemones (Pers. : Pers.) Nannf.



Fig. 10 : *Tranzschelia anemones* sur *Anemone nemorosa* (photo D. Deschuyteneer)

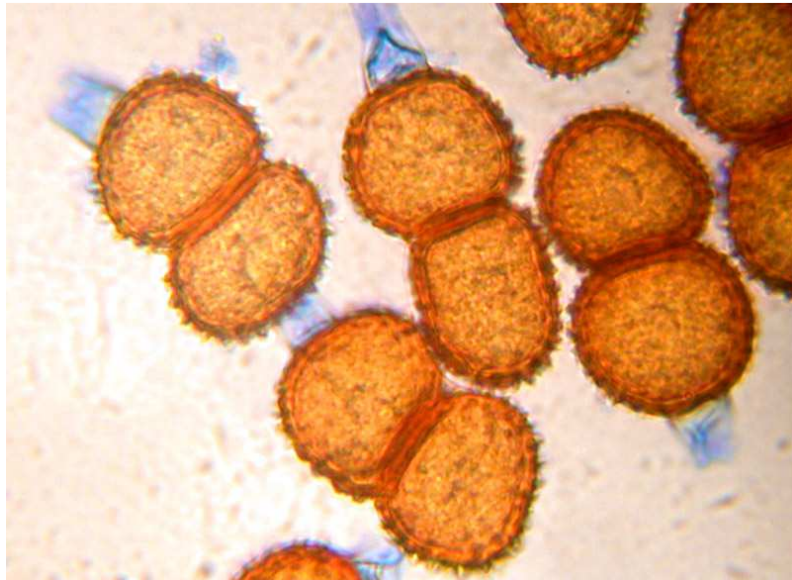


Fig. 11 : téléospores de *Tranzschelia anemones* (photo D. Deschuyteneer)

Le genre *Tranzschelia* pourrait être considéré comme une espèce de *Puccinia* avec des téléospores épineuses, mais Arthur (1906) en a fait un genre sur base de la dislocation rapide de cet ensemble de deux cellules. Dietel (1922) a ensuite montré que, contrairement à la formation des téléospores de *Puccinia*, la cloison transversale ne venait pas couper une cellule déjà formée, mais qu'il y avait deux cellules superposées, chacune avec sa cloison, ce qui permettait donc d'accepter la création du genre *Tranzschelia*. La confirmation de cette hypothèse repose probablement dans l'analyse moléculaire.

Le parasite forme ses téléospores à la face inférieure des feuilles d'anémone. Ces téléospores présentent un rétrécissement marqué entre les deux cellules et mesurent 31-46 x 17-27 µm. On peut trouver des téléospores tricellulaires. Les feuilles atteintes sont parfois déformées et chlorotiques (décolorées), et la floraison est compromise.

Puccinia liliacearum Duby

Ce champignon est connu comme parasite de la jacinthe sauvage en Europe, mais, à notre connaissance, n'a pas été signalé de Belgique, sur cette plante. Il a été identifié sur *Ornithogalum* et *Muscari*, aux environs de Bruxelles.

Les téliés sont amphigènes (présentes des deux côtés du limbe) et sur la tige, et restent longtemps couvertes par l'épiderme. Elles encerclent souvent des groupes de spermogonies. Les téléospores (40-75 x 22-35 µm) sont allongées, lisses, et sans rétrécissement au niveau de la cloison.



Fig. 12 : téléospores de *Puccinia liliacearum* sur *Ornithogalum*

Uromyces muscari (Duby) Lév. ex L. Graves



Fig. 13 : *Uromyces muscari* sur *Hyacinthoides non-scripta* (source : Mycologues associés)

Ce parasite se retrouve sur plusieurs genres de la sous-famille des *Scillioideae*, notamment *Hyacinthoides*, *Muscari*, *Ornithogalum* et *Scilla*. On remarque surtout son stade III (fig. 13), contenant des téléospores (18-35 x 14-25 µm) à paroi lisse, à contour souvent polyédrique, sans papille protubérante sur le pore germinatif, et présentant parfois des crêtes allongées, non visibles sur la fig. 14.

Les urédospores ne se forment pas dans des urédies distinctes, mais se retrou-

vent, généralement en moins grand nombre, parmi les téléospores (fig.14). Ceci est considéré comme une tendance au passage d'une hémiforme (II + III) à une microforme (III).



Fig. 14 : téléospores avec quelques urédospores de *Uromyces muscari* (photo J.-L. Lefèvre, Mycologues associés)

Commentaire

Il est permis de penser que d'autres espèces de Pucciniales parasites d'éphémérophytes pourraient être découvertes, suite à l'extension de l'aire de répartition de certaines plantes, provoquée par une modification climatique.

Remerciements

Le site *Mycologues associés* <https://picasaweb.google.com/abel.flahaut> géré par Abel Flahaut constitue une source remarquable de documents photographiques, notamment en mycologie, et il en a été fait usage. Jean-Louis Lefèvre et Daniel Deschuyteneer ont autorisé la reproduction de leurs photos. Les illustrations sans mention de nom d'auteur sont originales.

André Fraiture a apporté plusieurs critiques constructives pour la rédaction de cet article.

Bibliographie

- ARTHUR J.C.**, 1906 - In : von Wettstein R. et al., *Résultats scientifiques du Congrès international de Botanique*, Vienne 1905 : 331-348. Gustav Fischer, Jena
- DIETEL, P.**, 1922 - *Kleine Beiträge zur Systematik der Uredineën*, 2. Ann. Mycol. **20** : 174-177
- GÄUMANN E.**, 1959 - *Die Rostpilze Mitteleuropas*. Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz **XII**. Buchdruckerei Böhler & Co., Bern, 1407 p.
- VANDERWEYEN A.**, 2003 - *Les deux principales rouilles sur Adoxa en Belgique*. Rev. Cercle Mycol. Bruxelles **3** : 45-52
- VANDERWEYEN A. & FRAITURE A.**, 2007 - *Catalogue des Urédinales de Belgique, 1^{re} partie*. Lejeunia, Nouvelle série N° **183** : 36 p.
- VANDERWEYEN A. & FRAITURE A.**, 2011 - *Catalogue des Urédinales de Belgique, 3^e partie*. Lejeunia, Nouvelle série N° **189** : 65 p.
- WILSON M. & HENDERSON D.M.**, 1966 - *British Rust Fungi*. University Press, Cambridge, 384 p.

Note de la rédaction :
 nous vous invitons vivement à visiter le site de notre Association
<http://www.amfb.eu/>
 dans la rubrique « Micromycètes », « Rouilles ».

***Cylindrobasidium laeve* (Pers. : Fr.) Chamuris 1984**

Mario Di Giangregorio¹⁰

Classification : Fungi / Basidiomycota / Homobasidiomycètes / Polyporales / Cyphellaceae

Nom : *Cylindrobasidium laeve*

Synonymes : *Cylindrobasidium evolvens* – *Corticium evolvens*

Description : fructification résupinée, confluyente, inégale à bosselée, membraneuse et se fendillant en séchant, mais avec des chapeaux en console en cas de croissance verticale. Hyménophore crème à brun beige / rougeâtre ocre.



Habitat : trouvé sur tronc coupé de saule pleureur - Folx-les-Caves (Brabant Wallon – Belgique). Fructification résupinée (qui se fendille à l'état sec), mais qui peut aussi être semi-pilée ... Chapeaux pouvant aller jusqu'à 10 mm quand le support est vertical. C'est sans doute le corticié le plus courant chez nous, sur les tas de bois coupés (feuillus de préférence, parfois sur conifères).

¹⁰ rue du Bois de Lobbes, 203 - 6060 Gilly – Belgique - mariodigian@gmail.com



Spores : hyalines, ovales à larmiformes, peuvent avoir un contenu granuleux, voire guttulées. →

7,5 - 11,5 (12) μm x 4,5 - 6 (7,5) μm - Moyenne 9,5 x 5,25 μm - Q = 1,8



← **Basides** : bouclées - clavées étroitement - tétrasporiques

↓ **Leptocystides** : fusiformes (45) 50-60 (70) x 6-7 μm



↓ **Hyphes** : monomitiques, cloisonnées et bouclées, souvent remplies de guttules lipidiques



↑ Présence de boucles à la base des basides et dans tous les tissus.

BIBLIOGRAPHIE

BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F., 1986 - *Champignons de Suisse. Tome 2. Les Champignons sans lames*. Édition Mykologia Lucerne, p. 110

BERNICCHIA A. & GORJON S.P., 2010 - *Corticiaceae sl.*, *Fungi Europaei* n° 12, p.249

Tuber blotii : bonne espèce ou non ?

Marcel Lecomte



M. Lecomte - 2015 ©

tivum Vittadini 1831.

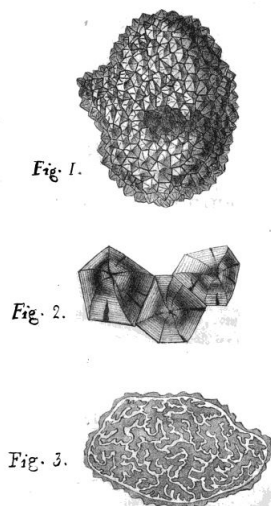
NOMENCLATURE

La littérature fait mention des appellations suivantes :

Tuber blotii Eudes-Desl. 1824

Tuber blotii* var. *uncinatum (Chatin) Bon 1987

Description et dessins originaux, extraits du fascicule de publication (1824)



TRUFFE DE BLOT.

Tuber Blotii.

T. verrucosum, *verrucis maximis*, *polygonatis*, *subregularibus*, *transversè striatis*; *intus fuscum*, *venis flavis variegatum*.

Les échantillons que je possède offrent à peu près le volume et la forme d'un petit œuf de poule ; leur couleur est d'un gris noirâtre extérieurement ; leur surface est couverte de grandes saillies d'une forme à peu près pyramidale, presque régulière, à sommet légèrement enfoncé en godet. Le nombre des angles de ces pyramides varie de trois à huit, le plus grand nombre en présente cinq ; ils sont presque saillants en arête ; les côtés sont inégaux, offrant quelques fentes verticales et profondes. Vus à la loupe, ils sont finement striés en travers. La largeur des saillies pyra-

midales varie d'une ligne à trois, et leur hauteur d'une demi-ligne à une ligne. La substance interne est assez consistante, sa couleur est brunâtre, parsemée de veines jaunâtres. Fraîches, ces truffes répandent une odeur que je ne puis comparer qu'à celle qui se fait sentir lorsque l'on entre dans un lieu où l'on a mis à cailler une grande quantité de lait. Desséchées, elles n'ont aucune odeur.

Elles ont été trouvées à Hermanville, près Colleville, par M. Blot, dans un enclos boisé, appartenant à M. Hue de Prébois (1).

EXPLICATION DE LA PLANCHE.

Fig. I. La truffe de Blot de forme et de grandeur naturelles.

Fig. II. Trois saillies pyramidales grossies à la loupe.

Fig. III. Coupe pour faire voir l'intérieur de la truffe.

DES CONFUSIONS APPARAISSENT :

J. Astier mentionne *Tuber blotii* Deslandes ; ce dernier aurait dédié l'espèce au Dr. Blot (ce qui nous paraît erroné après consultation du document : voir § suivant).

Pas de date de publication ; en outre, il y a une faute d'orthographe dans l'index en p.126.

Dans la référence suivante, on parle de Eudes-Deslongchamps, et non de Deslandes :

EODES-DESLONGCHAMPS M., 1824 - *Mémoires de la Société Linnéenne de Normandie*, 1824, 1 : 47

Dans une autre référence, il est mentionné :

EODES-DESLONGCHAMPS M., 1824 - *Mémoire sur une Truffe trouvée dans les environs de Caen*. Mémoires de la Société Linnéenne de Calvados. 1824 : 42

Le regretté Jacques Trimbach, dans son immense banque de données bibliographiques, mentionne :

DESLANDES, 1824 - *Mém. Soc. Linn. Calvad.* 1824, page 47 (nom employé : *Tuber blotii*)

Qui est donc ce mystérieux Deslandes, dont le nom n'apparaît pas dans les articles mentionnés ?

S'agit-il de la même espèce ?

Après consultation du document, il apparaît que ces 3 références concernent le même article.

Dans l'INPN (Inventaire National du Patrimoine Naturel français) du Muséum national d'Histoire Naturelle, on trouve *Tuber blotii* Desmazières, avec un nom d'auteur encore différent, et rencontré nulle part ailleurs.

Marcel Bon, en 1987, dans *Documents Mycologiques, Novitates*, T. 17 (n° 67) : 13, annonce *Tuber blotii* Eudes-Desl. var. *uncinatum* (Chatin)

Basionyme¹¹ : *Tuber uncinatum* Chatin, 1887

Synonyme : *Tuber aestivum* ssp. *uncinatum* (Chatin) Fisch.

Arrive ensuite *Tuber aestivum* var. *uncinatum* (Chatin) I.R. Hall, P.K. Buchanan, Y. Wang & Cole, 1998

Tout cela semblerait donc indiquer que *Tuber aestivum*, *T. uncinatum* et *T. blotii* pourraient désigner une seule et même espèce ... ou alors qu'il règne une certaine confusion au sein de ce complexe.

DISCUSSION

En 1823, M. Eudes-Deslongchamps publie un article relatant la découverte par le Docteur en médecine, Mr. Bolt, dans son jardin de Colleville (environs de Caen – Normandie) en 1820 et 1821, de trois « tubercules » de la taille d'un œuf de poule, et dont la surface est ornée de grands prismes pyramidaux réguliers et striés horizontalement (voir la description originale page précédente). Ces truffes ne correspondent à aucune description de celles connues à cette époque.

En 1831, Vittadini publie *Tuber aestivum*, et en donne une description précise, sans faire référence à Micheli (1729) et Persoon (1801) qui l'avaient déjà décrite, contournant ainsi les règles habituelles de la nomenclature.

En 1892, Chatin décrète que chez certains exemplaires, les spores alvéolées sont recourbées en crochet, et cela l'amène à publier *Tuber uncinatum*.

Après lecture d'un article de François Le Tacon, de l'INRA de Nancy, il apparaît clairement que l'analyse biomoléculaire ne fait pas de différence entre les 2 espèces mentionnées aux 2 § précédents. En effet, Christina Weiden (2004), démontre, par examen de l'ADN de plusieurs dizaines de spécimens récoltés partout en Europe, que *T. aestivum* et *T. uncinatum* sont une seule et même espèce.

Cela a été confirmé la même année par une équipe italienne, conduite par Paolocci (2004).

Cependant, la chose nous paraît plus complexe qu'il n'y paraît.

→ **Sur le plan gustatif, les connaisseurs vous affirmeront, sans discussion possible, que le goût est très différent chez les deux espèces.**

→ **Un examen attentif au microscope laisse apparaître des différences morphologiques au niveau des spores.**

→ **La date de maturité des ascomes est très différente ; de mai à septembre pour *T. aestivum* en Provence, et mi-septembre à fin-janvier pour *T. uncinatum*, qui est beaucoup plus septentrionale : elle est fréquente et cultivée en Bourgogne et en Champagne.**

Ces différences notables sont peut-être à mettre sur le compte de facteurs écologiques variables : nature du sol, du climat, de l'exposition, de l'arbre mycorhizé et aussi du niveau de maturité.

Il faut bien admettre que pour l'instant, les analyses de l'ADN constituent la référence absolue des mycologues professionnels, qui ne jurent plus que par elle, faisant fi de tout un passé d'observations souvent évidentes (différences écologiques, détails morphologiques, ignorance des réactions chimiques), et générant des bouleversements nomenclaturaux conséquents, voire surprenants.

Nous nous posons la question suivante : « Ne serait-il pas judicieux, dans certains cas, d'imaginer qu'il faudrait tenir compte de ces différences en créant la notion de population ou de race, comme cela a été fait dans d'autres domaines ? ».

→

Les entomologistes l'ont bien compris ; en étudiant *Parnassius appolo* (Lépidoptère), ils ont dû admettre que celui des Alpes françaises différerait sensiblement sur le plan



¹¹ Le terme de **BASIONYME** sert à désigner le premier nom scientifique accordé à un taxon, celui de sa description. Quand une combinaison nouvelle est créée pour remplacer un nom valide, publié précédemment, ce dernier nom devient le basionyme de la nouvelle combinaison.

morphologique de celui de Scandinavie, de l'Oural, du Caucase ou de la Mongolie. Ils ont introduit alors la notion de race géographique (1978), permettant ainsi de regrouper des espèces à ocelles rouges et d'autres à ocelles jaunes.

Puisque *Tuber aestivum* est prioritaire, ne pourrait-on envisager de créer p.ex.

T. aestivum var. *aestivum* comb. nov. pour les espèces du Sud ?

T. aestivum var. *blotii* comb. nov. pour ce que les auteurs avaient nommé en 1824 ?

D'accepter *T. aestivum* var. *uncinatum* pour les espèces du Nord ?

On tiendrait compte ainsi de la variabilité au sein d'une même espèce, en nommant des points de repère évidents au sein de cette variabilité.

Et cette question pourrait s'appliquer très facilement à nombre d'autres espèces connues de tous ...

Mais la question reste posée : *Tuber blotii* : bonne espèce ou non ?

Nous allons établir une comparaison entre les trois taxons sur les plans macroscopique et microscopique, afin de vous permettre de vous forger une opinion.

***Tuber aestivum* Vitt., appelée truffe blanche d'été, ou encore truffe de la Saint-Jean**



Il s'agit d'une espèce résolument méridionale ; on la rencontre dans le Sud de la France, en Italie, en Espagne. Elle peut occasionnellement ou accidentellement se retrouver au Nord. Ainsi, un habitant de la région de Charleroi avait ramené, il y a quelque temps, des plants de noisetier de Provence, pour les replanter dans sa propriété, dans un endroit ensoleillé, bien protégé des vents froids. Grande a été sa surprise plusieurs années plus tard, de récolter des truffes sous les arbustes. Notre ami Alfred Loss, grand consommateur de truffes devant l'Eternel, avait été sollicité pour détermination, et m'en avait d'ailleurs confié quelques spécimens à cette occasion. Exemplaires immatures, il faut dire, et donc sans intérêt culinaire : cela expliquerait-il sa générosité à mon égard ? ;o)).

T. aestivum est mycorhizique de plusieurs essences : *Corylus avellana*, *Fagus*, *Fraxineus*, *Juniperus*, *Pinus*, *Quercus*, *Tilia*. Les fructifications se trouvent

très souvent juste sous la surface du sol, et de ce fait ne nécessitent pas de cavage systématique pour la récolte, car on peut les repérer assez facilement.



Le péridium est brun-noirâtre, et orné de verrues pyramidales assez basses, +/- régulières, et variant notablement d'un exemplaire à l'autre. J. Astier annonce que ces verrues sont striées longitudinalement, mais nous n'avons pas observé cela sur les différentes récoltes examinées, et d'origines différentes. On peut rencontrer des exemplaires très gros, de la taille d'un poing.

Son odeur de noisette ou de rave, assez faible au début, se développe avec l'âge

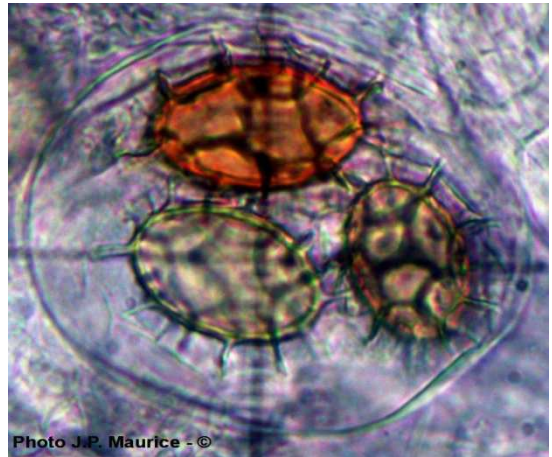
vers une odeur de malt d'orge torréfié.

Elle est considérée comme comestible, mais sa valeur gustative est loin d'atteindre celle de *T. melanosporum*, la truffe du Périgord.

La gléba, d'abord blanchâtre, évolue ensuite vers des tonalités jaunâtre argile, à la surface marbrée de stries blanches, disposées en méandres non organisés.

Les spores sont alvéolées, en forme d'ellipse, très nettement et hautement réticulées. Leur taille est souvent très variable : 22-40 x 17-32 μm . L'ornementation sporale varie de 2 à 4 μm .

Les asques sont souvent pédicellés et peuvent compter entre 1 et 7 ascospores, avec une moyenne habituelle de 4 ou 5.



Malgré les conclusions de la biologie moléculaire, la FFT (Fédération Française des Trufficulteurs) classe ces truffes comme simples parentes et ne leur accorde pas du tout le même statut commercial, au vu des différences entre dates de maturation, au niveau de la saveur, de la couleur de la gléba et de développement réticulaire des ascospores.

***Tuber uncinatum* Chatin, appelée truffe de Bourgogne**

Photo E. Charles - ©





M. Lecomte - 2015 ©



Elle est récoltée dans la partie nord-est de la France : Alsace, Bourgogne, Champagne, Lorraine, et est très répandue en Europe. Elle vit en symbiose avec nombre d'arbres, comme *Carpinus*, *Fagus*, *Pinus* et *Quercus*, mais essentiellement sur *Corylus avellana* (noisetier), qui a été massivement utilisé pour l'ensemencement des racines par les chercheurs de l'INRA. Ils semblent avoir maîtrisé parfaitement cette mycorhization forcée, car maintenant, il est très facile d'acheter des plants mycorhizés pour se lancer dans la culture à grande échelle, jusqu'en Belgique et même plus au Nord. Elle s'avère très peu exigeante en ce qui concerne la qualité du sol et la chaleur ambiante.



Photo M. Brousal - ©

Le péridium est brun-sombre à noirâtre, et orné de verrues pyramidales assez basses, irrégulières, et peu variables d'un exemplaire à l'autre.

C'est un excellent comestible, et sa valeur gustative est proche de celle de la truffe du Périgord. Son odeur délicate et son goût de noisette font qu'elle est beaucoup plus appréciée et recherchée que la truffe d'été.

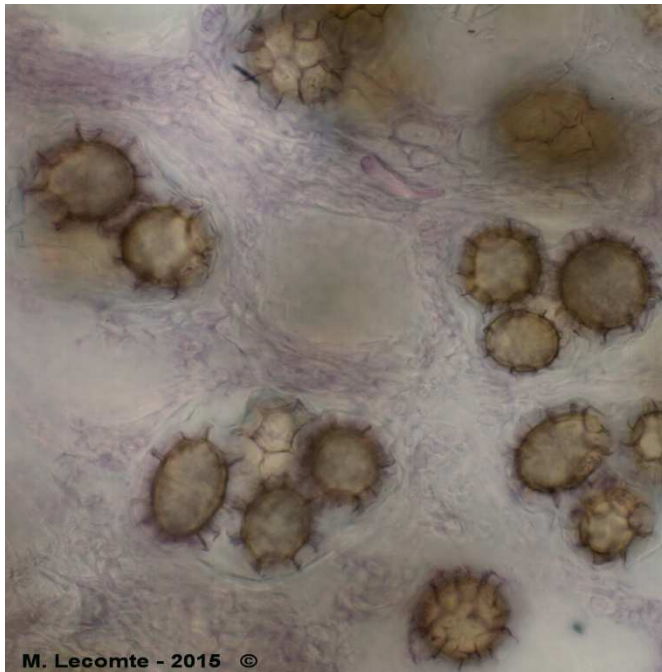
La gléba est très foncée (brun chocolat) et parcourue de veines blanches, disposées en méandres non organisés. Les spores sont alvéolées, ellipsoïdes et hautement réticulées. Leur taille est souvent très variable : 20-40 x 15-30 μm . L'ornementation sporale varie : elle est d'au moins 4 μm , et se caractérise par un profil crochu, généré par la paroi des alvéoles

qui se courbe au sommet.

Les asques comptent généralement 3 à 6 ascospores.

Jusqu'à la Renaissance, c'était la truffe des rois de France. Elle tomba en désuétude, mais depuis quelques années, sa production ne cesse d'augmenter en France grâce aux études réalisées par l'INRA.

***Tuber blotii* Eudes-Desl.**



Les rares références trouvées parlent chaque fois d'une trouvaille sous *Corylus avellana*, avec une odeur pas très agréable de fromage frais, ou de lait caillé.

Sur les spécimens examinés, nous avons pu trouver les stries horizontales évidentes,

qui ornent les pyramides massives et hautes, et qui sont clairement mentionnées dans la description originale. Les spores ne sont pas uncinées, mais nous avons des « ailes » très grandes (plus de 5 μm). Dans l'ensemble, nous avons des caractères qui se croisent entre ces 3 espèces et qui nous confirment dans notre idée (très personnelle, n'engageant personne d'autre) que la vision de la biologie moléculaire peut s'avérer simpliste, en regroupant tout cela sous un seul nom d'espèce.

BIBLIOGRAPHIE

ASTIER J., 1998 – *Truffes blanches et noires*, Ed. Louis-Jean, Gap (France)

CAPDEVILLE P., 1978 – *Les races géographiques de Parnassius appolo*, Ed. Sciences Nat., Compiègne

LE TACON F., 2011 – *Point de vue sur Tuber aestivum Vittad.*, revue FFT (Fédération Française de Trufficulture)

PAOLOCCI F., RUBINI A., RICCIONI C., TOPINI F. & ARCIONI S., 2004 – FEMS. Microbiol. Let. 235 : 109-115

WEDEN C., 2004 – Soutien de thèse : *Black truffles of Sweden*, Faculty of Sciences & Technology, Uppsala, Sweden

Dessins ou photos de spores ?

Marcel Lecomte

Depuis le congrès de la Société Mycologique de France à Ambleteuse en 2000, je me suis plongé dans une étude assidue de la microscopie des champignons. J'ai bien évidemment d'abord réuni tous les grands classiques de la littérature traitant notamment des Russulales.

Très vite, j'ai été confronté à ce que je considérais comme un problème majeur, c'est-à-dire que dans les oculaires dans mon microscope, je ne voyais quasi jamais une image qui ressemblait aux dessins des spores, puisqu'il s'agit d'elles, figurées dans les « bibles » des lactaires et des russules.

Ayant la possibilité de participer à quatre ou cinq congrès chaque année, depuis l'an 2000, j'ai quasi systématiquement posé la question à toutes les « pointures » que je croisais ; et à mon grand étonnement, la réponse reçue était toujours la même : oui, il vaut mieux se fier à un dessin qu'à une photographie !

L'argument majeur qui m'était avancé était que l'auteur du dessin avait ainsi l'occasion de composer un schéma idéal qui constituait une synthèse de l'observation de 10, 20 ou 30 spores.

Débutant en la matière, je me contentais, d'écouter religieusement, me consolant en imaginant que j'avais des poussières plein les yeux et que je finirais bien un jour par voir ce qu'il fallait voir.

Malheureusement (ou heureusement ... question de point de vue), le problème est que l'imagerie microscopique a fait des progrès énormes en 15 ans, et maintenant n'importe quel amateur un peu passionné dispose d'un appareil photo ou d'une caméra numérique sur le tube trinoculaire de son microscope et on arrive à l'heure actuelle à obtenir de très bonnes photos. Et suite à cela, j'affirme plus que jamais que la plupart des dessins que je consulte ne correspondent pas à la réalité visuelle. Affirmation peut être facile évidemment, qu'il serait intéressant d'illustrer.

J'ai jeté mon dévolu sur trois espèces très faciles à identifier, à savoir *Lactarius pyrogalus*, *Lactarius vietus* et *Russula violeipes* f. *citrina* ... Et ensuite j'ai réalisé une photo des spores, d'après une spore.



Ensuite un petit scanner rapide des illustrations représentées dans les grands classiques, à savoir, pour les lactaires, Kränzlin (Champignons de Suisse, tome 6), Basso (*Lactarius* Pers.), Verbeke & al. (The genus *Lactarius*).

Pour les russules, je me suis tourné vers Romagnesi (les Russules d'Europe et d'Afrique du Nord), Sarnari (Genere *Russula* in Europa), Kränzlin (champignons de Suisse, tome 6), et le dernier paru de Marxmuller (*Russularum Icones*).

Je vous laisse le soin de vous forger votre opinion personnelle, après consultation des images comparatives qui vont suivre.

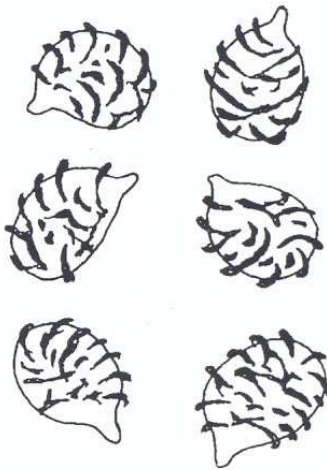
← *Lactarius pyrogalus*

Photos réalisées avec un microscope Zeiss Axioscope A1, objectif 63x planapochromatique n = 1,4.

L'ornementation sporale a été mise classiquement en évidence à l'aide du réactif de Melzer, après collage des spores à l'albumine sur une LPO, rinçage à l'eau et observation dans l'eau glycinée (photo M. Lecomte).



Voici les spores selon J. HEILMANN-CLAUSEN, M. VERBEKEN & J. VESTERHOLT, 1998 - *The Genus Lactarius*, Fungi of Northern Europ, vol. 2, 287 p., Ed. Svampetryk, Danemark

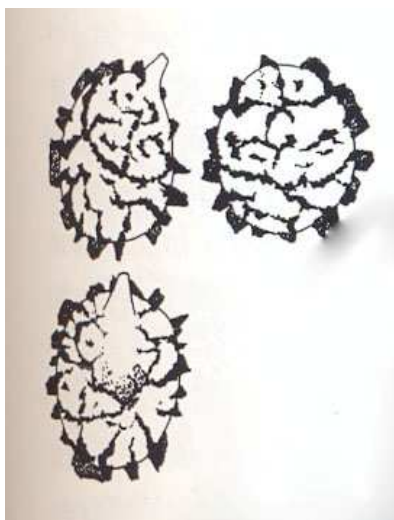


← Spores selon **M.T. BASSO**, 1999 - *Lactarius Pers.*, Fungi Europaei n°7, 845 p., Ed. Mykoflora (Italie).

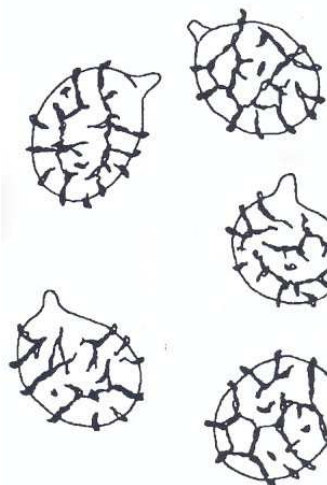
→ Spores selon **F. KRÄNZLIN**, 2005 - *Champignons de Suisse, tome 6, Russulaceae*, 319 p., Ed. Kränzlin.



Lactarius vietus, photos M. Lecomte.

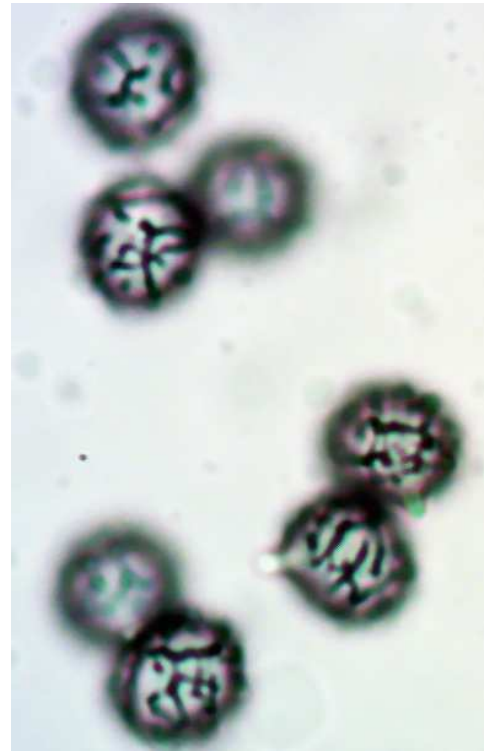


↑ Verbeken

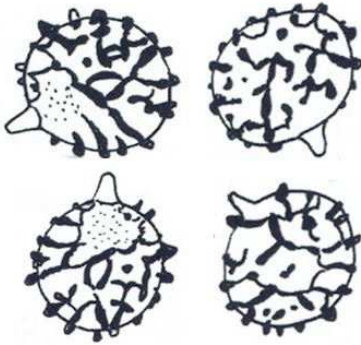


Basso ↑ Kränzlin →





Russula violeipes f. citrina, photos M. Lecomte ▲
& F. Draye (microscope BK5000) →



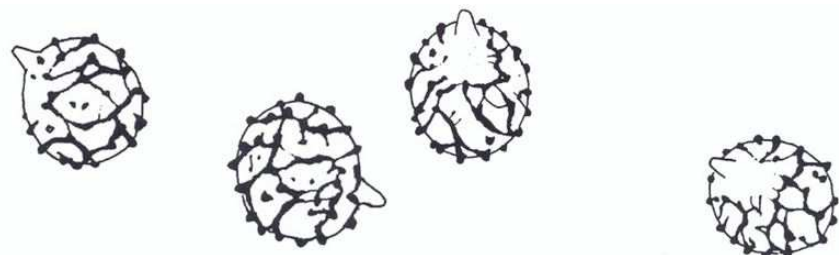
← Spores selon **H. MARXMULLER**, 2014 - *Russularum Icones, Iconographie des Russules*, 2 volumes, 712 p., Ed. Druckerei Lanzinger, Allemagne

↓ Spores selon **H. ROMAGNESI**, 1967 - *Les Russules d'Europe et d'Afrique du Nord*, 998 p., Ed. Bordas, France



← Spores selon **F. KRÄNZLIN**, 2005 - *Champignons de Suisse, tome 6, Russulaceae*, 319 p., Ed. Kränzlin.

↓ Spores selon **M. SARNARI**, 1998 - *Monografia illustrata del genere Russula in Europa*, tome 1, 799 p., Ed. AMB, Italie



Ces trois séries comparatives d'images microscopiques et de leurs dessins supposés correspondants vont permettre à chacun de se forger sa propre idée sur ce sujet. Mon intention n'est évidemment pas de jeter la suspicion sur le travail de mycologues renommés, qui ont rédigé leurs monographies avec conscience, honnêteté et un maximum de soins.

Cependant, force est de constater que les représentations picturales peuvent varier très fort d'un auteur à l'autre, sans s'approcher nécessairement au plus près de la réalité correspondante. On peut imaginer que chaque auteur a retranscrit sa vision personnelle des spores, en les idéalisant et en standardisant quelque peu, parce qu'au bout du compte, ces éléments, même s'ils ne sont pas tout à fait différents, ne sont jamais non plus tout à fait les mêmes.

Je vais oser une comparaison peut-être facile : il suffirait de placer côte à côte le portrait-robot d'une personne (réalisé par quelqu'un qui n'est pas nécessairement un très bon dessinateur) et sa photographie ... Je pense que nous sommes dans le même cas de figure ... et ici, personne n'hésiterait une seconde à accorder la priorité à la photo.

Le coin des artistes



Jéane

le 04/08/2010
Forêt Syndicale de la Vierge
sur terre nue, entrée des parc. 54-59
250 m, F-57 Arriance

Russule pectinata Fries

La correction des images numériques

Marcel Lecomte

Nous avons tous connu la glorieuse époque des appareils photos argentiques qui nous permettaient en matière d'étude de la nature de réaliser de superbes images de fleurs ou de champignons notamment, avec souvent la priorité accordée à la diapositive.

Puis est venu le jour où on a pu installer ce type d'appareil sur un microscope, et il n'est pas lointain (à peine une douzaine d'années)... Je me souviens encore de mes premiers balbutiements où il fallait quasi sacrifier un film complet pour obtenir une image correcte, avec à la clé, un prix de revient exorbitant.

Ensuite, les premiers appareils numériques sont arrivés sur le marché, présentant deux avantages non négligeables :

- d'abord, un prix relativement abordable,
- mais surtout, la possibilité de réaliser quantité de photos avec différentes expositions, sans avoir à se préoccuper d'un quelconque prix de revient, puisque les images finies ne coûtaient plus rien.

La technologie et la demande aidant, les premières caméras dédiées à la microscopie sont apparues, ainsi que des bricolages plus ou moins compliqués permettant d'adapter un APN (appareil photo numérique) compact, et je pense ici à notre glorieux Nikon, décliné en plusieurs séries chez le 900 ou le 4500. Tout cela fait qu'avec un peu d'habitude et d'expérience, chacun a pu capturer des séries de photos de préparations microscopiques avec un certain succès, voire même parfois un succès certain.

Pourtant, certains paramètres restaient difficiles à maîtriser : l'intensité des couleurs, la balance des blancs, la qualité de la lumière, le contraste, le flou, le bruit ... et d'autres encore. Tout cela a très vite généré le développement de logiciels de correction d'images.

L'un des plus simples est sans doute PAINT, qui est inclus directement dans les dernières versions de Windows. On peut aussi utiliser GIMP, PHOTOFILTRE, PHOTOX, EASY PHOTO, PHOTO PERFECT, VIRTUAL STUDIO, In PIXIO ... et nombre d'autres, qui sont très souvent gratuits ; chacun a ses qualités, ses limites et ses défauts.

Personnellement, j'utilise ACDSee, qui est un logiciel payant, plus performant, et qui m'apporte toute satisfaction dans la plupart des cas de figure qui se présentent (méfiez-vous des versions qui sont annoncées « libres au chargement », car ce sont en réalité des versions d'essai qui ne sont valables que durant un mois).

La Roll's Royce en la matière est évidemment PHOTOSHOP. Qui ne connaît pas ce nom ?

Mais le problème est que cette énorme « machine informatique » fait figure de monstre : ses possibilités sont quasi illimitées, mais il présente deux énormes inconvénients :

- si on ne l'utilise pas en permanence, on oublie très vite la multitude de fonctions existantes et sa logique d'utilisation, notamment au niveau des calques. Je peux vous en parler en connaissance de cause pour avoir suivi deux semaines complètes de formation, et rencontrer par la suite d'énormes difficultés après être resté quelques semaines sans l'utiliser,
- son prix d'achat élevé pour des versions récentes : Photoshop CS6 complet est annoncé à 818 €.

Cependant, dans le domaine très étroit et limité qui nous intéresse, à savoir la retouche d'une image microscopique, on peut se satisfaire de quelques connaissances de base qui seront bien suffisantes, ainsi que d'une version ancienne de ce programme, qu'on peut trouver assez facilement à très bas prix (nous utilisons la version 6.0 simple).

C'est ce que nous allons tenter de vous montrer dans les pages qui suivent !

Pour une utilisation judicieuse de Photoshop

Daniel Ghyselincx¹² & Marcel Lecomte

Nous allons essayer ci-dessous de vous initier à ce qui nous paraît important de pouvoir maîtriser au sein de cette gigantesque machine.

**Des raccourcis à retenir : Ctrl + c = copier - Ctrl + v = coller
Ctrl + z = annuler l'opération en cours**

Un ordre de travail conseillé :

Recadrer – Corriger éventuellement la netteté – Corriger éventuellement la couleur, la luminosité ou le contraste – Calques éventuels – Aplatir l'image – Enregistrer le résultat final.

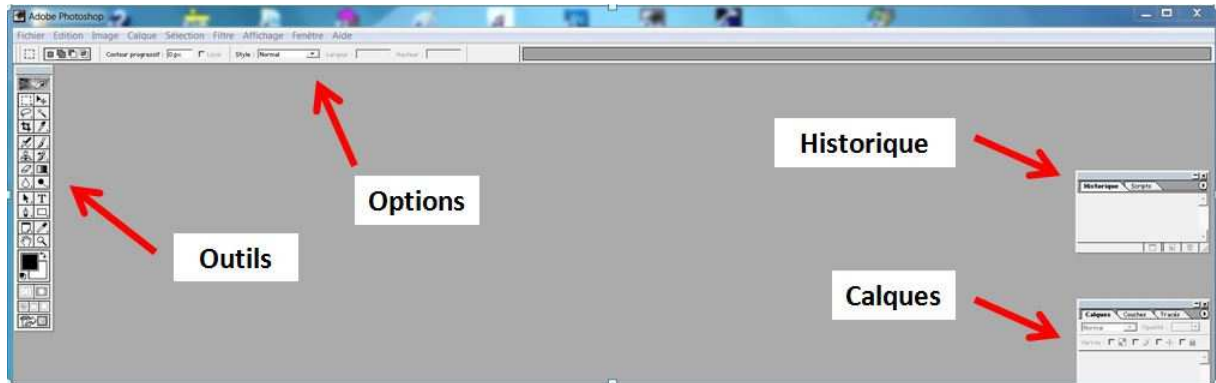
¹² 1, avenue de la Résistance, 1340, Ottignies - daniel.ghyselincx3@scarlet.be

EXERCICE n° 1 : Eclairage et Recadrage

++ 1. BARRES D'OUTILS INDISPENSABLES : CALQUES, HISTORIQUE, OUTILS ET OPTIONS

La barre principale de Menu est toujours affichée à l'ouverture du programme (Fichier - Edition - Imageetc). La plupart du temps, ces **4 fenêtres indispensables** s'ouvrent par défaut ; si ce n'est pas les cas, aller les activer dans le menu **Fenêtre**.

Fenêtre → Afficher ce que vous avez choisi, soit Outils, Options, Calque & Historique.
La page d'accueil se présente comme suit :



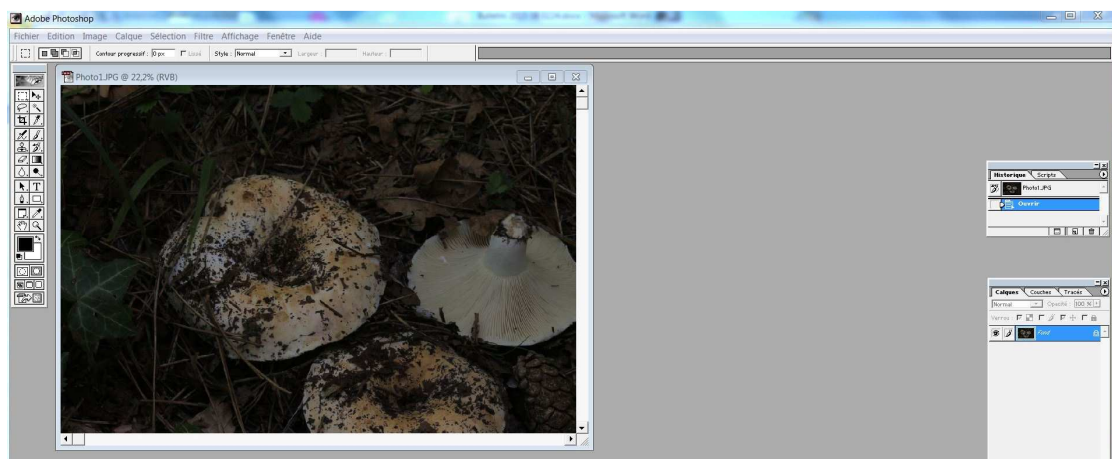
++ 2. CHARGER UNE PHOTO

Notre solution la plus simple à nos yeux est celle-ci : **Fichier → Ouvrir**

Sélectionner le dossier dans lequel se trouve la photo à l'aide du menu déroulant.

Double Clic (= DC) sur la photo choisie (ou Ouvrir), et elle va s'afficher dans la fenêtre principale de Photoshop (=PS)

➤ Voir la fenêtre suivante



Il est évident que la photo est beaucoup trop sombre.

A retenir :

On peut placer l'image en milieu d'écran en utilisant la commande de plein écran.

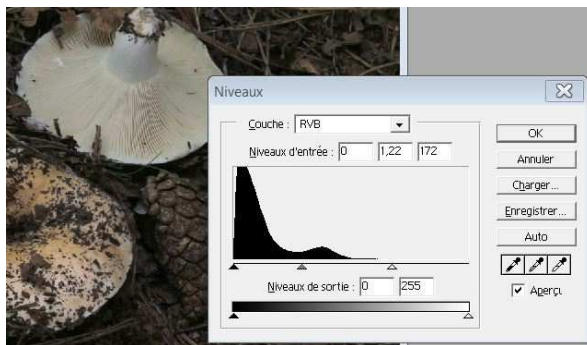
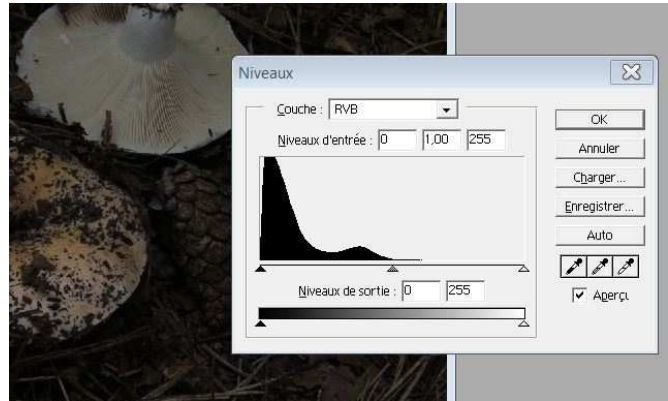


Pour agrandir ou rapetisser l'image, on peut utiliser la roulette de la souris, ou encore Ctrl + ou Ctrl -, s'il y a un pavé numérique.

++ 3. MODIFIER LES NIVEAUX D'ÉCLAIRAGE



↑ Image de départ



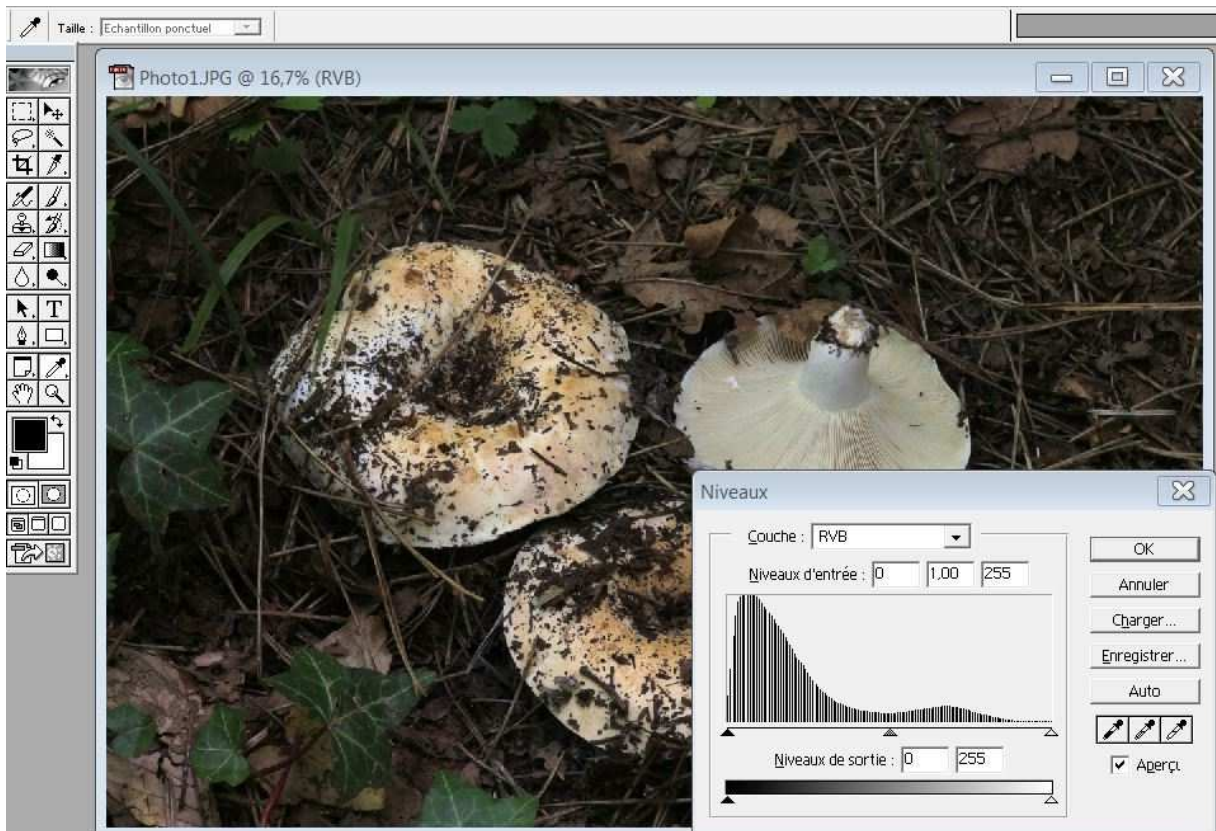
↑ Aller dans la barre de Menu : **Image** → **Réglages** → **Niveaux** : on voit apparaître la fenêtre suivante, qui représente un histogramme souligné par 3 triangles de déplacement.

Il est impossible de déplacer celui de G vers la G (si on le déplace vers la D, l'image devient complètement noire).

En déplaçant judicieusement les 2 curseurs de D vers la G, on arrive à obtenir une image correctement éclairée.

Cliquer sur OK pour appliquer la correction. On obtient le résultat suivant, qui est déjà beaucoup

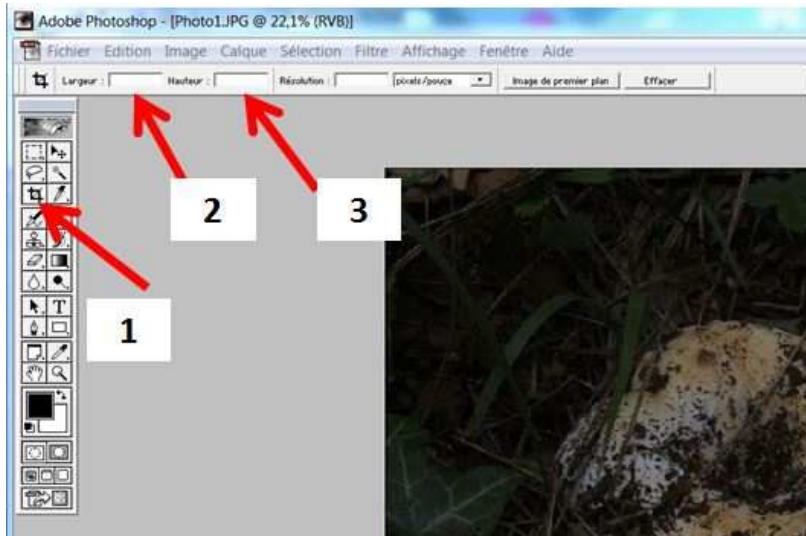
plus acceptable et proche de la réalité photographique :



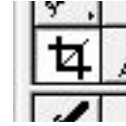
Si on refait **Image** → **Réglages** → **Niveaux** sur la nouvelle image, on a sous les yeux un histogramme qui est notablement différent de l'original.

Il est évident cependant que la photo est cadrée trop large ; cela arrive souvent pour une question de confort (c'est plus facile pour le photographe de s'éloigner du sujet) et pour une question de profondeur de champ : **on pourrait cadrer plus serré pour mettre les exemplaires en évidence.**

++ 4. RECADRER LA PHOTO (nous sommes repartis ici de l'image originale qui était trop sombre, afin d'appliquer ensuite une autre méthode pour la rendre plus claire)



Utiliser l'outil de recadrage (1)



La barre des options change.

2 possibilités :

++ compléter les rubriques « largeur (2) » et « hauteur (3) » pour le format désiré (p.ex. 900 px & 600 px) → vous utilisez alors un format prédéfini

++ ne rien indiquer dans les deux cases → dans ce cas, vous recadrez librement, sans tenir compte d'un format

Résultats :



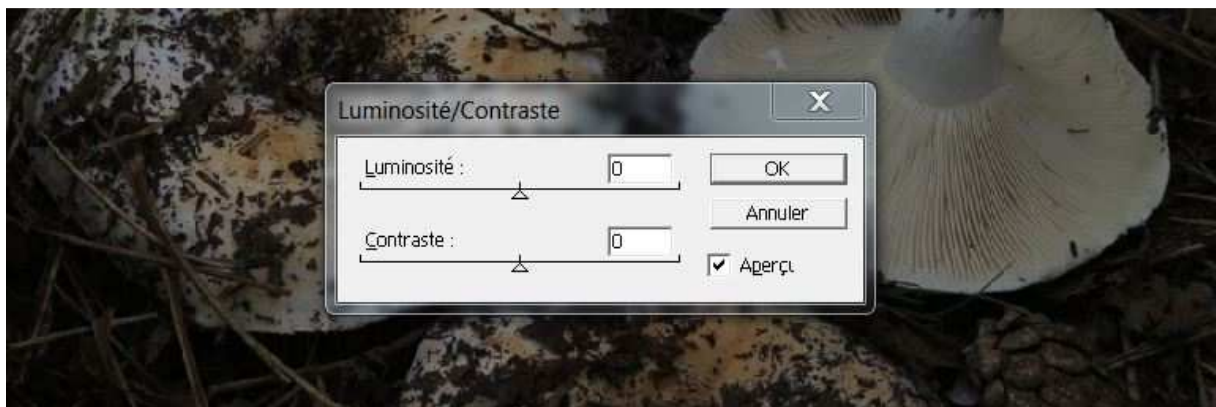
la zone recadrée est délimitée par un pointillé ↑
Faire DC dans la zone recadrée, et on obtient la nouvelle image →

La photo est maintenant cadrée selon notre souhait, mais elle est toujours beaucoup trop sombre.

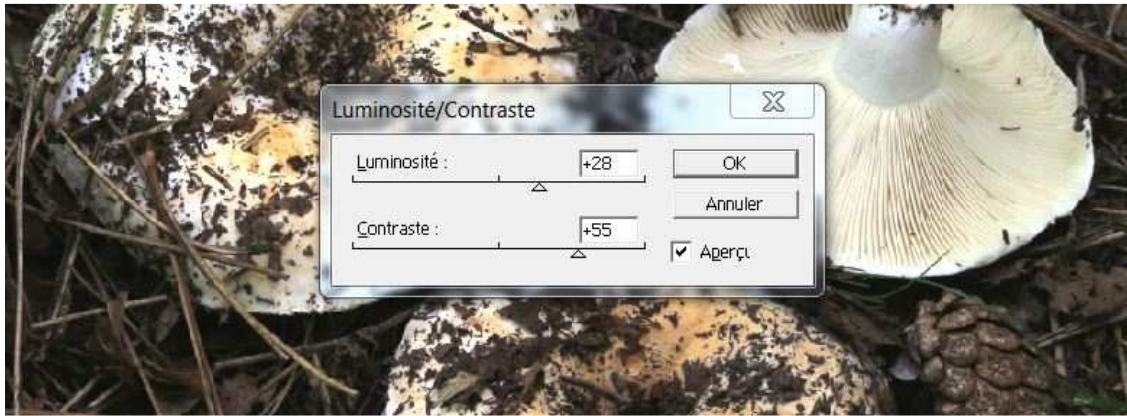


++ 4. CORRIGER LA LUMINOSITE ET LE CONTRASTE

Dans la barre d'options : **Image** → **Réglages** → **Luminosité/Contraste**



Dans la nouvelle fenêtre, se trouvent 2 curseurs qu'on fait varier à gauche ou à droite, jusqu'à obtenir le réglage qui nous paraît le plus adapté. Le résultat est visible en direct sur l'image qui se trouve en-dessous de cette fenêtre (voir image suivante).



De nouveaux nombres apparaissent dans les 2 fenêtres qui étaient auparavant notées 0 ; si cela nous convient, confirmer par OK.



Voici le résultat final ! On notera que dans l'Historique, toutes les opérations effectuées sont notées (on peut donc toujours revenir en arrière), et qu'on n'a pas utilisé de calques jusqu'à présent (l'image est notée « Fond »). Dans le cas présent, il ne nous paraît pas nécessaire de corriger la netteté.

On peut donc maintenant sauver le travail réalisé.

ATTENTION : ne jamais écraser l'image originale !

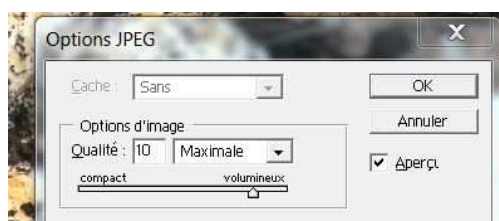
Dans la barre de Menu : Fichier → Enregistrer sous



La photo originale s'appelait « Photo1 », je vais appeler le résultat « Photo1bis » p.ex.

Nous conseillons d'enregistrer en jpg, et non dans le format de PS (.psd) qui est très volumineux.

La fenêtre suivante apparaît :



En principe, le programme propose par défaut l'option de qualité « moyenne » ; nous avons pris l'habitude de choisir l'option « maximale » de la petite fenêtre déroulante. D. Ghyselinck utilise la qualité 8 qui est généralement suffisante (bon compromis entre taille et qualité).

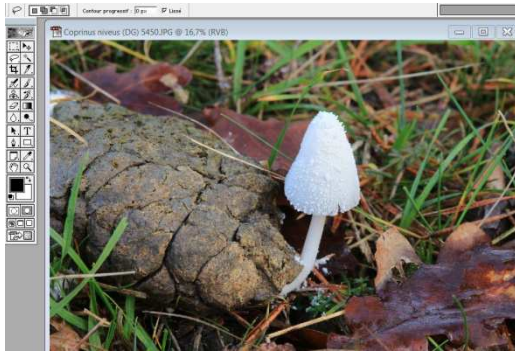
OK pour confirmer ; l'image est sauvée et on peut la fermer.

Il est toujours possible de la revoir en faisant :

Fichiers → Ouvrir les fichiers récents ... et la liste des images récemment utilisées apparaît ; un simple clic sur la photo choisie la fait réapparaître.

EXERCICE n° 2 : la couleur

Charger une nouvelle photo

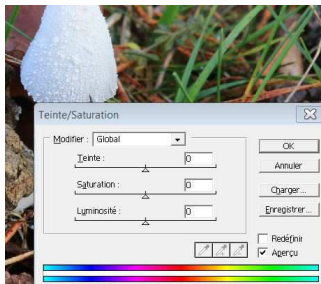


La photo semble correcte, mais un examen attentif laisse apparaître une dominante bleue sur la partie gauche du chapeau blanc ; cela est dû généralement au fait que la photo a été réalisée dans un endroit trop lumineux, voire même en plein soleil. Nous vous rappelons qu'une bonne photo de champignon est toujours beaucoup plus fidèle au niveau du rendu des couleurs, si elle a été réalisée à l'ombre.

Nous allons vérifier le niveau de saturation des bleus.

Dans la barre de Menu :

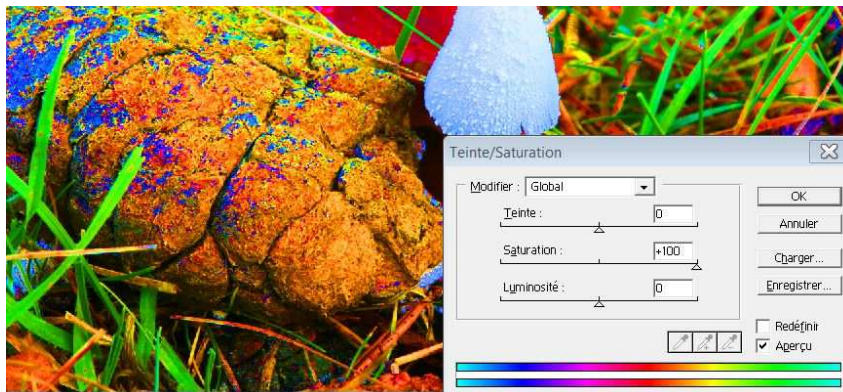
Image → Réglages → Teinte/Saturation



On obtient la fenêtre suivante, où un curseur nous intéresse particulièrement : celui de la saturation ; pour l'instant, il est positionné sur 0.

il faut absolument choisir **Bleus** dans la zone Modifier avant de saturer / désaturer, sinon toute l'image est désaturée. Et ensuite faire la même chose avec **Cyans**, car se sont ces deux couleurs qui sont généralement présentes dans les parties blanches quand le ciel est bleu.

Avec le pointeur de la souris, on va le faire glisser au maximum vers la droite (la petite fenêtre affiche +100) ; suite à cette action, toutes les zones saturées en bleu vont apparaître. ↓



Nous allons maintenant déplacer le curseur de saturation vers la G jusqu'à arriver à une valeur numérique de -35 (nombre déterminé par l'expérience et la pratique). Clic sur OK.

Voici le résultat, après une petite intervention au niveau de Luminosité/Contraste :



on pourrait bien évidemment recadrer l'image, comme vu précédemment, afin d'isoler le sujet et le mettre plus en évidence. Toutes les manipulations étudiées au long de cet exposé peuvent s'ajouter les unes aux autres, selon les besoins.

N.B. : il n'est pas difficile d'imaginer que toutes ces manipulations sont très chronophages, et qu'il s'avère impossible de les appliquer systématiquement à toutes les photos présentant l'un ou l'autre défaut (ces derniers dépendent beaucoup de l'habileté du photographe). On va donc les réserver à des images qui feront l'objet d'une publication sur un site de référence ou dans une revue mycologique.

EXERCICE n° 3 : symétrie et netteté

Charger une nouvelle photo



Constatations :

- le fond semble trop sombre,
 - l'image est mal cadrée,
 - le pied penché n'est pas très esthétique,
 - l'ornementation du pied comme celle du chapeau est floue
- il y a moyen de remédier à tout cela.



++ 1. REDRESSER LE PIED



Dans la barre d'outils, appuyer durant 2 secondes sur la pipette (ou clic droit) ; un menu de 3 lignes apparaît ; cliquer sur la **dernière option** appelée « **mesure** ».

La pipette est remplacée maintenant par une petite règle.

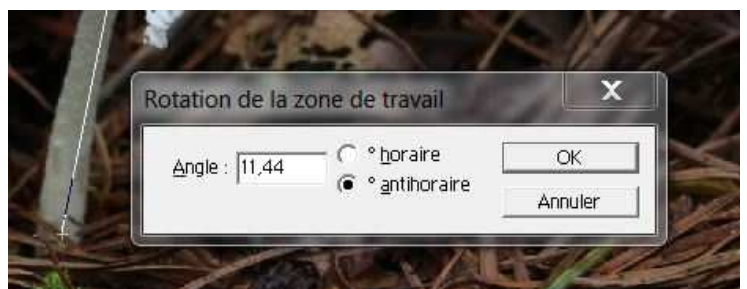
← Positionner la petite croix du curseur sur le dessus du pied ; maintenir le bouton gauche de la souris enfoncé, et tracer une ligne droite qui suit la direction du pied, comme sur l'image.

Ensuite, dans la barre

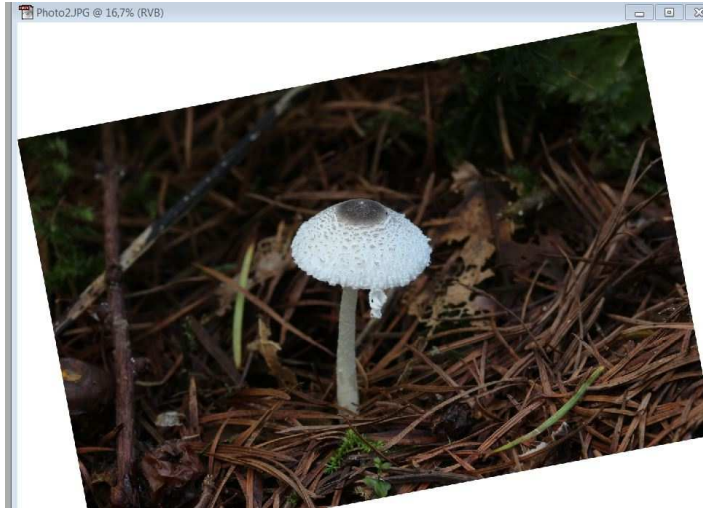
de menu : **Image → Rotation de la zone de travail → paramétrée** ... et on obtient le menu suivant →

Selon qu'on souhaite redresser le pied vers la gauche ou la droite, on coche « horaire » ou « antihoraire ». Photoshop calcule automatiquement l'angle ET le sens de rotation pour mettre en verticale la ligne qu'on a tracée (ou horizontale si la ligne était plutôt horizontale). Il ne faut donc en théorie rien changer...

Confirmer par OK



→ On obtient le résultat suivant ↓



On va ensuite appliquer les techniques utilisées dans l'exemple n° 1 (recadrage + luminosité/contraste), et suite à ces manipulations, nous obtenons cette nouvelle image →

Constatations : il reste un problème « majeur » au niveau du pied et du chapeau ... l'image est légèrement floue.

++ 2. SUPPRIMER LE FLOU (EN PARTIE...) = AMÉLIORER LA NETTETE

Un conseil : **toujours recadrer avant d'améliorer la netteté.**

1^{ÈRE} MÉTHODE

Dans la barre de Menu : **Filtre → Renforcement → Accentuation**



Dans le menu visible à l'écran, une petite main apparaît dans la fenêtre d'image :

- elle permet de se déplacer vers la zone à visualiser,
- modifier les nombres par défaut : 50 → 80 et 1 → 1,5 (D. Ghyselinck préconise 60 et 1,3 car après, on commence à trop accentuer le grain)
- dans la fenêtre d'image, appuyer sur le bouton G de la souris puis relâcher : cela permet de visualiser l'amélioration apportée
- OK pour confirmer

On constate une nette amélioration, notamment au niveau du pied, par rapport à la photo originale.

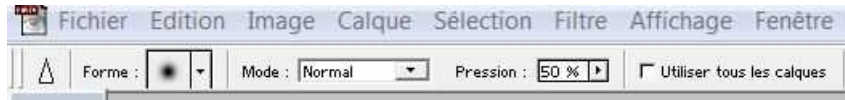
2^{ÈME} MÉTHODE

Avec la roulette (ou Ctrl +), nous avons agrandi l'image.

Dans la liste des Outils, se positionner sur la Goutte d'eau ; appuyer durant 2 secondes et un petit menu apparaît : cliquer sur Netteté



La Goutte d'eau s'est transformée en un Triangle et la barre d'Options s'est modifiée comme suit :



Cliquer sur le point flou qui se trouve à droite de 'Forme' ; un menu apparaît.

Dans 'Diamètre', indiquer 200 (ou plus ou moins : notre idée est d'avoir un cercle qui corresponde +/- à la largeur du pied).

Dans 'Dureté', indiquer 10.

Effectuer des A/R sur le chapeau, en cercles concentriques (touche G de la souris enfoncée puis relâchée à chaque passage).

Effectuer des A/R verticaux sur le pied (touche G de la souris enfoncée puis relâchée à chaque passage).

Faire cela jusqu'à obtention d'un résultat visible.

← Résultat obtenu : cela correspond au résultat obtenu avec la 1^{ère} méthode.

Il est intéressant de noter que le programme bénéficie d'une masse de raccourcis, mais pas faciles à mémoriser si on ne les utilise pas à longueur de journée ; les Outils ont tous une lettre qui leur est attribuée et qui permet d'appeler directement l'Outil choisi ; p.ex. : C = recadrer – V = déplacement – L = lassoetc Tout cela permet de gagner du temps dans les manipulations.

EXERCICE n° 4 : Réparation

Charger une nouvelle photo

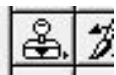


Cette photo de *Rhodocybe popinalis* s'avère très intéressante, mais est gâchée par la présence d'une fissure importante au centre du chapeau.

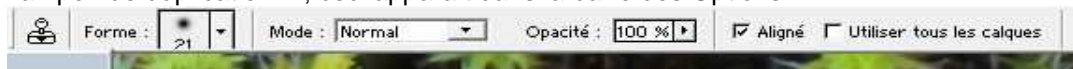
Il est possible d'y remédier assez facilement.

D'abord, agrandir fortement l'image (si la partie concernée sort de l'écran → appuyer sur la touche d'espacement puis appuyer sur la touche G de la souris → une petite main apparaît

et permet de déplacer l'image à notre guise).

1^{ÈRE} MÉTHODE

Dans la barre des Outils, sélectionner Tampon ; appuyer 2 secondes et Clic sur « Outil Tampon de duplication » ; ceci apparaît dans la barre des Options



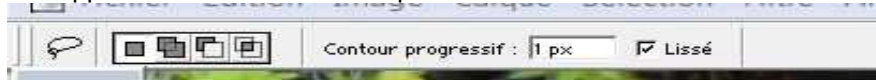
Nous allons porter le nombre à 100 à côté de « Forme ».

- Déplacer avec la souris le cercle sur la zone choisie pour dupliquer
- Faire Alt + Clic (cela sélectionne ce qui est compris dans le petit cercle)
- Relâcher le clic et passer sur l'autre image avec la souris
- Clic à nouveau, maintenir et déplacer le cercle sur la zone à corriger, pour remplir toute la fissure noire par un mouvement de balayage → c'est fini !



2^{ÈME} MÉTHODE

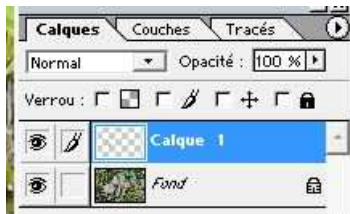
Dans la barre des Outils, sélectionner Lasso ; appuyer 2 secondes et Clic sur « Lasso » ; ceci apparaît dans la barre des Options :



- +++ Dans la fenêtre, à côté de Contour progressif : inscrire 20 px
- +++ A l'aide du lasso, dessiner une zone suffisamment grande pour couvrir la zone à masquer
- +++ Faire Ctrl C (ou Edition → Copier)
- +++ Déplacer la zone sélectionnée à l'aide la souris sur la zone à couvrir
- +++ Faire Ctrl V (ou Edition → Coller)
- +++ C'est fini : la zone défectueuse est masquée



Explication : la zone sélectionnée puis copiée fait l'objet d'un calque, qui va être posé au bon endroit sur l'image originale (appelée « fond »).



← C'est visible dans la fenêtre des Calques, où on retrouve l'image de Fond et le Calque qui a été créé.

Suite à une mauvaise manipulation, on peut créer des calques intempéstifs ; pour les supprimer, il suffit de positionner la flèche de la souris sur le calque, et de faire un clic D : → Supprimer ce calque → confirmer par « oui »

ATTENTION ! pour l'instant, nous disposons de 2 images différentes, même si elles semblent n'en former qu'une seule.

MANIPULATION OBLIGATOIRE :

Dans la barre de Menu : **Calque → Aplatis l'image** → c'est le moment de sauvegarder l'image (sous un nom différent de l'original) Fichier → Enregistrer sous...

EXERCICE n° 5 : Fusionner deux photos

Charger les deux photos ; elles sont empilées ; pour les voir côte à côte, faire : **Fenêtre → Juxtaper**



On obtient ceci ↑.

C'est une astuce à utiliser quand on ne trouve qu'un seul exemplaire d'une espèce.

Il faut penser dès le départ à préparer la fusion en réalisant la 1^{ère} photo avec le sujet vers la gauche, et la seconde avec le sujet vers la droite, en respectant la même distance de prise de vue (ne pas déplacer le pied). Objectif : placer le champignon de G à côté de celui de D.

1^{ÈRE} MÉTHODE

Dans la barre des Outils, sélectionner Rectangle de sélection ; avec la souris (clic G), dessiner un rectangle assez serré autour du champignon de gauche : un pointillé mobile apparaît.

- +++ Copier la sélection avec Ctrl C (ou Edition → Copier)
- +++ Déplacer le pointeur de la souris sur l'autre photo
- +++ Faire Ctrl V (ou Edition → Coller)

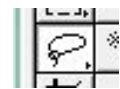


- +++ ↑ les 2 images se trouvent dans le même champ, mais sont mal positionnées
- +++ taper V pour retrouver le pointeur de Déplacement
- +++ déplacer l'image apportée à l'endroit le plus judicieux ↑
- +++ Calque → Aplatis l'image → Fichier → Enregistrer sous ...

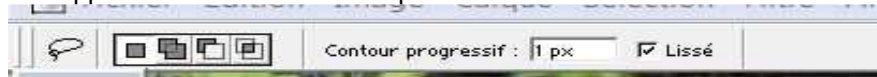


Un problème majeur à nos yeux : la zone de contact entre les deux images est bien différenciée et ne résiste pas à un examen attentif : on voit 2 lignes de séparation, et les esprits chagrins vous diront que l'image est « trafiquée ».

2^{ÈME} MÉTHODE (c'est celle qui a déjà été vue dans l'exercice n°5)



Dans la barre des Outils, sélectionner Lasso ; appuyer 2 secondes et Clic sur « Lasso » ; ceci apparaît dans la barre des Options :



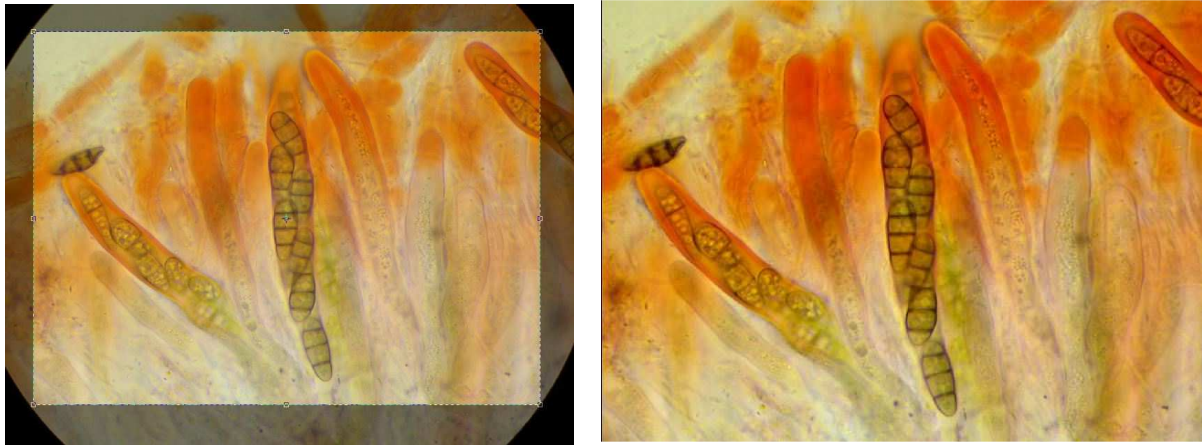
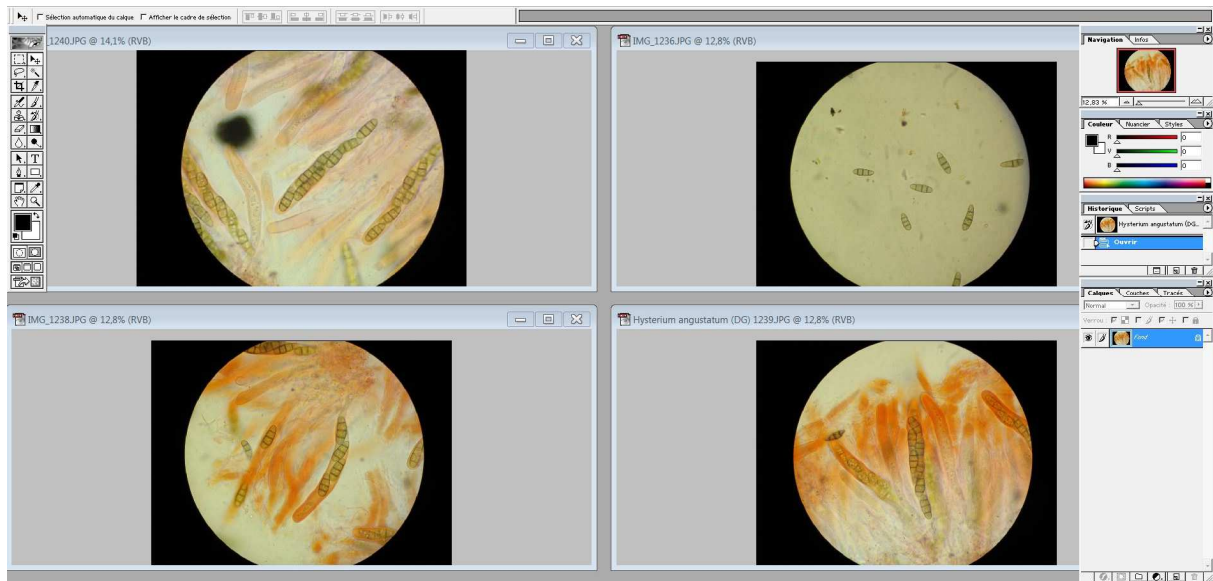
- +++ Dans la fenêtre, à côté de Contour progressif : inscrire 20 px
- +++ A l'aide du lasso, dessiner une zone suffisamment grande autour du champignon
- +++ Faire Ctrl C (ou Edition → Copier)
- +++ Déplacer le curseur de la souris sur l'autre photo
- +++ Faire Ctrl V (ou Edition → Coller)
- +++ Les 2 images se trouvent dans le même champ, mais sont mal positionnées
- +++ Taper V pour retrouver le pointeur de Déplacement
- +++ déplacer l'image apportée à l'endroit le plus judicieux pour le fondu des couleurs et formes
- +++ Calque → Aplatis l'image → Fichier → Enregistrer sous...



Il est quasi impossible de voir la zone de jonction entre les deux images → résultat excellent, à préférer à la 1^{ère} méthode.

EXERCICE n° 6 : Fusionner des extraits de plusieurs photos Ce travail reprend toutes les manipulations acquises

Charger les 4 photos dans lesquelles nous allons prélever des éléments.



Nous allons utiliser comme fond celle du bas à droite.

+++ ↑ D'abord, utiliser l'outil de Recadrage, afin d'éliminer toute la zone circulaire noire.

+++ Double clic au centre de l'image pour la définir

+++ Image → Réglage → Luminosité/Contraste, afin de la contraster un peu plus. Résultat ↑ et l'enregistrer

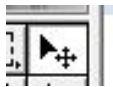
Ouvrir en parallèle la 1^{ère} au-dessus à gauche et la nouvelle photo de fond.

+++ Fenêtre → Juxtaposer

+++ Outil Mesures → tracer la ligne → Image → Rotation de la zone de Travail → Paramétrée → anti-horaire → OK → Rectangle de sélection → Ctrl C

+++ Passer sur l'image de droite avec la souris et Ctrl V

+++ Le calque réalisé est maintenant situé sur le fond choisi



+++ Il reste à le positionner à l'endroit choisi à l'aide de l'outil de déplacement

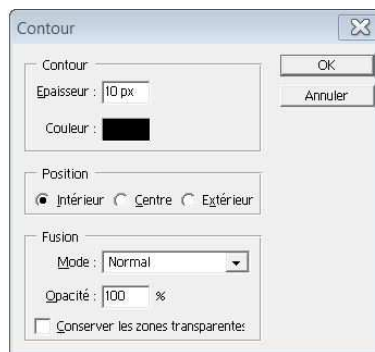
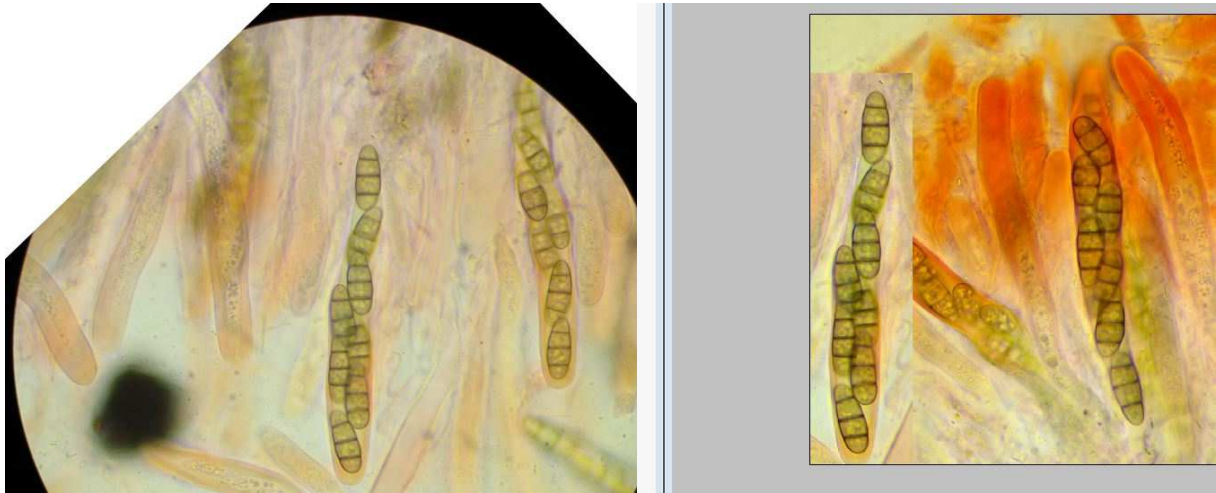
+++ Image → Réglage → Luminosité/Contraste, afin de contraster un peu plus ce nouveau calque

Voir à la page suivante où nous en sommes, après toutes ces manipulations ...

Il reste maintenant à embellir l'image obtenue, et poser un cadre sur l'insert p.ex.

+++ Placer le pointeur sur la zone à encadrer

+++ Dans la barre de Menu : Edition → Contour → choisir les paramètres adéquats (voir page suivante)



+++ Choisir une épaisseur de trait adéquate (10 px p.ex.)

+++ Possibilité de modifier la couleur du trait

+++ Cocher la position choisie pour le trait (intérieur ou extérieur)

+++ Edition → Image → Transformation manuelle (si on veut agrandir ou rapetisser l'image

insérée)

+++ Calque → Aplatis l'image puis Fichier → Enregistrer sous



Voici le résultat final ... Bon travail et bon courage !

ADDENDUM

INSÉRER DU TEXTE

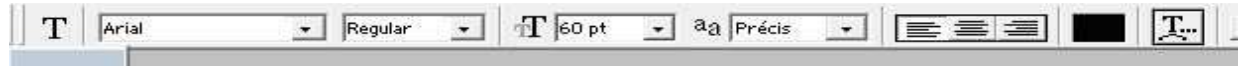


+++ Choisir l'outil T pour insérer du texte

→ Positionner la zone d'écriture à l'aide de la souris



+++ Dans la barre des options, définir la police choisie, la taille, la couleur



et puis taper le texte



→ Clic sur Déplacement pour fixer le texte

+++ Calque → Aplatir l'image puis Fichier → Enregistrer sous

INSÉRER UNE FLÈCHE



+++ Dans la barre des Outils, sélectionner Trait ; ceci apparaît dans la barre des Options :

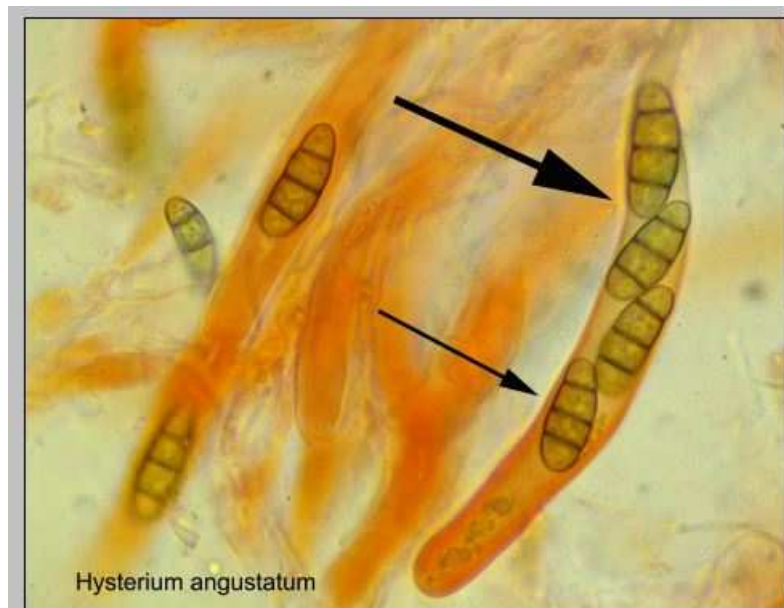


+++ Clic sur le menu déroulant qui se trouve à droite de la ↑ tache, et cocher « début » ; on peut aussi y modifier l'épaisseur et la longueur de la pointe de flèche.

+++ Dans Epaisseur, j'ai noté 10 px, et puis 20 px (flèche du dessus dans l'image) → vous verrez sur l'exemple fini ce que cela donne comme résultat

+++ Clic sur Déplacement pour déplacer la flèche

+++ Calque – Aplatir l'image va fixer le tout à la place choisie



Vous devez être conscient que la bonne maîtrise de ce programme n'est pas réservée à une élite : elle est accessible à chacun ! MAIS il faut pratiquer souvent, rester logique, et s'obliger à des exercices fréquents pour ne pas perdre la main.

Après la période d'apprentissage, vous pourrez vous intéresser de près aux raccourcis qui permettent de brûler les étapes et évitent un tas de clics (ils sont indiqués entre parenthèses à côté du nom de l'outil p. ex.), et tenter de les mémoriser ... mais pour nous, cela ne s'avère indispensable que si on utilise ce programme continuellement.

DES CONSEILS PRATIQUES

Lorsque vous commettez une erreur, rappelez-vous que **Ctrl Z** permet de reculer d'un pas et que la touche **Esc** est souvent la bienvenue.

Lorsque vous utilisez des calques, il est impératif de faire **Calque → Aplatir l'image**, avant de sauvegarder.

Lorsque vous sauvegardez une image, toujours utiliser **Fichier → Enregistrer sous** un autre nom, afin de conserver le fichier original.

Si vous êtes « perdu », vous avez toujours la possibilité de supprimer le **Calque** qui ne convient pas (avec un clic D sur ce dernier) ou de faire marche arrière dans la fenêtre d'**Historique**.

Nous publions un bulletin annuel de 72 pages, en format A4.

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

La cotisation pour 2015 est de 13,- € ; en 2016, elle passera à 15 €.

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 désormais impossible d'encaisser des chèques français.

Il est encore possible d'acquérir les anciens bulletins :

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

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

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

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

Le bulletin 2012/05 compte 76 pages (10 €)

Le bulletin 2012/06 compte 72 pages (10 €)

Le bulletin 2012/07 compte 72 pages (10 €)

- *Si vous les recevez de main à main (lors d'un congrès ou autre activité), ils vous coûteront le prix indiqué ci-dessus.*
- *Pour tous les autres cas de figure, il faudra ajouter les frais postaux nationaux ou internationaux*

Vous avez aussi la possibilité de faire l'acquisition de plusieurs fascicules consacrés à la microscopie, qui ont été publiés à l'occasion des séminaires organisés en mars 2012 et mars 2014. Ils sont abondamment illustrés de photos en couleurs et imprimés sur papier glacé de 140 g.

Tome I (microscopie générale et mycologie, 198 pages, coût 40 €)

Tome II (microscopie générale, 168 pages, coût 35 €)

Tome III (microscopie des champignons, suite du tome I, 136 pages, coût 30 €)

Pour tous renseignements, voir notre site.

- *Si vous les recevez de main à main (lors d'un congrès ou autre activité), ils vous coûteront le prix indiqué ci-dessus.*
- *Pour tous les autres cas de figure, il faudra ajouter les frais postaux nationaux ou internationaux*

Éditeur responsable : A.M.F.B. (Association des Mycologues Francophones de Belgique)
Rédacteur en chef : Marcel Lecomte
Publié le 15 juillet 2015