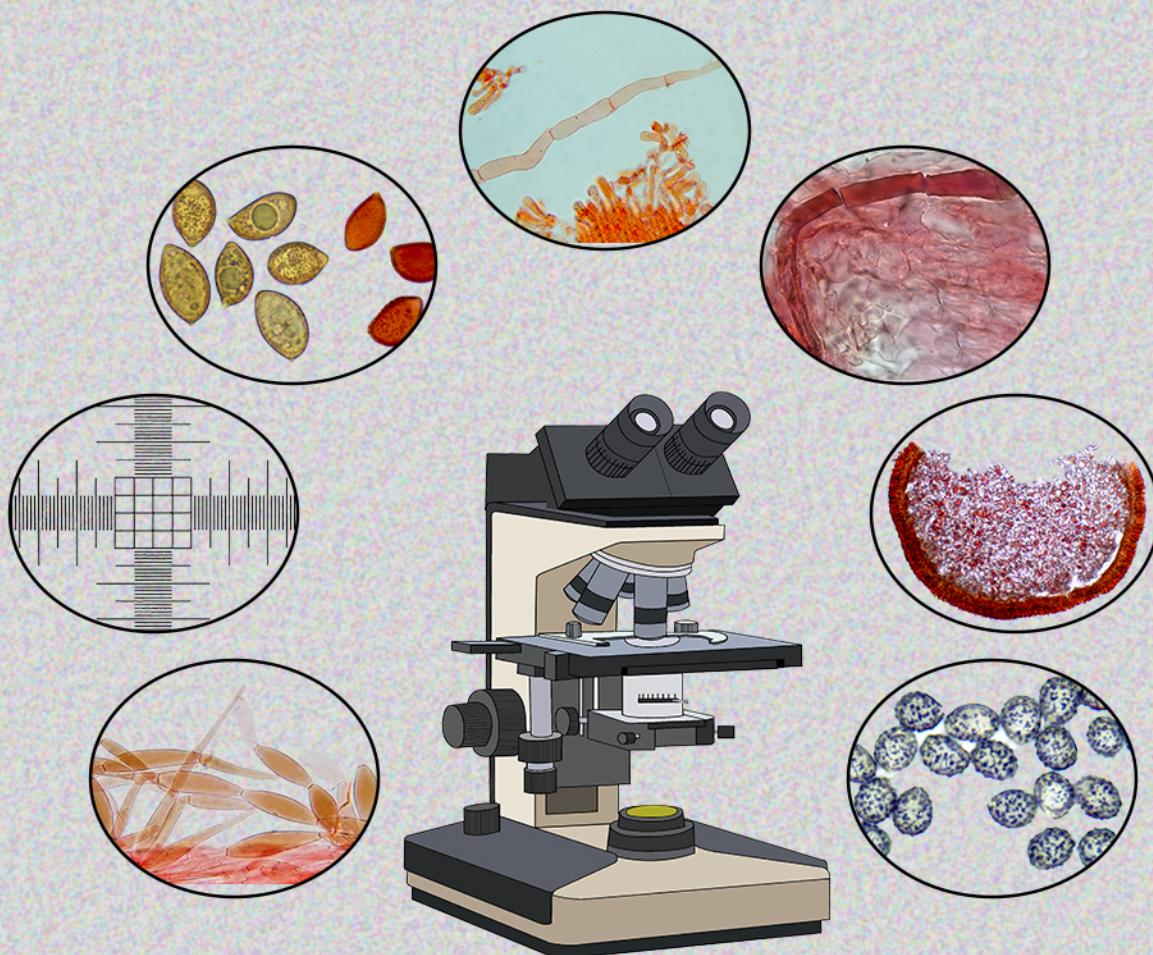
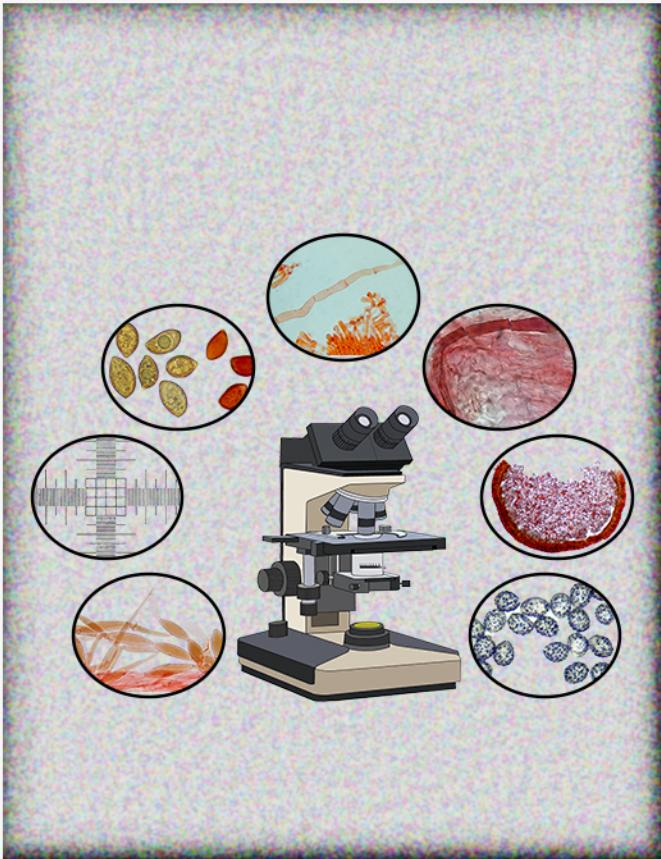


Guy Fortin, Herman Lambert, Roland Labbé

La microscopie des hyménomycètes



Première édition
Mai 2025



1^{re} édition : mai 2025

ISBN 978-2-9819047-3-7

Dépôt légal - 2025

Bibliothèque et Archives nationales du Québec

CRÉDITS PHOTOGRAPHIQUES

Nos remerciements à Jacqueline Labrecque et Jean-Marie Pirlot pour la permission d'utiliser leurs photos ou croquis

- Jacqueline Labrecque : Fig. 12-14
- Jean-Marie Pirlot : Fig. 8-4, 8-5a, 8-6

© MycoQuébec 2025
1313, rue Louis-Francoeur
Québec (Québec) G1Y 1N7
Canada

Avant-propos

Les auteurs ont préparé ce recueil dans le but de partager leurs connaissances et expériences accumulées pendant plusieurs années en microscopie des champignons.

Couvrant de la préparation du fongarium, au choix du matériel et aux techniques d'observation, ce recueil inclut aussi la théorie qui permet de bien comprendre et interpréter les observations des hyménomycètes au microscope.

Le format choisi permet de consulter ce document sur un téléphone intelligent, une tablette électronique ou un ordinateur de bureau.

En vous souhaitant bonne lecture et bonne microscopie,

Guy Fortin

Herman Lambert

Roland Labbé



Table des matières

1. INTRODUCTION	11
2. LE FONGARIUM.....	13
2.1 Introduction	13
2.2 La récolte	13
2.3 La sporée	15
2.4 La fiche de récolte	17
2.5 La base de données	19
2.5.1 Sous forme de répertoires	19
2.5.2 Dans un tableur électronique	19
2.6 Les photographies de laboratoire.....	20
2.7 Préparation des exsiccatums et de la sporée	22
2.8. Sauvegarde des exsiccatums et de la sporée.....	24
2.9 Conclusion.....	25
3. LA LOUPE BINOCULAIRE ET LE MICROSCOPE	26
3.1 Introduction	26
3.2 La loupe binoculaire ou stéréomicroscope	26
3.2.1 Présentation	27
3.2.2 Composantes	27

3.2.3 Notions de base	28
3.2.4 Utilisation :	29
3.3 Le microscope.....	30
3.3.1 Présentation	31
3.3.2 Composantes	31
3.3.3 Notions de base	33
3.3.4 Utilisation	34
3.3.5 Entretien.....	35
3.3.6 Ajustement de la position du condensateur	35
4. LE MATÉRIEL.....	38
4.1 Introduction	38
4.2 Le matériel de base	38
4.3 Les milieux d'observation et de montage et les ramollisseurs	39
4.3.1 Ammoniaque (NH ₄ OH)	39
4.3.2 Hydroxyde de sodium (NaOH) et Hydroxyde de potassium (KOH)	40
4.3.3 Glycérol ou Glycérine	40
4.3.4 Glycérol-hydroxyde de sodium	40
4.3.5 Lactoglycérol	41
4.3.6 GDS (Glycérine, Diméthyl sulfoxyde, Hydroxyde de Sodium)	41
4.3.7 Le ramollisseur de Clémenton	42
4.3.8 Eau	42
4.3.9 Eau saline.....	42
4.3.10 Eau glycérinée.....	42
4.3.11 Réactif de Melzer	43
4.4 Les colorants.....	43
4.4.1 Rouge Congo ammoniacal	44
4.4.2 Rouge Congo SDS	44
4.3.3 Phloxine B et Éosine Y	45

4.4.4 Bleu coton lactique (bleu de méthyle lactique)	46
4.4.5 Bleu de crésy et bleu de toluidine.....	46
4.4.6 Bleu patenté V	47
4.4.7 Réactifs sulfo-aldéhydiques	47
5. TRAVAIL SUR DU MATÉRIEL FRAIS OU SUR DES EXSICCATUMS.....	49
5.1 Introduction	49
5.2 Les coupes.....	49
5.2.1 Les coupes du chapeau et du pied.....	49
5.2.2 Les scalps	51
5.2.3 Les coupes d'une lame	52
(Fig. 5-4)	52
5.3 Préparation des spécimens pour observation	53
5.3.1 Ramollissement et regonflement des exsiccatums	53
5.3.2 Coupes et coloration des spécimens	54
5.4 Les techniques	55
5.4.1 La dilacération.....	55
5.4.2 L'écrasement.....	55
5.4.3 La percussion.	56
5.4.4 Élimination des bulles d'air.....	56
5.4.5 Le mouvement brownien.	56
6.4.6 Le mouvement de convection.....	56
6. LES MESURES.....	57
6.1 Introduction	57
6.2 Notions de base	57
6.2.1 Le Système international d'unités (SI)	57
Conversion de Microns à Millimètres	58
6.2.2 Le pixel.....	58

6.2.3 Définition et résolution en photographie	58
6.2.4 La résolution minimale de ses photographies	59
6.2.5 La lame micrométrique ou micromètre objet	59
6.3 Les mesures avec un oculaire micrométrique	61
6.3.1 Introduction	61
6.3.2 La règle graduée de l'oculaire micrométrique	61
6.3.3 La lame micrométrique	61
6.3.4 Étalonnage	62
6.4 Les mesures avec un appareil photo et un logiciel de traitement de l'image	64
6.4.1 Introduction	64
6.4.2 Étalonnage des objectifs	64
6.4.2.1 Prise d'une photo de la lame micrométrique avec chaque objectif	64
6.4.2.2 Fabrication d'un tableau de correspondance pixels/micromètres	65
7. LES SPORES	68
7.1 Généralités.....	68
7.2 Structure de la paroi	68
7.2.1 L'eusporium.	69
7.2.2 Le myxosporium.	69
7.2.3 Structure de la paroi sporale selon la présence ou l'absence d'ornementations	71
7.2.4 Résistance au KOH.....	72
7.2.5 Résistance à la déshydratation et aux rayonnements UV	73
7.2.6 Particularités	74
7.2.6.1 La ligne de Becke	74
7.2.6.2 Fragilité mécanique du myxosporium.....	75
7.2.7 Les septums.....	75

7.3 La forme.....	76
7.4 Les ornementations	77
7.5 Les annexes	77
7.6 Le contenu	78
7.7 La coloration.....	80
7.8 La réactivité aux colorants	81
7.8.1 La réaction au Melzer.....	81
7.8.2 La réaction au bleu coton, bleu lactique ou bleu de méthylène .	83
7.8.3 La réaction au bleu de crésyl	83
7.8.4 La réaction au rouge Congo, ammoniacal ou SDS	84
7.9 Les mesures.....	84
7.9.1 La longueur et la largeur	84
7.9.2 Le Q sporal (quotient sporal)	85
7.9.3 Le volume sporal (V).....	86
7.10 La formulation.....	86
7.11 Les schémas et les photographies.....	88
7.11.1 Les spores de formes habituelles et particulières	88
7.11.2 Les spores ornementées et de morphologies typiques	89
7.11.3 Photographies de spores communes	92
8. LES HYPHES	94
8.1 Les hyphes indifférenciées.....	94
8.2 Les hyphes différenciées non sécrétrices.....	94
8.2.1 La sclérification (les hyphes sclérifiées)	94
8.2.1.1 Les hyphes squelettiques	94
8.2.1.2 Les hyphes ligatives.....	95
8.2.1.3 Les hyphes de support	95

8.2.2 Le stockage (les hyphes de stockage)	95
8.2.3 La turgescence (les hyphes physaloïdes)	96
8.2.3.1 Les acrophysalides	96
8.2.3.2 Les sphérocytes	96
8.2.3.3 Les sphérocystes	97
8.2.4 La gélification	97
8.2.5 L'endosécrétion	97
8.3 Les hyphes différencierées sécrétrices	98
8.3.1 Introduction	98
8.3.1.1 La terminologie conventionnelle	98
8.3.1.2 La terminologie moderne proposée par Cléménçon (2012).99	99
8.3.2 Les hyphes hydroplères	101
8.3.3 Les hyphes hétéroplères	101
8.3.4 Les hyphes thromboplères	102
8.4 Tableau récapitulatif.....	103
9. LES SEPTUMS.....	111
9.1 Introduction	111
9.2 Types de septum	112
9.2.1 Les septums des zygomycètes	112
9.2.2 Les septums des ascomycètes.....	112
9.2.3 Les septums des basidiomycètes	112
9.3 Le dolipore	113
10. LES BOUCLES OU ANSES D'ANASTOMOSE	116
10.1 Introduction.....	116
10.2 Fonctions des boucles.....	116
10.3 Le développement des boucles	116

10.3 Les types de boucles	118
11. LES PIGMENTS FONGIQUES	121
11.1 Introduction.....	121
11.2 Les pigments vacuolaires	123
11.3 Les pigments cytoplasmiques ou protoplasmiques	124
11.4 Les pigments intrapariétaux.....	125
11.5 Les pigments épipariétaux ou pigments incrustants.....	126
11.6 Les pigments interhyphiques ou tramaux (intercellulaires)	127
11.7 Les nécropigments.....	127
12. L'HYMÉNIUM	128
12.1 Introduction.....	128
12.2 La face lamellaire.....	128
12.3 L'arête lamellaire.....	128
12.4 Les basides	129
12.4.1 Présentation	129
12.4.2 Développement	130
12.4.3 Types de baside	131
12.4.3.1 Holobasides	131
12.4.3.2 Phragmobasides	132
12.4.4 Terminologie appliquée aux basides	135
12.4.4.1 la probaside :	135
12.4.4.2 la métabaside :	136
12.4.4.3 le stérigmate :	136
12.4.4.4 le protostérigmate :	136
12.4.5 Exemples de basides types	136

12.5 Les cystides.....	138
12.5.1 Généralités	138
12.5.2 Terminologie appliquée aux cystides	139
12.5.2.1 Terminologie topographique	139
12.5.2.2 Terminologie morphologique	140
12.5.3 Classification et catégories de cystides	140
12.5.3.1 Les cystides.....	141
12.5.3.2 Les pseudocystides.	142
12.5.3.3 Les hyphidies.	142
12.5.4 Tableau récapitulatif de la classification morphologique des cystides.	143
12.5.5 Schémas morphologiques des cystides	144
12.5.6 Exemples typiques de cystides de genres lamellés	144
12.5.7 Les poils	145
12.5.8 Les soies	146
13. LA TRAME LAMELLAIRE	147
13.1 Introduction.....	147
13.2 Description des 12 types de trames lamellaires.....	150
13.2.1 Trame irrégulière.....	150
13.2.2 Trames cellulaire ou sous-cellulaire.	151
13.2.3 Trame entremêlée (intermixed).	152
13.2.4 Trame bidirectionnelle.....	152
13.2.5 Trame sous-régulième.....	153
13.2.6 Trame régulième.....	154
13.2.7 Trame divergente.....	154
13.2.8 Trame pachypodiale.....	155
13.2.9 Trame physalo-irrégulième.....	156
13.2.10 Trame trabéculaire.....	156
13.2.11 Trame bilatérale.	157
13.2.12 Trame inversée.	158

13.3 Tableau récapitulatif des schémas	159
13.4 Tableaux récapitulatifs des photographies.....	160
14. LES COUCHES CORTICALES DES HYMÉNOMYCÈTES.....	162
14.1 Introduction.....	162
14.2 La terminologie topographique	162
14.3 La terminologie morphologique	164
14.4 Diagrammes schématiques et photos micrographiques de l'architecture des pellis	166
15. GLOSSAIRE.....	174
16. RÉFÉRENCES	186

1. Introduction

L'étude des champignons supérieurs en microscopie optique est un complément, souvent indispensable, pour arriver à une détermination. Ce document se veut une introduction à cette étude.

Les basidiomycètes sont des champignons qui produisent leurs spores à partir de basides. Parmi ceux-ci, les hyménomycètes sont ceux qui exposent leur hyménium à l'air libre lorsqu'ils sont rendus à maturité. Ils regroupent les croûtes (Crust fungi), les champignons massue (Club fungi), les chanterelles, les hydnes (Spine fungi), les polypores (Bracket fungi), les champignons gélatineux (Jelly fungi), les lamellaires (agarics) et les bolets, et représentent environ 11 % de tous les champignons décrits. Nous limiterons notre présentation à l'étude des hyménomycètes ([Fig. 1-1](#)).

Nous aborderons successivement, la création d'un fongarium, la description du microscope et son utilisation, l'équipement indispensable (lames, réactifs, colorants, etc.), le travail sur du matériel frais et sur des exsiccataums, et les mesures. Ensuite les différentes structures à observer seront présentées : les spores, les hyphes, les boucles, les pigments, l'hyménium (lame, basides, cystides, trame, etc.) et enfin, les couches corticales.

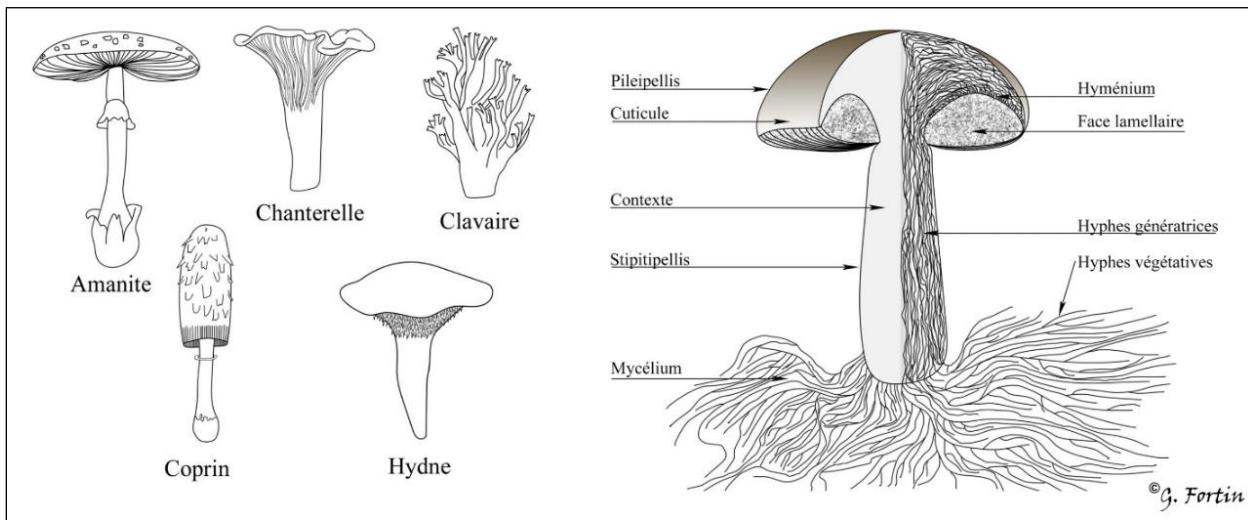


Fig. 1-1. À gauche, quelques exemples d'hyménomycètes. À droite, un hyméno-mycète typique.

2. Le fongarium

2.1 Introduction

Le fongarium est, par définition, une collection de spécimens séchés de champignons classés par espèce, provenance et époque (GDT*).

Pour le mycologue, il s'agit d'un ensemble d'éléments comprenant une base de données, une sporée et des exsiccataums.

Le travail du mycologue commence par la récolte des spécimens, suivie de l'obtention d'une sporée, de la rédaction d'une fiche de récolte, de la photographie des spécimens, de leur conservation et enfin de leur étude en microscopie.

Les spécimens et la sporée seront conservés d'une façon appropriée décrite plus loin.

La fiche de récolte, les documents externes pertinents et les photographies macro- et microscopiques seront sauvegardés dans une base de données.

2.2 La récolte

La création d'un fongarium commence par la récolte des champignons. On en prélève idéalement plusieurs de la même espèce. On note immédiatement la date, le lieu, l'habitat, le substrat et on fait une brève description macroscopique des spécimens. Ceci permettra de remplir plus tard, avec plus de précision, la fiche de récolte. On fait aussi des photographies des champignons et de l'environnement ([Fig. 2-1](#)).

Pour obtenir des photos de qualité qui représentent bien la couleur et la texture des spécimens, il est nécessaire de contrôler la lumière ambiante surtout avec des champignons qui ont un chapeau et un pied. On ne photographie pas en pleine lumière sans utiliser un écran gris ou noir permettant de neutraliser les forts rayons du soleil

et souvent la teinte verte provenant du couvert forestier. Sans écran protecteur, le chapeau sera surexposé ou le pied sous-exposé. De plus, l'utilisation d'un réflecteur blanc ou d'un éclairage DEL à 5300 K permet d'équilibrer l'intensité lumineuse sur l'ensemble du champignon. Pour contrôler la profondeur de champ, il est préférable d'utiliser une petite ouverture de l'objectif (F8 et plus) et un trépied si le temps d'exposition dépasse 1/30 seconde.



Fig. 2-1. L'utilisation d'un écran pour contrôler la lumière qui arrive sur le chapeau, combiné à un ou plusieurs réflecteurs blancs (non visible sur les photos) permet d'équilibrer l'intensité lumineuse sur tout le champignon.

On prélève ensuite la totalité du champignon en étant attentif à bien recueillir la base du pied avec le mycélium, les rhizomorphes ou radicelles qui pourraient y être attachés.

La base des pieds des champignons doit être nettoyée sur le terrain, avec un pinceau souple, pour éviter que la terre et le sable présents sur la base du pied ne viennent souiller l'hyménium et les cuticules des champignons. Si nécessaire, on nettoiera l'ensemble du champignon plus tard au domicile lors de la description plus détaillée sur la fiche de récolte et de la prise de photographies intérieures (de laboratoire).

Les champignons doivent être séparés par collections et transportés dans des contenants individuels ; on ne combine pas des champignons de la même espèce récoltés dans des endroits différents. On peut envisager immédiatement l'obtention d'une sporée durant l'expédition en plaçant sur un acétate un ou deux chapeaux (pour les moyens et gros champignons) ou toute la collection pour les petits spécimens.

La récolte doit être rapportée au domicile le plus rapidement possible. ([Fig. 2-3](#))

2.3 La sporée

La sporée est un petit amas de spores récolté sous l'hyménium d'un spécimen frais qui sporule. Elle permet d'évaluer la couleur des spores et la réaction des spores à divers colorants ou réactifs comme l'amyloïdie, la dextrinoïdie, la cyanophilie, etc.

La sporée s'obtient en sectionnant le pied du champignon lamellé ou poré légèrement au-dessous du niveau de l'hyménium et en déposant le chapeau sur un support résistant qui ne s'effritera pas lorsqu'on voudra prélever un peu de spores pour étude, par exemple entre deux feuilles d'acétate (protège-feuille coupé en section). Dans le cas des autres champignons, tels les clavaires, craterelles, champignon gélatineux, on dépose le champignon entier entre deux acétates.

Pour sporuler, le spécimen doit être placé dans des conditions particulières de température et d'humidité qui permettent le déclenchement du mécanisme de catapulte qui provoque l'éjection des spores.

Une méthode consiste à placer le spécimen sur un acétate, dans un récipient plat quelconque, accompagné d'un papier absorbant légèrement imbibé d'eau et de le recouvrir avec un autre récipient ([Fig. 2-2](#)). On ne met pas de papier humide et ne couvre pas les chapeaux des bolets, les pores de ceux-ci sont de véritables éponges,

l'ajout d'humidité n'aidera pas la sporulation et entraînera une détérioration rapide du spécimen. Les hyménomycètes vont sporuler s'ils sont matures et bien humidifiés à la température ambiante.



Fig. 2-2. Préparation d'un spécimen pour la sporulation (l'utilisation de vaisselle de cuisine ou de plat à usage unique est facilitée lorsque les conjoints sont mycologues).

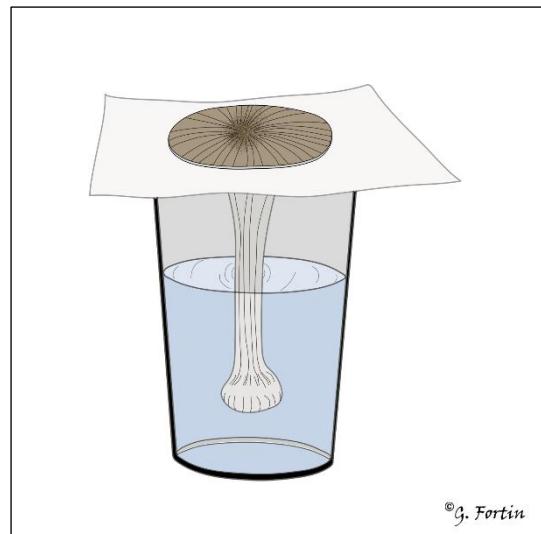


Fig. 2-3. Obtention de la sporée d'un petit champignon.

Si le spécimen est petit et risque de se déshydrater avant de sporuler, on garde le champignon entier dont on insère le pied dans une perforation qu'on a faite dans l'acétate. On place l'acétate sur un verre avec le pied baignant dans de l'eau ([Fig. 2-3](#)).

Après un certain temps, de quelques heures à 24 heures, on obtient habituellement une sporée utilisable pour étude qu'on laisse sécher avant de refermer le morceau d'acétate protège-feuille ([Fig. 2-4](#)).

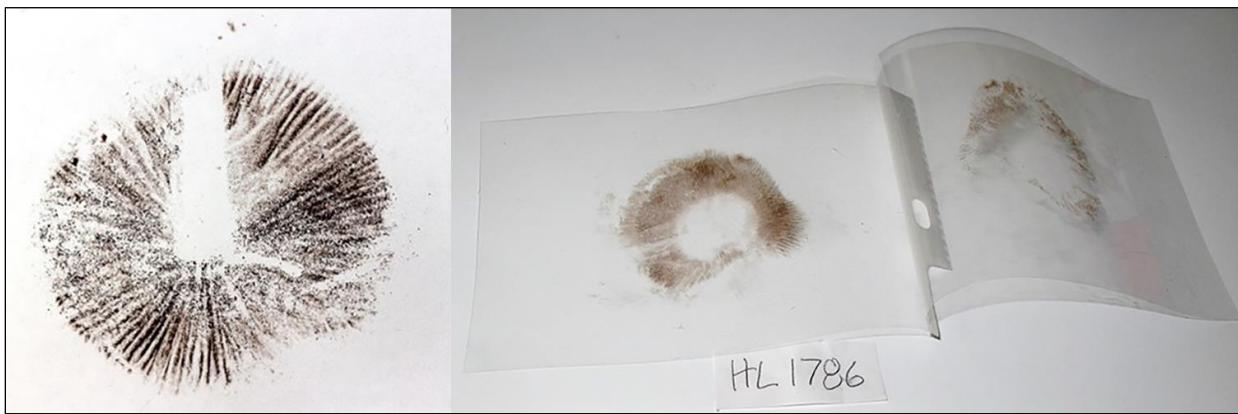


Fig. 2-4. Une sporée de *Panaeolina foeniseecii*.

2.4 La fiche de récolte

Il s'agit d'un document dans lequel sont consignées toutes les informations prises sur le terrain au moment de la récolte et qui sont pertinentes à la détermination du spécimen. Voir la [Fig. 2-5](#) pour deux exemples de fiche de récolte qui peuvent être sur papier ou électronique (ex. un document Word ou PDF inscriptible).

Fiche de récolte

Date

Récolteur :

No

Boisé :

- forêt : conifères feuillus mixte
 plantation bosquet plate-bande
 arbre (s) arbuste (s) _____
 plante (s) _____
 herbes forestières _____
- à découvert : lisière de forêt prairie champ pâturage
 jardin parc pelouse herbe vague
 bordures : sentier chemin rives
- milieux particuliers : sable brûlis
 marécage tourbière cultivé
- autre (s) : _____
- altitude : plaine subalpin alpin

Habitat

Précisions :

- bois : arbre _____
 vivant mort moussu carbonisé
 copeaux de bois enfoui état : _____
 localisation : _____
- sur : écorce débris ligneux débris végétaux
 sol : _____
- parmi litière : aiguilles feuilles _____
 sur algues mousses lichens _____
- sur excréments _____
 sur champignons _____
 autre (s) : _____

Précisions :

Sporée : Exsiccata : Photo (s) : nombre _____
 échelle _____

Informations utiles : changement _____
 odeur _____ cuticule _____
 saveur _____ autre (s) _____

Espèce : _____ Détermineur : _____

Fig. 2-5. Exemples de fiche de récolte.

2.5 La base de données

La base de données est l'ensemble organisé des informations relatives à notre collection de spécimens. Elle est généralement stockée électroniquement dans un système informatique sous forme de répertoires ou dans un tableur électronique (ex. Excel).

2.5.1 Sous forme de répertoires

Il s'agit de répertoires créés sur un ordinateur personnel. Chaque répertoire contient toutes les données relatives à un spécimen du fongarium. Ces données peuvent être classées dans des sous-répertoires dédiés à des informations particulières.

Exemple :

- Nom du répertoire (voir plus loin)
- Documents (fiche de récolte, lien Internet pertinent, documents pertinents, etc.)
- Macro (Photos prises sur le terrain et en laboratoire)
- Micro (Photos prises au microscope)

Le nom donné au répertoire est important parce qu'il doit permettre de retrouver rapidement un spécimen donné dans l'arborescence des répertoires.

Chacun peut choisir un nom qui lui convient, voici un exemple :

<u>Date</u>	<u>lieu</u>	<u>identification</u>	<u>numéro</u>
2000-08-01	Portneuf	<i>Infundibulicybe squamulosa</i>	GF-000

2.5.2 Dans un tableur électronique

La base donnée est créée à l'aide d'un tableur électronique (ex. : Excel) qui comporte au minimum pour chaque entrée :

- un numéro d'identification unique

- la date de la récolte
- le lieu de la récolte
- le nom de genre du spécimen
- le nom d'espèce du spécimen
- le nom vernaculaire du spécimen
- le nom du récolteur
- le nom de l'identificateur

La suite est formée de champs binaires (oui ou non)

- l'obtention d'une sporée
- la conservation d'un exsiccatum
- la conservation d'une fiche de récolte
- la prise de photographies macro
- la prise de photographies micro
- tout autre champ qui peut être utile

N.B. Avec un tableur, il faut quand même sauvegarder les documents et les photographies dans un répertoire dédié à chaque spécimen.

2.6 Les photographies de laboratoire

La photographie des spécimens frais est essentielle à un bon fongarium. Bien qu'une bonne photo prise sur le terrain soit utile pour identifier la collection, des photos en condition contrôlée de la lumière et avec une échelle graduée complètent la description des spécimens. Idéalement, on doit photographier plusieurs spécimens de la même collection à des âges et sous des angles différents, un montrant le chapeau, l'hyménium, un spécimen coupé radialement, etc.

Certains préfèrent voir une ombre sous les spécimens photographiés, d'autres s'efforcent d'éliminer toute ombre. Chacun y va selon ses goûts esthétiques pourvu que tous les détails

morphologiques des spécimens soient mis en évidence. Le fond des photos laboratoire ne doit pas être blanc ou coloré, idéalement un fond gris moyen (ex. carton gris 18 % neutre pour balance des blancs en photographie) ce qui permet un équilibre des intensités de couleur entre le fond de la photo et les spécimens. Idéalement, ces photos sont prises sous lumière naturelle près d'une fenêtre, au flash, ou avec un support lumineux à 5300 K.

On doit veiller à la couleur rendue par la photographie. Les couleurs affichées par notre moniteur doivent rendre les couleurs réelles des spécimens et pour cela, le moniteur doit être bien calibré en suivant les instructions du fabricant. On peut aussi afficher sur la photographie une charte de couleur comportant des zones noires, blanches et grises, ce qui permettra à chacun d'ajuster son moniteur. Un étalon de mesure et le numéro de fongarium doivent aussi être inclus sur la photographie de même que le numéro de collection du mycologue ([Fig. 2-6](#)).



Fig. 2-6. Photographie de *Panaeolina foenisecii* avec charte de couleurs et échelle graduée.

2.7 Préparation des exsiccataums et de la sporée

Une fois la fiche de récolte remplie et les photographies faites, il faut rapidement déshydrater les spécimens pour une conservation à long terme. Un spécimen déshydraté s'appelle un exsiccatum. Pour obtenir des exsiccataums, il faut placer les spécimens dans un déshydrateur et l'y laisser 24 à 36 heures à une température ne dépassant pas les 40 °C. Les petits spécimens sont séchés en entier, les moyens et gros champignons sont coupés longitudinalement en deux ou plusieurs morceaux pour ne pas dépasser 2 cm d'épaisseur, ceci pour s'assurer la déshydratation complète des spécimens, qu'ils soient petits ou charnus. Il existe plusieurs modèles de déshydrateur dans le commerce, certains très chers et d'autres plus abordables comme un simple déshydrateur à fruit ([Fig. 2-7](#)). Il est important de

vérifier la température produite par le déshydrateur à l'aide d'un thermomètre même si le déshydrateur est muni d'un thermostat.



© G. Fortin
2025

Environ \$400.00



Environ \$55.00

Fig. 2-7. Exemples de déshydrateur.

Si l'on fait déshydrater ensemble plusieurs spécimens d'espèces différentes, on doit isoler les spécimens l'un de l'autre en enfermant les spécimens dans des contenants perméables à la chaleur comme des filtres à café. Il faut prendre soin d'inscrire sur le contenant le numéro de fongarium ([Fig. 2-8](#)).



Fig. 2-8. Spécimens dans des filtres à café dans le déshydrateur. Le couvercle a été enlevé pour la photographie.

2.8. Sauvegarde des exsiccatums et de la sporée

Une fois les photographies et la fiche de récolte sauvegardées sur notre ordinateur, on rassemble les exsiccatums dans leur sachet de conservation et l'acéate sur lequel on a recueilli la sporée. On les insère ensuite dans un sac de plastique du genre Zyploc avec, si possible, un petit sachet de dessiccant. Il est très important d'inscrire le numéro de fongarium sur le sac de plastique.

Le sac de plastique bien identifié rejoint les autres spécimens préparés de la même façon dans un contenant solide approprié, à température constante, sans humidité et classé par ordre numérique pour faciliter la recherche plus tard ([Fig. 2-9](#)).



Fig. 2-9. Conservation des sporées et des exsiccatums.

Avec les documents électroniques conservés sur l'ordinateur, dont on fait régulièrement des copies de sauvegarde, ces sacs de plastique constituent un fongarium.

2.9 Conclusion

La description d'un fongarium qui précède se veut un guide. Maintenant qu'une méthode est connue, chacun créera son fongarium selon ses besoins et ses goûts, pourvu que les principes de base soient respectés. Il s'agit de rédiger une fiche de récolte, d'obtenir une sporée, de photographier ses spécimens, de faire des exsiccatums et de les conserver avec la sporée, sans oublier de conserver les photographies et la fiche de récolte dans des répertoires dédiés à chaque spécimen sur un ordinateur.

* GDT : Grand dictionnaire terminologique de l'Office québécois de la langue française.

3. La loupe binoculaire et le microscope

3.1 Introduction

Le microscope ([Fig. 3-2](#)) est l'instrument d'optique essentiel pour faire l'étude microscopique des champignons. Le stéréo-microscope ([Fig. 3-1](#)), sans être essentiel, s'avère très utile lors de la préparation des spécimens à observer sous le microscope. Ils seront présentés séparément.

3.2 La loupe binoculaire ou stéréomicroscope

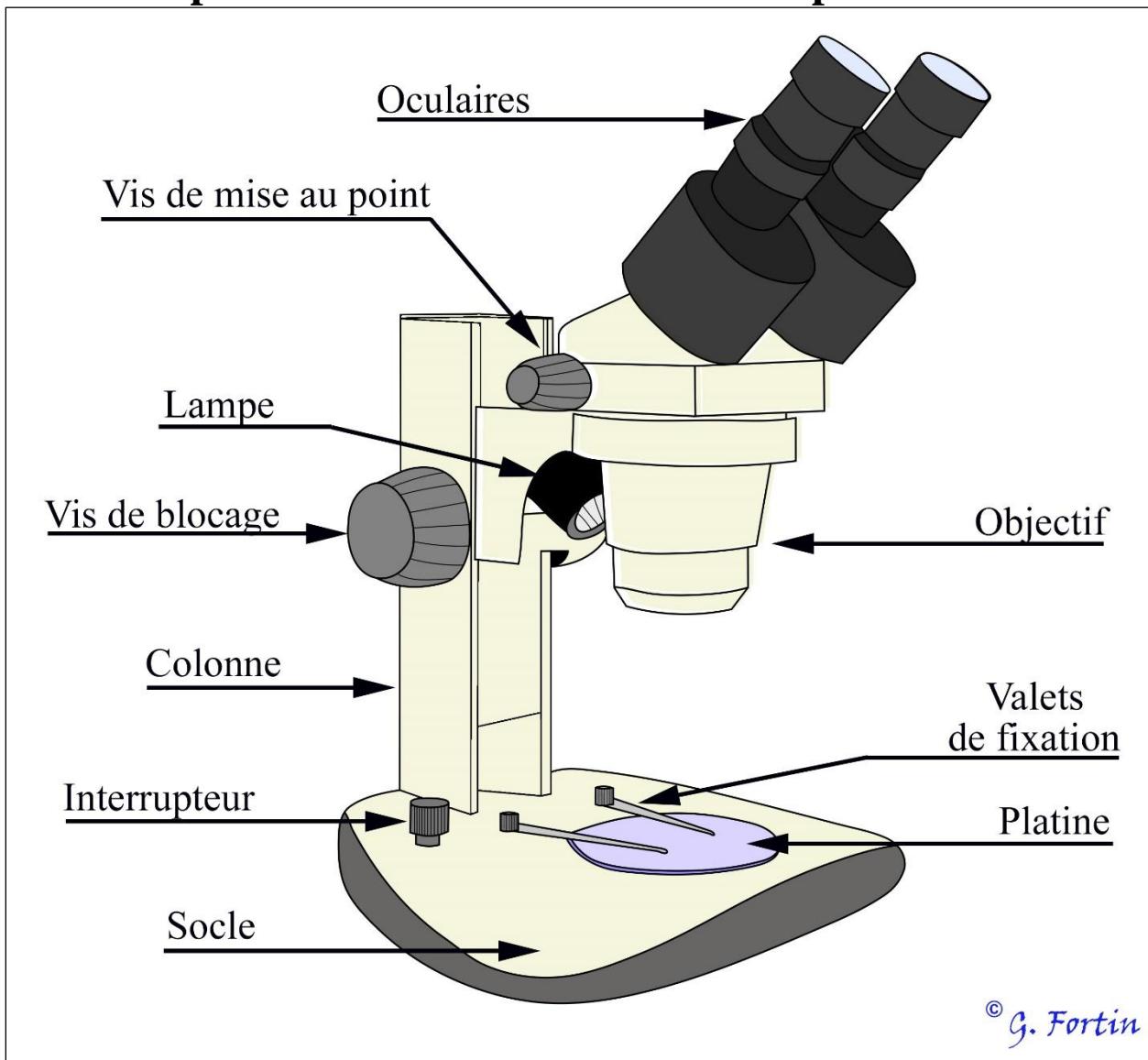


Fig. 3-1. Représentation d'une loupe binoculaire typique.

3.2.1 Présentation

La loupe binoculaire est un instrument optique conçu pour observer en relief de petits spécimens (section de lame, scalp sur le chapeau ou le pied, etc.). Elle possède deux systèmes optiques convergents, de grossissement égal, ce qui permet d'observer avec une impression de stéréoscopie.

Avec une loupe binoculaire, on observe en réflexion (éclairage épiscopique). La lumière projetée par une lampe située au-dessus de l'objet à observer est réfléchie par celui-ci, collectée par l'objectif et grossie par les oculaires.

Certaines loupes possèdent aussi un éclairage situé sous l'objet à observer (éclairage diascopique). Un spécimen transparent peut alors être observé par la lumière transmise au travers d'une plaque transparente sur laquelle repose l'objet à observer. En général, les loupes binoculaires offrent un grossissement qui va de 4X à 90 X. La loupe binoculaire est très simple à utiliser et ne requiert pas de connaissances spécifiques préalables.

3.2.2 Composantes

- Les oculaires

Ils grossissent l'image fournie par l'objectif.

- Le réglage dioptrique

Il permet d'adapter la mise au point à sa propre vue dans le cas où les deux yeux n'auraient pas la même acuité. L'ajustement se fait en jouant sur la bague de réglage située sur un ou les deux oculaires.

- L'objectif

Il collecte la lumière renvoyée par un objet et crée une image de l'objet qui sera grossie par les oculaires.

- L'écartement interpupillaire

Cette option permet d'ajuster l'écartement entre les oculaires à l'écartement entre les yeux.

- La vis de mise au point

Elle permet d'ajuster la netteté de l'image observée.

- Le zoom

Sur certaines loupes, il n'y a qu'un seul objectif, dans ce cas le grossissement n'est pas ajustable. Sur d'autres loupes, une tourelle qui possède plusieurs objectifs permet d'obtenir des grossissements différents. D'autres loupes possèdent un système de zoom, une molette permet alors de passer en continu du plus faible au plus fort grossissement.

- L'option trinoculaire

Lorsque cette option existe sur une loupe, une troisième sortie visuelle permet d'adapter une caméra numérique ou un appareil photo.

- La platine porte-objet

On y dépose les spécimens à observer. Sur certains modèles il existe un éclairage sous la platine (éclairage diascopique) en plus de celui fourni par la lampe (éclairage épiscopique).

- Les valets de fixation

Ils servent à immobiliser les spécimens ou une lame porte-objet pendant l'observation.

3.2.3 Notions de base

- Calcul du grossissement de la loupe

Le grossissement de la loupe est égal au grossissement des oculaires multiplié par le grossissement de l'objectif. Pour les loupes avec zoom, le grossissement de l'objectif correspond au chiffre indiqué sur la vis de contrôle du zoom.

- Mise au point

En regardant dans les oculaires, réglez l'écartement interpupillaire pour obtenir un seul cercle dans le champ. Placez

un spécimen sur la platine porte-objet et commencez à observer au grossissement le plus fort, puis faites une mise au point précise sur l'objet. De cette façon, la mise au point restera correcte pour les autres grossissements.

- La distance de travail

Une longue distance de travail (la distance entre l'objectif et l'échantillon) est utile lorsqu'il faut manipuler le spécimen pour faire des coupes plus précises ou pour l'orienter d'une certaine façon.

- La profondeur de champ

C'est la zone de netteté au-dessous et au-dessus du plan d'observation du spécimen. La profondeur de champ varie en raison inverse du grossissement.

- Le champ observé

Le champ observé correspond, sur l'échantillon, au diamètre (en millimètres) de la zone qu'on peut voir avec les oculaires. Il dépend de l'indice de champ de l'oculaire qui est le deuxième chiffre inscrit sur l'oculaire. Si les oculaires portent l'inscription 10X/22, l'indice de champ est de 22 mm. Pour calculer le champ observé, il suffit de diviser l'indice de champ par le grossissement de l'objectif. Si les oculaires ont un indice de champ de 22 et l'objectif a un pouvoir de grossissement de 2X, le diamètre de la zone observée sera égal à $22/2$ soit 11 mm. Le champ observé est inversement proportionnel au grossissement.

3.2.4 Utilisation :

- Placer l'objet à observer au centre de la platine (choisir la face noire de la platine si l'objet est plutôt clair, et la face blanche si l'objet est plutôt sombre).
- Éclairer l'objet avec l'éclairage intégré, ou positionnez une lampe près de l'objet si la loupe binoculaire ne possède pas

d'éclairage.

- Adapter l'écartement des oculaires à l'écartement des yeux.
- Regarder d'un œil dans l'oculaire fixe.
- Ajuster la vis de mise au point pour obtenir une image.
- Regarder avec les deux yeux.
- Ajuster la mise au point avec la bague de mise au point de l'oculaire ajustable.
- Déplacer l'objet pour centrer la zone à observer et bloquez-le à l'aide des deux valets de fixation.
- Faire l'observation puis ranger la loupe binoculaire en la recouvrant d'une housse protectrice.

3.3 Le microscope

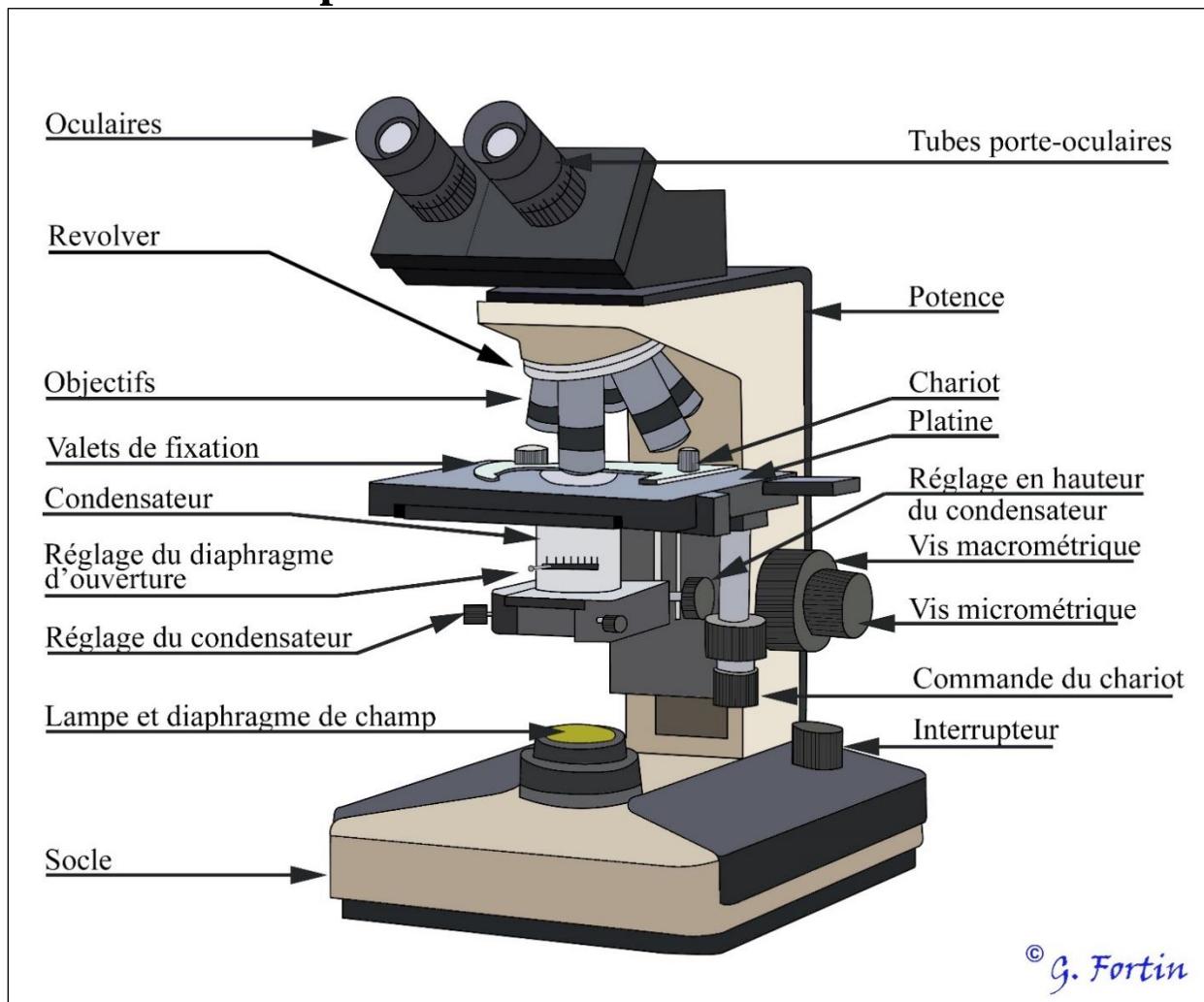


Fig. 3-2. Représentation d'un microscope optique par lumière transmise.

3.3.1 Présentation

Le microscope est un instrument d'optique indispensable pour l'étude des champignons. Il permet d'observer des structures invisibles à l'œil nu comme les spores ou les basides. Contrairement aux observations à la loupe binoculaire, il faut préparer les spécimens avant de les observer. Le spécimen doit être mis entre une lame porte-objet et une lamelle et dans un milieu liquide. La lumière émise par une lampe est concentrée par un condensateur, passe au travers de l'objet à observer, est collectée par un objectif qui produit une image de l'objet agrandie une première fois pour être ensuite collectée et agrandie une deuxième fois par un oculaire dans lequel l'observateur regarde. Les objets observés sont, en général, peu contrastés ou colorés et l'usage de colorants spécifiques est souvent nécessaire pour bien distinguer les différentes structures.

Les microscopes sont en général équipés de plusieurs objectifs dont le grossissement va de 4X à 100X, et d'oculaires dont le pouvoir de grossissement est de 10X ou 15X. Le microscope est un instrument fragile qui demande un certain apprentissage avant de pouvoir être utilisé facilement et correctement.

3.3.2 Composantes

Le microscope optique (photonique) comporte deux parties principales :

- Le statif.

C'est la partie mécanique du microscope qui comprend :

- Le tube porte-oculaire dans lequel on glisse les oculaires.
Idéalement pour prendre des photos en microscopie, on privilégie un tube porte-oculaire contenant un troisième tube pour y insérer un appareil photo (tripod).

- Le revolver supporte 4 à 6 objectifs ; 10X, 20X, 40X et 100 X. On peut ajouter d'autres objectifs pour plus de flexibilité d'observation. On le tourne sur lui-même pour placer les objectifs dans l'axe du tube.
 - La potence supporte les autres parties mécaniques.
 - La vis macro métrique sert à faire une mise au point grossière.
 - La vis micrométrique sert à faire la mise au point fine.
 - La platine, percée d'une ouverture, soutient le spécimen à observer.
 - Les valets de fixations, l'un fixe et l'autre mobile, immobilisent en place le spécimen en observation.
 - Le chariot déplace les volets de fixation et, par le fait même, le spécimen en observation, à l'aide des deux vis de commande du chariot.
 - Le socle assure la stabilité de l'ensemble du microscope.

 - Le système optique
- Ce sont les lentilles et le système d'éclairage. Il comprend :
- La lampe, elle sert à éclairer l'objet. Les microscopes récents sont équipés de lampe DEL fournissant une lumière blanche. Les microscopes anciens sont éclairés avec une lampe halogène qui donne une lumière jaunâtre, il est alors conseillé d'ajouter un filtre bleu sur le diaphragme de champ pour améliorer physiquement le faisceau lumineux.
 - Le condensateur, un système de lentilles qui concentrent la lumière sur l'objet.
 - Le diaphragme d'ouverture, situé sur le condensateur, permet d'améliorer le contraste et la profondeur de champ. Son ajustement se fait à l'aide d'une manette.
 - Le diaphragme de champ, situé en général à la base du statif, contrôle la taille de la zone éclairée sur l'échantillon.
 - La vis de réglage en hauteur du condensateur permet de

l'élever ou de l'abaisser.

- Les vis de réglage du condensateur permettent d'ajuster la position du condensateur et éventuellement de remplacer sa lentille frontale.
- Les objectifs donnent une image agrandie du spécimen. Le chiffre inscrit sur un objectif donne le nombre de fois que l'objet est grossi par cet objectif.
- Les oculaires agrandissent à leur tour l'image formée par l'objectif. Le chiffre inscrit sur un oculaire indique le nombre de fois que cet oculaire grossit l'image formée par l'objectif.
- L'interrupteur allume ou ferme la lampe et est souvent couplé à un rhéostat qui permet d'ajuster l'intensité du faisceau lumineux produit par la lampe.

3.3.3 Notions de base

- Le calcul du grossissement du microscope

Le grossissement du microscope est égal au grossissement des oculaires multiplié par le grossissement de l'objectif utilisé. Le pouvoir de grossissement est indiqué sur chaque objectif et oculaire.

- La mise au point

Placez sur la platine un spécimen à observer déjà préparé sur une lame porte-objet. Fixez-le en place à l'aide des volets de fixation et commencez les observations avec le grossissement le plus faible. En regardant dans les oculaires, réglez l'écartement interpupillaire pour obtenir une seule image et faites une mise au point précise sur l'objet.

- La profondeur de champ

C'est la zone de netteté au-dessous et au-dessus du plan d'observation du spécimen. La profondeur de champ varie en raison inverse du grossissement.

- Le champ observé

Le champ observé dépend de l'indice de champ de l'oculaire et correspond au diamètre, en millimètres, de la zone que vous pouvez observer avec les oculaires. L'indice de champ est le deuxième chiffre inscrit sur l'oculaire. Par exemple, un oculaire qui porte l'inscription 10X/18 a un indice de champ de 18 mm. Pour calculer le diamètre de la zone que vous allez observer sur le spécimen, il suffit de diviser l'indice de champ de l'oculaire par le grossissement de l'objectif utilisé. Ainsi, un oculaire ayant un indice de champ de 18 couplé à un objectif 40x permettra d'observer une zone de $18/40 = 0,45$ mm.

Le champ observé est inversement proportionnel au grossissement.

3.3.4 Utilisation

- Adapter l'écartement des oculaires à l'écartement des yeux.
- Régler le diaphragme du condensateur à son ouverture maximale
- Déplacer la lame porte-objet pour que le spécimen soit au centre du faisceau de lumière
- Faire la mise au point avec l'objectif le moins puissant
- Commencer la mise au point avec la vis macrométrique puis passer à la vis micrométrique pour raffiner la mise au point.
- Fermer progressivement le diaphragme du condensateur pour obtenir une image plus contrastée.
- Tourner le revolver pour passer à un objectif plus puissant et ajuster la mise au point
- Avec l'objectif 100X, il est nécessaire d'observer en immersion pour augmenter le pouvoir séparateur. Déposer alors une goutte d'huile à immersion sur la lamelle avant d'y tremper l'objectif. Lorsque l'on est à l'immersion, on ne peut plus revenir aux objectifs à sec
- L'image au microscope est inversée ; ce que l'on voit en haut de

l'image est en bas sur la lame porte-objet, ce qui est vu à droite est à gauche

- Nettoyer et protéger le microscope une fois les observations terminées

3.3.5 Entretien

Le microscope est un instrument fragile qui demande d'être manipulé délicatement et exige des soins. Il faut toujours le soulever pour le déplacer et non le glisser, ce qui provoquera des vibrations et risquera de dérégler le système optique. Après usage, il faut essuyer l'objectif 100X avec un papier à lentille ou un coton doux, imprégné d'un peu de nettoyeur à lentilles. Nettoyer régulièrement les autres lentilles et recouvrir le microscope d'une housse protectrice.

3.3.6 Ajustement de la position du condensateur

L'éclairage Köhler est un éclairage à deux diaphragmes qui n'est disponible que sur certains microscopes. Si votre microscope en est équipé, suivre les instructions qui suivent, sinon passer à la section suivante.

- Avec éclairage de Köhler

Son but est d'éclairer l'échantillon avec un champ lumineux uniforme et du même diamètre que celui de la surface collectée par l'objectif. Ceci diminue la dégradation de l'image causée par la lumière diffuse.

- Faire la mise au point sur un échantillon avec l'objectif 10 X.
- Diminuer l'ouverture du diaphragme de champ pour voir sa bordure.
- Faire la mise au point sur le contour du diaphragme de champ en ajustant la hauteur du condensateur. L'échantillon et le contour du diaphragme de champ

doivent être au foyer.

- Centrer l'image du diaphragme de champ à l'aide des vis de réglage du condensateur.
- Ouvrir le diaphragme de champ jusqu'à ce que son contour soit juste en dehors du champ visuel.
- Ajuster le diaphragme d'ouverture pour accroître ou diminuer le contraste de l'image. En général, l'ouverture du diaphragme d'ouverture correspond à 75-80 % de l'ouverture numérique de l'objectif. Ne pas utiliser ce diaphragme pour contrôler l'intensité lumineuse.
- Ajuster l'intensité lumineuse avec le rhéostat de la lampe.

- Sans éclairage de Köhler

Cette méthode permet d'ajuster la position en hauteur du condensateur du microscope lorsque celui-ci ne possède pas l'éclairage de Köhler :

- Fabriquer, à l'aide d'un compas, un cercle en plastique opaque ou en carton, dont le diamètre est égal au diamètre interne de la lampe.
- Faire un trou d'aiguille (pinhole) au centre du cercle.
- Faire la mise au point sur un objet quelconque avec l'objectif 100 X.
- Enlever l'objet sur lequel on a fait la mise au point.
- Enlever tous les filtres s'il y en a.
- Ouvrir la lumière de la lampe au maximum.
- Ouvrir le diaphragme du condensateur au maximum.
- Placer le cercle percé d'un trou d'aiguille sur la lentille de la lampe.
- Passer à l'objectif 10X.
- Enlever un oculaire et en regardant directement dans l'objectif, ajuster délicatement le cercle pour que la

lumière qui filtre à travers le trou d'aiguille soit au centre du champ de vision.

- Remettre l'oculaire en place.
- Ajuster la hauteur du condensateur pour que le faisceau de lumière émis par le trou d'aiguille soit le plus petit possible.

La hauteur du condensateur est maintenant optimisée pour tous les objectifs et n'a plus besoin d'être réajustée.

4. Le matériel

4.1 Introduction

La pratique de la microscopie exige de la patience, de la concentration et des conditions de travail adaptées. Il faut s'installer confortablement, à une hauteur appropriée pour le confort des yeux, dans un environnement peu éclairé et avec ses accessoires bien disposés autour de soi. La surface de travail doit être rigide pour éviter les vibrations qui nuiraient aux observations.

4.2 Le matériel de base

Pour faire de la microscopie efficacement, il faut un minimum de matériel. Dans la liste qui suit, certains items sont optionnels et d'autres indispensables. Chaque microscopiste développe ses habitudes et l'expérience apprend à chacun ce dont il a besoin, et comment l'utiliser.

- Un microscope
- Un stéréomicroscope ou loupe binoculaire
- Une lampe de bureau avec loupe
- Du petit matériel :
 - aiguilles à dissection
 - lames de rasoir ou lames de bistouri
 - pince à pointes fines
 - lames porte-objet
 - lamelles N° 1
- Du papier essuie-tout
- Une serviette pour nettoyer les saletés
- Des feuilles de papier pour déposer les champignons et ne pas salir la surface de travail
- Une petite plaque en matériel semi-rigide pour faire les

préparations et les coupes

- Du papier à lentille et du nettoyeur à lentilles
- Un récipient pour récupérer le matériel souillé : lames et lamelles, liquides
- Une poubelle pour déchets
- Un récipient d'eau pour lavage des instruments
- De l'huile d'immersion
- Des bouteilles compte-gouttes pour milieux de montage et colorants

4.3 Les milieux d'observation et de montage et les ramollisseurs

La plupart des matériaux frais peuvent être étudiés dans l'eau et l'utilisation de colorant n'est pas toujours justifiée. Mais pour identifier certaines substances ou observer plus facilement différentes structures ou des structures spéciales comme la paroi des spores, des colorants spéciaux sont indiqués. Les exsiccataums doivent être regonflés et réhydratés, et comme l'eau ne les réhydrate que lentement, il est préférable d'utiliser des solutions alcalines qui fonctionnent bien pour cela.

Les trois solutions alcalines les plus utilisées sont l'ammoniaque (NH_4OH), l'hydroxyde de potassium (KOH) et l'hydroxyde de sodium (NaOH) dissous dans l'eau. La concentration de ces solutions est peu importante et peut être entre 1 % et 25 % pour l'ammoniaque et entre 1 % à 10 % pour le KOH et le NaOH.

4.3.1 Ammoniaque (NH_4OH)

C'est un réhydratant et regonflant des exsiccataums. Très volatile, il faut en remettre durant l'observation.

La solution de travail est préparée à partir d'une solution d'ammoniaque concentrée (25 %) à laquelle on ajoute 5 à 10 volumes d'eau distillée.

Il ne forme pas de précipité avec le SDS.

4.3.2 Hydroxyde de sodium (NaOH) et Hydroxyde de potassium (KOH)

Ce sont des réhydratant et regonflant plus agressifs que l'ammoniaque. Ils sont utilisés pour ramollir les exsiccatum, particulièrement les spécimens coriaces ou ligneux tels les polypores.

Il n'y a pas beaucoup de différence entre le KOH et le NaOH, sauf que le KOH précipite avec le SDS (Sodium Dodécyl Sulfate). Si on prévoit utiliser le rouge Congo SDS plus tard, il faut utiliser le NaOH.

L'hydroxyde de potassium et l'hydroxyde de sodium attaquent le verre. Les bouteilles en verre se corrodent et une précipitation se forme après quelques mois.

La concentration de la solution de travail recommandée de 2 à 4 % soit 0,2 à 0,4 g de NaOH ou de KOH pour 10 ml d'eau distillée.

4.3.3 Glycérol ou Glycérine

Le glycérol améliore le contraste et diminue l'évaporation lors de l'observation. Par contre, sa viscosité rend la dissociation plus difficile.

4.3.4 Glycérol-hydroxyde de sodium

Il s'agit d'un mélange de glycérol et de NaOH. Le glycérol retarde l'assèchement de la lame et rend les préparations plus translucides et, généralement, plus faciles à observer. Il est utile pour observer le matériel qui a été coloré avec du rouge Congo ammoniacal ou SDS. Par contre, si on veut observer les dolipores, il faut utiliser du rouge

Congo dissous dans de l'eau distillée parce que les solutions alcalines dissolvent le gonflement des dolipores.

La solution de travail se prépare en ajoutant environ 20 % en poids de glycérol à une solution de NaOH de 2 à 4 %.

4.3.5 Lactoglycérol

Sa viscosité retarde l'évaporation des préparations, mais réduit le contraste et la netteté des éléments. Contenant du glycérol, la dissociation est plus difficile. C'est le milieu de montage à utiliser après coloration au bleu coton ou à la fuschine.

Son utilisation n'est pas recommandée avec les exsiccataums.

La solution de travail se prépare en mélangeant :

- 10 ml d'acide lactique concentré.
- 20 ml de glycérol concentré.
- 70 ml d'eau distillée.

4.3.6 GDS (Glycérine, Diméthyl sulfoxyde, Hydroxyde de Sodium)

La glycérine évite le dessèchement et améliore l'indice de réfraction optique, le diméthylsulfoxyde active l'imprégnation et favorise le regonflement du matériel sec.

Le GSD permet de colorer ultérieurement la préparation dans le rouge Congo SDS.

La solution de travail se prépare en mélangeant :

- 5 g de Glycérine.
- 0,2 g d'hydroxyde de Sodium (NaOH).
- 5 g de Diméthyl-sulfoxyde.
- 10 g d'eau distillée.

4.3.7 Le ramollisseur de Clémenton

Il s'utilise, lorsqu'on n'utilise pas le SDS ou le GSD, pour ramollir les exsiccatus. On dépose le prélèvement dans quelques gouttes du ramollisseur et on laisse agir jusqu'à évaporation. L'exsiccatum prend une consistance de cire sur lequel on peut facilement faire des coupes.

Par la suite, avant de colorer, il faut rincer plusieurs fois pour éliminer l'excédent de glycérol.

La solution de travail se prépare en mélangeant :

- 20 ml d'ammoniaque concentrée.
- 1 ml de glycérine.
- 80 ml d'éthanol à 96 %.

4.3.8 Eau

C'est un milieu d'observation général qui ne détruit rien, sauf les pigments hydrosolubles, et qui ne modifie pas les couleurs. Elle sert aussi à laver les spécimens et à retirer l'excès de colorant au besoin.

Il arrive que les coupes soient difficiles à « mouiller », il s'agit alors d'ajouter un peu de détergent (savon à lessive) ou du Sodium Dodécyl Sulfate (SDS) à l'eau pour obtenir une solution plus mouillante.

4.3.9 Eau saline

C'est une solution isotonique, ne modifiant pas le volume des cellules. C'est une solution de 9 g de chlorure de sodium (NaCl) par litre d'eau distillée.

4.3.10 Eau glycérinée

C'est un milieu de montage qui évite l'évaporation trop rapide. Peut être utilisée pour limiter le déplacement des spores pendant

l'observation. Il s'agit d'une eau distillée, qui contient 20 % de glycérol, à laquelle auquel on ajoute quelques gouttes d'un agent mouillant (SDS, savon à lessive).

4.3.11 Réactif de Melzer

Il offre un bon contraste aux spécimens sous le microscope, il donne trois types de réactions ([Fig. 7-10](#)) :

- Amyloïdité.

Les éléments prennent une coloration bleu clair, bleue, grise, violette, bleu-noir ou noire. Ils sont alors qualifiés d'amyloïdes.

- Dextrinoïdité.

Les éléments prennent une coloration brunâtre, rougeâtre, brun rougeâtre ou pourpre brunâtre. Ils sont alors qualifiés de dextrinoïdes.

- Réaction non amyloïde ou non dextrinoïde, ou réaction inamyloïde.

Le Melzer se comporte alors comme un simple colorant et toute la préparation prend une coloration jaune brunâtre.

La solution de travail contient :

- 20 ml d'eau distillée.
- 1,5 g d'iodure de potassium.
- 0,5 g d'iode.
- 22 g hydrate de chloral.

4.4 Les colorants

En général, les préparations pour observations en microscopie sont hyalines et peu contrastées. L'usage de colorants permet de bien observer les différentes structures.

4.4.1 Rouge Congo ammoniacal

C'est un regonflant des exsiccatums qui colore en même temps le contenu et la paroi des hyphes et met les boucles en évidence. Les zones qui fixent davantage le colorant sont dites congophiles, alors que celles qui semblent le repousser et restent hyalines sont dites congophobes.

Après une coloration au rouge Congo ammoniacal, il est utile de laver la préparation avec de l'eau. Celle-ci élimine le colorant non fixé sur les structures fongiques, ce qui décolore le fond et augmente le contraste tout en éliminant l'ammoniaque volatile.

Le rouge Congo ammoniacal est très volatil et la préparation a tendance à se dessécher durant la coloration. Il est alors préférable d'ajouter de l'ammoniaque à la préparation plutôt que du colorant.

Préparation du rouge Congo 1 % ammoniacal :

- 0,5 g rouge Congo.
- 50 ml d'ammoniaque concentrée.

4.4.2 Rouge Congo SDS

Le SDS (Sodium Dodécyl Sulfate) est un excellent regonflant qui permet d'examiner directement la majorité des champignons sans usage préliminaire d'une solution alcaline. Il est utilisé sur les champignons frais ou sur les exsiccatums une fois réhydratés avec une base (ammoniaque ou NaOH). Il pénètre facilement dans les tissus et permet d'observer les basides, stérigmates, cystides, hyphes, etc.

Combiné avec le rouge Congo, les parois sont sélectivement colorées, mais le contenu cellulaire est peu coloré, ce qui permet, sur du matériel frais, d'observer le gonflement qui entoure le dolipore et même le dolipore lui-même lorsqu'il est assez gros.

Le gonflement qui entoure le dolipore disparaît dans les alcalins et on ne peut pas l'observer sur des exsiccatums, seulement sur des champignons frais.

Le SDS précipite avec le potassium ce qui empêche d'utiliser le rouge Congo SDS après avoir utilisé le KOH comme agent regonflant. L'utilisation du NaOH peut remplacer le KOH.

Comme avec le rouge Congo ammoniacal, laver la préparation avec de l'eau décolore le fond et augmente le contraste.

Préparation du rouge Congo 1 % SDS :

- 0,5 g rouge Congo.
- 0,5 g SDS.
- 50 ml d'eau.

4.3.3 Phloxine B et Éosine Y

La phloxine B et l'éosine Y sont des colorants ayant des propriétés de coloration similaires. On les dissout dans de l'ammoniaque à 5 % pour obtenir une solution à 1 %. Ils colorent le contenu des cellules plutôt que les parois.

Elles colorent en rouge le cytoplasme des hyphes sans colorer les parois des hyphes ni les septums. Elles servent surtout à différencier les hyphes génératrices des hyphes végétatives dans l'évaluation du système hyphal d'un champignon. Les premières contiennent du cytoplasme qui est facilement mis en évidence par la phloxine B et l'éosine Y, alors que les hyphes squelettiques et ligatives ne contenant pas de cytoplasme, ne sont pas colorées.

Elles peuvent être utilisées en mélange avec d'autres colorants, comme le rouge Congo, ce qui permet la double coloration, c'est-à-dire, une coloration des parois et septums des hyphes par le rouge Congo et du contenu cellulaire par la phloxine B et l'éosine Y.

Mélangez sur une lame porte-objet, une goutte de phloxine B ou d'éosine Y et une goutte de rouge Congo et mettez-y le fragment

à colorer. Déposez une lamelle sur la préparation et percatez légèrement pour dissocier les éléments. La préparation peut être éclaircie avec du NaOH dilué.

Préparation de la phloxine B :

- 2 g de phloxine B.
- 100 ml d'eau distillée.
- 1 g de SDS (Sodium Dodécyl Sulfate).

En agitant, faire dissoudre la phloxine B dans l'eau distillée et ajouter le Sodium Dodécyl Sulfate (SDS). Ne pas utiliser de KOH parce qu'il précipite le SDS.

4.4.4 Bleu coton lactique (bleu de méthyle lactique)

Le bleu de coton colore presque toujours les cytoplasmes et les deutéroplasmes thromboplères en bleu foncé. Les parois hyphales, les parois des spores et les ornementsations sporales présentent un comportement plus différencié ; les parois cyanophiles se colorent en bleu, les structures acyanophiles ne se colorent pas.

Préparation de la solution de travail :

- 30 g d'eau distillée.
- 20 g d'acide lactique concentré.
- 50 g de glycérine.
- 0,5 g de bleu de méthyle.

4.4.5 Bleu de crésyl et bleu de toluidine

Le bleu de crésyl et le bleu de toluidine sont des colorants similaires ayant des propriétés de coloration similaires.

Ils permettent d'observer les parois sporales et hyphales qui prennent une coloration différente de celle du colorant lui-même, c'est la métachromasie. Une coloration rouge ou pourpre des

éléments est qualifiée de métachromatique (surtout la partie interne de la paroi), alors qu'une coloration uniformément bleue ou violette est qualifiée d'orthochromatique. C'est le changement de couleur qui est important à observer. Il peut ne toucher que le pore germinatif sporal. Le colorant dilué peut donner une couleur bleue à certaines granulations présentes à l'intérieur des cellules.

Préparation de la solution de travail :

- 27 ml d'éthanol à 96°.
- 0,5 g de bleu de crésyl ou bleu de toluidine.
- 55 ml d'eau distillée.
- 0,5 g de SDS (Sodium Dodécyl Sulfate).

4.4.6 Bleu patenté V

Le bleu patenté V a d'abord été utilisé pour en mycologie pour colorer le deutéroplasme des chrysocystides. On croyait cette coloration spécifique, mais Clémenton a démontré que le bleu patenté V colore aussi souvent les hyphes et les cystides thromboplèbes. Le colorant reste stable dans l'eau et le glycérin dilué, mais disparaît rapidement dans le KOH et le NaOH. Certains pigments prennent également le bleu patenté V.

La solution de travail consiste en 1 % (p/v) de bleu patenté V dans de l'eau distillée.

On colore le spécimen pendant quelques minutes. On le lave 2 ou 3 fois à l'eau et on l'observe dans l'eau ou la glycérine à 20 %.

4.4.7 Réactifs sulfo-aldéhydiques

Ces colorants s'utilisent sur les cystides et hyphes laticifères. Ils sont utiles surtout dans l'étude des russules et des lactaires. On utilise surtout la sulfo-vanilline et le sulfo-benzaldéhyde.

- Sulfo-vanilline (SV) :

Les cystides et les hyphes laticifères qualifiées de SV+, sont colorées en bleu noirâtre ou en gris.

- 2- Sulfo-benzaldéhyde :

Les cystides et les hyphes laticifères sont colorées en fuligineux-violacé.

La réaction sulfoaldéhyde est effectuée en laissant réagir durant 1-3 minute un scalp dans une solution fraîchement mélangée d'une goutte d'acide sulfurique 50 % et une goutte de benzaldéhyde, ou quelques grains de vanilline solubilisés dans 2-3 gouttes d'acide sulfurique 50 %. Le scalp est rincé avec de l'eau puis monté entre lames et lamelles. Les dermatocystides sont SV+ lorsqu'elles sont noires ; on note leur dimension et septations.

5. Travail sur du matériel frais ou sur des exsiccatums

5.1 Introduction

Que ce soit sur du matériel frais ou des exsiccatums, les coupes et la préparation sont les mêmes sauf, qu'il faut ramollir et regonfler le matériel séché avant de faire les coupes.

Plusieurs types de coupes sont utilisés pour observer les structures microscopiques des champignons. La compréhension de l'orientation de base de ces coupes est essentielle pour bien interpréter les caractéristiques des structures observées au microscope.

La pratique est le meilleur moyen pour apprendre à faire des coupes bien orientées et le plus mince possible. Une méthode simple est de se procurer une barquette de champignons de Paris au marché et de pratiquer sur ceux-ci. Les figures qui suivent montrent comment faire les différentes coupes et leur orientation. Les coupes sont faites avec une lame de rasoir ou un autre instrument tranchant approprié.

5.2 Les coupes

5.2.1 Les coupes du chapeau et du pied

- La coupe radiale ([Fig. 5-1](#))

Prenez un champignon et déposez-le debout sur la surface de travail, les lames vers le bas. Coupez-le en deux, du dessus du chapeau à la base du pied, en suivant une ligne qui passe par le centre du chapeau et du pied.

Chaque section qui va du centre à la marge comprend un rayon du chapeau. C'est une coupe radiale.

- La coupe tangentielle ([Fig. 5-1](#))

Déposez un autre chapeau sur la surface de travail, toujours avec les lames vers le bas. Coupez-le en suivant cette fois une ligne située entre le centre et la marge du chapeau. Une telle coupe, parallèle à une tangente au chapeau, est une coupe tangentielle.

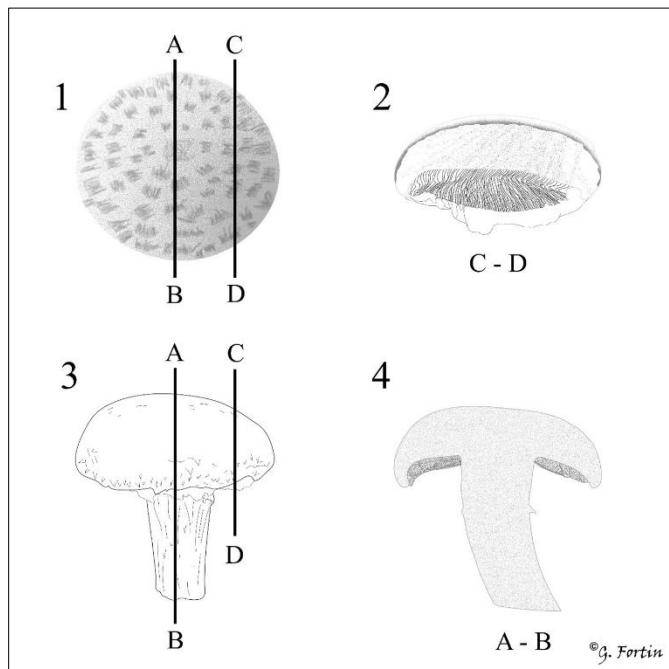


Fig. 5-1. En 1 et 3 les lignes A-B correspondent à une coupe radiale telle que vue en 4. Les lignes C-D correspondent à une coupe tangentielle telle que vue en 2. De même toutes les coupes parallèles à C-D qui ne passent pas par le pied sont des coupes tangentielles.

- La coupe transverse

Prenez un troisième chapeau et maintenez-le couché sur la surface de travail. Coupez le chapeau en deux selon une ligne perpendiculaire à la surface de travail. Ensuite, coupez le pied en deux selon une ligne perpendiculaire à la surface de travail. Ces deux coupes sont des coupes transverses ([Fig. 5-2](#)). Ces coupes appelées aussi coupes transversales sont par définition perpendiculaires aux coupes radiales et tangentielles, ces dernières pouvant être appelées coupes longitudinales.

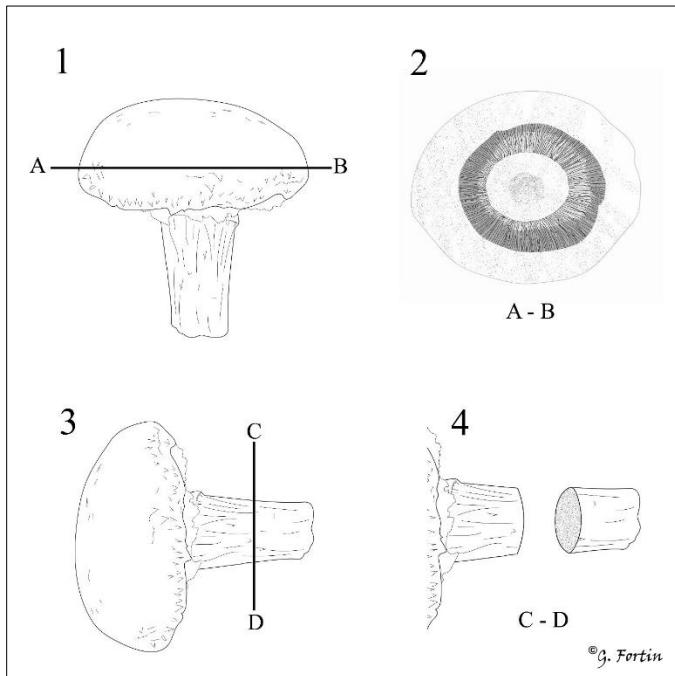


Fig. 5-2. En 1 et 3 les lignes A-B et C-D correspondent respectivement à des coupes transversales du chapeau et du pied telles que vues en 2 et 4.

5.2.2 Les scalps

Les scalps se font sur le chapeau et sur le pied ([Fig.5-3](#)). Sur le chapeau, ce sont des prélèvements ovoïdes minces faits en rasant la surface du chapeau dans la zone médiane et dans le sens du rayon du chapeau.

Le choix de la zone sur le chapeau peut varier de la marge au disque (apex) selon le type d'ornementation qui s'y trouve. Sur le pied, ce sont des prélèvements ovoïdes minces faits en rasant la surface du pied près de l'apex, de la zone médiane ou de la base.

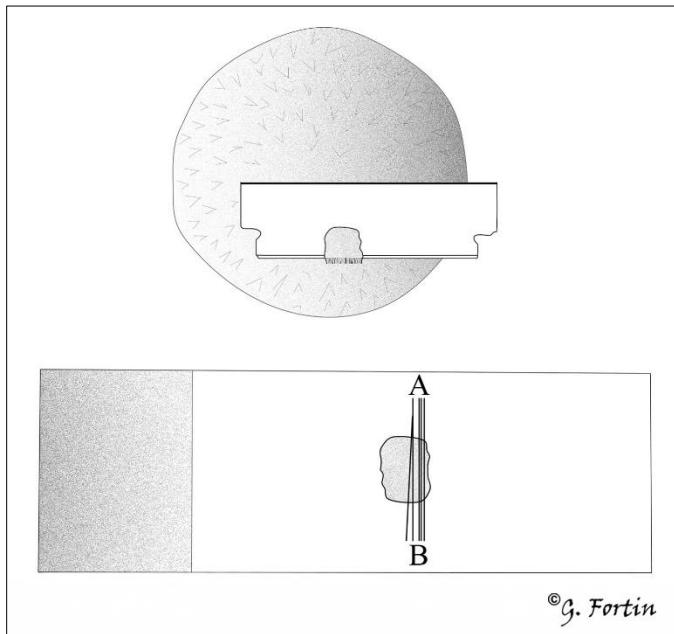


Fig. 5-3 : en haut, prélèvement d'un scalp sur un chapeau. En bas, les lignes A-B correspondent à des coupes radiales du scalp. La même technique s'applique pour les scalps prélevés sur le pied. Les coupes se font alors dans le sens de la longueur du pied.

5.2.3 Les coupes d'une lame ([Fig. 5-4](#))

Une lame de champignon, fraîche ou réhydratée (voir [Regonflement des exsiccatums](#)), est déposée à plat sur une lame porte-objet.

- Observation en plongée.

Une première observation peut se faire en déposant la lame porte-objet sur la platine du microscope, sans couvrir le spécimen d'une lamelle. On observe à faible grossissement (ex. objectif 10X). On peut alors parfois observer et décrire certaines structures qui émergent de l'hyménium comme le nombre et la disposition des spores à l'apex des stérigmates, le nombre et la morphologie des crochets de certains *Pluteus*, certains macroéléments comme les macrocystides, les lamprocystides, les lamprotrichodermes, etc.

- La coupe longitudinale.

Une coupe faite parallèlement à la longueur de la lame est une coupe longitudinale. Si on fait cette coupe très près de

l'arête de la lame, on isole celle-ci et peut observer les cheilocystides.

- La coupe transversale.

Une coupe faite perpendiculairement à la longueur de la lame est une coupe transversale. On fait plusieurs coupes parallèles pour observer la trame lamellaire et l'hyménium.

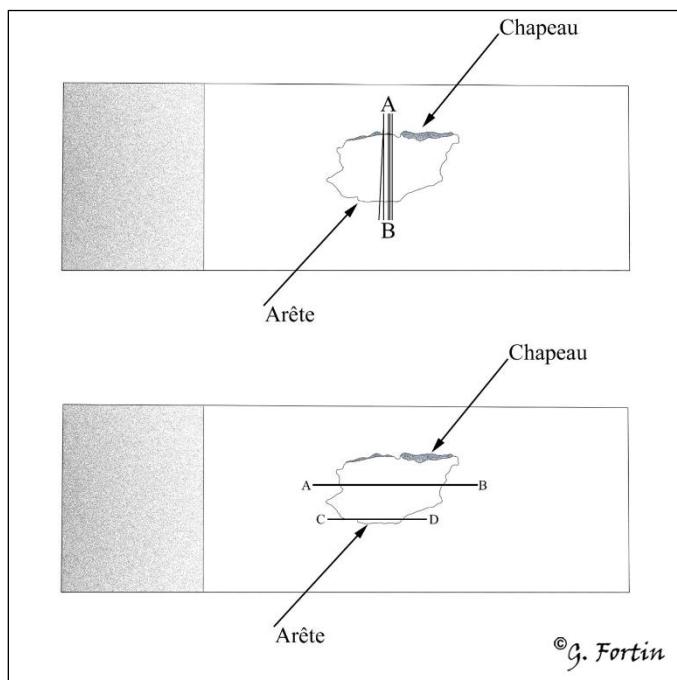


Fig. 5-4 : en bas les lignes A-B et C-D correspondent à des coupes longitudinales d'une lame. La ligne C-D faite près de l'arête lamellaire et parallèle à celle-ci permet de la dégager et d'observer les cheilocystides.

En haut les lignes A-B, perpendiculaires à la longueur de la lame correspondent à des coupes transversales.

5.3 Préparation des spécimens pour observation

L'observation des spécimens frais ou déshydratés est la même. Les exsiccatums exigent un ramollissement et un regonflement préalable.

5.3.1 Ramollissement et regonflement des exsiccatums

(pour la fabrication des exsiccatums voir [Préparation des exsiccatums](#))

Plusieurs techniques peuvent être utilisées pour ramollir et regonfler les exsiccatums. En voici une.

- Mouillez la partie de l'exsiccatum dont vous allez prélever un

fragment avec quelques gouttes d'alcool isopropylique à 99 %. Ceci empêchera le spécimen d'éclater lors du prélèvement, les champignons séchés sont extrêmement fragiles et cassants. L'éthanol s'évapore rapidement, la partie non utilisée de l'exsiccatum peut être retournée dans le sac de la collection.

- Prélevez avec une lame de rasoir ou un autre instrument très coupant, un fragment de l'exsiccatum (lame, scalp du chapeau ou du pied) et déposez-le sur une lame porte-objet, etc.
- Mouillez le fragment avec quelques gouttes d'une solution d'ammoniaque. Laissez ramollir quelques minutes. Utiliser le KOH 5 % pour les champignons plus fibreux (exemple : les polypores)
- Épongez le fragment avec un papier absorbant. Des découpes de filtres à café de type panier ou papier essuie-tout font très bien l'affaire.

Le fragment est maintenant prêt pour la coloration et les coupes

5.3.2 Coupes et coloration des spécimens

- Avec une lame de rasoir, faites plusieurs coupes radiales, le plus mince possible, sur le fragment. Plusieurs coupes sont parallèles l'une à l'autre et quelques coupes en biseau permettront d'obtenir à leur arête des épaisseurs de coupe extrêmement mince. Enlevez les parties excédentaires du fragment.
- Pour l'observation des pigments, mettre les fragments entre la lame porte-objet et la lamelle dans un milieu de montage neutre (eau, solution saline, glycérol 25 %).
- Pour colorer l'exsiccatum, appliquez quelques gouttes du colorant de votre choix pour couvrir les coupes et laissez agir le colorant quelques minutes (pour la coloration des spécimens, voir [Les colorants.](#))
- Épongez le colorant avec un papier absorbant en faisant

attention de ne pas absorber les coupes en même temps, on peut s'aider de la lame de rasoir pour isoler les coupes du papier absorbant pendant cette opération.

- Lavez les coupes avec de l'eau pour diluer le colorant résiduel et absorbez l'eau comme décrit plus haut.
- Répétez cette opération plusieurs fois jusqu'à ce que la préparation soit bien claire.
- Déposez une goutte d'eau sur les coupes et, sous la loupe binoculaire, à l'aide d'aiguilles fines, disposez-les de façon à bien les isoler.
- Mouillez la face inférieure de la lamelle et déposez-la délicatement sur les coupes en la soutenant d'un bord à l'aide d'une aiguille pour qu'elle se dépose en pente en chassant le surplus de liquide et les bulles d'air.
- Observez au microscope.

5.4 Les techniques

Pour bien observer le spécimen préparé et éventuellement coloré, on pratique :

5.4.1 La dilacération.

C'est la séparation des fibres fongiques à l'aide d'aiguilles à dissection pour obtenir de petits fragments sans égard à l'organisation des tissus. Cette technique est effectuée avant le dépôt d'une lamelle sur l'échantillon.

5.4.2 L'écrasement

On exerce une légère pression sur la lamelle pour écraser l'objet et le rendre interprétable.

5.4.3 La percussion.

C'est la dissociation des tissus en percutant légèrement le centre de la lamelle avec une gomme élastique ou un cure-dent et en contrôlant l'étalement et le degré de séparation des éléments du spécimen. On vérifie le résultat de la percussion à faible grossissement au microscope.

5.4.4 Élimination des bulles d'air.

On passe rapidement et légèrement la lame sous une flamme pour la rendre mouillable et faciliter ainsi l'étalement du milieu de montage.

5.4.5 Le mouvement brownien.

C'est le mouvement aléatoire de grosses particules, immergées dans le liquide de montage présent entre la lame porte-objet et la lamelle, provoqué par le choc avec les molécules environnantes.

6.4.6 Le mouvement de convection.

C'est le mouvement du liquide de montage emprisonné entre la lame porte-objet et la lamelle qui entraîne avec lui les particules en suspension. On peut réduire ce mouvement en chauffant légèrement le dessous de la lame.

6. Les mesures

6.1 Introduction

Une bonne étude en microscopie des champignons exige de mesurer certaines structures. Ces mesures sont importantes pour la détermination, ne serait-ce que la mesure des spores. Toutefois, donner une dimension à un objet observé au microscope n'est pas évident au premier abord et l'utilisation d'objectifs de puissance différente complexifie la chose. Ce chapitre tentera de démystifier la prise de mesure en microscopie et de la rendre accessible au microscopiste amateur. Après avoir présenté quelques notions de base sur les unités de mesure en général et en photographie en particulier, nous présenterons une méthode de mesure à l'aide d'un oculaire micrométrique et une méthode de mesure à l'aide d'un appareil photo et d'un logiciel de traitement de l'image.

6.2 Notions de base

6.2.1 Le Système international d'unités (SI)

- Le mètre est l'unité de base de longueur dans le SI
- Le millimètre équivaut à un millième de mètre
- Le micromètre (μ) vaut un millionième de mètre ou un millième de millimètre (0,001 mm).
- Les termes et symboles μ , μm , μu , micron sont synonymes.
- Le mot micron n'est plus utilisé dans le Système international.
- Pour transformer des micromètres en millimètres, on multiplie le nombre de micromètres par 0,001 :
 $(7 \mu\text{m} \times 0,001 = 0,007 \text{ mm})$
ou on divise le nombre de micromètres par 1000 :
 $(7\mu/1000 = 0,007 \text{ mm})$
- Pour transformer des millimètres en micromètres, on multiplie le nombre de millimètres par 1000 :

$(4 \text{ mm} \times 1000 = 4000 \mu\text{m})$

ou on divise le nombre de millimètres par 0,001 :

$(4 \text{ mm}/0,001 = 4000 \mu\text{m})$

Plusieurs sites Internet permettent de transformer des micromètres en millimètres et vice versa. On en trouve un aux adresses suivantes consultées le 2025-02-27 :

[Conversion de Microns à Millimètres](#)

[Millimeter to Micron Conversion Calculator](#)

6.2.2 Le pixel

Le pixel est le plus petit élément ou unité de base permettant de mesurer la définition d'une image numérique. Il contient toutes les informations nécessaires pour définir sa couleur et sa luminosité.

6.2.3 Définition et résolution en photographie

- La définition d'une photographie est la quantité totale de pixels qu'elle contient. C'est le nombre de pixels en hauteur x le nombre de pixels en largeur.

Ex. Un appareil photographique qui produit des images de $5184 \times 3456 = 17916$ pixels, a une définition maximale de 18M pixels.

- La résolution est la densité des pixels par unité de longueur d'une photographie. Elle s'exprime dpi (dot per inch) pour les imprimantes et en ppp (pixels par pouce) pour une image. Plus la résolution d'une image est élevée, plus sa qualité est grande.

Ces informations sont fournies avec l'appareil photo.

6.2.4 La résolution minimale de ses photographies

Pour connaître la résolution minimale à donner à ses photos, il faut connaître la définition et les dimensions de l'écran de son moniteur. Ces informations sont généralement données dans le manuel d'instructions du moniteur ou se retrouvent facilement sur Internet.

On parle souvent d'une résolution de 72 dpi pour l'affichage à l'écran et 300 dpi pour les impressions. Cependant, les moniteurs modernes ont des résolutions d'écran presque toujours plus grandes que 72 dpi

Ex.1- pour un moniteur de 19 x 10,5 pouces ayant une définition de 1920 x 1080 pixels, la résolution sur le plus grand côté est de $1920 / 19 = 101$ dpi

Ex.2- pour un ordinateur portable ayant un écran de 13,5 x 7,5 pouces et une définition de 3840 x 2160 pixels, la résolution sur le plus grand côté est $3840 / 13,5 = 284$ dpi

En conclusion, même si le poids des photos est plus grand, il est profitable de prendre des photos avec une grande résolution, soit pour l'affichage soit pour le recadrage, afin de conserver des photos de bonne qualité.

6.2.5 La lame micrométrique ou micromètre objet

([Fig. 6-1](#) et [Fig. 6-2](#))

Il s'agit d'une lame porte-objet sur laquelle sont gravés de façon permanente des traits espacés de $100 \mu\text{m}$ dans la section $1\text{DIV}=0.1$ et de $10 \mu\text{m}$ dans la section $1\text{DIV}=0.01$. On photographie la lame micrométrique avec les différents objectifs de son microscope. Les photographies serviront à étalonner le moniteur et les logiciels utilisés pour effectuer des mesures sur les photos micros. On doit

refaire l'étalonnage sur chaque couple ordinateur/moniteur qu'on utilise.

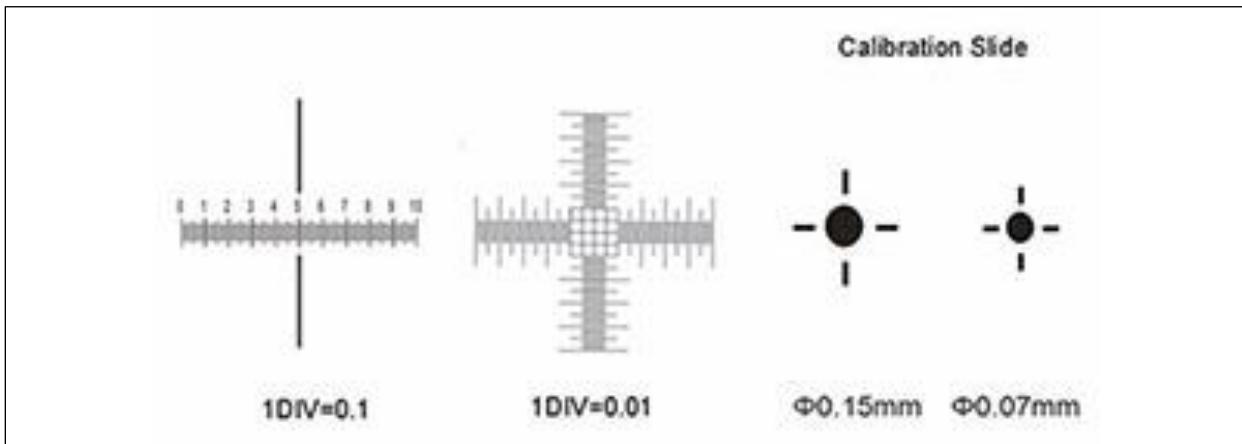


Fig. 6-1. Une lame micrométrique typique. La section 1 DIV = 0,01 mm (10 µm) est agrandie dans la Fig. 6-2.

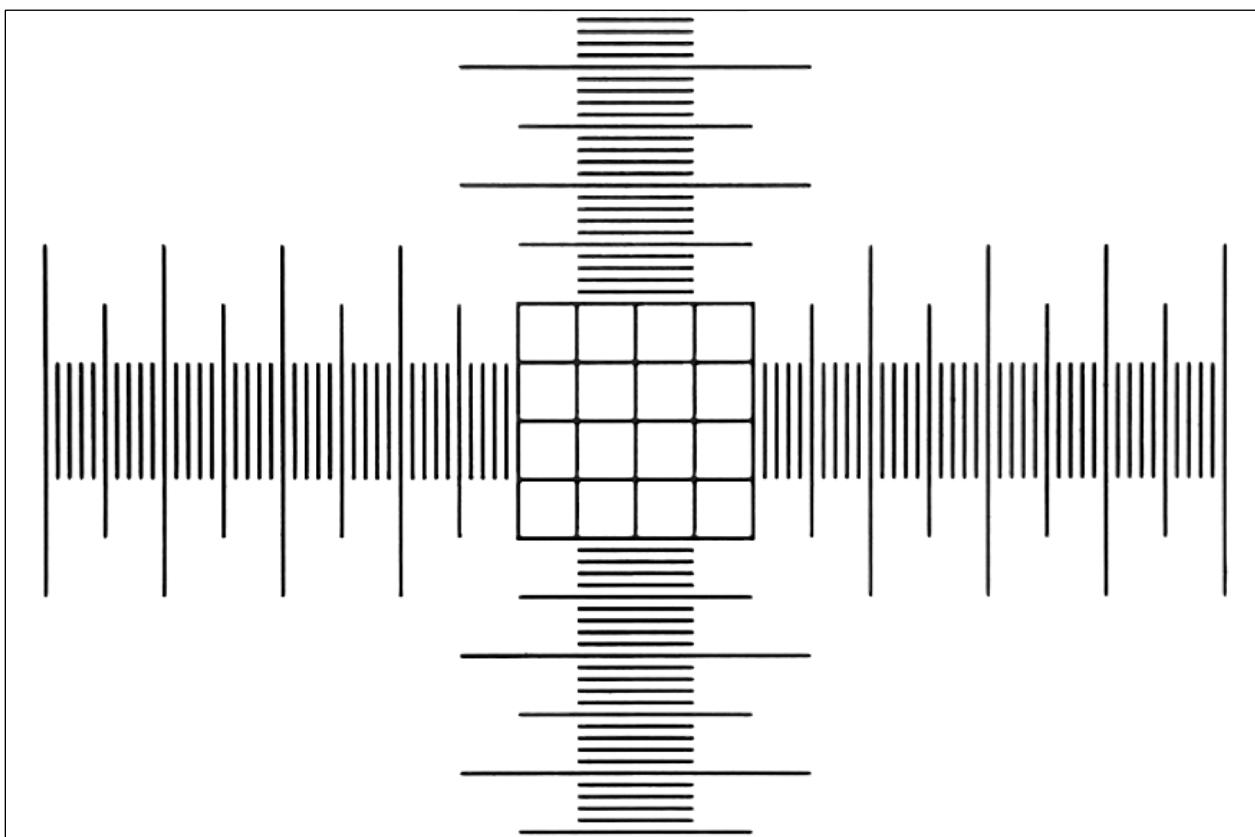


Fig. 6-2. Vue agrandie de la section. 1 DIV = 0,01 mm (10 µm) de la lame micrométrique vue sur la Fig. 6-1.

6.3 Les mesures avec un oculaire micrométrique

6.3.1 Introduction

L'oculaire micrométrique est un oculaire normal qui comporte une règle graduée ([Fig. 6-3](#)). Son étalonnage nécessite une lame micrométrique. Lorsqu'on observe un objet quelconque au microscope, par exemple une spore, il faut aligner l'objet en observation et la règle de l'oculaire micrométrique en tournant l'oculaire dans son tube et en déplaçant la lame porte-objet. Ensuite, on compte le nombre d'unités arbitraires que mesure l'objet et on multiplie ce nombre par un facteur de correction. Le facteur de correction est différent pour chaque objectif et est obtenu par étalonnage en suivant la méthode qui est décrite plus loin.

6.3.2 La règle graduée de l'oculaire micrométrique

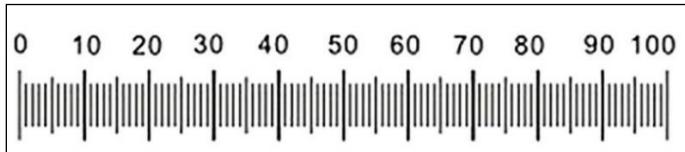


Fig. 6-3. La règle micrométrique telle qu'elle apparaît insérée dans l'oculaire.

La règle est habituellement graduée en 100 unités arbitraires.

6.3.3 La lame micrométrique ([Fig. 6-4](#))

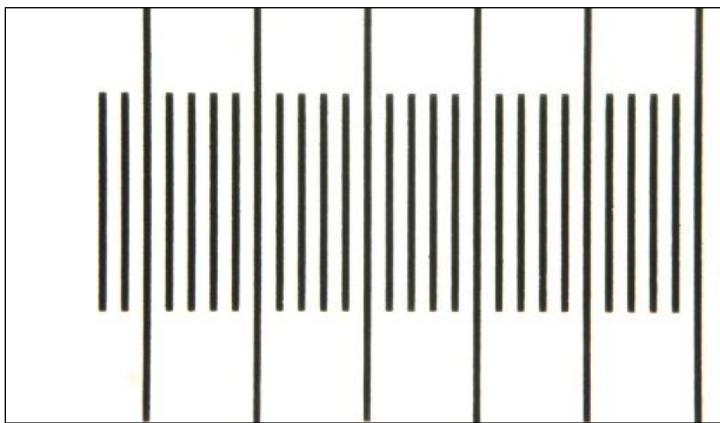


Fig. 6-4. Un segment de lame micrométrique vu avec l'objectif 40 X. Chaque division égale 10 µm.

La lame est graduée selon le système métrique. Chaque division est égale à 0,01 mm, soit 10 µm.

6.3.4 Étalonnage ([Fig. 6-5](#))

Le but de l'étalonnage est de trouver, pour chaque objectif du microscope, le rapport entre les unités arbitraires de la règle de l'oculaire et les unités étalonnées de la lame micrométrique.

- Insérer l'oculaire micrométrique dans le tube porte oculaire.
- Placer la lame micrométrique sur la platine.
- Sélectionner l'objectif à étalonner.
- Faire la mise au point sur les graduations de la lame micrométrique.
- Orienter et aligner les deux échelles graduées de sorte que leurs origines se chevauchent.
- Prendre en note le nombre d'unités arbitraires qui correspondent à une longueur donnée de graduation sur la lame micrométrique.
- L'étalonnage de l'objectif sélectionné est maintenant terminé. Il faudra refaire la procédure avec tous les autres objectifs présents sur le revolver. Ceci n'aura cependant pas à être refait tant que les objectifs ne seront pas changés.

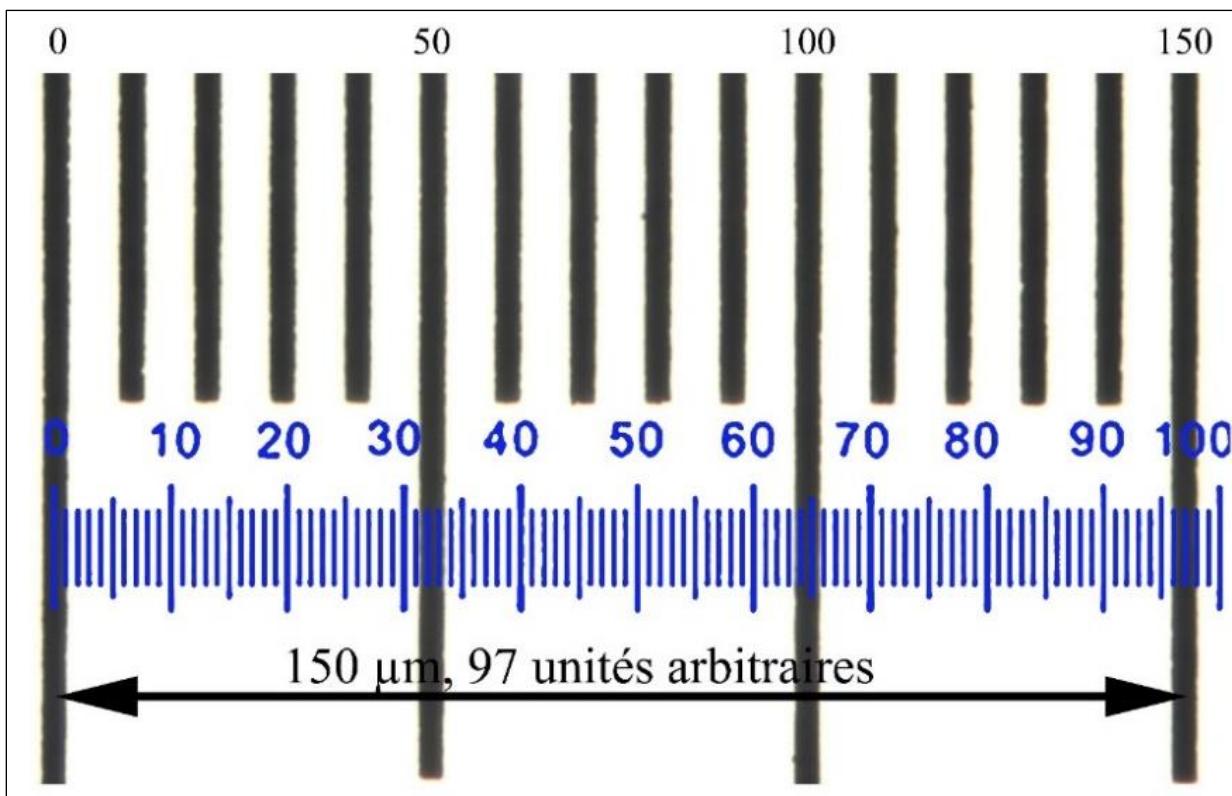


Fig. 6-5. Superposition des graduations de la règle micrométrique et de la lame micrométrique vues avec l'objectif 40 X.

Sur la [Fig. 6-5](#), on fait l'étalonnage de l'objectif 40x. 97 unités arbitraires de la règle micrométrique correspondent à 150 μm sur la lame micrométrique. Une unité arbitraire correspond donc à $150/97 = 1,55 \mu\text{m}$, le facteur de correction pour l'objectif 40X.

Pour chaque objectif étalonné, nous obtiendrons un facteur de correction différent. Ces facteurs de corrections seront gardés près du microscope pour être utilisés lorsque des mesures seront faites avec l'oculaire micrométrique. Ainsi, si la longueur d'une spore est de 5 unités arbitraires sur la règle de l'oculaire micrométrique, elle mesure $5 \times 1,55 = 7,75 \mu\text{m}$.

6.4 Les mesures avec un appareil photo et un logiciel de traitement de l'image

6.4.1 Introduction

Lorsqu'on possède un appareil photographique reflex récent, on a la possibilité de se procurer un adaptateur qui remplace l'objectif de l'appareil photo et permet de l'adapter à un des tubes porte-oculaire ou à la sortie trinoculaire du microscope, si celui-ci en est équipé.

De plus, les appareils photo récents arrivent en général avec un logiciel permettant de les coupler à un ordinateur via un port USB. Une fois le logiciel installé et l'appareil photo relié à l'ordinateur via un port USB, le contrôle de l'appareil photo se fait à partir de l'ordinateur et l'image collectée par l'appareil photo est affichée sur l'écran de l'ordinateur. Il suffit alors de faire la mise au point avec les vis macro- et micrométriques du microscope et de déplacer la lame porte-objet à l'aide des vis de contrôle de la platine, pour choisir la zone à photographier sur le spécimen, et de cliquer avec le pointeur de la souris sur le déclencheur virtuel affiché à l'écran. Les photos sont enregistrées sur l'ordinateur et peuvent ensuite être traitées avec un logiciel de traitement de l'image.

6.4.2 Étalonnage des objectifs

Avant de prendre des mesures précises sur les photographies micros, il faut étalonner les objectifs qui seront utilisés, en suivant la méthode qui suit, à répéter la procédure avec chaque objectif.

6.4.2.1 Prise d'une photo de la lame micrométrique avec chaque objectif

- Adapter l'appareil photo au microscope.
- Coupler l'appareil photo à l'ordinateur via un port USB à l'aide

du câble fourni avec l'appareil photo.

- Activer l'appareil photo. Normalement le programme de contrôle de l'appareil photo démarrera automatiquement, sinon, le lancer en cliquant sur son icône.
- Placer la lame micrométrique sur la platine.
- Sélectionner un des objectifs.
- Faire la mise au point sur la zone appropriée de la lame micrographique.
- Prendre une photo de la lame micrométrique.
- Changer l'objectif et prendre une nouvelle photo.
- Répéter la prise de photo avec chaque objectif.
- L'appareil photo peut maintenant être fermé et déconnecté.

6.4.2.2 Fabrication d'un tableau de correspondance pixels/micromètres

Avec les données récoltées lors de la procédure précédente, il est possible de fabriquer un tableau ([Fig. 6-7](#)) qui affichera, pour chaque objectif, le nombre de micromètres correspondant à un nombre quelconque de pixels mesurés sur une photo

- Lancer un programme de traitement de l'image.
- Charger une photo (ex. 10x) de la lame micrométrique.
- S'assurer que les mesures sont affichées en pixels par le logiciel.
- Avec l'outil Ligne «Line Tool» tracez une ligne la plus longue possible et la plus perpendiculaire possible aux lignes de divisions sur l'échelle de la lame micrométrique.
- Notez le nombre de pixels qui s'affiche à côté du curseur ([Fig. 6-6](#)) sur une feuille ou dans une case d'un tableau électronique.
- Avec une simple règle de trois, on trouve les valeurs en pixels pour chaque longueur en micromètre qu'on voudra éventuellement afficher sur la photo.
- Exemple pour l'objectif 10x sur le tableau de la [Fig. 6-7](#) :

$$100 \mu\text{m} = 494 \text{ px}$$

$$10 \mu\text{m} = 494 \times 10 / 100 = 49$$

$$25 \mu\text{m} = 494 \times 25 / 100 = 123.5 \text{ etc...}$$

- Répéter les mêmes opérations avec la photo de chaque objectif.

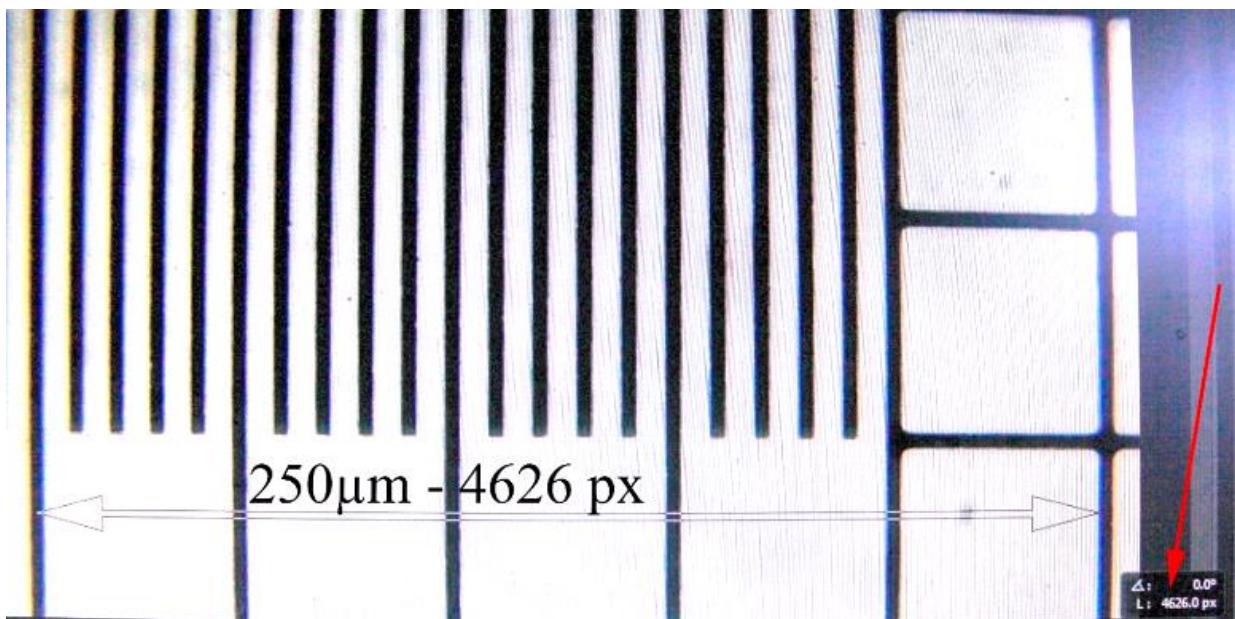


Fig. 6-6. Capture d'écran pendant une mesure sur une photographie de la lame micrométrique prise avec l'objectif 40 X. Sur la lame, la distance entre chaque division est de 10 μm , la ligne tracée mesure 250 μm et fait 4626 pixels (flèche Rouge). Un simple calcul montre que pour tracer une ligne de 100 μm , il faut tracer une ligne de 1850 pixels ($4626 \times 100 / 250$) ou pour une ligne de 10 μm il faut tracer une ligne de 185 pixels ($4626 \times 10 / 250$). Ces mesures correspondent aux valeurs affichées sur le tableau de la [Fig. 6-7](#).

Étalonnage des objectifs en microns/pixels									
4x		10x		40x		54x		100x	
µm	pixels	µm	pixels	µm	pixels	µm	pixels	µm	pixels
1.0	2	1.0	5	1.0	19	1.0	26	1.0	47
1.5	3	1.5	7	1.5	28	1.5	38	1.5	70
2.0	4	2.0	10	2.0	37	2.0	51	2.0	94
2.5	5	2.5	12	2.5	46	2.5	64	2.5	117
5.0	9	5.0	25	5.0	93	5.0	128	5.0	234
7.5	14	7.5	37	7.5	139	7.5	191	7.5	351
10.0	18	10.0	49	10.0	185	10.0	255	10.0	468
15.0	28	15.0	74	15.0	278	15.0	383	15.0	701
20.0	37	20.0	99	20.0	371	20.0	511	20.0	935
25.0	46	25.0	124	25.0	463	25.0	638	25.0	1169
30.0	55	30.0	148	30.0	556	30.0	766	30.0	1403
35.0	65	35.0	173	35.0	648	35.0	894	35.0	1637
40.0	74	40.0	198	40.0	741	40.0	1021	40.0	1870
45.0	83	45.0	222	45.0	834	45.0	1149	45.0	2104
50.0	92	50.0	247	50.0	926	50.0	1277	50.0	2338
75.0	139	75.0	371	75.0	1389	75.0	1915	75.0	3507
100.0	185	100.0	494	100.0	1853	100.0	2553	100.0	4676

Fig. 6-7. Exemple d'un tableau affichant, pour chacun des objectifs, la correspondance entre un nombre de pixels que mesure une ligne tracée sur une photo micro et le nombre de micromètres qu'elle représente. Exemple, si on a pris une photo micro avec l'objectif 40X et qu'on veut tracer une barre étalon de 10 µm, on trace une ligne qui mesure 185 pixels. Ce tableau demeure valable, peu importe le recadrage que l'on fait avec la photo puisque le nombre de pixels ne change pas en agrandissant la photo, mais seulement la grosseur de chaque pixel. Ceci, bien entendu, si on ne modifie pas la résolution de la photo.

7. Les spores

7.1 Généralités

Les spores sont les éléments microscopiques les plus importants dans la détermination d'un champignon. Ce sont des propagules qui assurent la reproduction du mycélium et donc, du champignon.

Chez les hyménomycètes, les spores produites par les basides à l'extrémité des stérigmates se rattachent à ceux-ci au niveau du hile.

L'étude des spores au microscope se fait sur des spores matures prélevées sur une sporée. Lorsqu'une sporée n'est pas disponible, on doit se contenter d'observer des spores prélevées sur le pied, l'anneau, la cortine, au fond des tubes ou sur le chapeau d'un autre champignon semblable lorsqu'il y a une sporée visible sur ce dernier. L'observation des spores directement sur une lame (l'hyménium) est aussi possible, mais celles-ci comprennent des spores matures et immatures et des spores anormalement déformées et leur étude demande une bonne dose d'expérience. Les spores doivent être bien étalées sur la préparation pour être séparées l'une des autres.

L'observation des spores se fait avec l'objectif 100X en immersion, avec ou sans coloration selon le cas.

Au microscope optique, la paroi sporale peut apparaître mince ou épaisse, simple ou stratifiée, lisse ou ornementée, incolore ou colorée et son épaisseur peut se mesurer. Les diverses couches et les ornementsations peuvent prendre le bleu coton, le bleu de toluidine, le bleu de crésyl, le rouge Congo ou SDS, et réagir ou non aux solutions iodées.

7.2 Structure de la paroi

L'étude de la paroi des spores s'appelle « pariétologie sporique » (Izarra 2006). Le suffixe « -sporium » est utilisé pour nommer les couches de la paroi sporale alors que le suffixe « -spore » est utilisé

pour parler de la spore en général, comme dans basidiospore ou ascospore.

De l'intérieur vers l'extérieur de la spore, on rencontre successivement l'eusporium et le myxosporium qui sont constitués de la façon suivante ([Fig. 7-1](#)) :

7.2.1 L'eusporium.

Il est formé de l'endosporium et de l'épisporium et constitue la «vraie» paroi de la spore. Il est presque toujours incolore, résiste au KOH et serait l'équivalent de la paroi des basides et des hyphes.

- l'endosporium, incolore et résistant au KOH, peut être parfois distingué de l'épisporium à cause d'un indice de réfraction différent de ce dernier. Lorsqu'il est assez épais, on peut voir deux parois incolores au microscope optique.
- l'épisporium, aussi incolore et résistant au KOH, constitue la paroi fondamentale de la spore. Le pore germinatif, lorsqu'il est présent, est un trou dans cette paroi, comblé par du matériel provenant de l'endosporium.

7.2.2 Le myxosporium.

Il est formé de l'exosporium, du périsporium et de l'ectosporium et constitue la zone où se situent, si elles sont présentes, les ornementations, les pigmentations et les structures amyloïdes, dextrinoïdes ou cyanophiles. Toutes ces structures sont dissoutes dans le KOH.

- l'exosporium contient les ornementations (verrues, épines, réticulations, etc.) de la spore, s'il y en a. Il est gélatineux, mais peut devenir cartilagineux. Il est soluble dans le KOH.
- le périsporium, gélatineux, et soluble dans le KOH, forme la paroi la plus externe visible au microscope optique parce que la

couche suivante est invisible.

- L'ectosporium est historiquement la dernière couche sporale à avoir été décrite. C'est une couche très mince et en général invisible chez les spores matures où elle forme une surface gélatineuse qui rend la spore visqueuse et collante. Ceci explique l'adhérence de la sporée au substrat, même lorsqu'elle est exposée à un souffle violent.

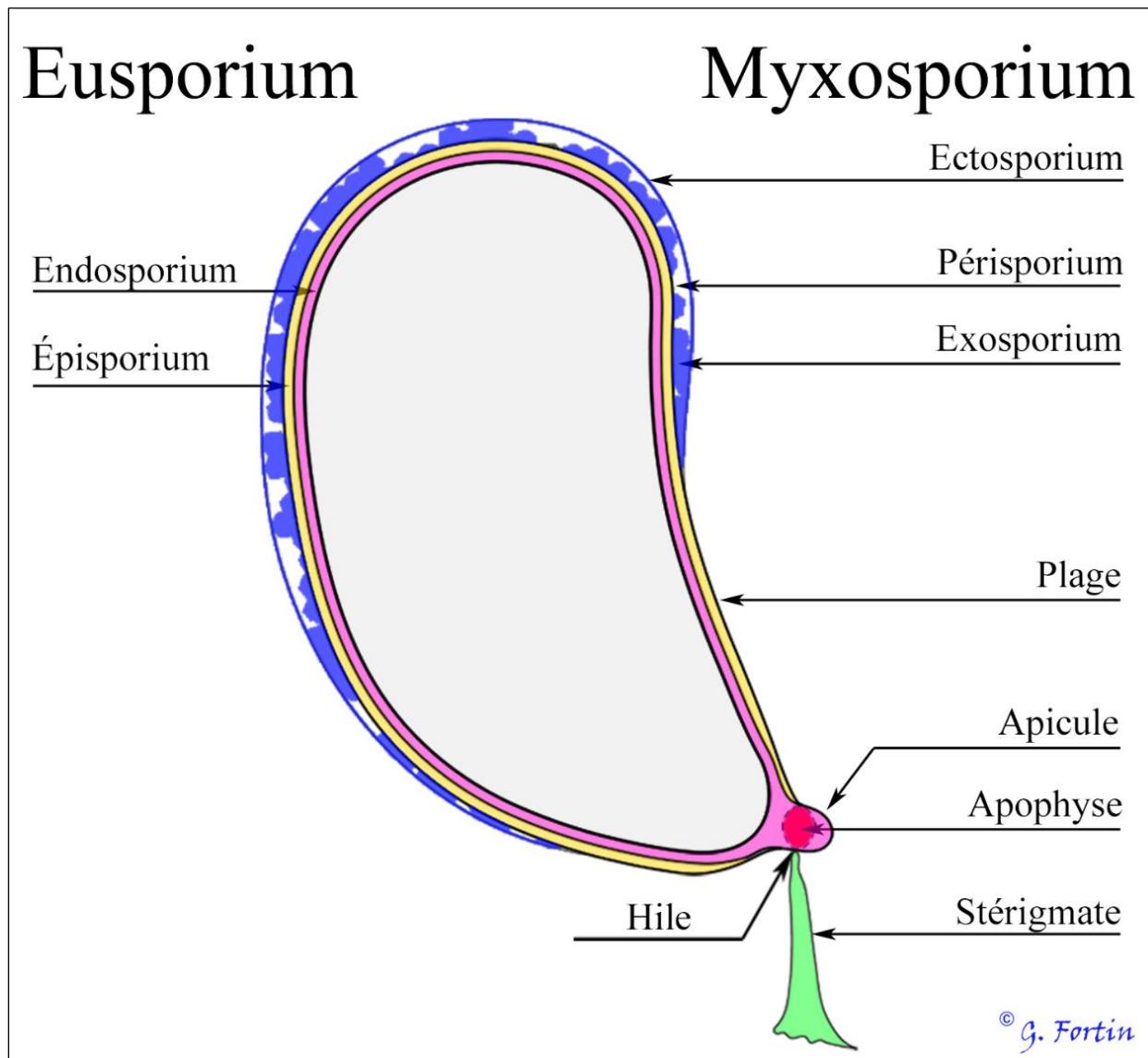


Fig. 7-1. Structure de la paroi sporale d'un hyménomycète typique.

7.2.3 Structure de la paroi sporale selon la présence ou l'absence d'ornementations

L'exosporium peut être incolore et ornementé comme chez les *Russula*, coloré et ornementé comme chez les *Cortinarius*, incolore et lisse comme chez les *Lepiota* et, coloré et lisse comme chez les *Agaricus* ([Fig. 7-2](#) et [Fig. 7-3](#)).

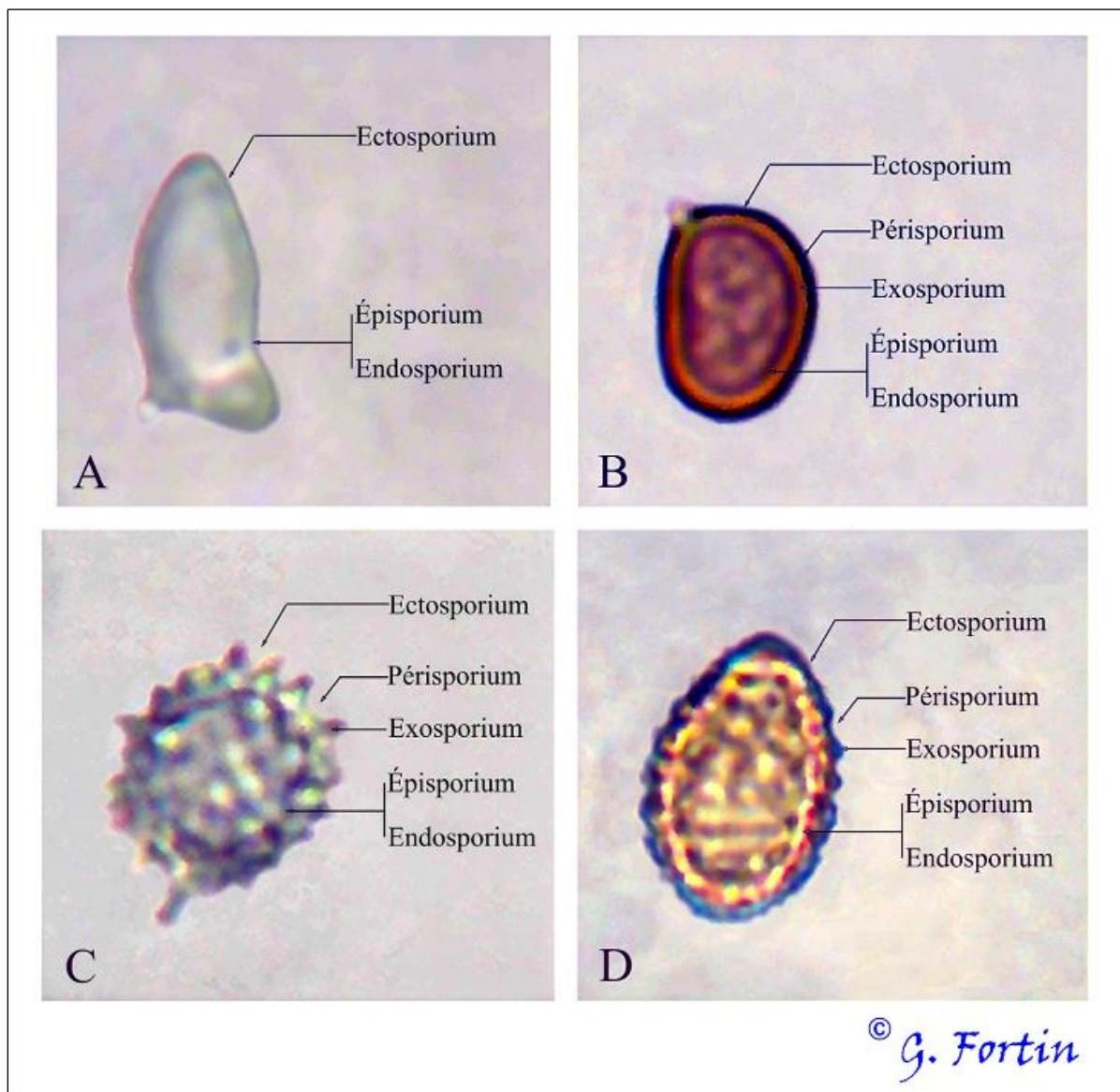


Fig. 7-2.

A- Spore incolore et lisse. *Lepiota cristata*.

B- Spore colorée et lisse. *Agaricus* sp.

C- Spore incolore et ornementée. *Russula compacta*.

D- Spore colorée et ornementée. *Cortinarius caperatus*.

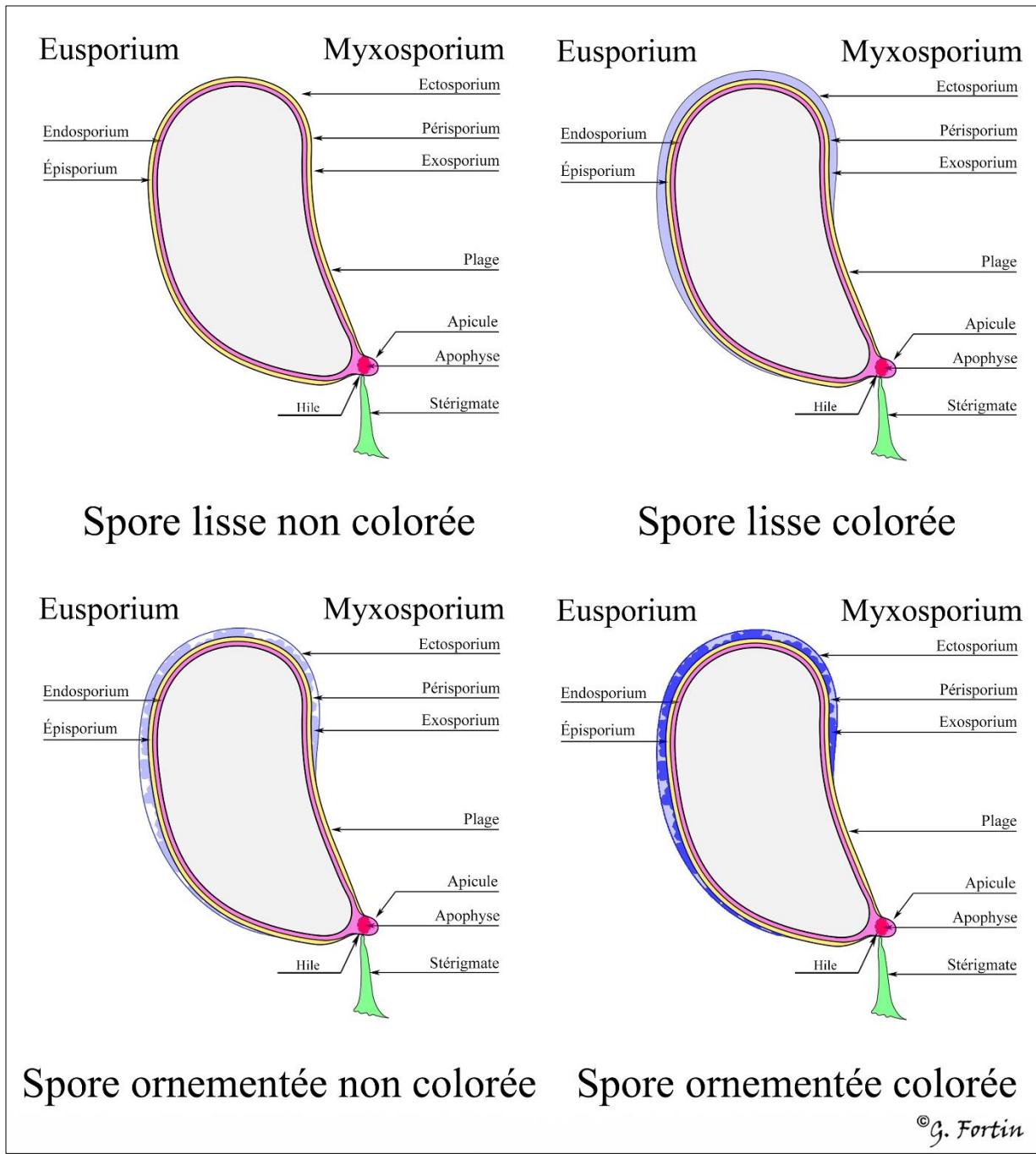


Fig. 7-3. Structure de la paroi des spores lisses ou ornementées, colorées ou non

7.2.4 Résistance au KOH

Certaines des structures du myxosporium sont remarquablement dures, mais toutes sont solubles dans le KOH. Les structures

les plus molles sont dissoutes rapidement tandis que les plus dures peuvent prendre jusqu'à 2 ou 3 jours pour se dissoudre. L'eusporium résiste à ce traitement.

La [Fig. 7-4](#) montre des spores de *Cortinarius caperatus* dans le liquide glycériné et dans le KOH 14 %, légèrement chauffé, après un délai de 1 heure et de 3 heures. Après 3 heures, le myxosporium est complètement dissous et il ne reste que le protoplasme entouré de l'eusporium.



Fig. 7-4. Spores de *Cortinarius caperatus*.

A : dans le liquide glycériné.

B : dans le KOH 14 % légèrement chauffé après 1 heure.

C : dans le KOH 14 % légèrement chauffé après 3 heures.

7.2.5 Résistance à la déshydratation et aux rayonnements UV

Une fois éjectées, les spores doivent survivre un certain temps avant de trouver un milieu propice à leur germination. C'est en particulier le vent qui assure leur distribution spatiale et c'est leur type de paroi qui donne aux spores leur résistance à la déshydratation et aux rayons UV. Les spores à paroi mince et incolore (ex. *Mycena*), ne survivent que quelques jours alors que les spores à paroi épaisse et fortement colorée peuvent survivre plusieurs mois (ex. *Suillus*) et même des années (ex. *Conocybe*).

7.2.6 Particularités

7.2.6.1 La ligne de Becke

Lorsqu'on observe une spore au microscope optique, que son indice de réfraction est différent de l'indice de réfraction du milieu ambiant, que le microscope est légèrement hors foyer et que le diaphragme du condensateur est correctement ouvert (une situation fréquente), il se produit un phénomène optique qui consiste en l'apparition d'un halo lumineux autour de la spore. Ce halo est immédiatement suivi d'une très mince ligne foncée. Ce phénomène s'appelle une ligne de Becke. Ensemble, le halo brillant et la ligne foncée pourraient être interprétés à tort comme étant une paroi sporale. Il est toutefois facile de reconnaître les lignes de Becke en fermant le diaphragme du condensateur, ce qui crée un nombre supplémentaire de lignes foncées. Lorsque deux spores sont proches l'une de l'autre, ces lignes se chevauchent, éliminant le risque d'identifier une fausse paroi sporale ([Fig. 7-5](#)).

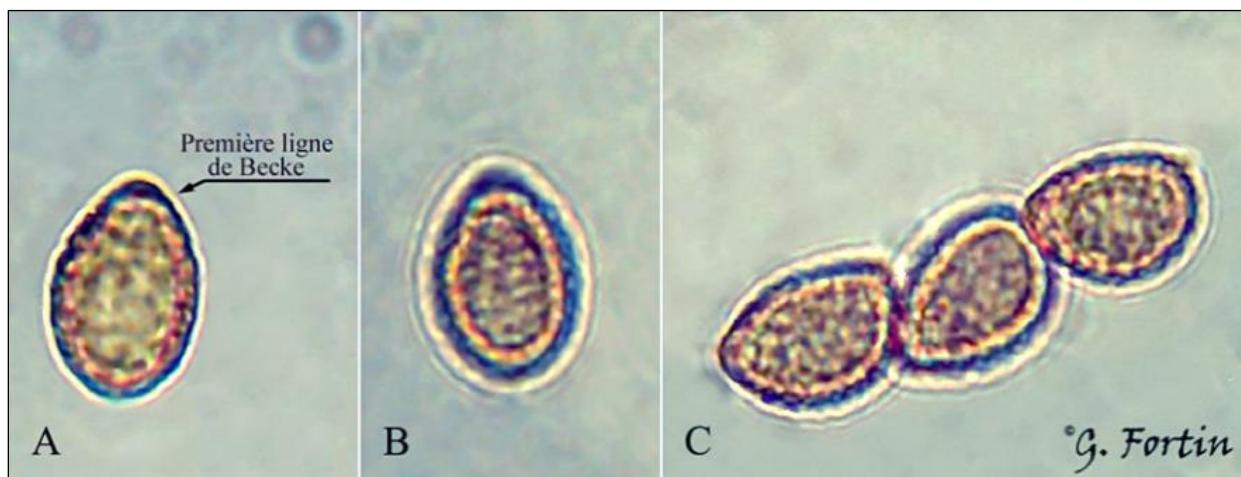


Fig. 7-5.

- A. Lorsque le diaphragme est ouvert correctement, on n'aperçoit qu'une ligne de Becke.
- B. En fermant le diaphragme, de nouvelles lignes apparaissent.
- C. Lorsque les spores sont proches l'une de l'autre, les lignes de Becke s'entrecroisent. Spore de *Cortinarius caperatus*.

7.2.6.2 Fragilité mécanique du myxosporium

Le myxosporium peut, parfois, être mécaniquement détaché de l'eusporium en écrasant les spores entre la lame et la lamelle et en faisant glisser latéralement celle-ci. ([Fig. 7-6](#))



Fig. 7-6. Spore de *Cortinarius caperatus* dont l'eusporium et le myxosporium ont été séparés mécaniquement par compression et cisaillement entre la lame et la lamelle.

7.2.7 Les septums

Les septums sont des cloisons qui séparent la spore en cellules distinctes ([Fig. 7-7](#)). Le nombre de septums est normalement stable pour une espèce. Les septums peuvent être longitudinaux ou transversaux ou les deux à la fois, minces ou épais, comme la paroi dont ils proviennent. Une spore immature peut ne pas être septée, mais le devenir à maturité, c'est à dire une fois éjectée.

Les spores septées se rencontrent surtout chez les hétéro-basidiomycètes et chez les anamorphes conidiens. Elles sont rares chez les hyménomycètes.

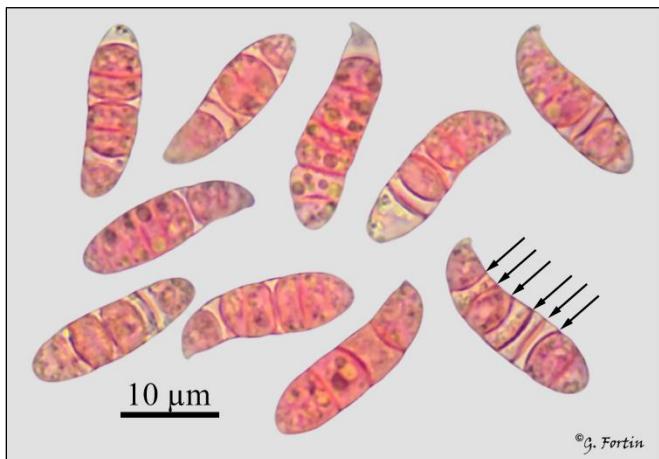


Fig. 7-7. Spores de *Dacrymyces chrysospermus* septées. Les flèches indiquent les septums d'une spore.

7.3 La forme

L'orientation des spores sous le microscope varie et il faut tenir compte de trois orientations possibles. ([Fig. 7-8](#))

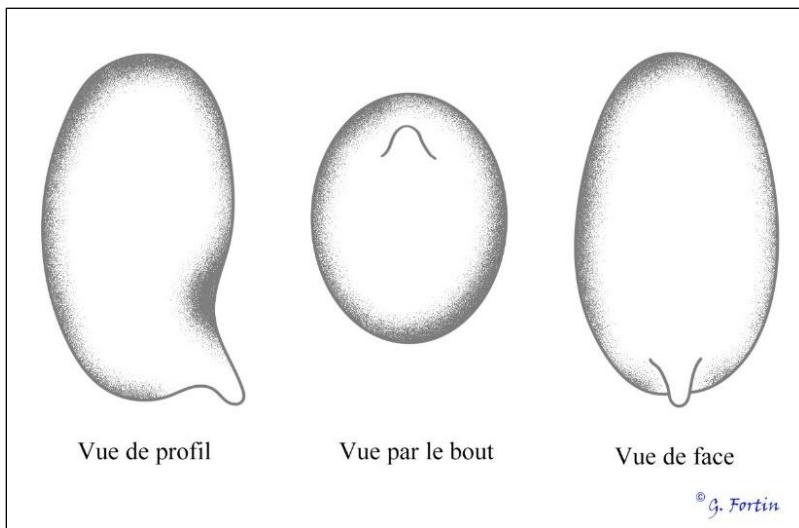


Fig. 7-8. Orientation des spores sous le microscope.

Les spores peuvent avoir un contour arrondi, allongé ou anguleux. On doit toujours observer les spores sur une vue de face et une vue de profil. La vue de face rend compte de la forme du contour alors que la vue de profil permet d'observer l'apex, la base, l'arête interne et l'arête externe. La base de la spore est l'extrémité proche de l'apicule reliant la spore à la baside. L'apex est la partie opposée à l'apicule et est souvent occupé par un pore germinatif. La forme et l'ornementation des spores sont relativement homogènes dans un

même genre. Toutes les amanites et tous les tricholomes ont des spores lisses, tous les entolomes ont des spores polygonales, et tous les lactaires et toutes les russules ont des spores ornementées, plus ou moins réticulées.

La terminologie des formes de spores n'est pas simple ni rigide. Il y a plein de formes intermédiaires. Il ne faut pas confondre des formes proches, telles qu'ovoïde, qui a un gros bout et un petit bout, comme un œuf, avec ellipsoïde, qui est allongé, mais symétriquement, et amygdaliforme, dont la forme en amande a un contour dissymétrique.

7.4 Les ornementations

([Fig. 7-9](#))

Les ornementations sont les éléments surajoutés sur toute la surface de la spore ou sur seulement une partie de celle-ci. Une spore peut être lisse, ou ornementée et les ornementations peuvent être plus ou moins prononcées. L'observation des spores en vue de face permet de mettre en évidence les crêtes longitudinales, présentes sur la paroi, mais peu distinctes en vue de profil. La description des ornementations est très importante et doit être faite.

7.5 Les annexes

([Fig. 7-1](#) et [Fig. 7-9](#))

- L'apicule

Structure formée par l'apophyse. Siège du développement de la spore, il se retrouve à la base de la spore mature. Souvent appelé appendice hilaire dans la littérature mycologique.

- Le hile

Zone de scission située entre la spore et le stérigmate. C'est le point de détachement de la spore lors de son éjection et apparaît comme une cicatrice sur la base de la spore après son éjection.

- Le pore germinatif

Zone plus ou moins cylindrique en forme de pore opposé à l'apicule et par où débute un tube de germination, pouvant donner un bout tronqué à la spore. Elle est mieux observée au bleu de crésyl.

Ex.: *Agrocybe*, *Bolbitius*, *Conocybe*, *Coprinus*, *Hypholoma*, *Kuehneromyces*, *Leucoagaricus*, *Macrolepiota*, *Melanotus*, *Panaeolus*, *Pholiota*, *Pholiotina*, *Psathyrella*, *Psilocybe*, *Pseudocoprinus*, *Stropharia*

- Le cal

Amincissement ou bouchon sans évidement, correspondant à une simple modification de la paroi sporale

- La plage

Zone supra-apiculaire lisse sur une paroi sporale rugueuse

Ex. : *Galerina*, *Lactarius*, *Melanoleuca*, *Russula*

7.6 Le contenu

([Fig. 7-9](#))

L'examen microscopique des spores comprend l'observation des structures présentes dans le cytoplasme : granulations, guttules, vacuoles et parfois les noyaux.

Le contenu des spores est homogène, granuleux, guttulé ou vacuolaire. Les spores à contenu homogène ont un cytoplasme de texture uniforme, sans inclusions.

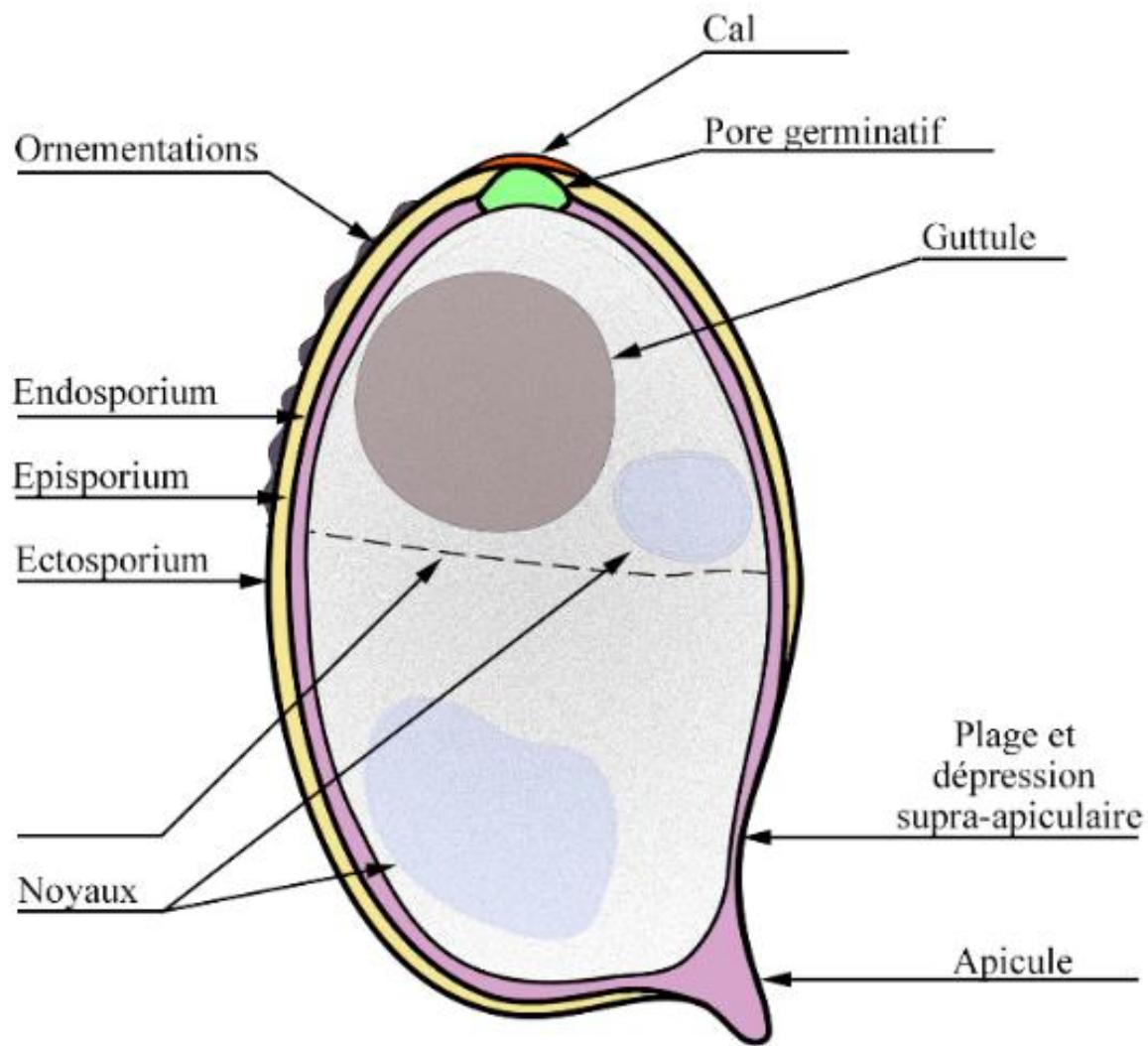
Les spores à contenu granuleux ont un cytoplasme parsemé de petits grains.

Les guttules sont de petites inclusions sphériques ou ovoïdes, huileuses ou lipoïdes, présentes dans le cytoplasme. Elles varient en nombre et en taille et sont parfois plus ou moins distinctes au microscope. Une spore peut être uni-, bi-, tri- ou pluriguttulée et ces guttules peuvent être centrales, polaires ou librement dispersées. Contrairement aux ascospores, la présence de guttules chez les

basidiospores ne semble pas être un caractère assez spécifique pour qu'il puisse être systématiquement noté. Lorsque les guttules sont rapprochées, de taille relativement égale et grande, les spores peuvent apparaître faussement septées. L'utilisation d'une solution de KOH à 5-10 %, dissout les guttules et met en évidence la présence de vrais septums s'ils sont présents.

Les vacuoles sont des organites délimités par une membrane sans forme ni taille particulière et varient selon les besoins de la cellule. Elles sont difficiles à détecter dans les spores et ne sont pas utiles pour l'identification.

Il est souvent impossible d'observer le ou les noyaux lors d'un examen normal des spores. Leur démonstration nécessite des techniques de coloration particulières et complexes qui ne sont pas traitées ici.



Structure d'une spore

© G. Fortin

Fig. 7-9. Ornements, annexes et contenu.

7.7 La coloration

La spore peut être hyaline, colorée, foncée, opaque, d'où l'intérêt d'utiliser d'abord une solution neutre, puis par la suite des colorants spécifiques qui mettent en évidence des éléments particuliers.

Les spores perdent souvent leurs nuances de couleur au microscope. Elles apparaissent comme plus ou moins pigmentées. Ce caractère est en général relativement peu important.

7.8 La réactivité aux colorants

La réactivité de la spore aux colorants provient de la paroi, du cytoplasme ou des inclusions qui réagissent différemment aux divers colorants. Leur utilité est surtout pour les spores de couleur pâle. Les solutions de NaCl, KOH ou NaOH, sont habituellement employées pour les spores colorées, sauf pour démontrer l'ornementation sporale auquel cas on utilise les solutions décrites plus bas. Certaines solutions peuvent provoquer une déformation des éléments microscopiques et le KOH peut même dissoudre les ornements à la longue ([Fig. 7-4](#)).

Trois types de réactions sont importants :

7.8.1 La réaction au Melzer

([Fig. 7-10](#))

Le Melzer, en plus de l'iode, contient de l'hydrate de chloral, qui renforce la distinction entre la réaction amyloïde et la réaction dextrinoïde en améliorant l'observation.

Trois réactions sont possibles :

- Amyloïde

Les spores deviennent bleu clair, bleues, violettes, grisâtres ou bleu-noir

Ex. : les spores d'*Amanita*, *Lactarius*, *Lentinellus*, *Russula*

- Dextrinoïde ou pseudo-amyoïde

Les spores deviennent brun Rougeâtre ou brun vineux

Ex. : les spores d'*Hygrophoropsis*, *Lepiota*, *Paxillus*, *Rhodocollybia*

- Inactive

Les spores restent claires, hyalines ou teintées de jaune ou de doré comme le colorant.

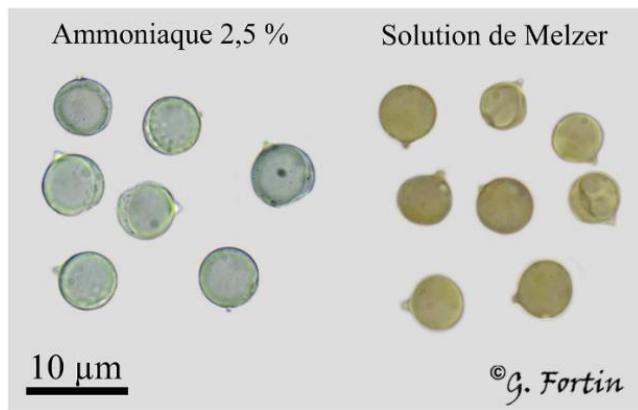
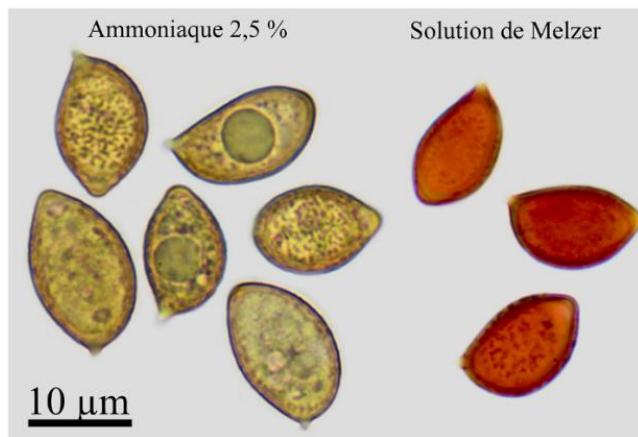
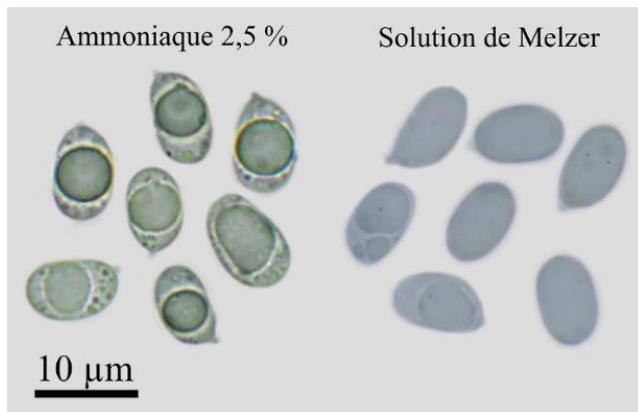


Fig. 7-10.
En haut : spores amyloïdes de
Mycena leaiana.

Au milieu : spores dextrinoïdes
de *Cortinarius caperatus*.

En bas : spores inamyloïdes
d'*Amanita fulva*.

Au contact des réactifs iodés, surtout le Melzer, les spores amyloïdes prennent une teinte bleu-noir plus ou moins prononcée. Cette réaction est généralisée ou localisée sur les ornementsations. Cette réactivité est parfois difficile à démontrer et on peut se servir de spores témoins, inactives dans le Melzer, pour comparer les

différences dans les réactions. Les spores des lactaires et des russules ne s'observent que dans le Melzer, c'est dans ce réactif qu'on observe le mieux leur ornementation et qu'on les distingue entre elles. Chez certaines espèces, comme les amanites, la spore entière, y compris le contenu, réagit au Melzer. Chez d'autres espèces comme les lactaires et les russules, l'ornementation sporale seule réagit.

7.8.2 La réaction au bleu coton, bleu lactique ou bleu de méthylène

Ces colorants mettent en évidence de la cyanophilie. Ils colorent aussi le contenu cellulaire et certaines ornementations sporales.

Deux réactions sont possibles :

- La réaction cyanophile

La paroi sporale devient bleu plus foncé que le colorant

Ex. : les spores de *Clitopilus*, *Entoloma*, *Fayodia*, *Hygrophoropsis*, *Lepista*, *Leptonia*, *Porpoloma*, *Rhodocybe*, *Tephrocybe*

- La réaction non cyanophile

La paroi sporale reste uniformément bleue

Ex. : les spores de la plupart des genres

7.8.3 La réaction au bleu de crésyl

Ce colorant met en évidence de la métachromasie. Il colore les parois de certaines spores, en tout ou en partie.

Deux réactions sont possibles :

- La réaction métachromatique

La paroi sporale interne (endospore) devient Rougeâtre ou Rouge pourpré

Ex. : les spores de *Leucoagaricus*, *Leucocoprinus*, *Macrolepiota*

- La réaction orthochromatique

Les parois sporales restent uniformément bleues.

7.8.4 La réaction au rouge Congo, ammoniacal ou SDS

Ces colorants d'usage général colorent les parois des cellules en Rouge.

7.9 Les mesures

7.9.1 La longueur et la largeur

([Fig. 7-11](#))

Il faut considérer les spores comme une population, définir une moyenne n'est pas adéquat ; il faut définir les écarts de dimension dans une population. Les publications mycologiques utilisent la méthode des «déciles» où on établit la variabilité de 80 % de la population. Il faut donc mesurer au moins 30 spores pour établir une population représentative du spécimen étudié. Il faut prendre deux mesures : la longueur et la largeur de spores dont toute la circonférence et l'apicule sont mises au point (au foyer).

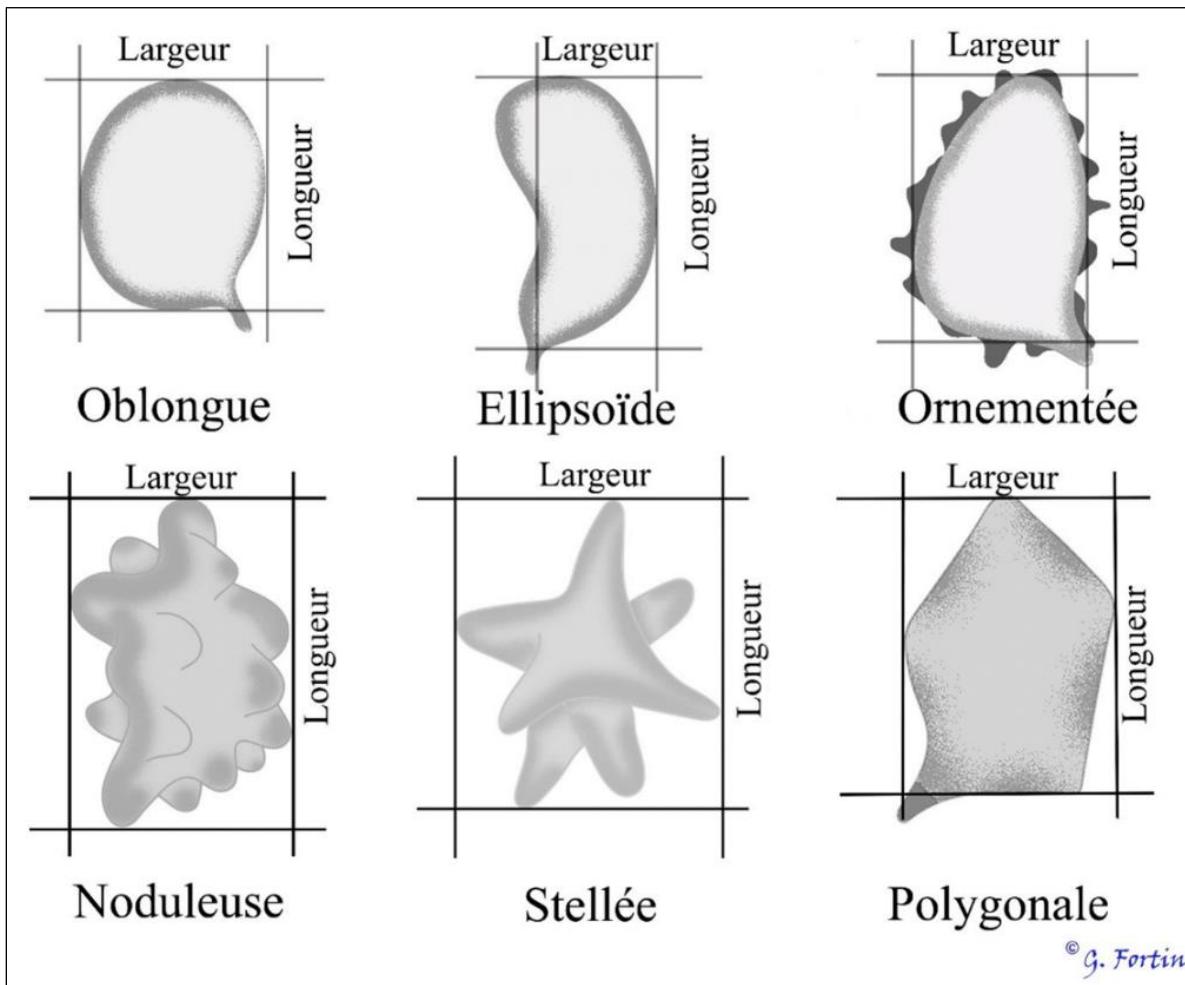
L'utilisation d'un logiciel (tel Piximètre*, gratuit) facilite le calcul.

La formule finale se présente ainsi :

$$(7,5)8-8,5(9,5) \times (4,5)5-6(7) \mu\text{m}$$

	Longueur	Largeur
• plus petite spore	7,5 μm	4,5 μm
• écart contenant 80 % des spores	8-8,5 μm	5-6 μm
• plus grande spore	9,5 μm	7 μm

Les ornementations et l'apicule ne sont pas inclus dans les dimensions à moins d'indications contraires. Ils sont mesurés indépendamment tout comme l'épaisseur de la paroi.



© G. Fortin

Fig. 7-11.

Exemples de prises de mesures sur différentes formes de spores.

7.9.2 Le Q sporal (quotient sporal)

Il représente la forme de la spore

Formule : $Q = L / l$. (L = longueur, en μm , l = largeur, en μm)

$Q < 1,05$	= forme globuleuse
$Q > 1,05$ et $< 1,15$	= forme subglobuleuse
$Q > 1,15$ et $< 1,30$	= forme largement ellipsoïde
$Q > 1,30$ et $< 1,60$	= forme ellipsoïde
$Q > 1,60$ et $< 2,00$	= forme oblongue
$Q > 2,00$ et $< 3,00$	= forme cylindrique
$Q > 3,00$	= forme bacilliforme

7.9.3 Le volume sporal (V)

Il serait plus précis que le Q sporal

Formule : $V = 4/3 \times \pi \times L \times (l \times 2)$

L = longueur, en μm

l = largeur, en μm

V = volume en μm^3

ou plus simplement : $V = 4,19 \times L \times (l \times 2)$

L = longueur, en μm

l = largeur, en μm

V = volume en μm^3

$$\pi = 3.1416 \text{ (Pi)}$$

*Piximètre : <http://www.piximetre.fr/> (consulté le 2025-02-28)

7.10 La formulation

Il y a de nombreux autres termes descriptifs des spores. Ceux qui ont un sens clair et passe-partout semblent préférables aux termes imprécis, en ajoutant éventuellement quelques correctifs comme :

- des termes d'atténuation ou de renforcement : légèrement, faiblement, bassement, moyennement, modérément, fortement, obtusément, distinctement, etc.
- des préfixes sub- (sous) ou suffixe -oïde (semblable)
- des associations de deux termes : ovoïdes-ellipsoïdes, ellipsoïdes-cylindriques, etc.

La formulation exacte d'une description de spores devrait normalement comprendre ces caractères étudiés suivants :

Forme contenu

Ornementation	coloration
Paroi	réactivité
Septation	dimensions
Annexes	Q et V sporaux

Les omissions de caractères sont volontaires ou erronées. Certains caractères sont superflus parce que l'espèce possède les caractères généraux et connus du genre, ou parce qu'ils sont non significatifs dans la description, comme la réaction au Melzer pour les spores noires.

Exemple de formulation avec *Coprinus comatus* :

« pores ellipsoïdes à ovoïdes, lisses, à paroi épaisse, avec pore germinatif tronqué, central aplati, brun jaune, 10-14 x 6-8,5 µm; Q : 1,4-1,6 »

Ici, septation et réactivité aux colorants sont inutiles aux *Coprinus*.

7.11 Les schémas et les photographies

7.11.1 Les spores de formes habituelles et particulières ([Fig. 7-12](#) et [Fig. 7-13](#))

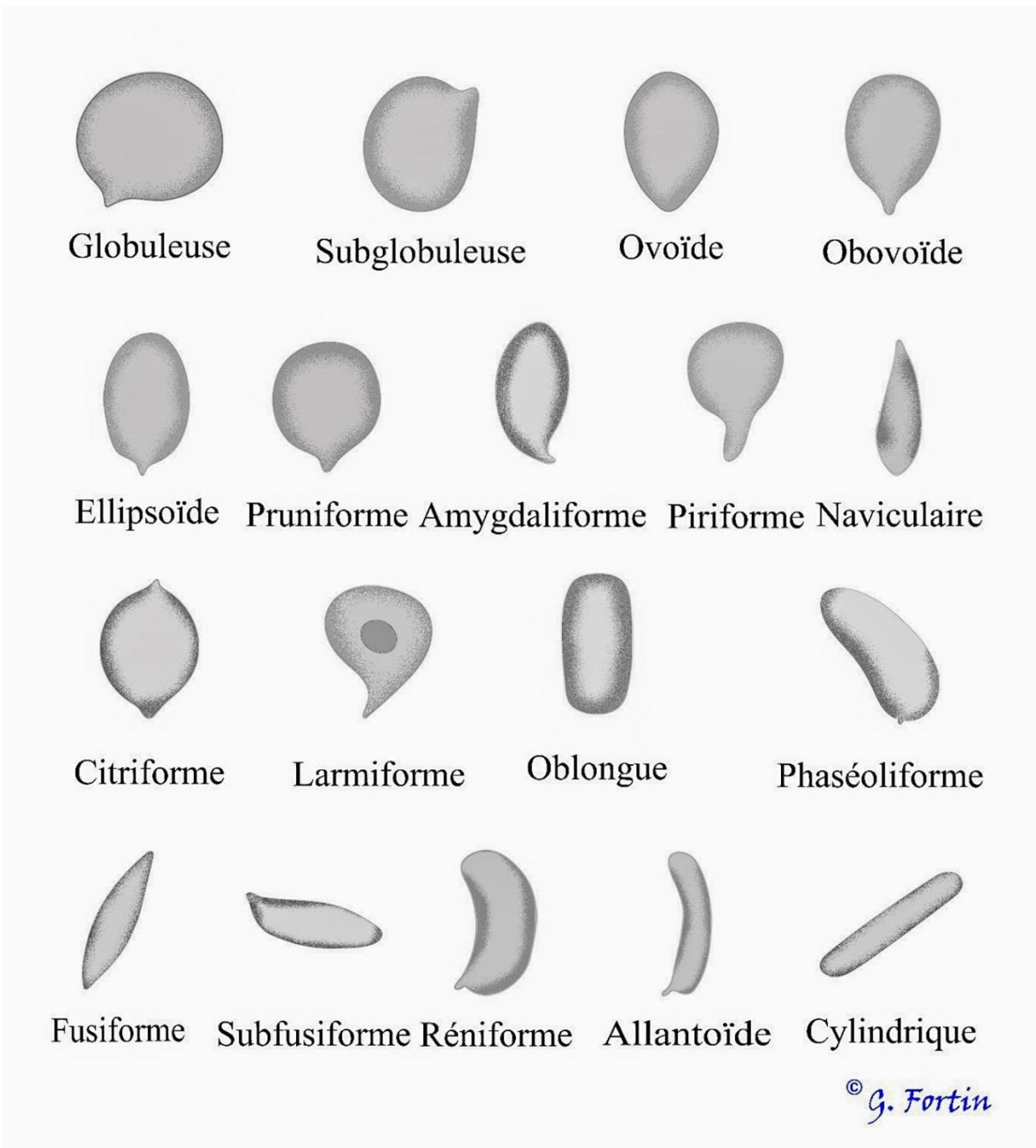


Fig. 7-12. Exemples de spores de formes habituelles



Cordiforme



Lenticulaire



Mitriforme



Losangique



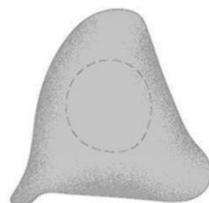
Polygonale



Rostrée



Cuboïde



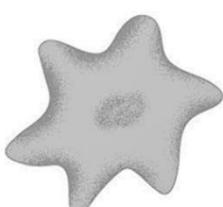
Triangulaire



Gibeuse



Cruciforme



Stellée



Vermiforme

© G. Fortin

Fig. 7-13. Exemples de spores de formes particulières

7.11.2 Les spores ornementées et de morphologies typiques ([Fig. 7-14](#) et [Fig. 7-15](#))

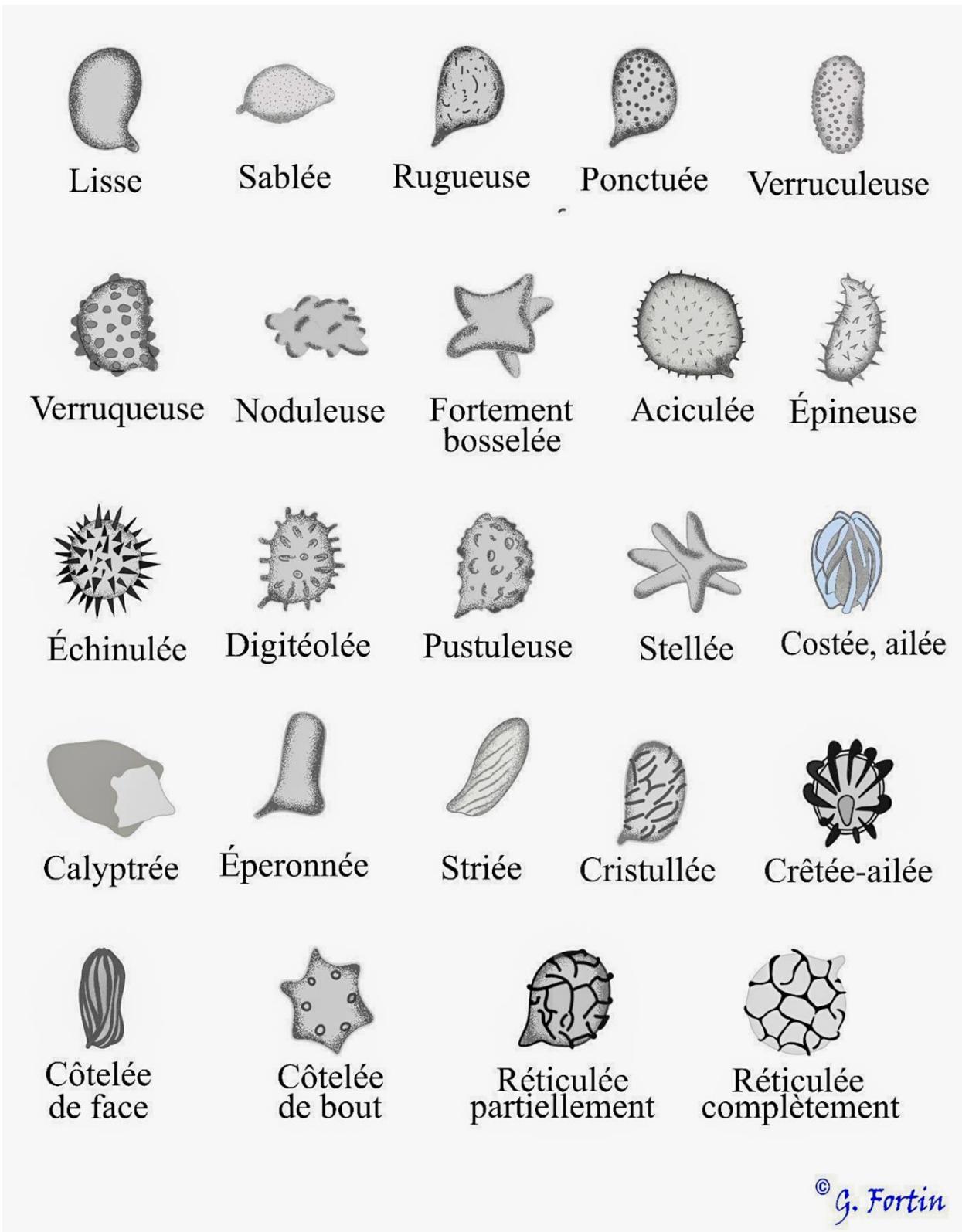
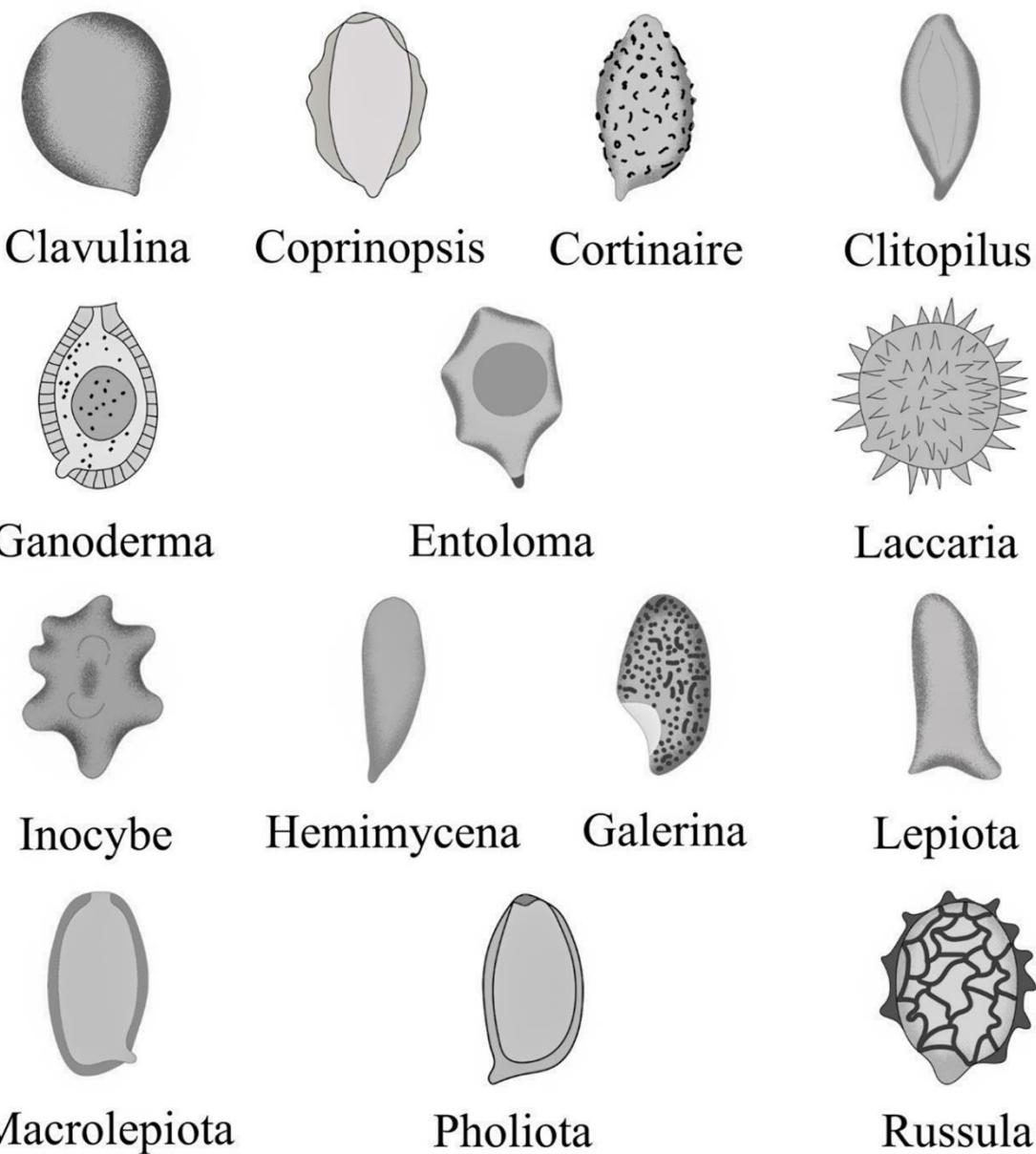


Fig. 7-14. Exemples de spores ornementées

© G. Fortin



© G. Fortin

Fig. 7-15. Exemples de spores ornementées. À droite, exemples de morphologies typiques de spores

7.11.3 Photographies de spores communes

(Fig. 7-16)

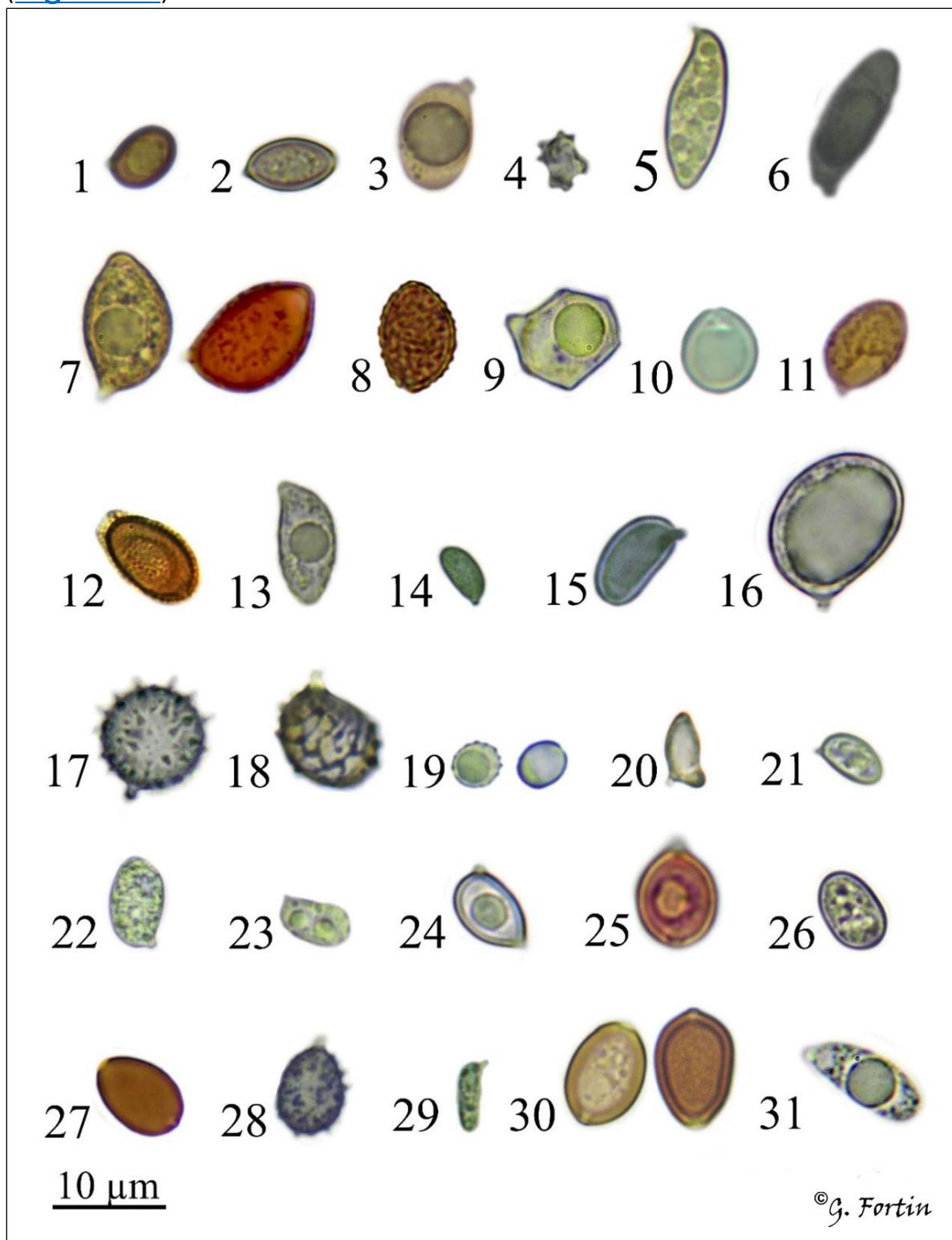


Fig. 7-16. Photographies de spores communes. La dimension des spores est à l'échelle.

1- *Agaricus bisporus*. 2- *Agrocybe praecox*. 3- *Amanita* sp - section *vaginatae*. 4- *Boletopsis grisea*. 5- *Boletus chippewaensis*. 6- *Cerioporus squamosus*. 7- *Cortinarius caperatus* (à gauche ammoniaque, à droite, Melzer). 8- *Cortinarius uliginosus*. 9- *Entoloma rhodopolium*. 10- *Fomitiporia* sp. 11- *Galerina marginata*. 12- *Ganoderma resinaceum*. 13- *Gomphus clavatus*. 14- *Gymnopus subsulphureus*. 15- *Gyroporus cyanescens*. 16- *Hymenopellis furfuracea*. 17- *Laccaria longipes*. 18- *Lactarius deterrimus*. 19- *Lentinellus* sp. 20- *Lepiota cristata*. 21- *Lepiota* sp. 22- *Lepista Irina*. 23- *Lepista nuda*. 24- *Leucoagaricus leucothites*. 25- *Leucocoprinus birnbaumii*. 26- *Pluteus cervinus*. 27- *Psathyrella delineata*. 28- *Russula* sp. 29- *Schizophyllum commune*. 30- *tropharia rugosoannulata* (à gauche ammoniaque, à droite, Melzer). 31- *Tricholoma atrodiscum*.

8. Les hyphes

8.1 Les hyphes indifférenciées

Tous les hyménomycètes sont composés d'hyphes. Les hyphes qui constituent le matériel de base de tous les champignons sont des hyphes indifférenciées. On les appelle hyphes végétatives dans les mycéliums et hyphes génératrices ([Fig. 8-1](#)) dans les basidiomes. Elles sont vivantes, nucléées, souvent de grandes dimensions, septées, parfois bouclées, parfois ramifiées, et avec une paroi mince. Elles forment le plectenchyme de ces basidiomes.

Ces hyphes indifférenciées peuvent être modifiées par turgescence, sclérification, gélification, endosécrétion ou excrétion de substances. Ces modifications peuvent se combiner pour produire plusieurs nouveaux types d'hyphes.

8.2 Les hyphes différenciées non sécrétrices

Les hyphes végétatives ou génératrices peuvent subir cinq types de différentiations :

8.2.1 La sclérification (les hyphes sclérfiées)

La sclérification produit des hyphes sclérfiées. Ce sont des hyphes à paroi épaisse par du matériel additionnel dur, non gélatineux et parfois incrustées. Elles forment le tissu de support des basidiomes durs et résistants, comme celui de la plupart des polypores. Elles sont de trois types :

8.2.1.1 Les hyphes squelettiques

Appelées hyphes fibreuses par Cléménçon (2012). En général, les hyphes squelettiques ne sont pas, ou rarement, ramifiées, et leur croissance se fait au niveau de la mince paroi de l'apex. ([Fig. 8-2](#)) Le cytoplasme apical est parfois séparé des régions à paroi épaisse par de fins septums secondaires qui peuvent disparaître après un certain

temps. Elles se transforment parfois en hyphes ligatives et prennent alors le nom d'hyphes squeletto-ligatives ([Fig.8-3](#)).

8.2.1.2 Les hyphes ligatives

Aussi appelées hyphes conjonctives, hyphes liantes ou hyphes collectives ([Fig. 8-4](#)). Ces hyphes sont fortement ramifiées. Elles sont petites, emmêlées, ne sont pas septées et sont souvent coralloïdes. Elles ont une croissance limitée et une lumière très étroite ou même inexiste. Elles s'entremêlent aux hyphes squelettiques et à d'autres hyphes pour former le contexte de plusieurs polypores.

Les hyphes de type Bovista ([Fig. 8-5a](#) et [8-5b](#)) sont un type particulier d'hyphes ligatives. Elles ont des parois épaisses et des ramifications dichotomiques dont le diamètre s'amenuise en s'éloignant de la bifurcation. Elles sont caractéristiques des genres *Dichomitus*, *Piptoporus*, *Polyporus* et de certains *Ganoderma*.

8.2.1.3 Les hyphes de support

Aussi appelées hyphes squelettoïdes ou hyphes génératrices à paroi épaisse. Ces hyphes diffèrent des autres hyphes sclérifiées par la présence de vrais septums, qui ont parfois des boucles (anses d'anastomose). Elles diffèrent des hyphes génératrices par leur paroi épaisse et par leur fonction de support des basidiomes, comme le font les autres hyphes sclérifiées. ([Fig.-8-6](#))

8.2.2 Le stockage (les hyphes de stockage)

La transformation en réserve de nourriture produit des hyphes de stockage ([Fig. 8-7](#)). Ces hyphes accumulent de la nourriture formée en général de glycogène, de divers polysaccharides et de lipides. Elles sont fréquentes dans les sclérotes, dans plusieurs mycéliums et dans certains basidiomes. Dans les mycéliums, elles ont surtout des parois minces à modérément épaissies et contiennent généralement du glycogène. Dans les basidiomes matures des

agarics, elles ont en général une paroi mince et contiennent des lipides ou du glycogène.

8.2.3 La turgescence (les hyphes physaloïdes)

Un gonflement turgescent produit des hyphes physaloïdes ([Fig. 8-8](#)), aussi appelées hyphes fondamentales. Ce sont des hyphes à paroi mince et fragile, colorables au rouge Congo. Elles ont de longues cellules et des septums avec ou sans boucles. Comme les septums et les boucles ne changent généralement pas de dimension pendant le gonflement, la plupart des hyphes physaloïdes sont étranglées ou resserrées au niveau des septums. Les hyphes physaloïdes forment la majorité des hyphes chez les agarics. Pendant la croissance du champignon, la formation d'hyphes physaloïdes assure une augmentation rapide du volume sans augmentation significative de la biomasse. Plus tard, la stabilité mécanique des basidiomes peut être augmentée par une sclérification, en général modérée, de la paroi de ces hyphes.

Quelques types particuliers d'hyphes physaloïdes :

8.2.3.1 Les acrophysalides

Chez les agarics du genre *Amanita*, ce sont des terminaisons d'hyphes allongées et gonflées qui donnent au stipe et au pileus de ces basidiomes leur rigidité et leur structure caractéristiques. Ces acrophysalides se retrouvent aussi en position inclinée dans la trame lamellaire bilatérale, divergente des *Amanita*, ce qui donne de l'épaisseur à la lame sans ajouter beaucoup de biomasses. ([Fig. 8-9](#))

8.2.3.2 Les sphérocytes

Ce sont des cellules globuleuses retrouvées dans certains pileipellis et dans le voile de champignons comme les *Amanita* et les *Coprinus*. ([Fig. 8-10](#))

8.2.3.3 Les sphérocystes

C'est un type particulier de sphérocystes ([Fig. 8-11](#)). Ce sont de grandes cellules globuleuses, turgescantes, à paroi mince, groupées en îlots, présentes surtout dans la chair du chapeau et du pied des *Russulaceae* et responsables de leur friabilité.

Quelques mycéliums produisent des hyphes physaloïdes sans septum, qui servent de canalisation pour le transport de l'eau et de solutions. Fayot a appelé ces hyphes, «hyphes fondamentales» et le contexte qu'elles forment, «tissu fondamental».

8.2.4 La gélification

La gélification produit des hyphes gélifères ([Fig. 8-12](#)). En général, ces hyphes ont un petit diamètre, sont cylindriques et septées, avec ou sans boucles et dans la plupart des cas ont une paroi très mince. La face externe de la paroi peut se gélatiniser ou elle peut sécréter une substance gélatineuse, formant un contexte ou une surface gélatineuse.

La gélification est un moyen de fabriquer de volumineux basidiomes à partir d'une faible biomasse dans le but de stocker de l'eau et de sceller la surface pour réduire la perte d'eau par évaporation.

8.2.5 L'endosécrétion

L'endosécrétion produit des hyphes sécrétrices, aussi appelées hyphes conductrices. Le cytoplasme de ces hyphes est comblé partiellement ou totalement par des dépôts de métabolites secondaires et prend le nom de deutéroplasme. Les dépôts s'observent sous forme de gouttelettes, ou de masses hétérogènes ou homogènes, ou sous forme d'amas de cristaux emmêlés. Même si ces hyphes ont été appelées «hyphes conductrices», elles ne forment pas du tout un système conducteur.

8.3 Les hyphes différenciées sécrétrices

8.3.1 Introduction

Traditionnellement, les hyphes sécrétaires sont classées en fonction de la coloration des parois et du contenu (deutéroplasme) par des colorants et réactifs. Deux terminologies pour les décrire sont présentées ici.

8.3.1.1 La terminologie conventionnelle

Elle qui distingue cinq classes d'hyphes sécrétaires :

- Les Laticifères (dans un sens très restreint) : produisent et transportent du latex. Elles sont à paroi mince, non septées et ramifiées. Elles n'absorbent pas nécessairement le bleu de crésyl et ne deviennent pas nécessairement bleu foncé dans la sulfovanilline ou noires dans le sulfobenzaldéhyde.
- Les Oléifères (dans le sens de Fayot) : ne transportent pas de latex, mais contiennent une huile, une graisse, une résine ou une substance d'apparence huileuse, grasseuse ou résineuse. En général, elles virent au bleu dans la sulfovanilline, au brun dans la sulfoformaline ou au noir dans le sulfobenzaldéhyde.
- Les Gléoplères (gloeo-vessels de Singer, rebaptisées gloeoplerous par Donk) : sont attachées (reliées) aux glécystides qui proviennent de la trame et se colorent en bleu foncé dans le bleu de crésyl. Elles ont un contenu granulaire et peuvent se gélifier. Il est possible qu'elles transportent aussi du latex.
- Les Coscinoïdes (dans le sens de Singer) : sont des hyphes de transport de couleur foncée, avec une surface ressemblant à un tamis. On les rencontre dans toutes les parties des basidiomes de Linderomyces et d'autres genres comme *Paxillus*. Ce sont des hyphes filiformes spongieuses émergeant en coscinocystides dans l'hyménium.

- Les Chrysovaisseaux (Chryso-vessels) : sont semblables aux gléoplères ou aux oléifères, mais avec un contenu granulaire ou résineux semblable à celui des chrysocystides, qui vire au jaune dans les alcalis. On les rencontre dans certains genres de la famille des *Strophariaceae*, en particulier dans le genre *Pholiota*.

8.3.1.2 La terminologie moderne proposée par Clémençon (2012)

Cette terminologie conventionnelle, largement utilisée, a été remise en cause par Clémençon (1997) qui propose une terminologie moderne de l'hyphe sécrétrice, basée sur l'apparence ou la réactivité chimique de leur deutéroplasme.

En général le deutéroplasme est insoluble ou légèrement soluble dans l'eau. Il peut être observé sous forme de gouttelettes qui s'accumulent et peuvent devenir assez nombreuses pour former une suspension laiteuse qui s'écoulera ou non de l'hyphe selon sa viscosité, la grosseur de l'hyphe et la pression de turgescence interne. S'il y a un écoulement, il s'agit alors d'un latex.

À mesure que de plus en plus de substance sécrétée s'accumule, les gouttelettes peuvent fusionner et former une masse d'apparence grumeleuse ou homogène, ou cristalliser et produire un deutéroplasme plus ou moins ferme.

En se basant sur cette progression, d'une solution aqueuse à une masse gélatineuse, Clémençon a sélectionné et nommé quelques étapes de transformation du deutéroplasme de la façon suivante :

- Hydromorphe : désigne un deutéroplasme clair et liquide, qui peut être coloré ou non, ou qui peut se colorer en s'écoulant de l'hyphe ou en séchant. Rare.
- Hétéromorphe : désigne un deutéroplasme formé de gouttelettes ou de cristaux en suspension dans le cytoplasme. Il peut être liquide et s'écouler de l'hyphe en grande quantité (latex) ou être visqueux et ne pas s'écouler de l'hyphe.

Commun.

- Isomorphe : désigne un deutéroplasme qui est liquide et peut s'écouler de l'hyphe et qui n'est ni laiteux ni aqueux, mais d'apparence homogène comme de l'huile. Rare.
- Diplomorphe : désigne un deutéroplasme liquide, isomorphe, dans lequel sont dispersés des gouttelettes ou des granules d'une autre sécrétion. Comme la masse isomorphe est liquide, le deutéroplasme diplomorphe peut s'écouler d'une hyphe brisée. Rare.
- Méromorphe : désigne un deutéroplasme qui ne contient ni gouttelettes ni granules, mais des grumeaux plus gros, des caillots ou des cristaux, directement en suspension dans ce deutéroplasme. Rare.
- Thrombomorphe : désigne un deutéroplasme gélatineux, ferme et surtout homogène. Ce deutéroplasme ne s'écoule pas, mais surgit de l'hyphe brisée et forme un exsudat en forme de petits boutons. Très commun.

À partir de cette description morphologique du deutéroplasme, on peut définir des classes d'hypes sécrétrices :

1 Deutéroplasme hydromorphe. Le contenu des hyphes sécrétrices est liquide et clair, toutes les substances sécrétées sont dissoutes. Les basidiomes coupés exsudent un jus aqueux, quoique parfois coloréHydroplères

1 Deutéroplasme opalescent. Le contenu des hyphes sécrétrices est laiteux, granuleux, avec des cristaux, ou gélatineux et ferme.....2

2 Deutéroplasme hétéromorphe ou diplomorphe. Le contenu des hyphes sécrétrices est liquide, mais parfois visqueux. Lorsque coupés, certains basidiomes exsudent un latex laiteux, d'autres nonHétéroplères

2 Deutéroplasme thrombomorphe. Les basidiomes n'exsudent jamais de latex.....**Thromboplères**

Les hétéroplères englobent les hyphes gléoplères et laticifères conventionnelles.

Les thromboplères sont les «hyphes oléifères» de Fayod.

8.3.2 Les hyphes hydroplères

Elles exsudent un suc clair et transparent, soluble dans l'eau, limpide, mais pouvant être coloré ou non. Ce n'est pas un latex, celui-ci est insoluble dans l'eau. Même si les hydroplères exsudent une grande quantité de liquide lorsqu'elles sont brisées, comme le font les laticifères, le liquide qu'elles exsudent n'est pas un latex et elles ne sont donc pas appelées laticifères. Elles se différencient à partir des hyphes génératrices et cette différenciation peut se faire progressivement d'une cellule à l'autre. Ces hyphes peuvent souvent être reconnues par la rareté ou l'absence de septum et par leur grand diamètre ([Fig. 8-13a](#) et [8-13b](#)).

Hygrocybe conica et les espèces apparentées sont des exemples de champignons qui ont des hydroplères dans leur basidiome.

8.3.3 Les hyphes hétéroplères

Le deutéroplasme est hétéromorphe ou diplomorphe, fait de gouttelettes ou de fins granules en suspension dans le cytoplasme ou dans un liquide isomorphe d'apparence huileuse. Il peut s'écouler des hyphes en grande quantité (c'est alors un latex), ou il peut être visqueux et ne pas s'écouler. Le deutéroplasme hétéromorphe est laiteux ou opalescent. Il coagule souvent lorsqu'il est exsudé. Certains deutéroplasmes sont colorés ou le deviennent lorsqu'ils sont exposés à l'air. Certains ont un goût âcre ou qui le devient, lorsqu'exposés à l'air. Les hétéroplères peuvent être septées, mais ces septums sont

parfois rares, donnant l'image de longs conduits, qui ont généralement un plus grand diamètre que les autres hyphes.

Les hétéroplères des espèces du genre *Lactarius* et d'autres champignons exsudant un latex sont connus sous le nom d'« hyphes laticifères », et les hétéroplères similaires qui n'exsudent pas de latex sont nommées « hyphes gléoplères ». La distinction entre laticifères ([Fig. 8-14a](#) et [8-14b](#)) et gléoplères ([Fig. 8-15a](#) et [8-15b](#)) est basée uniquement sur la quantité de deutéroplasme exsudé lorsque les hyphes sont blessées. Les deux catégories sont conservées surtout pour des raisons historiques. Cette distinction est d'autant plus brouillée que la quantité de liquide exsudé dépend de l'âge du basidiome et des conditions atmosphériques. Les gléoplères exsudent aussi, comme les laticifères, mais en quantité microscopique. Ceci peut être dû à une viscosité différente, à une pression de turgescence différente ou à un calibre différent des hyphes.

La plupart des espèces du genre *Lactarius* ont des laticifères dans leur basidiome alors que les espèces des genres *Russula*, *Lentinellus* et *Gomphus* ont des gléoplères.

8.3.4 Les hyphes thromboplères

Le deutéroplasme des thromboplères est gélatineux et ne contient pas de noyaux. Dans la plupart des thromboplères, le deutéroplasme est homogène (presque sans structure) et réfringent, rappelant de l'huile. C'est pourquoi les thromboplères ont été appelées « hyphes oléifères » pendant des décennies après que Fayod (1889) les eut baptisées ainsi. Les thromboplères complètement différencierées et presque totalement comblées par un deutéroplasme homogène sont probablement des hyphes mortes. Lorsqu'une telle hyphe est étirée passivement, comme lors de la croissance du stipe des agarics, le contenu de la cellule se brise en petits fragments cylindriques, aux extrémités bien nettes et perpendiculaires à l'axe

de l'hyphe, les fragments demeurent en place, maintenus par la paroi hyphale étirée ([Fig. 8-16](#)). On en conclut que le deutéroplasme n'est ni liquide ni dur et que sa consistance gélatineuse est responsable de la délimitation nette des fragments et de l'aspect de caillot que prend le deutéroplasme qui surgit d'une hyphe brisée ([Fig. 8-17](#)). *Agaricus bisporus* et *Lactarius deterrimus* sont des champignons chez lesquels on peut trouver des hyphes thromboplèires, mais elles sont présentes chez de nombreuses espèces, surtout au niveau du pied.

8.4 Tableau récapitulatif

A- Hyphe indifférenciée

- Dans le mycélium = hyphe végétative
- Dans le basidiome = hyphe génératrice

B- Hyphe différenciée non sécrétrice

- 1) hyphe sclérifiée
 - a) hyphe squelettique (hyphe fibreuse)
 - hyphe squeletto-ligative
 - b) hyphe ligative (hyphe conjonctive, hyphes liantes, hyphe collective)
 - hyphe de type *Bovista*
 - c) hyphe de support (hyphe squelettoïde, hyphe génératrice à paroi épaisse)
- 2) Hyphe de stockage
- 3) Hyphe physaloïde (hyphe fondamentale de Fayot)
 - acrophysalide
 - sphérocyte
 - sphérocyste
- 4) Hyphe gélifère

C- Hyphe différenciée sécrétrice

(son cytoplasme modifié s'appelle un deutéroplasme)

Selon la terminologie conventionnelle :

- 1) hyphe laticifère ou lactifère
- 2) hyphe oléifère
- 3) hyphe gléoplère
- 4) hyphe coscinoïde
- 5) chrysovaisseaux

Selon la terminologie moderne

(en fonction de l'apparence du deutéroplasme) :

- 1) hyphe hydroplère
- 2) hyphe hétéroplère
- 3) hyphe gléoplère
- 4) hyphe laticifère
- 5) hyphe thromboplère

Notes 1 :

- Les préfixes : gloeo-, gloéo-, glio-, deviennent gléo-, comme dans gléoplère et gléocystide
- Les hyphes laticifères incluent les « hyphes lactifères »
- Les hyphes gléoplères diffèrent des laticifères uniquement par la quantité de deutéroplasme exsudé lorsqu'elles sont brisé
- Les hyphes thromboplères sont les « hyphes oléifères » de Fayod.

Notes 2 :

- Les hyphes sont visibles quel que soit le milieu de montage (eau, Melzer, ammoniaque).
- Les parois sont plus visibles lorsque colorés avec le rouge Congo SDS.

8.5 Photographies et dessins

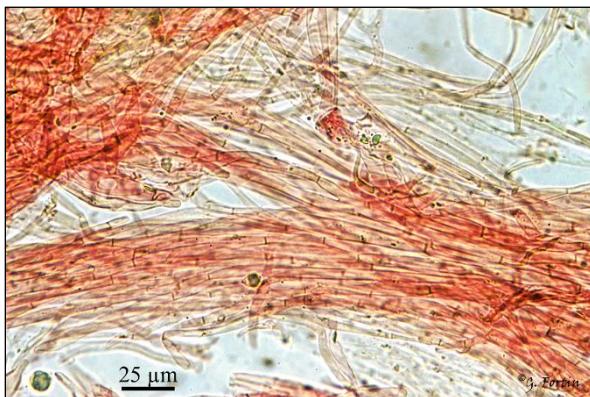


Fig. 8-1. Hyphes génératrices.
Amanita variicolor, pileus

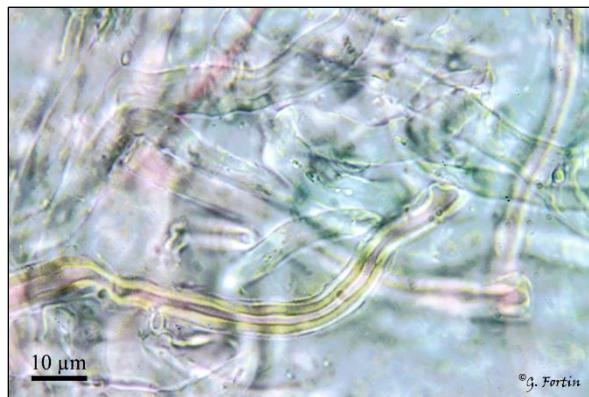


Fig. 8-2. Hyphes squelettiques.
Lentinellus vulpinus, stipe



Fig. 8-3. Hyphes squeletto-ligatives.
Polyporus squamosus, contexte.

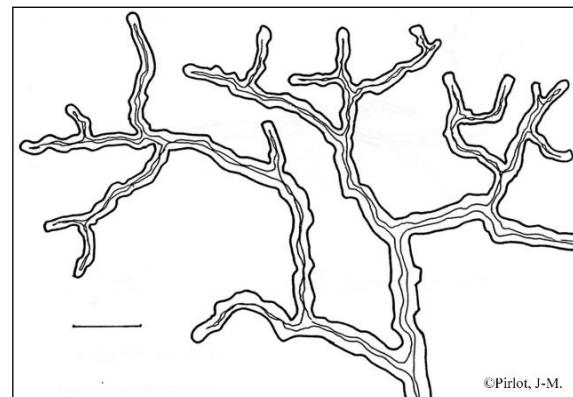


Fig. 8-4. Hyphe ligative.
Daedaleopsis confragosa.

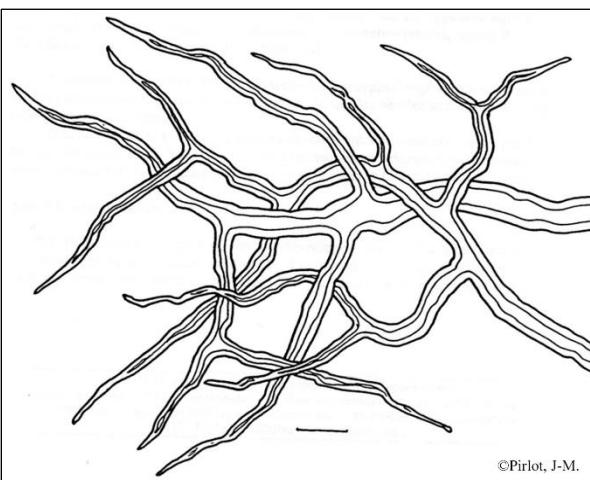


Fig. 8-5a. Hyphes ligatives de type
Bovista. *Polyporus squamosus*.



Fig. 8-5b. Hyphes ligatives de type
Bovista. *Ganoderma resinaceum*,
contexte du pileus.

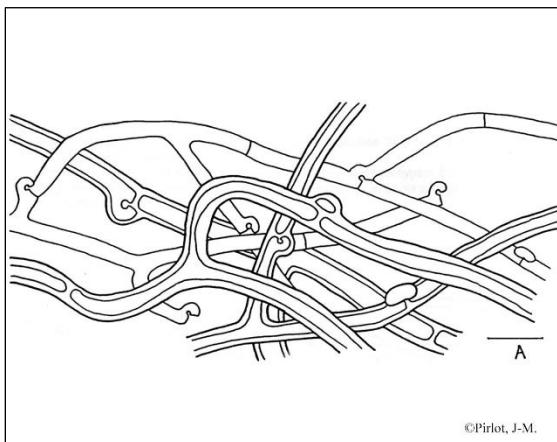


Fig. 8-6. Hyphes de support ou squeletoïdes. *Physisporinus rivulosus*.



Fig. 8-7. Hyphes de stockage. *Amanita rhacopus* Y. Lamoureux nom. prov., stipitipellis.

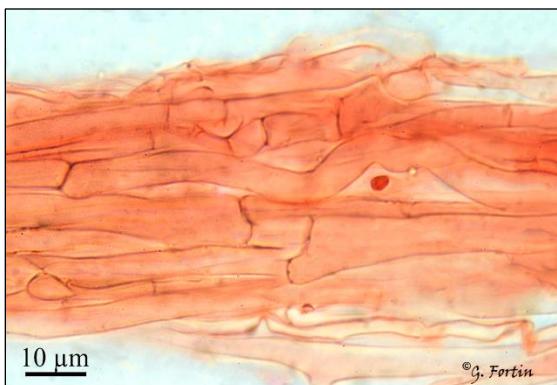


Fig. 8-8. Hyphes physaloïdes. *Agaricus bisporus*, trame lamellaire.



Fig. 8-9. Acrophysalides. *Amanita citrina*, stipe.

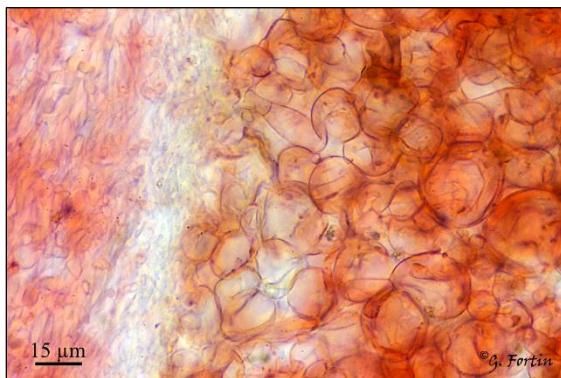


Fig. 8-10. Sphérocytes. *Amanita rhacopus*, débris du voile général sur le pileus.



Fig. 8-11. Sphérocytes. *Russula paludosa*, pileus.

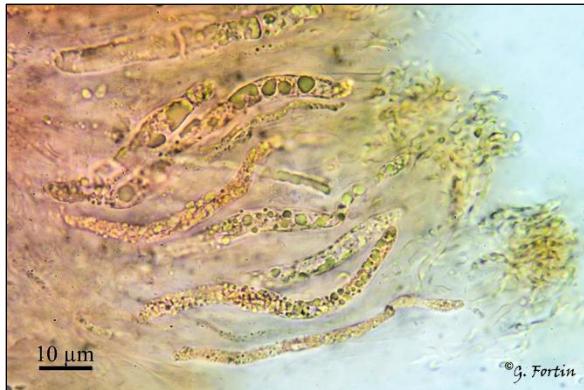


Fig. 8-12. Hyphes gélifères. *Auricularia americana*, hyménium.

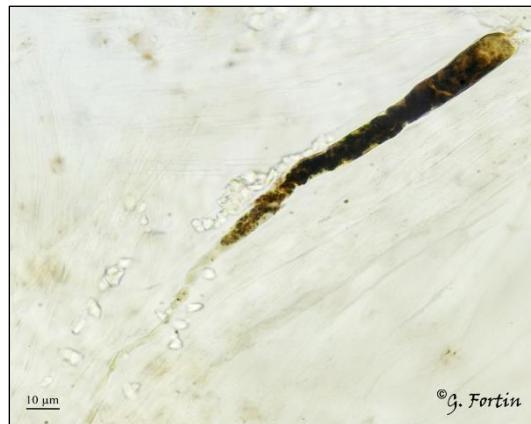


Fig. 8-13a. Hyphe hydroplète. *Hygrocybe conica*. Trame lamellaire. Mosaïque formée de trois photos. Les hydroplères se différencient à partir d'hyphes génératrices, cette transition peut être progressive. Ce sont des hyphes vivantes, turgescentes, à deutéroplasme hydrosoluble qui souvent, est ou devient foncé. Observation dans l'eau.

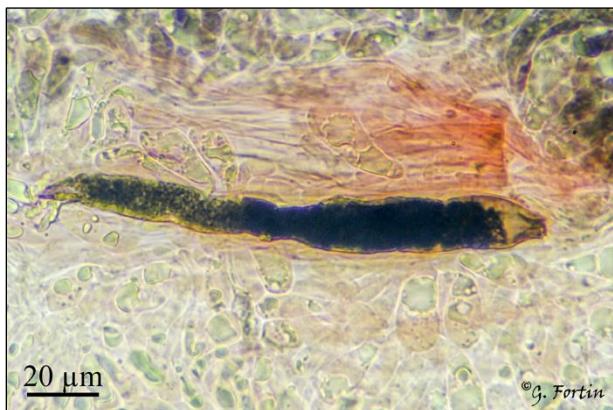


Fig. 8-13b. Hyphe hydroplère, ici avec un deutéroplasme foncé. *Hygrocybe conica*. Trame lamellaire. Les hydroplères peuvent se reconnaître à leur deutéroplasme hydrosoluble, à la rareté de leurs septums et à leur gros diamètre. Elles sont fréquentes dans les genres *Mycena* et *Hydropus*. Observation dans le rouge Congo SDS.

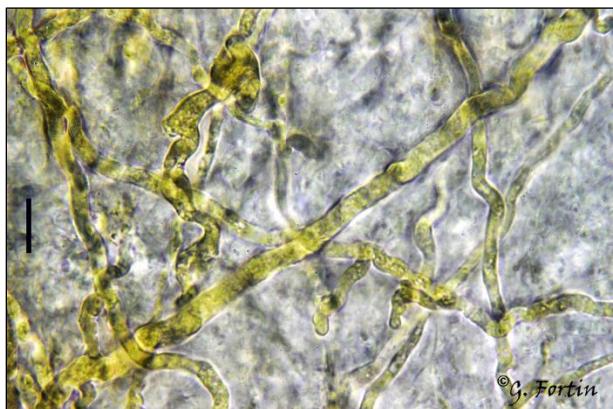


Fig. 8-14a. Hyphes laticifères. *Lactarius thyinos*. Photo prise à la base de la trame lamellaire. Le deutéroplasme est fait de fins granules en suspension dans le cytoplasme. Les hyphes laticifères sont des hyphes hétéroplères comme les gléoplères et ne s'en distinguent que par la quantité de deutéroplasme qu'elles exsudent lorsqu'elles sont brisées. Observation dans l'eau. Barre étalon : 10 μm.

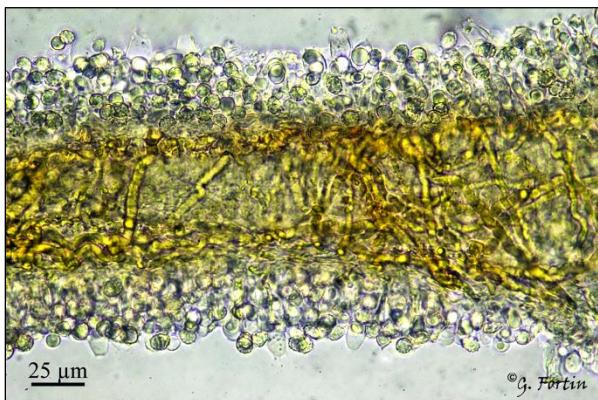


Fig. 8-14b. Hyphes laticifères.
Lactarius thyinos. Trame lamellaire. Les hyphes laticifères ont un gros calibre et sont très nombreuses dans la trame lamellaire du *L. thyinos*, ce qui explique la grande quantité de latex exsudé lorsqu'il est frais et que la chair est brisée.



Fig. 8-15a. Hyphe gléopläre.
Lentinellus vulpinus. Stipitipellis. Ici, une hyphe gléopläre provenant d'une hyphe génératrice, séparée par un septum bouclé. Les hyphes gléoplères exsudent peu ou pas de latex. La quantité de latex exsudé par une hyphe brisée peut être due au calibre de l'hyphe, à la pression de turgescence présente dans l'hyphe ou à la viscosité du deutéroplasme. Observation dans le Melzer.



Fig. 8-15b. Hyphe gléopläre.
Russula sp. Pileipellis. La distinction entre les hyphes laticifères et les hyphes gléoplères, basée sur la quantité de deutéroplasme exsudé lorsque les hyphes sont brisées, est compliquée par le fait que la quantité de liquide exsudé dépend de l'âge du basidiome et des conditions atmosphériques. Un champignon peut « saigner » lorsqu'il est jeune et ne pas le faire lorsqu'il est vieux. Certains exsudent à l'humidité, mais non au sec ou au froid. Il arrive qu'un champignon cesse d'exsuder peu de temps après avoir été cueilli,



Fig. 8-16. Hyphe thromboplèvre.
Agaricus bisporus. Hyménium.
L'étirement de l'hyphe a provoqué la
fragmentation du deutéroplasme
gélatinieux. Celui-ci est maintenu en
place par la paroi de l'hyphe qui
n'est pas visible ici. Observation
dans le rouge Congo SDS et la
phloxine B.



Fig. 8-17. Hyphe thromboplèvre.
Lactarius deterrimus. Trame
lamellaire. Le contenu gélatinieux
surgit sous forme d'un fragment
coagulé, par une déchirure dans la
paroi de l'hyphe. Observation dans
le rouge Congo SDS.

9. Les septums

9.1 Introduction

Tous les hyménomycètes sont composés d'hyphes. Les hyphes sont de longs tubes caractérisés la plupart du temps par la présence à intervalles variés de septum déterminant des sections plus ou moins longues appelées «articles» ou préférablement «cellules». Toutes les cellules qu'on observe au microscope dans toutes les parties des champignons sont soit des hyphes appelées végétatives dans le mycélium ou génératrices dans les basidiomes, soit des modifications spécialisées des hyphes génératrices.

Les septums sont formés par une extension vers le centre de l'hyphé de la couche interne de la paroi de l'hyphé, à la manière du diaphragme d'un appareil photo qui se ferme. Dans de nombreux cas, les septums sont incomplets et possèdent un ou plusieurs pores qui restent ouverts pendant la majorité de la période de croissance de l'hyphé, permettant le libre passage du cytoplasme entre les cellules adjacentes.

Les septums ont plusieurs fonctions : ils servent à renforcer et stabiliser ces longs tubes que sont les hyphes et servent aussi de protection au mycélium. En cas de brisure d'une hyphé, ils se ferment et isolent la cellule brisée du reste de l'hyphé, protégeant celle-ci du milieu extérieur. Enfin, en isolant les cellules, ils permettent la différenciation et la spécialisation des cellules et leur transformation en hyphes modifiées.

9.2 Types de septum

9.2.1 Les septums des zygomycètes

En général, les zygomycètes n'ont pas de septum, mais parfois ils ont des septums complètement clos qui isolent de vieilles sections ou des sections endommagées du mycélium. ([Fig. 9-1](#)).

9.2.2 Les septums des ascomycètes

Les ascomycètes ont des septums perforés dont le pore peut être ouvert ou fermé par un corps membraneux composé de protéines appelé «corps de Woronin» ([Fig. 9-1](#)). Le pore des ascomycètes est relativement grand (0,05 à 0,5 µm) et permet le passage des organites cytoplasmiques et même des noyaux. Après qu'un pore a été obstrué par un corps de Woronin, il ne retrouve jamais sa perméabilité. La croissance de l'hyphe peut quand même se poursuivre à partir d'un nouvel apex formé derrière la cellule endommagée ou d'un nouvel apex qui croît à l'intérieur de la cellule endommagée à partir du septum. Les septums des ascomycètes sont aussi caractérisés par l'absence de parenthosome.

9.2.3 Les septums des basidiomycètes

Le plus complexe des septums est celui des basidiomycètes. Sa principale particularité est de posséder un dolipore ([Fig. 9-1c](#)).

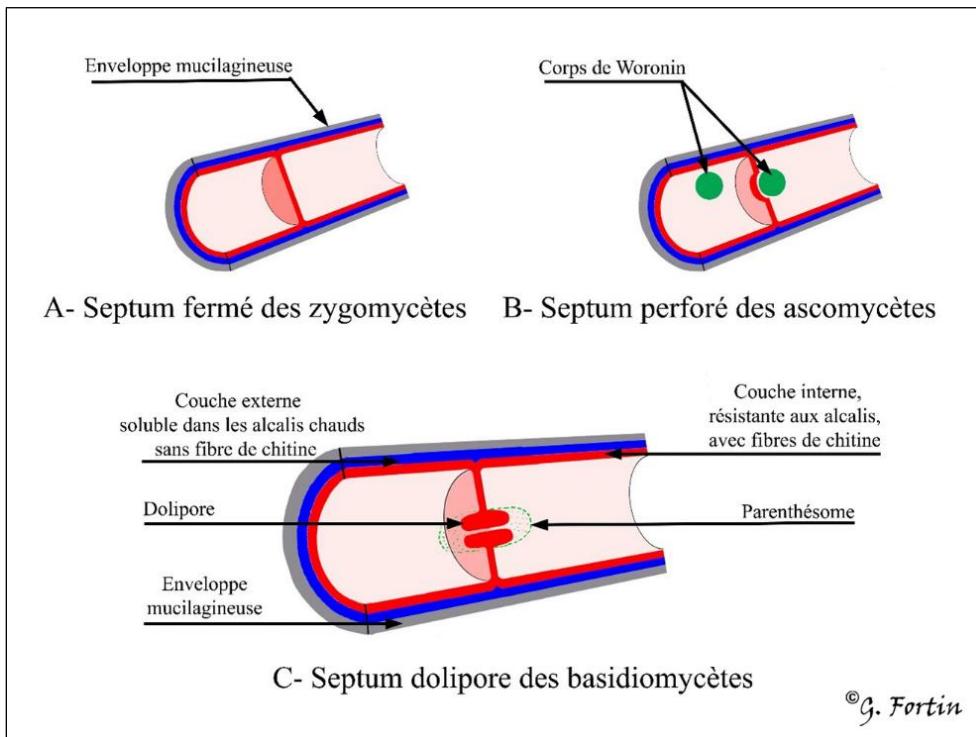


Fig. 9-1.
Quelques types de septums et de pores.

9.3 Le dolipore

Les basidiomycètes possèdent des septums qui divisent l'hyphe en cellules. Ces septums possèdent un pore central relativement étroit (100-150 nm) ayant la forme d'un beignet, appelé dolipore (*dolum* = tonneau), qui peut se fermer complètement ou s'ouvrir et servir de filtre. Au microscope optique, le dolipore apparaît comme un petit bouton central au septum. Dans des conditions favorables, le pore lui-même peut être observé (Fig. 9-2). Grâce à ce dolipore, il existe une continuité entre les cellules qui permet au cytoplasme, aux noyaux et aux mitochondries de migrer d'une cellule à l'autre le long de l'hyphe¹.

C'est la présence des «septums-dolipores» qui différentie les cellules des hyphes des cellules des plantes, lesquelles sont isolées les unes des autres et autonomes. Pour marquer cette différence, il

¹ Dans certains cas, le dolipore et le parenthosome entravent la migration des noyaux dans une hyphe en croissance et une structure spéciale appelée « anse ou boucle d'anastomose » doit être formée pour permettre la migration des noyaux.

serait préférable, si on veut utiliser le mot cellule, d'appeler les articles des hyphes «cellules hyphales» plutôt que simplement «cellules».

À une certaine distance de chaque côté du dolipore se trouve une structure, la plupart du temps perforée, qui ressemble à une paire de parenthèses, d'où son nom, parenthésome. Le parenthésome provient du réticulum endoplasmique et serait une structure ancestrale au dolipore; il assurerait la continuité cytoplasmique tout en bloquant le passage aux organites majeurs. Les dolipores et les parenthésomes agissent ensemble comme un tamis dans le cytoplasme.

Chez les basidiomycètes, les septums seraient sélectivement dégradés lorsque commence la formation des basidiomes. Ceci permettrait la redistribution de la masse des matériaux nécessaires à la formation de ces structures complexes que sont les sporophores.

L'observation du dolipore au microscope optique a été grandement facilitée suite à l'application des propriétés du «Sodium Dodécyl Sulfate» (SDS) sur les basidiomycètes, par H. Cléménçon². Le SDS est un détergent puissant qui, dilué dans le rouge Congo (rouge Congo-SDS), colore sélectivement certaines parties des hyphes, dont la paroi et le dolipore, sans trop colorer le cytoplasme. Le parenthésome n'est pas visible au microscope optique.

Les photographies qui suivent montrent des septums et des dolipores. Les préparations ont été colorées au rouge Congo SDS et observées en immersion à 1000 X.

² Les propriétés du Sodium Dodécyl Sulfate ont été découvertes par un élève de H. Cléménçon, Michel Monod, alors qu'il effectuait des recherches sur les dermatomycoses.



Fig. 9-2. *Amanita amerirubescens*, dolipore en forme de beignet. On peut apercevoir le pore entrouvert.



Fig. 9-3. *Sebacina concrescens*, dolipore au centre du septum.



Fig. 9-4. *Sebacina concrescens*, quelques septums, certains sont complets, d'autres en voie de dégradation. La dégradation des septums permet le transport rapide des matériaux nécessaires à la formation des basidiomes.

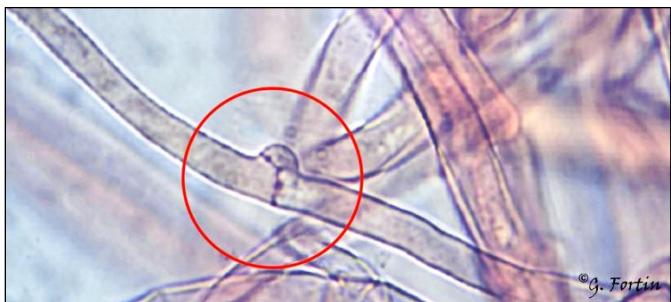


Fig. 9-5. *Cortinarius uliginosus*, boucle d'anastomose, les deux dolipores permettent la migration des noyaux.

10. Les boucles ou anses d'anastomose

10.1 Introduction

Dans les mycéliums et les basidiomes de la plupart des hyménomycètes, on trouve souvent, au niveau des septums, une petite structure latérale appelée boucle d'anastomose. Cette structure porte plusieurs noms et pour la nommer on peut rencontrer en français : anse d'anastomose, boucle de conjugaison ou anse dangereuse et en anglais : clamp connection, handle, fibula, loop, septum ou hyphal clamp.

10.2 Fonctions des boucles

Les boucles assurent la dicaryotisation de la cellule subterminale de l'hyphe. Elles permettent de maintenir deux noyaux sexuellement différents dans chaque cellule de l'hyphe pendant sa croissance. On dit alors que l'hyphe est bouclée. Plus tard, lorsque le sporophore sera mature et prêt à sporuler, la cellule terminale se modifiera en baside dans laquelle les noyaux fusionneront pour se multiplier et migrer dans les spores en formation.

Les boucles sont nécessaires parce que le septum-dolipore, qui contrôle la migration des organelles, entrave normalement la distribution des noyaux d'une cellule à l'autre. Elles ne sont pas nécessaires si la lumière du dolipore est assez grande pour que les noyaux puissent y circuler librement, de sorte que certaines hyphes peuvent croître sans former de boucles.

10.3 Le développement des boucles

Le développement d'une boucle normale se fait selon des critères très précis : elle prend naissance près des noyaux de la cellule terminale, possède son propre Spitzenkörper, croît dans la direction opposée à la croissance de l'hyphe, interagit avec la cellule

subterminale et est ouverte à son extrémité postérieure. Voici une description sommaire de la façon dont se forment les boucles d'anastomose ([Fig. 10-1](#)).

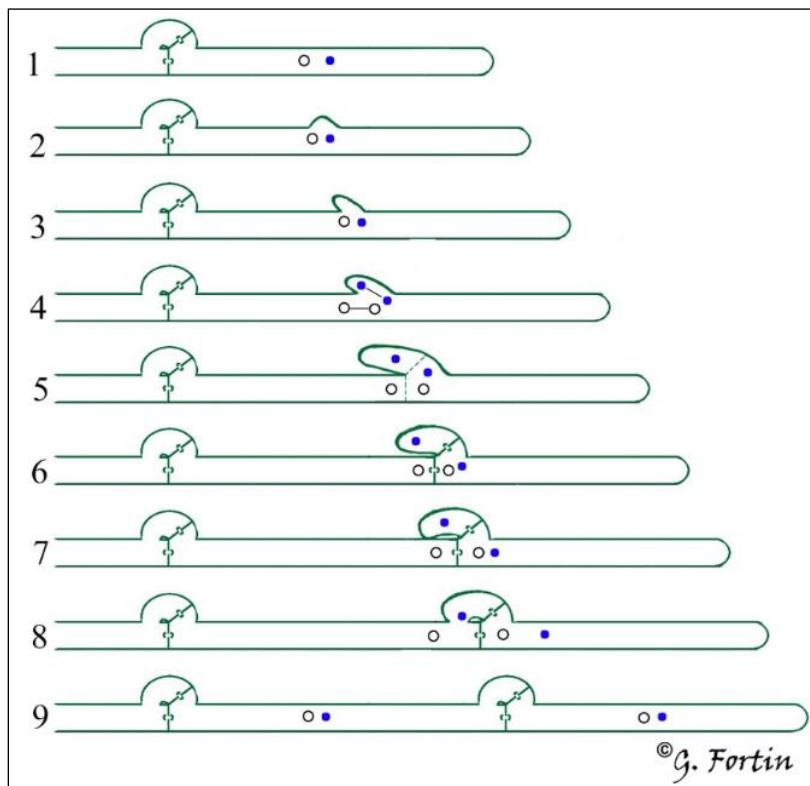


Fig. 10-1. Schéma de la cellule terminale d'une hyphe dicaryotique.

1. Une hyphe dicaryotique terminale. Les noyaux sont sexuellement différents, mais compatibles. La croissance de l'hyphe se fait vers la droite.
2. Un bourgeonnement latéral se forme près des noyaux. C'est le premier signe d'une division nucléaire.
3. Le bourgeonnement se développe en direction opposée à la croissance de l'hyphe.
4. Une division synchrone des noyaux se produit et un des noyaux-fils migre dans la boucle.
5. Des septums se forment séparant la boucle et les deux nouvelles cellules.
6. La cellule terminale est dicaryotique, la cellule subterminale et la boucle sont monocaryotiques.

7. La boucle se courbe vers la cellule subterminale jusqu'à ce qu'elle en touche la paroi.
8. La paroi entre l'apex de la boucle et la cellule subterminale se fusionne puis se lyse et le noyau présent dans la boucle migre dans la cellule subterminale.
9. Les deux paires de noyaux migrent vers le centre de la cellule dans laquelle elles se situent.

10.3 Les types de boucles

On peut distinguer trois types de boucles d'anastomoses. Les boucles fermées sont le type le plus fréquent, elles ne laissent aucun espace entre elle-même et l'hyphe ([Fig. 10-2](#)). Les boucles médaillons (boucles en anneau) laissent un trou ou un espace entre elle-même et l'hyphe ([Fig. 10-3](#)). Les boucles verticillées forment un groupe de deux ou plusieurs boucles autour du même septum ([Fig. 10-4](#)). Ces deux derniers types de boucles peuvent se développer en même temps que les boucles fermées dans les mycéliums et les basidiomes.

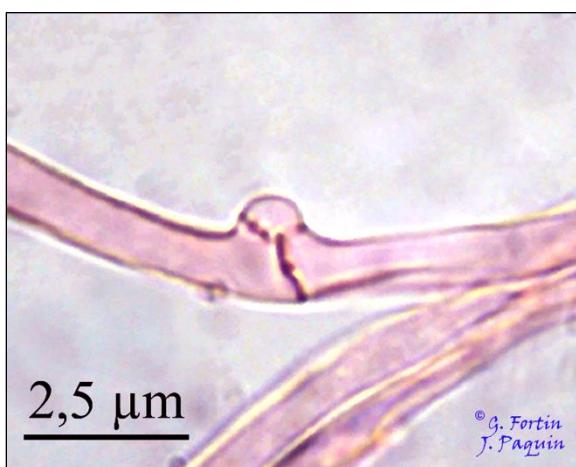


Fig. 10-2. Boucle fermée.
Hypholoma lateritium



Fig. 10-3. Boucle médaillon.
Mycena leaiana



Fig. 10-4. Boucle verticillée.
Pseudohydnum gelatinosum



Fig. 10-5. Fausse boucle. *Pholiota limonella*

Il arrive souvent que les boucles, en se développant, forment de nouvelles hyphes ou des basides. Il s'agit d'un moyen fréquent d'insertion de nouvelles basides dans l'hyménium en expansion des agarics ([Fig. 10-6a](#) et [10-6b](#)).

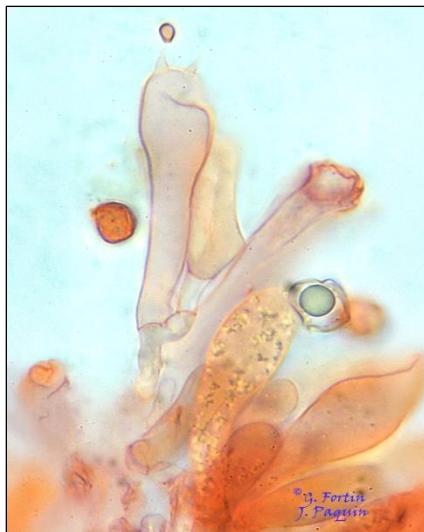


Fig. 10-6a.
Développement d'une
boucle en hyphe, à la
base d'une baside.
Entoloma sp.

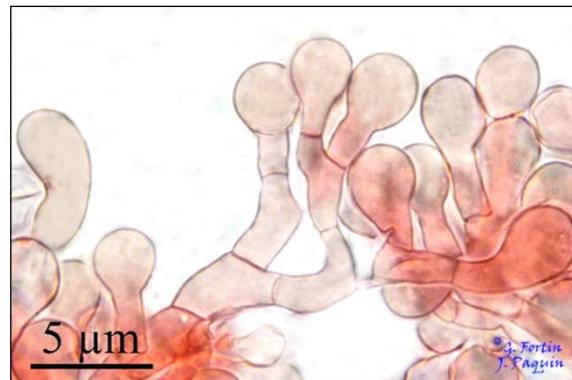


Fig. 10-6b.
Développement de boucles en
basides. *Calvatia gigantea*

Parfois, des boucles opposées apparaissent sur la même cellule d'une hyphe ([Fig. 10-7](#)). Ce sont des boucles situées aux extrémités d'une même cellule, mais qui se développent dans des directions opposées. Nous n'avons pas trouvé d'exemple ni d'explication, pour ce phénomène.

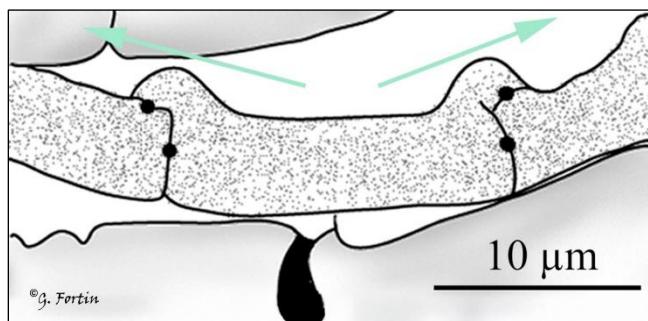


Fig. 10-7. Boucles opposées. Dessin fait à partir d'une photographie parue dans l'ouvrage de H. Clémenton cité en référence. Les flèches indiquent la direction opposée de la croissance de l'hyphe selon le sens de développement des boucles d'anastomoses. *Pholiota spumosa*.

De même, il arrive parfois que le développement de la boucle soit stoppé et que celle-ci ne fusionne pas avec la cellule subterminale donnant une fausse boucle ou pseudo boucle d'anastomose. On trouverait régulièrement de fausses boucles à côté de vraies boucles dans plusieurs espèces d'*Armillaria*, de *Pholiota* et de *Coprinopsis* ([Fig. 10-5](#)).

11. Les pigments fongiques

11.1 Introduction

Plusieurs espèces de champignons donnent des sporophores de couleurs vives qui sont dans certains cas, comme la teinte de la sporée, une caractéristique importante pour la détermination. Toutefois la pluie, le rayonnement solaire ou l'âge du champignon peuvent affadir ou délaver les couleurs; les mycologues les interprètent donc généralement avec prudence.

La coloration des champignons et des spores est due à des pigments. Ce sont des métabolites secondaires créés dans des circonstances particulières telles que l'atteinte d'un certain degré de développement ou l'absence d'un nutriment essentiel. Le mycélium déclenche alors des mécanismes métaboliques menant à la fructification, à la sporulation et à la fabrication de pigments.

Les caroténoïdes sont des pigments très répandus dans la nature, en particulier dans les champignons. Les plus fréquents sont la β -carotène (orange) et la γ -carotène (orange-Rouge). Mais on rencontre aussi en quantité moindre l' α -carotène (orange-jaune), le lycopène (Rouge foncé) et des xanthophylles. D'autres pigments tels, la mélanine et la sporopollénine sont aussi présents.

Plusieurs pigments de couleurs différentes peuvent se trouver en même temps sur le même champignon. Leur mélange produit toutes ces couleurs vives dans des tons de rose, Rouge, orange, jaune, violet, vert olive et gris. Mais les pigments ne sont pas que de jolies couleurs, ils jouent aussi un rôle important dans les cellules en les protégeant contre l'agression des rayons solaires, en particulier contre certaines longueurs d'onde dans l'ultraviolet. Les spores pigmentées sont plus résistantes que les spores non pigmentées dans la plupart des conditions environnementales. Par exemple la mélanine, un pigment noir ou brun foncé, absorbe les radiations et dissipe l'énergie, protégeant ainsi la paroi sporale. De plus, en

agissant comme élément de renforcement, elle pourrait protéger physiquement les spores contre l'action des enzymes produites par d'autres microbes.

L'identification des pigments nécessite des procédures chimiques compliquées, mais leur localisation dans les champignons est relativement facile à observer au microscope optique et on peut les classer selon leur topographie ([fig. 11-1](#)).

Note : l'observation des pigments doit se faire dans des solutions hyalines et neutres tels l'eau ou le glycérol. Les solutions basiques, tels le NH₄OH et le KOH, peuvent dissoudre les pigments.

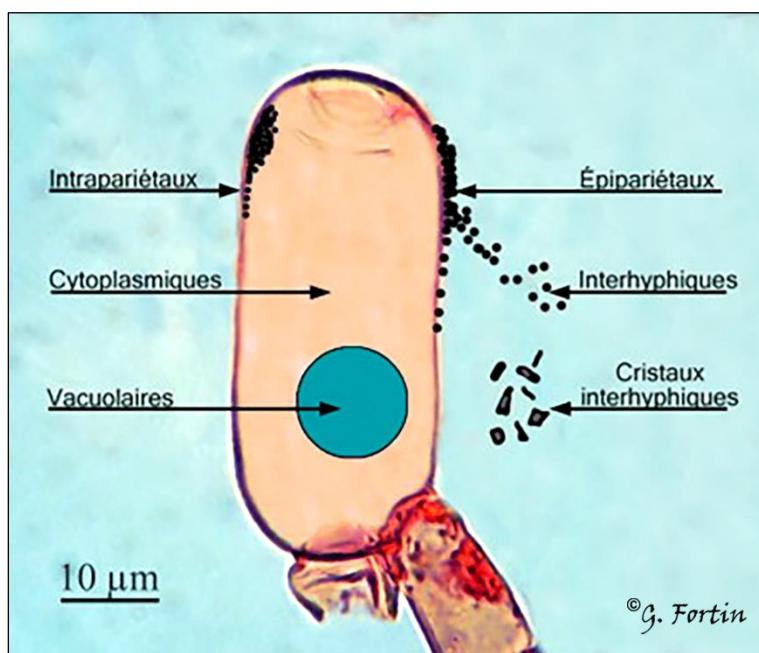


Fig. 11-1. Topographie des pigments fongiques. Dessin fait à partir d'une photographie originale d'une hyphe turgescente (physaloïde) d'une lame d'*Agaricus bisporus*.

11.2 Les pigments vacuolaires

Ils sont hydrosolubles et dissous dans les vacuoles. Ils sont concentrés dans le centre de la cellule. Ils peuvent être délavés par la pluie et, conséquemment, la couleur du champignon, surtout le pileipellis, s'affadit ([Fig. 11-2](#)).



Fig. 11-2. Pigments vacuolaires (flèche Rouge). *Mycena leaiana*, pileipellis. Dans l'ellipse, des pigments intrapariétaux (voir plus loin).

11.3 Les pigments cytoplasmiques ou protoplasmiques

Ils sont rares chez les hyménomycètes. Ce sont des pigments granulaires qui sont aussi hydrosolubles. Ils apparaissent comme une coloration plus ou moins uniforme du cytoplasme ([Fig. 11-3](#)).



Fig. 11-3. Pigments cytoplasmiques.

En haut :
*Leucocoprinus
birnbaumi*, écaille du
pileipellis.

En bas : *Russula
decolorans*, hyphe du
pileipellis.

11.4 Les pigments intrapariétaux

Ces pigments sont déposés dans la paroi. Ils sont facilement reconnaissables lorsque la paroi est épaisse, comme chez les spores à paroi épaisse, lisse et colorée. Sur les hyphes, ils peuvent être confondus avec des pigments incrustants distribués le long de la paroi externe. On peut les différencier en faisant la mise au point avec minutie : la paroi externe apparaît alors lisse et la paroi interne apparaît ornementée ([Fig. 11-2](#) et [11-4](#)).

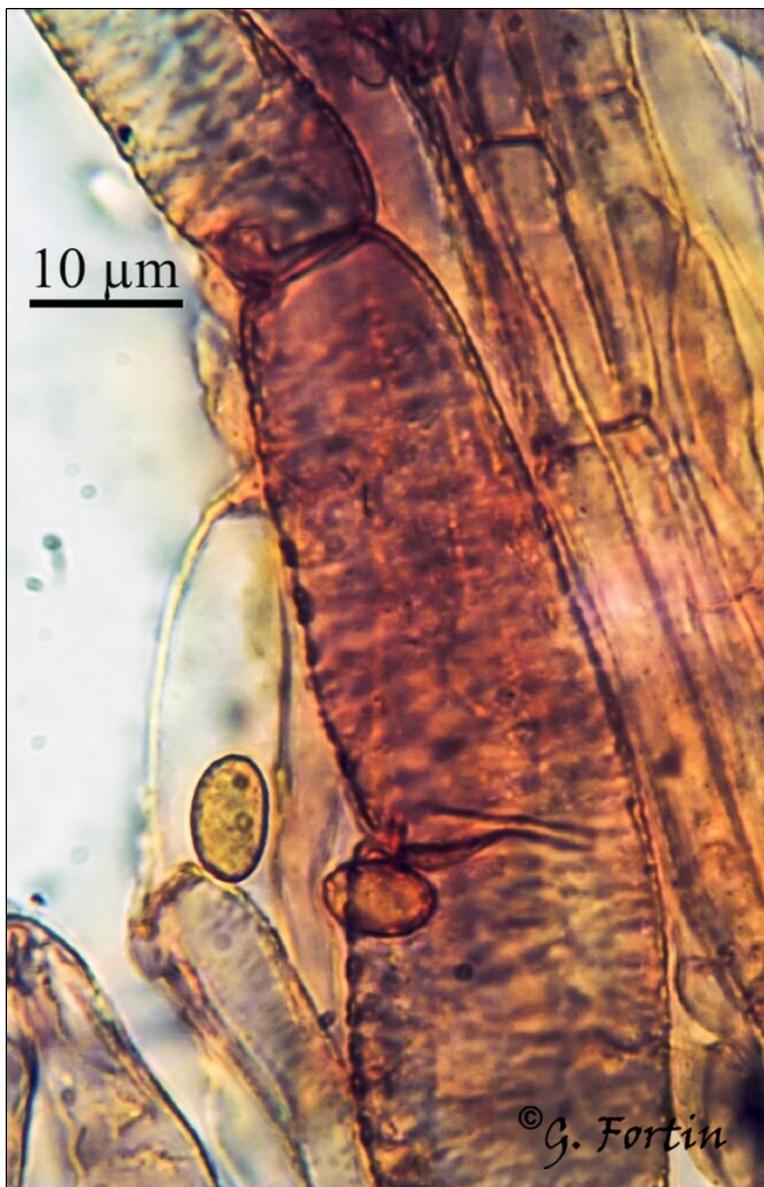


Fig. 11-4.
Pigments
intrapariétaux.
Cortinarius uliginosus,
pileipellis.

11.5 Les pigments épipariétaux ou pigments incrustants

Ils sont fréquents chez les hyménomycètes. Ils adhèrent à la surface externe des parois. Avec la croissance de l'hyphe et son étirement, ils prennent la forme de granules ou de bandes transversales. Les basidiospores qui ont des ornementsations de la paroi de couleur brune, comme les *Cortinarius*, appartiennent à cette catégorie puisque leur pigmentation est située au niveau du myxosporium. Ce dernier correspond à la paroi externe de l'hyphe, là où sont situées les pigmentations épipariétales ([Fig. 11-5](#)).

Les pigments incrustants sont insolubles dans l'eau. Ils peuvent toutefois être accompagnés, dans le même champignon, de pigments intracellulaires hydrosolubles. Ceci explique pourquoi certains champignons ont une double pigmentation et peuvent changer de couleur à la suite d'une forte pluie. En effet les pigments intracellulaires sont alors délavés et disparaissent tandis que les pigments épipariétaux demeurent.

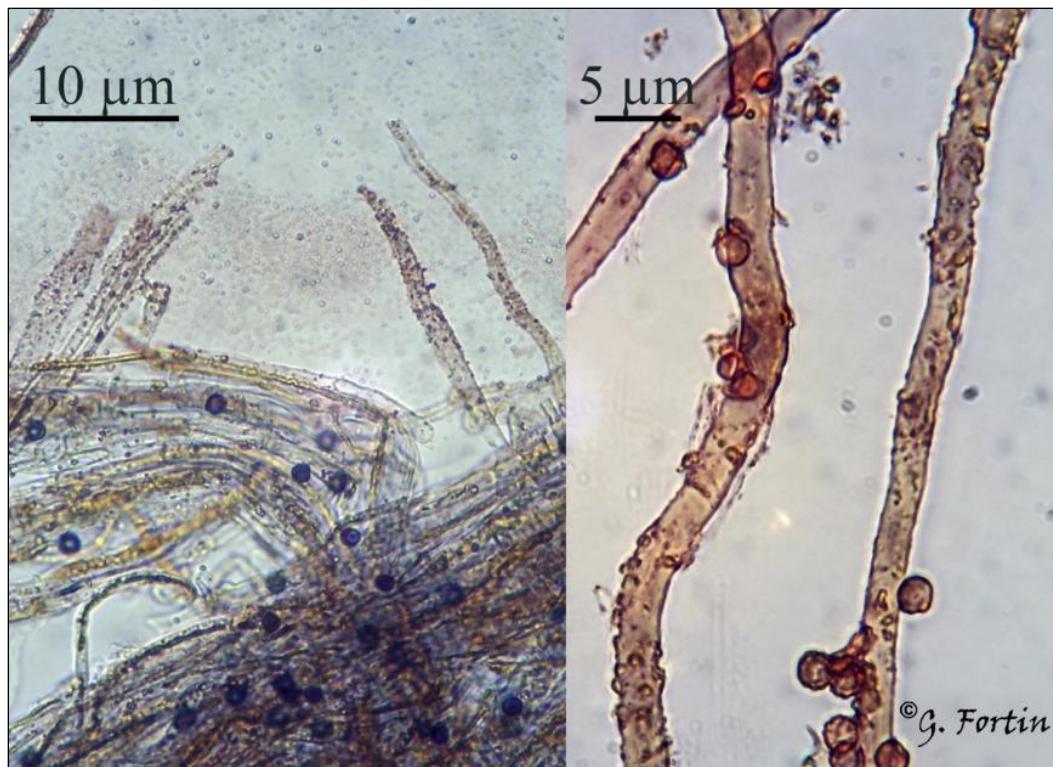


Fig. 11-5. Pigments incrustants ou épipariétaux. À gauche : *Hericium americanum*, scalp d'un aiguillon. À droite : *Geastrum sp.*, filaments du capillitium.

11.6 Les pigments interhyphiques ou tramaux (intercellulaires)

Ils ne sont pas fréquents. Ils sont situés entre les hyphes et sont formés de grains ou de cristaux de taille variable. Souvent, les pigments tramaux sont des grains incrustants qui se sont détachés de la paroi des hyphes ([Fig. 11-6](#)).



Fig. 11-6. Pigments interhyphiques.
Calvatia gigantea, capillitium.

11.7 Les nécropigments

Ils apparaissent à la mort ou après la mort de la cellule. Ils sont en général d'une teinte qui va du brun au noir et peuvent se rencontrer partout dans le champignon, de l'intérieur des vacuoles jusqu'aux régions interhyphiques.

Lorsqu'ils sont écrasés ou manipulés, les basidiomes de certaines espèces prennent une teinte Rouge, jaune, brune, bleue, grise ou presque noire. D'autres espèces prennent une couleur orange, brune ou foncée avec l'âge. Ces «décolorations» sont accompagnées naturellement d'une production de nécropigments dans les hyphes, les basides ou les cystides ([Fig. 11-7](#)).

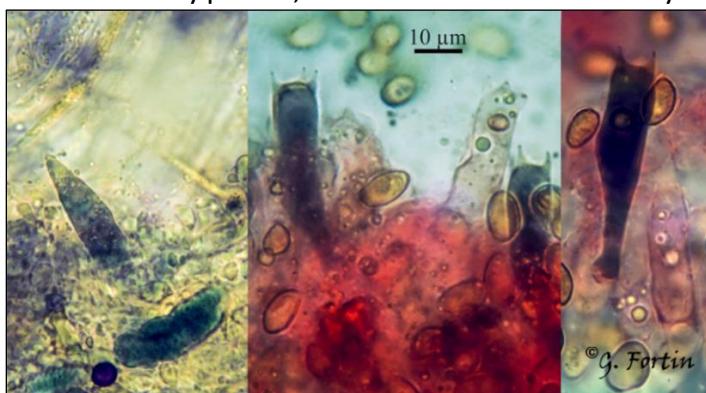


Fig. 11-7. Nécropigments.
À gauche : *Hericium americanum*, scalp d'un aiguillon.
Au centre et à droite : *Cortinarius uliginosus*, hyménium, basides.

12. L'hyménium

12.1 Introduction

L'hyménium est la partie microscopique fertile du champignon. Il est situé sur les deux faces des lames et, chez les Basidiomycètes, se compose surtout de deux grands types d'éléments, des cellules fertiles, les basides, et des cellules stériles, les cystides. Il repose sur un sous-hyménium qui lui-même origine de la trame lamellaire.

De la lame, on distingue la face lamellaire et l'arête lamellaire. L'étude de ces éléments s'effectue sur une coupe transverse médiane d'une lame.

12.2 La face lamellaire

La face lamellaire est la partie de la marge de la lame située de la base à l'apex.

12.3 L'arête lamellaire

L'arête lamellaire est la partie de la marge de la lame située à son apex. Voir [Fig. 12-1](#)

On dit de l'arête qu'elle est :

- Hétéromorphe lorsque sa structure diffère de celle de la face
- Homomorphe lorsque sa structure est la même que celle de la lame
- Stérile lorsqu'on n'y trouve pas de basides
- Fertile lorsqu'on y trouve des basides.

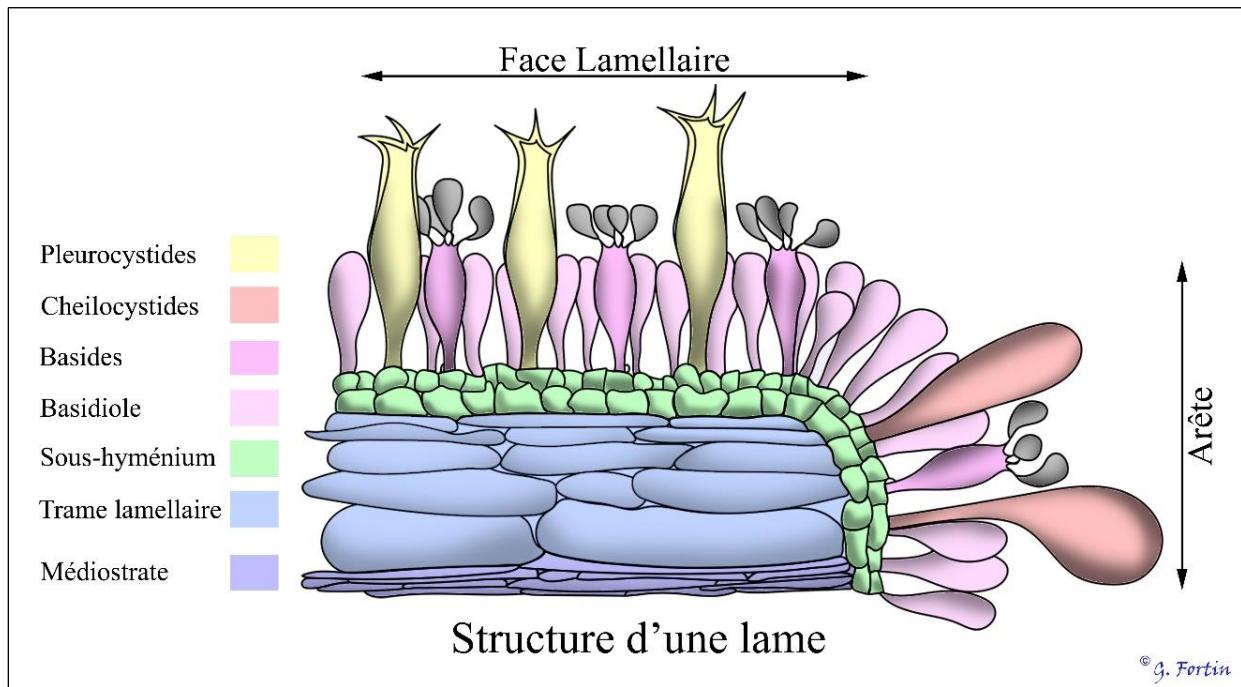


Fig. 12-1. Hyménium et structure d'une lame

12.4 Les basides

12.4.1 Présentation

Le mot baside (du latin *basidium*) signifie petite base ou piédestal, rappelant que la baside supporte les spores.

Une baside typique ([Fig. 12-2](#)) est une cellule terminale modifiée et spécialisée, en général clavé, situé à la surface de l'hyménium, produisant des basidiospores sur de courtes apicules appelées stérigmates. Elle provient d'une hyphe dicaryotique (binucléée), c'est-à-dire, une hyphe qui possède deux noyaux sexuellement compatibles. En général, la baside est séparée de l'hyphe d'où elle provient par un septum qui est la plupart du temps bouclé. Au début de son développement, la baside qui a hérité de deux noyaux sexuellement compatibles de son hyphe mère est, elle aussi, dicaryotique. Chacun de ses noyaux ne contient qu'une seule copie du matériel génétique du champignon, soit n chromosomes, c'est pourquoi on les dit haploïdes.

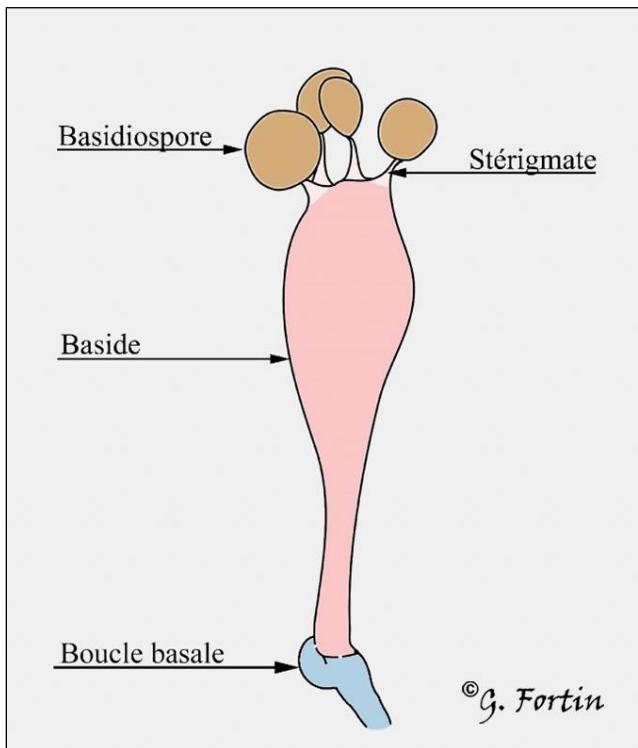


Fig. 12-2. Schéma d'une baside d'agaric typique.

Les stérigmates sont une extension de la paroi de la baside et font partie de celle-ci.

12.4.2 Développement

Au début du développement de la baside, les deux noyaux qu'elle contient fusionnent (c'est la caryogamie) et donnent un noyau diploïde, c'est-à-dire contenant $2n$ chromosomes. Ce noyau diploïde subit une méiose, un type de division nucléaire qui donne finalement quatre cellules ayant des noyaux haploïdes. Ces quatre cellules peuvent, ou non, avoir une paroi et forment chacune une méiospore. Cependant, comme ces méiospores ne sont pas des spores qui vont être disséminées, on peut difficilement les appeler «spores» et le terme haplocyte a été introduit pour les nommer.

Pendant que se déroule la méiose, la baside croît considérablement, les stérigmates se développent, les basidiospores apparaissent sur les stérigmates, et une vacuole se développe à la base et prend de l'expansion. Cette vacuole en expansion «pousse» du cytoplasme dans chacune des spores.

Chez la majorité des champignons se produit une mitose (appelée troisième division nucléaire) qui augmente le nombre de noyaux à 8. À ce moment, plusieurs patrons de développement sont

possibles et, selon le champignon, un ou deux noyaux migreront activement dans chacune des spores présentes sur la baside. Toutefois, en général, une basidiospore ne possède qu'un noyau, elle est uninucléée. Les noyaux non utilisés dégénèrent dans la baside.

12.4.3 Types de baside

Phylogénétiquement, l'évolution s'est faite dans le sens d'une disparition graduelle de la paroi des haplocytes. Selon que leurs haplocytes ont ou non une paroi, on reconnaît deux grands types de basides : les holobasides qu'on retrouve chez les champignons appelés holobasidiomycètes et dont les haplocytes n'ont pas de paroi, et les phragmobasides qu'on rencontre chez les champignons appelés phragmobasidiomycètes et dont les haplocytes ont une paroi.

12.4.3.1 Holobasides

Les holobasides sont des basides dans lesquelles les haplocytes n'ont pas de paroi. Le contenu de la baside semble alors homogène, il n'apparaît pas septé. C'est le type de baside qu'on retrouve dans la majorité des basidiomycètes. Les *Agaricales*, les *Dacrymycetales* et les anciens *Aphyllophorales*, aujourd'hui subdivisés en plusieurs ordres, sont, entre autres, des champignons dont les basides n'apparaissent pas septées ([Fig. 12-3](#))

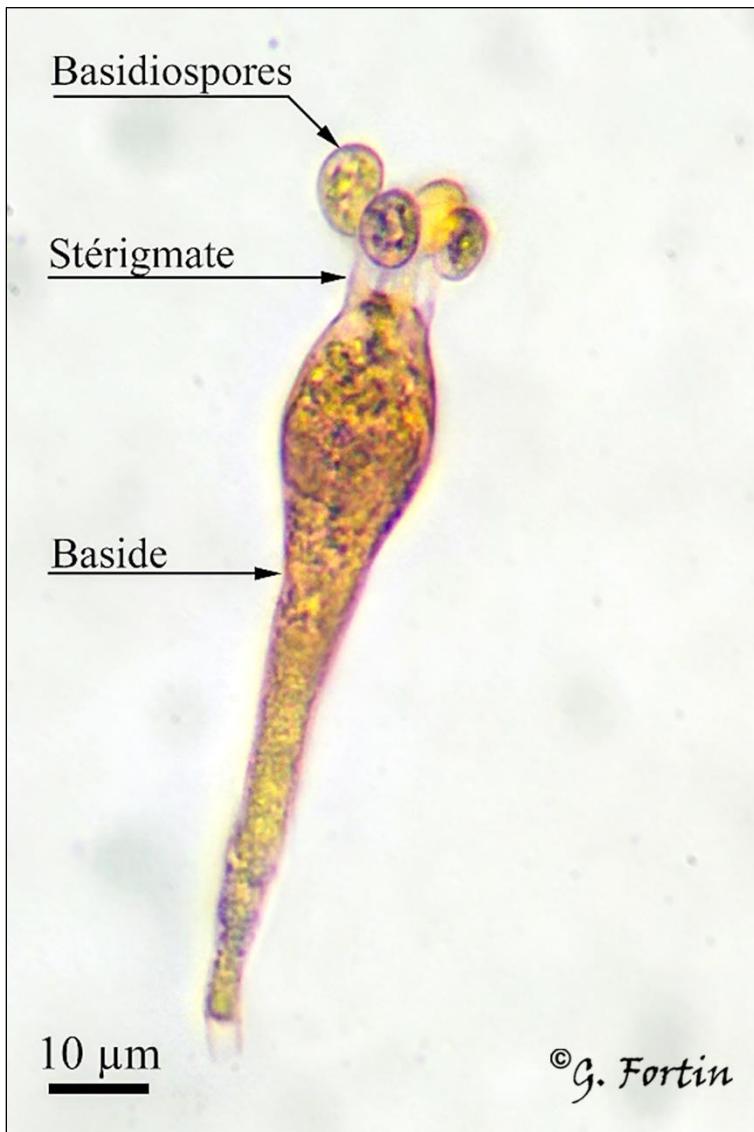


Fig. 12-3. *Amanita* sp -
section *vaginatae*.
Holobaside tétrasporée
typique des Agaricales.

Par définition, la baside
inclut les stérigmates.

12.4.3.2 Phragmobasides

Les phragmobasides sont des basides dans lesquelles les quatre haplocytes ont une paroi. En microscopie optique, la baside semble alors divisée par des septums mais Wells (1964) a démontré, en microscopie électronique, que les septums des phragmobasides sont faussement attribués à la baside et correspondent en réalité à des parois doubles formées par les parois fortement rapprochées de deux haplocytes.

Les phragmobasides se rencontrent en particulier chez les *Tremellales* et les *Auriculariales* :

- Les *Tremellales* semblent septées verticalement (ou longitudi-

dinalement) et apparaissent septées en croix lorsqu'elles sont vues du dessus. *Guepinia helvelloides*, *Sebacina concrescens*, *Tremella mesenterica* et *Pseudohydnum gelatinosum* sont des champignons dont les basides semblent septées longitudinalement. ([Fig. 12-4](#)).

- Les *Auriculariales* semblent septées horizontalement (ou transversalement). *Auricularia americana* est un champignon dont les basides semblent septées transversalement ([Fig. 12-5](#)).

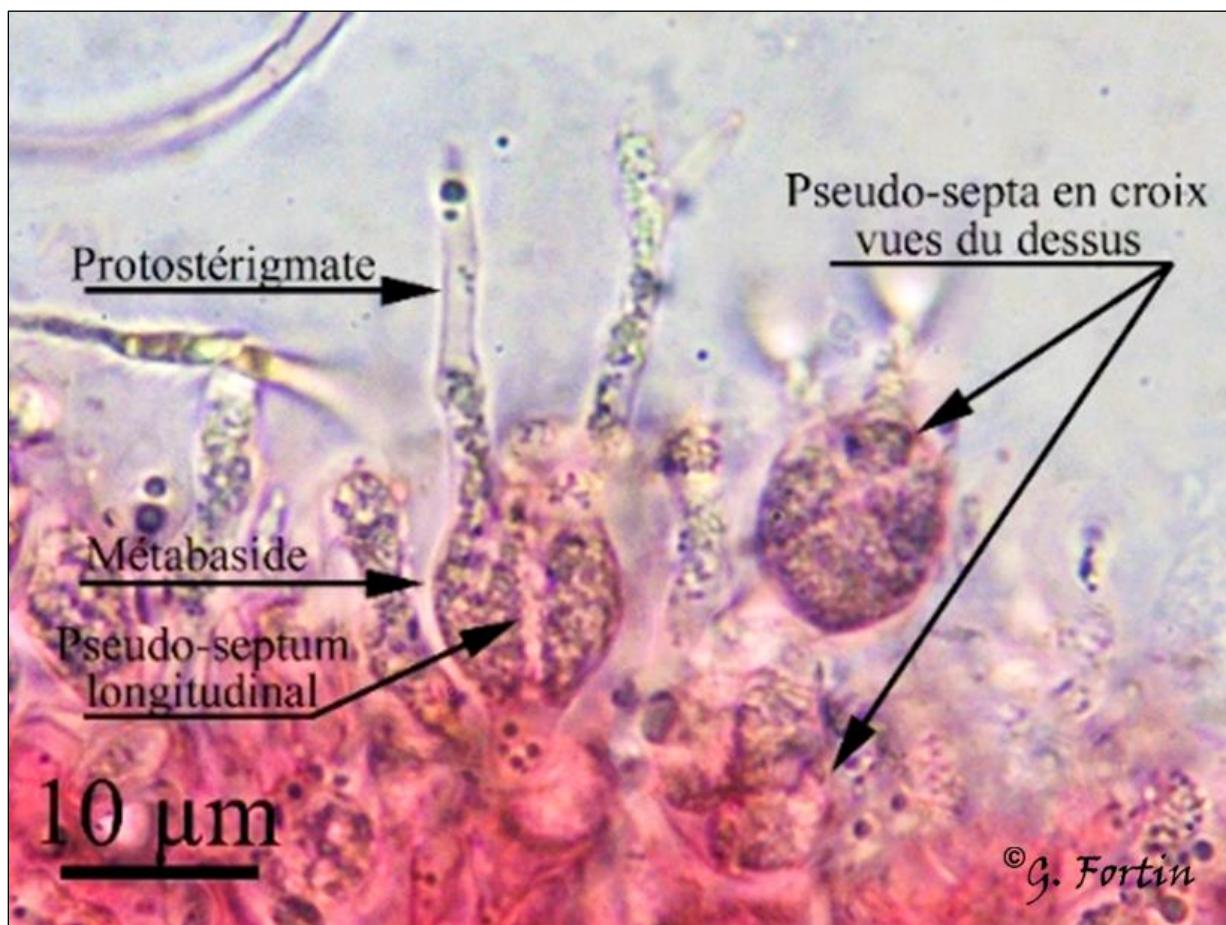


Fig. 12-4. *Pseudohydnum gelatinosum*. Les basides de ce phragmobasidiomycète gélatineux semblent septées verticalement. Le protostérigmate est une hyphe qui germe d'un haplocyte jusqu'à la surface du basidiome et produit un stérigmate et une basidiospore. L'apparence de septation en croix de la baside lorsqu'elle est vue du dessus est typique des phragmobasides septées longitudinalement.

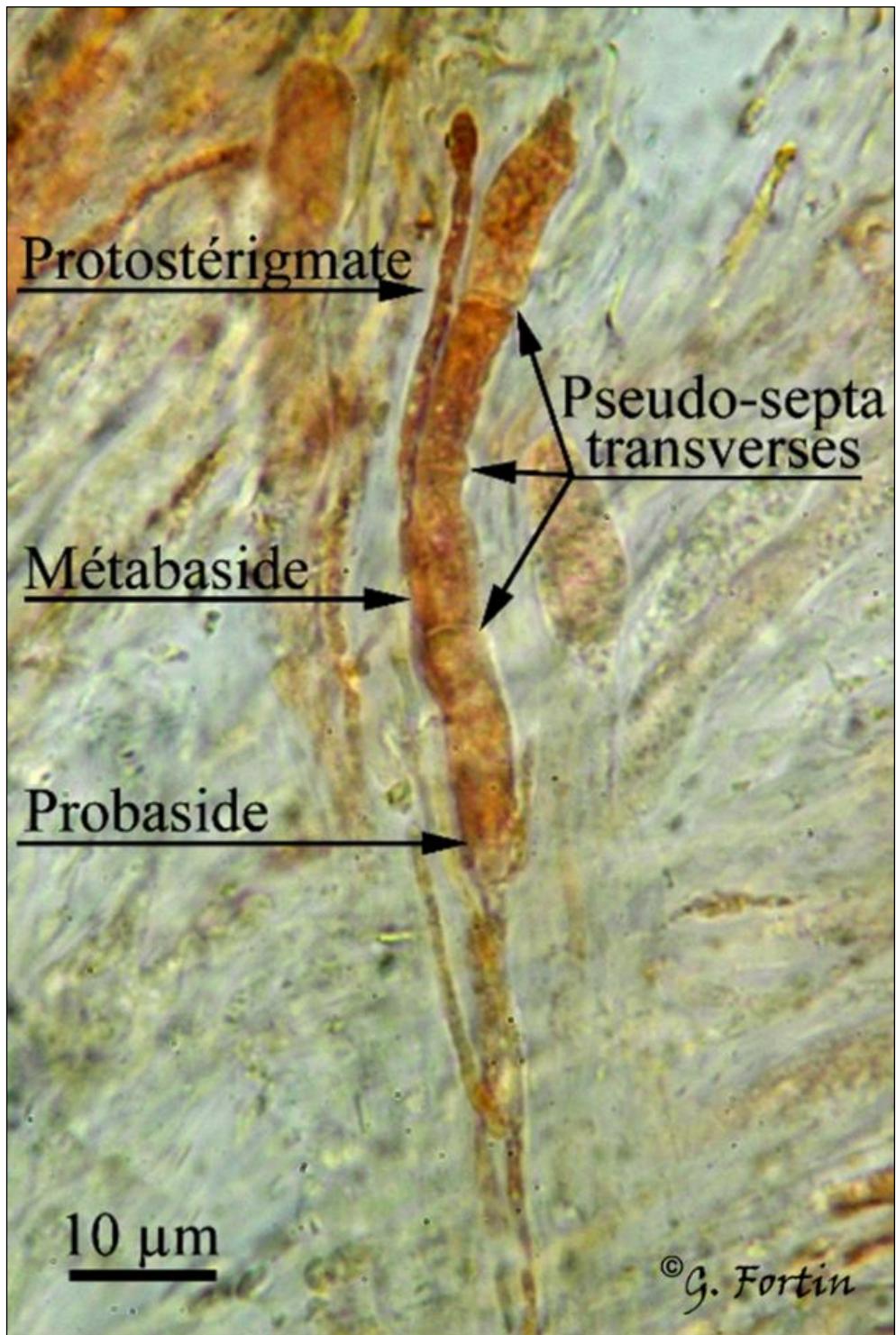


Fig. 12-5. *Auricularia americana*.

Cette phragmobaside semble septée horizontalement ou transversalement. Les quatre haplocytes qu'elle contient ont une paroi qui donne cette impression de septums. Chaque haplocyte germe en un protostérigmate qui se termine par un stérigmate sur lequel apparaît une spore. Par définition, la baside comprend le stérigmate, le protostérigmate, la métabaside et la probaside.

Chez les phragmobasidiomycètes qui ont un basidiome gélatineux, comme *Pseudohydnum gelatinosum* (voir [Fig. 12-4](#)), chaque haplocyte est situé profondément dans la matrice gélatineuse, germe et produit une hyphe appelée protostérigmate qui croît jusqu'à la surface du basidiome où il produit un stérigmate et une basidiospore. Cette basidiospore est en réalité une spore secondaire résultant d'une «germination par répétition» puisque l'haplocyte situé dans la baside peut être considéré comme étant la basidiospore primaire. La germination par répétition est si commune chez les phragmobasidiomycètes qu'elle est souvent utilisée comme caractère diagnostique.

Lorsque le basidiome est moins gélatineux, le protostérigmate n'est pas nécessaire et les haplocytes germent directement en un stérigmate.

12.4.4 Terminologie appliquée aux basides

La terminologie qui a été appliquée aux basides est très diversifiée. Donk (1954), Talbot (1954) et Clémençon (1988) ont proposé la terminologie qui suit et qui s'applique non seulement aux parties structurelles des basides, mais aussi aux étapes de leur développement. Par ailleurs, elle décrit aussi des structures homologues des champignons. Par structures homologues, on entend des structures qui se développent de la même manière, qui ont la même fonction et qui ont la même position relative. En ce sens, on peut dire qu'une baside mature comprend les trois ou quatre parties suivantes selon le cas :

12.4.4.1 la probaside :

Partie de la baside dans laquelle a lieu la caryogamie. Le terme signifie aussi «la première étape de développement de la baside» plutôt que «ce qui vient avant la baside».

12.4.4.2 la métabaside :

Partie de la baside dans laquelle se produit la méiose du noyau diploïde. Dans plusieurs basides, la métabaside comprend aussi la probaside. Le terme signifie aussi « étape finale du développement de la baside » par opposition à la première étape, la probaside.

12.4.4.3 le stérigmate :

Une extension de la paroi de la métabaside, par laquelle un ou plusieurs noyaux migrent dans la basidiospore en développement.

12.4.4.4 le protostérigmate :

Une hyphe qui germe d'un haplocyte lorsque le basidiome est gélatineux, et qui croît jusqu'à la surface où une spore est produite et s'éjecte.

12.4.5 Exemples de basides types

Les figures qui suivent ([Fig. 12-6](#), [Fig. 12-7](#), [Fig. 12-8](#)) illustrent la terminologie applicable à quelques basides typiques.

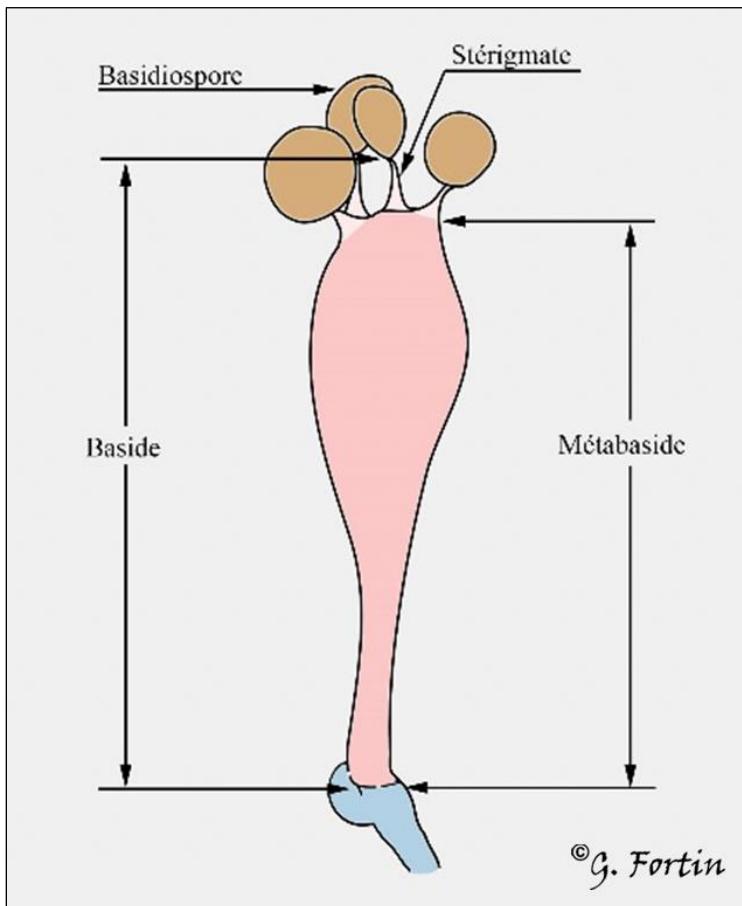


Fig. 12-6. Baside typique d'Agaricales.

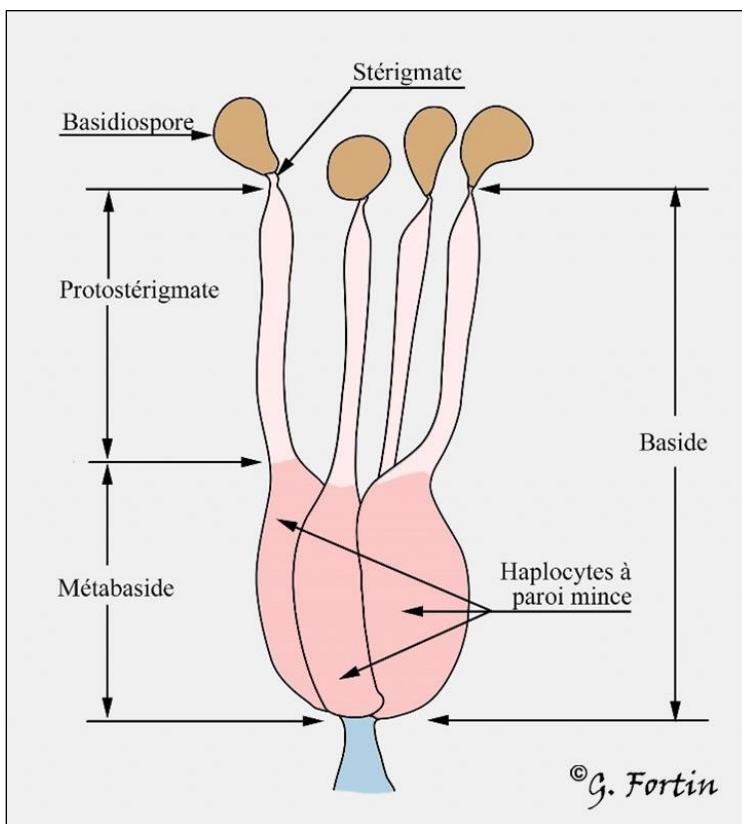


Fig. 12-7. Baside typique de Tremellales.

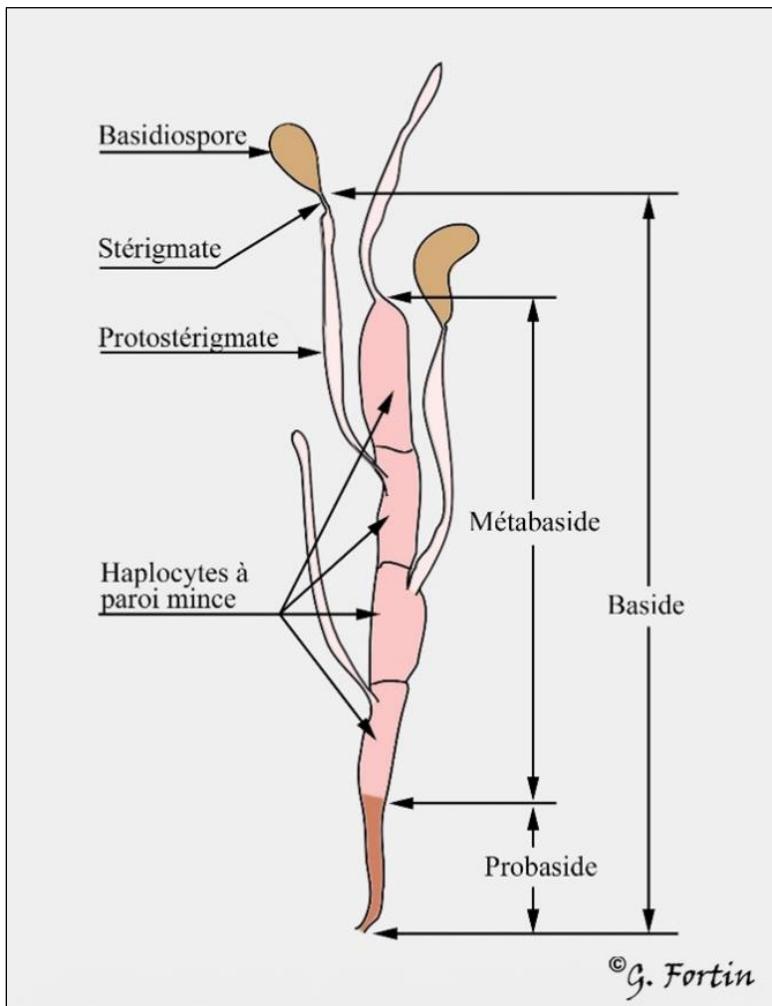


Fig. 12-8. Baside typique d'Auriculariales

12.5 Les cystides

12.5.1 Généralités

Les cystides (*kystis* : vessie) sont des cellules d'hyphes, terminales et spécialisées, qu'on retrouve dans le basidiome de plusieurs hyménomycètes. Elles diffèrent des autres cellules par leur forme, leur dimension, la structure de leur paroi ou par leur cytoplasme. Ce sont des cellules stériles, aux fonctions probablement d'excrétion ou de sécrétion, de support et de protection. Elles prennent des noms différents suivant leur localisation et leur morphologie. La plupart sont localisées dans l'hyménium ou à la surface du stipe ou du pileus, mais certaines peuvent être enfouies dans le contexte du basidiome.

Pour décrire les cystides, on utilise une terminologie topographique ou morphologique ou les deux ensembles pour plus de précision. Ainsi, une cheilocystide est une cystide située à l'arête d'une lame (terme topographique); une lamprocystide est une cystide à paroi épaisse (terme morphologique) et une cheilolamprocystide est une cystide à paroi épaissie située à l'arête d'une lame.

À l'origine, les cystides ont été considérées comme étant des cellules situées dans l'hyménium, jusqu'à ce que soient décrites les cystides de la surface du chapeau et du pied.

12.5.2 Terminologie appliquée aux cystides

12.5.2.1 Terminologie topographique

Suivant la terminologie topographique, les cystides sont décrites en fonction de leur localisation sur le basidiome. On distingue les

- Dermatocystide (*derma* = peau) située sur la surface du chapeau des agarics.
- Piléocystide (*pileus* = chapeau) située sur la surface du chapeau.
- Pleurocystide (*pleura* = côté) située sur la face des lames (cystides faciales).
- Cheilocystide (*cheilos* = lèvre) située sur l'arête des lames (cystides marginales).
- Caulocystide (*kaulos* = stipe) cystide située sur la surface du stipe.
- Endocystide (*endon* = dans) cystides complètement enfermées dans le contexte, provenant du contexte ou incluses dans le contexte par épaississement du sous-hyménium

Les termes piléocystide et dermatocystide sont synonymes.

Notes :

Les cystides s'observent facilement dans le rouge Congo SDS ou ammoniacal comme les autres constituants de la partie étudiée du champignon.

Pour bien séparer les cheilocystides des pleurocystides, il est parfois utile de séparer l'arête d'une lame, en faisant une mince coupe parallèle à la lame pour isoler l'arête (voir [Fig. 5-4](#)).

Les chrysocystides ont un contenu vacuolaire jaune qui peut être amplifié par les solutions basiques (NH_4OH , KOH , NaOH).

La détermination des dermatocystides des russules doit être faite à partir de champignon frais par la réaction sulfoaldéhyde qui noircit ou pas ces cystides.

12.5.2.2 Terminologie morphologique

Suivant la terminologie morphologique, les cystides sont décrites selon leur apparence en microscopie optique et leur comportement dans les colorants et les réactifs. Elles sont divisées en deux groupes selon l'apparence de leur cytoplasme :

- les deutérocystides dont le cytoplasme est formé de dépôt de métabolites secondaires et qui a une apparence qui va d'homogène à hétérogène, d'aqueuse à gélatineuse ou cristallisée et qui est plus ou moins ferme
- les Aléthocystides dont le cytoplasme est homogène, clair, transparent.

Voir le [tableau](#) récapitulatif de la classification des cystides en fonction de leur morphologie.

12.5.3 Classification et catégories de cystides

L'apparence des cystides au microscope optique et leur comportement dans les colorants et les réactifs sont la base de la terminologie et de la classification des cystides.

D'autres éléments, tels que pseudocystides, poils, soies, cellules en brosse ou diverticules sont possibles sur les lames et également sur le chapeau ou le pied.

La terminologie actuelle comprend plusieurs termes inutiles qui entraînent de la confusion et des contradictions. Clémençon (2012) propose une terminologie qui tente de trouver un consensus raisonnable.

Note: La visualisation des éléments hyméniaux ou de l'arête lamellaire n'est pas toujours facile chez les espèces à sporée foncée, les spores venant obscurcir la préparation. Pour débarrasser le fragment de lame d'une grande partie de ses spores, la méthode de Kits van Waveren est efficace :

- Recouvrir le fragment d'ammoniaque à 10 %
- Agiter le fragment dans ce milieu, ce qui détache les spores qui flottent dans la solution
- Utiliser du papier absorbant pour supprimer cette « suspension sporale »
- Renouveler plusieurs fois les étapes 1 à 3

Trois catégories de cystides sont retenues ([Fig. 12-9](#)) :

12.5.3.1 Les cystides.

Elles sont divisées en deux groupes :

- les deutérocystides avec un contenu cellulaire deutéro-plasmique
- les aléthocystides avec un contenu cellulaire euplasmatique.

Ces deux groupes peuvent être à paroi mince ou à paroi épaisse et la paroi peut être nue ou recouverte de cristaux, d'un mucilage ou d'une substance résineuse. Il faut faire attention à ne pas confondre

les cystides et les pseudocystides, surtout lorsque le contenu cellulaire est deutéroplasmatique.

12.5.3.2 Les pseudocystides.

Ce sont des hyphes deutéroplasmatiques, non septées, provenant de la trame lamellaire, courbant et pénétrant dans l'hyménium. Ces pseudocystides peuvent côtoyer les cystides dans plusieurs champignons.

12.5.3.3 Les hyphidies.

Ce sont des éléments protecteurs de l'hyménium de certains champignons aphylophorales, formant une couche dense et fermée, recouvrant complètement les jeunes basides.

Le terme hyphidie, appliqué aux cellules hyméniales protégeant les jeunes basides a remplacé tous les termes se terminant par « -hyse », soit acanthohyphidie, dendrohyphidie et dichohyphidie.

Le terme dichofibre est créé pour désigner de très longues hyphes fibreuses et ramifiées dichotomiquement dans certains champignons corticioïdes.

Trois catégories de cystides

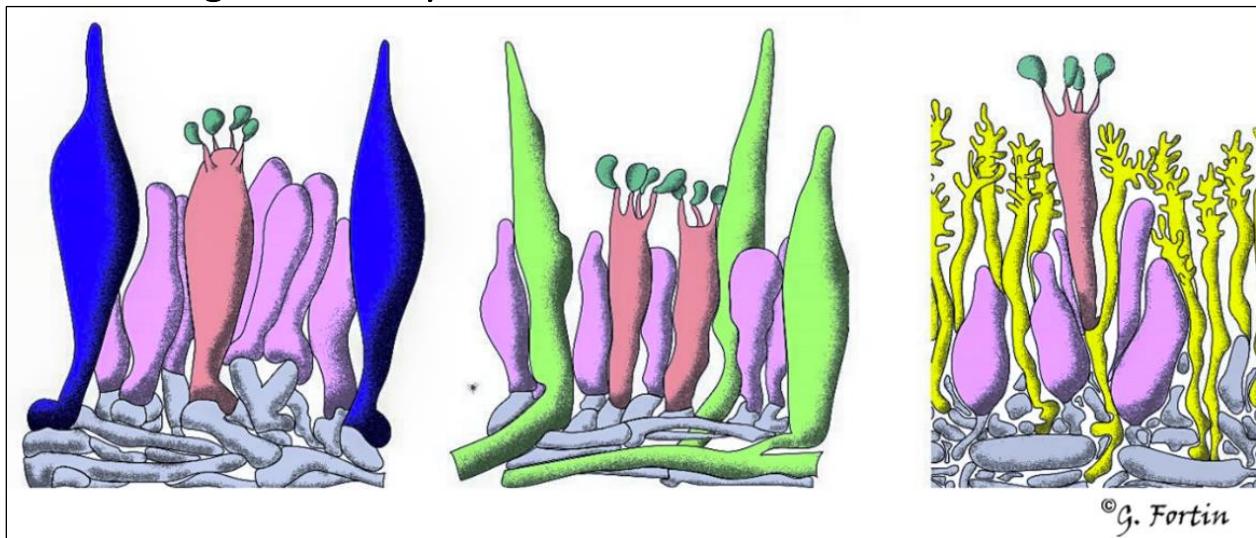


Fig. 12-9. À gauche : cystides (bleu). Au centre : pseudocystides (vert). À droite : hyphidies (jaune).

12.5.4 Tableau récapitulatif de la classification morphologique des cystides.

Tel que présenté par Clémençon (2012)

1- Cystides

A- Deutérocystides

Chrysocystides

Type *fasciculare*

Ex. *Hypholoma fasciculare*

Type *semiovatus*

Ex. *Panaeolus semiovatus*

Gléocystides

Type *Russula*

Ex. *Lactarius - Russula*

Type *Gloeocantharellus*

Ex. *Gloeocantharellus purpurascens*

Type *Deusta*

Ex. *Fayodia deusta*

Type *Peniophora*

Ex. *Peniophora - Stereum*

B- Aléthocystides

Astrocystides

Ex. *Resinicum bicolor*

Halocystides

Ex. *Resinicum bicolor*

Lagénocystides

Ex. *Hyphodontia arguta*

Lamprocystides

Le type *Inocybe*

Ex. *Inocybe geophylla*

Le type Métuloïde

Ex. *Peniophora*

Le type *Pluteus*

Ex. *Pluteus magnus – Pluteus cervinus*

Les soies

Ex. *Hymenochaete - Xerula*

Leptocystides

Ex. *Baeospora myosura*

Lyocystides

Ex. *Tubulicrinis*

Ornatocystides

Ex. *Subulicystidium*

Scopulocystides

Ex. *Cymatellopsis*

Cystides trabéculaires

Ex. *Coprinopsis atramentaria*

2- Pseudocystides

A- Hétérocystides

Ex. *Lactarius - Lentinellus*

B- Septocystides

Ex. *Phanerochaete septocystidia*

C- Skeletocystides

Ex. *Columnocystis abietina*

3- Hyphidies

A- Acantohyphidies

Ex. *Aleurodiscus*

B- Astérohyphidies

Ex. *Asterostroma*

C- Dendrohyphidies

Ex. *Vuillemina*

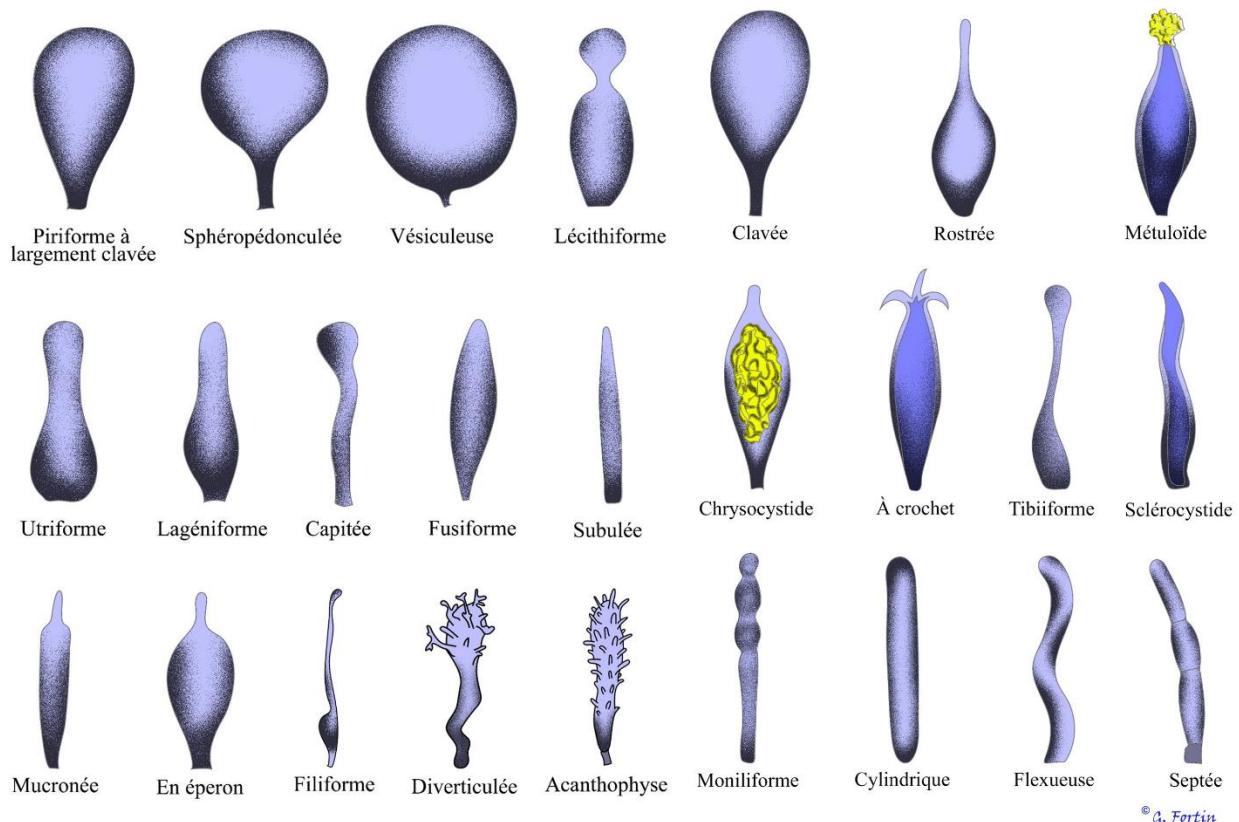
D- Dichohyphidies

Ex. *Vararia*

E- Dichofibres

Ex. *Scytinostroma*

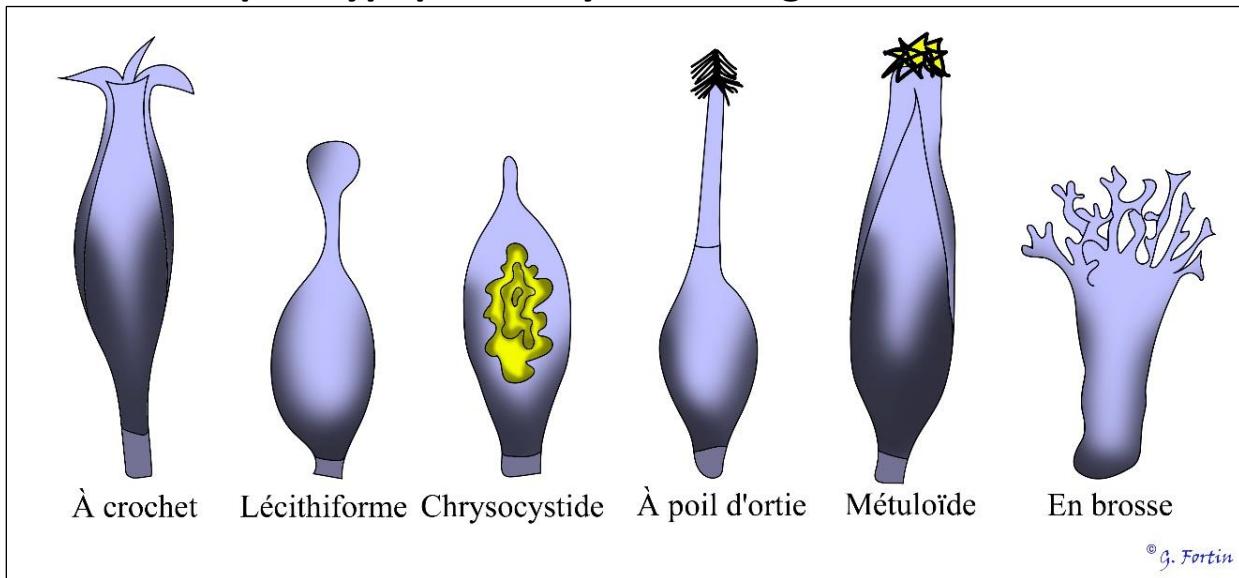
12.5.5 Schémas morphologiques des cystides



© G. Fortin

Fig. 12-10. Schémas morphologiques des cystides

12.5.6 Exemples typiques de cystides de genres lamellés



© G. Fortin

Fig. 12-11. Exemples typiques de cystides de genres lamellés

12.5.7 Les poils

Les poils sont des filaments ± longs couvrant les revêtements des champignons. Ils varient en forme, longueur, épaisseur, densité, émergence, direction, rigidité, septation et couleur. Il faut noter leur présence et leurs caractéristiques. Ils produisent des revêtements tomenteux, veloutés, pubescents, velus, villeux, hispides, hirsutes, strigueux, pelucheux, méchuleux, laineux ou feutrés. On les rencontre aussi sur le stipe (poils caulocystidioïdes) ou à l'arête lamellaire (poils marginaux ou cheilocystidioïdes) ([Fig. 12-12](#) et [Fig. 12-13](#))



Fig. 12-12. Nombreux poils en touffes sur le pileipellis d'une *Tapinella atrotomentosa* formant un tomentum.



Fig. 12-13. Poils sur le stipe d'une *Conocybe apala*

12.5.8 Les soies

Les soies sont des cellules étroites, non bouclées, à apex pointu et paroi épaisse, jaune ou brune, noircissant au KOH, pénétrant l'hyménium des basidiomes résupinés du genre *Hymenochaete*. Elles sont des cellules stériles majeures dans l'étude des polypores des genres *Onnia*, *Phellinus* et *Inonotus*. Elles peuvent être recouvertes de sécrétions ou de cristaux. Les soies hyméniales émergent de l'hyménium entre les basides. Leur présence ou absence est utile à la détermination. ([Fig. 12-14](#) et [Fig. 12-15](#))



Fig. 12-14. Soies à l'arête lamellaire chez *Marasmius lachnophyllus*.

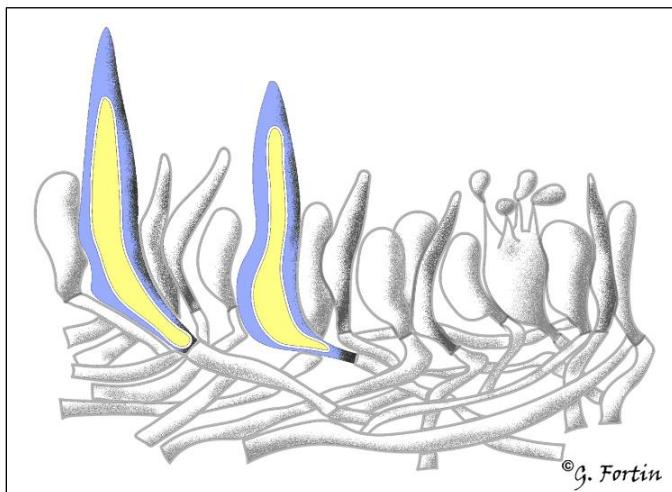


Fig. 12-15. Soies hyméniales, émergeant de l'hyménium d'un *Inonotus obliquus*. Adapté de Cléménçon, H. (2012). *Cytology and Plectology of the Hymenomycete* (2e éd.).

13. La trame lamellaire

13.1 Introduction

Chez les champignons lamellés, une coupe transversale d'une lame laisse voir ses différentes parties :

- L'hyménium.

Partie fertile de la lame qui produit les spores, il est formé de la rangée de basides qui tapissent la face externe de la lame.

- Le sous-hyménium.

Zone située juste sous les basides, il est constitué de cellules qui donnent naissance aux basides.

- L'hyménopodium.

Étroite région formée surtout d'hyphes génératrices situées entre le sous-hyménium et la trame lamellaire. Il s'agit d'un vestige de la trame lamellaire primordiale qui s'est modifiée avec le temps en gonflant les cellules situées au milieu de la trame lamellaire. Chez de nombreux champignons lamellaires, il est très réduit ou absent.

- La trame lamellaire.

Partie de la lame située entre deux sous-hyméniums ou deux hyménopodiums.

- La médiostrate.

Étroite région située juste au centre de la trame lamellaire. ([Fig. 13-1](#)).

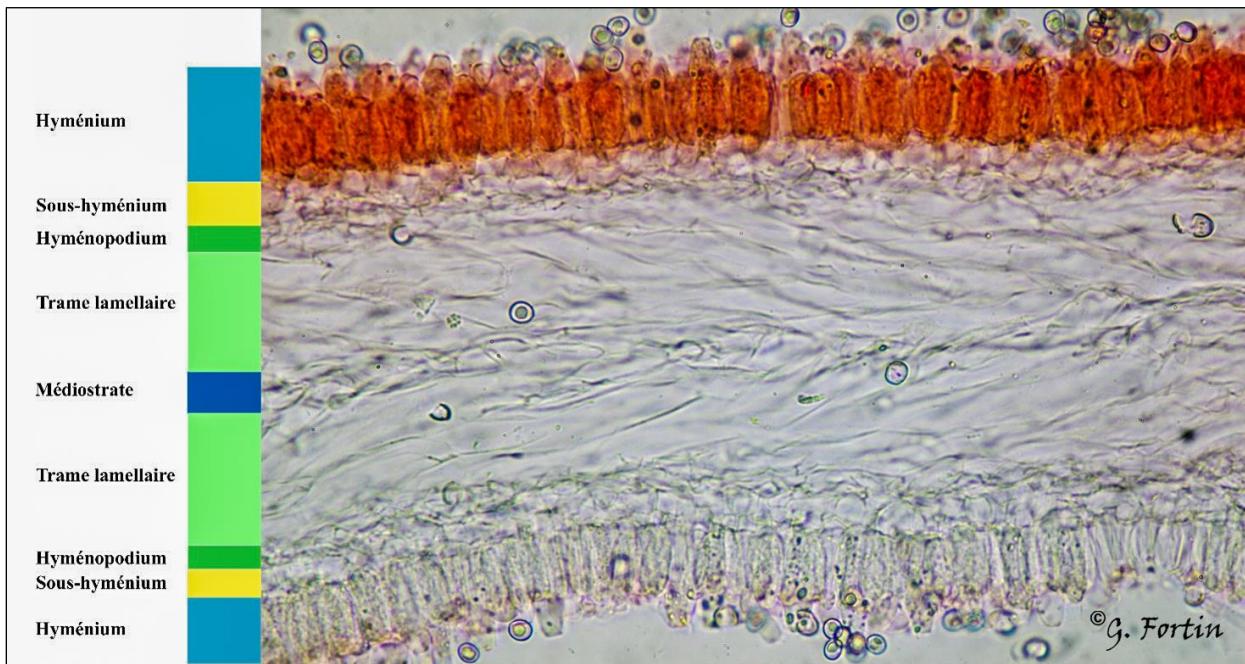


Fig. 13-1. *Pluteus* sp. Photographie montrant les différentes parties d'une lame de champignon telles qu'observées dans la partie médiane de la lame. De l'extérieur vers le centre de la lame, on rencontre l'hyménium, le sous-hyménium, l'hyménopodium et la trame lamellaire. La médiostrate est une zone située au centre de la lame.

L'architecture de la trame lamellaire est utilisée en taxonomie depuis plus de cent ans et la plupart des auteurs modernes utilisent la description qu'en a faite Fayod (1889 : 249). Il distingue les trames irrégulières, sous-régulières à régulières, bilatérales et inversées. Cette description peut être raffinée et des architectures intermédiaires peuvent être décrites. Clémenton (2012) en présente jusqu'à douze, qui seront décrites plus loin.

Pour bien observer la trame lamellaire, la coupe transversale d'une lame est la plus utilisée. Une lame du champignon est déposée à plat sur la lame porte-objet et plusieurs sections perpendiculaires à l'arête et à la base sont faites dans la région du centre de la lame. On s'assure ensuite sous la loupe binoculaire que les coupes ne sont pas tordues sur elle-même et on tente de les redresser au besoin. Souvent plusieurs coupes seront nécessaires pour en obtenir une ou deux dans la bonne position.

Une trame lamellaire est constituée d'hyphes dont l'architecture change avec l'âge du basidiome et avec l'endroit où on l'observe sur la lame. Ainsi, l'arête a souvent une architecture bidirectionnelle indépendamment du reste de la lame et la base a souvent une architecture irrégulière ou même bidirectionnelle, parce que les hyphes du contexte du pileus, entremêlées ou disposées radialement, peuvent pénétrer dans la base de la lame et se mélanger aux hyphes de la trame lamellaire. Il faut donc, pour bien observer une trame lamellaire en microscopie, le faire dans la région médiane de sa longueur et sur une lame mature ([Fig. 13-2](#)).

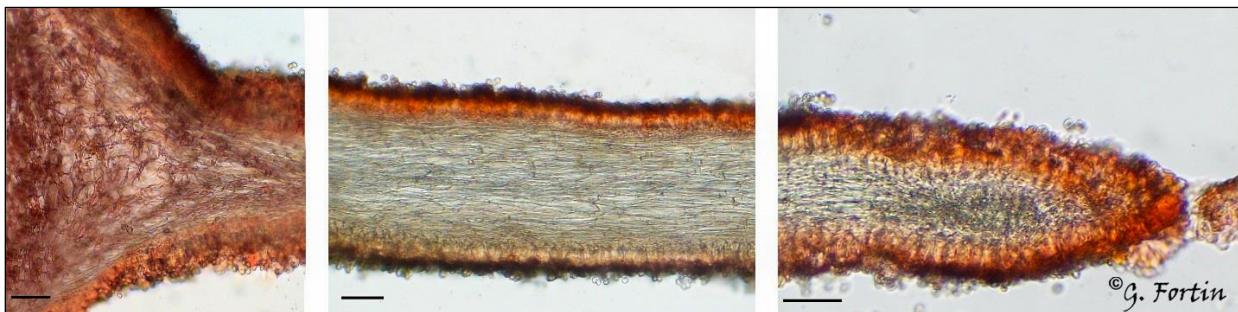


Fig. 13-2. *Entoloma* sp. La trame lamellaire d'un champignon a une architecture différente selon l'endroit où on l'observe. Ici, sur une lame d'*entolome*, la trame lamellaire est irrégulière à la base (à gauche), régulière (au centre) et bidirectionnelle à l'arête (à droite). C'est dans la partie médiane d'une lame qu'il faut observer la trame lamellaire d'un champignon. Barre échelle = 50 µm.

Note :

Ce texte ne traite que de l'architecture des trames lamellaires. Dans la majorité des dessins présentés plus loin, une structure de base comprenant deux hyméniums (en bleu), deux sous-hyméniums (en jaune) et deux hyménopodiums (en vert foncé) est illustrée. Au centre de cette structure de base apparaît une architecture de trame lamellaire spécifique.

Même s'il a la même forme sur tous les dessins, le sous-hyménium est une structure complexe qui peut prendre plusieurs architectures. Sa description ne sera pas traitée ici. De même, pour

des raisons de simplification, l'hyménopodium, qui peut être plus ou moins présent, ou même absent selon les champignons, est présenté de la même façon sur la majorité des dessins.

L'architecture d'une trame lamellaire est plus évidente en observant la lame d'un basidiome mature où il y a production de spores. Les coupes doivent être faites à mi-chemin entre la marge du chapeau et le pied. De plus, le centre de la coupe est plus facile à interpréter que près de l'arête ou de la chair du chapeau ([Fig. 13-2](#)). Que ce soit avec un champignon frais ou un exsiccatum, la technique est la même. Les coupes doivent très minces ; elles sont alors plus facilement « couchées », montrant la trame, alors que « debout » où on ne voit qu'une des deux faces de la lame. Les coupes sont d'abord colorées au rouge Congo SDS ou ammoniacal directement sur une lame porte-objet, rincées pour enlever le colorant résiduel puis montées entre lame et lamelle (voir [section 5-3](#)).

Il peut être difficile d'avoir des coupes minces qui s'étalent correctement avec de petits champignons. Il est alors plus facile de faire des coupes avec deux lames retenues par le contexte du chapeau ; les deux lames avec le contexte forment un « U » qui s'étale correctement.

13.2 Description des 12 types de trames lamellaires

La description des trames lamellaires est basée sur la présentation qu'en fait Cléménçon (2012). Des tableaux récapitulatifs des dessins et des photographies sont présentés à la suite des descriptions

13.2.1 Trame irrégulièrē.

Elle est formée d'hyphes emmêlées, serrées (comme un plat de spaghetti) ou lâches, dont les espaces sont comblés par une matière gélatineuse ou de l'air. On la rencontre entre autres chez les genres *Crepidotus*, *Gymnopilus*, *Hygrocybe*, *Marasmius*, *Mycena*,

Omphalina, *Pholiota*, *Pleurotus* et *Psathyrella* ([Fig. 13-3](#)). Lorsque les cellules hyphales sont courtes et qu'elles subissent une inflation turgescence importante, il peut en résulter une trame cellulaire ou sous-cellulaire ([Fig. 13-4](#)).

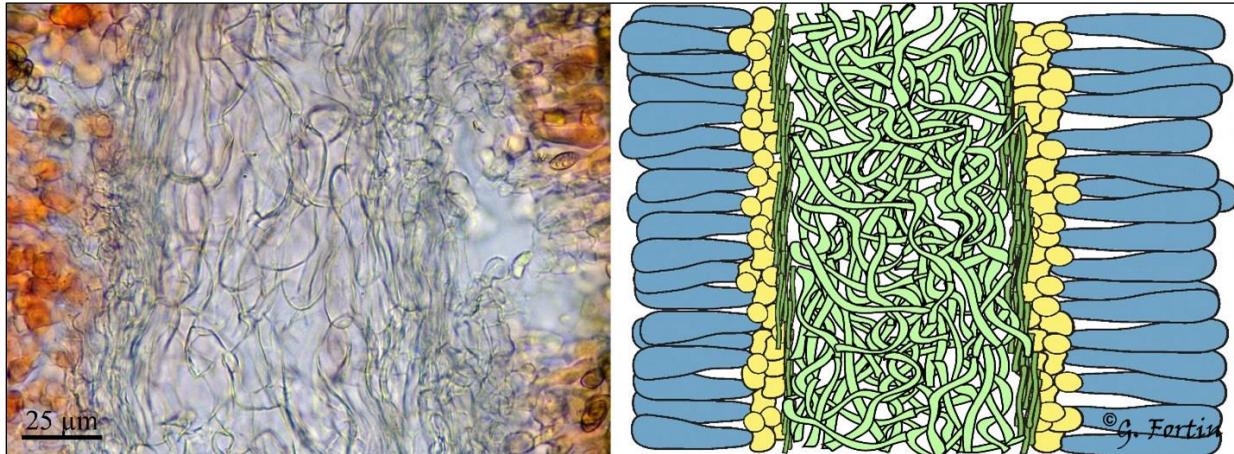


Fig. 13-3. Trame lamellaire irrégulière formée d'hyphes emmêlées (vert pâle). À gauche : *Crepidotus* sp.

13.2.2 Trames cellulaire ou sous-cellulaire.

Elles proviennent des trames irrégulières ou sous-régulières par le gonflement turgescnt important des courtes cellules hyphales. Les cellules fortement gonflées s'éloignent l'une de l'autre et l'espace libre entre elles est comblé par de l'air ou une masse gélatineuse. Ce type de trame se rencontre dans le genre *Mycena* ([Fig. 13-4](#)).

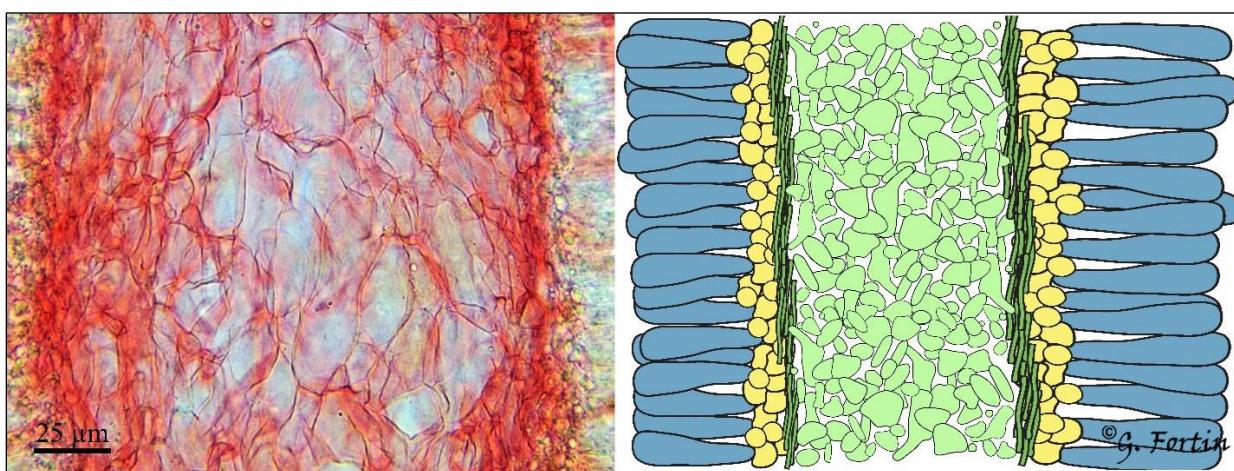


Fig. 13-4. Trame cellulaire ou sous-cellulaire. Ici, une trame lamellaire sous-cellulaire formée de courtes hyphes turgescentes (vert pâle). À gauche : *Mycena galopus*.

13.2.3 Trame entremêlée (intermixed).

Elle se caractérise par la présence de deux ou trois types différents d'hyphes. Comme dans plusieurs autres types de trames lamellaires, on y voit occasionnellement des hyphes thrombo-plères, mais elles ne sont pas caractéristiques des trames lamellaires entremêlées. Ce type de trame lamellaire entremêlée est fréquent chez les *Russulaceae* où il est formé d'hyphes des génératrices originales et de sphérocytes. Une matrice gélantineuse peut maintenir en place les hyphes et les sphérocytes lorsque ceux-ci sont très espacés l'un de l'autre. On rencontre aussi la trame entremêlée chez plusieurs champignons *Aphyllophorales*, mais elle est alors décrite avec le mitisme des polypores, qui n'est pas étudié ici ([Fig. 13-5](#)).

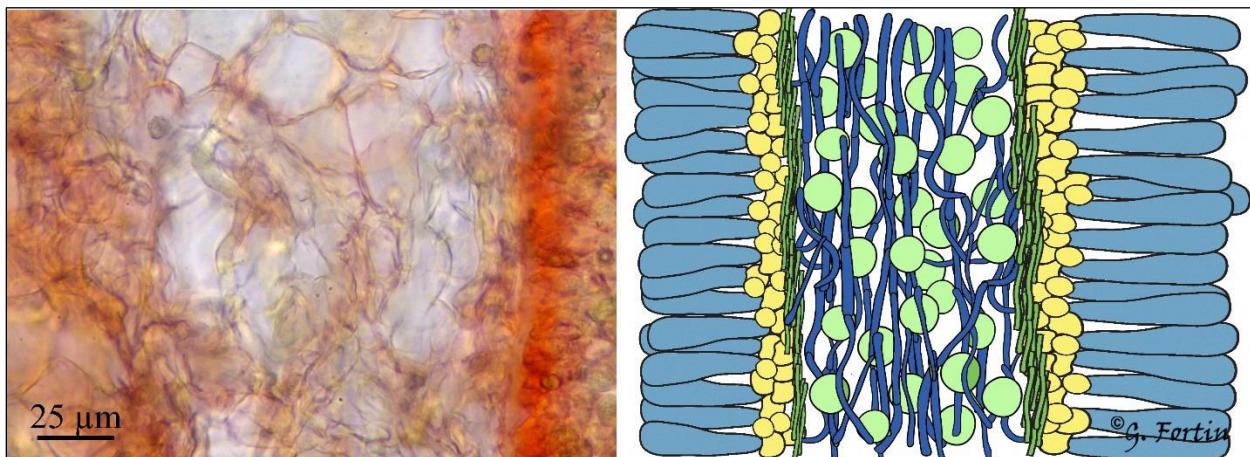


Fig. 13-5. Trame lamellaire entremêlée formée d'hyphes génératrices (bleu) et de sphérocytes (vert pâle). À gauche *Russula fragrantissima*.

13.2.4 Trame bidirectionnelle.

Elle se rencontre dans les genres *Xeromphalina* et *Panellus*, mais est aussi fréquente près de l'apex et à la base des lames de nombreux agarics. Elle est composée d'hyphes génératrices allant de la base à l'apex dans un arrangement sous-régulier et d'hyphes génératrices parallèles à l'apex dans un arrangement sous-régulier. Elles forment

un contexte lâche dont les hyphes sont grossièrement parallèles à l'hyménium, mais disposées selon deux directions principales comme les fibres d'un tissu ([Fig. 13-6](#)).

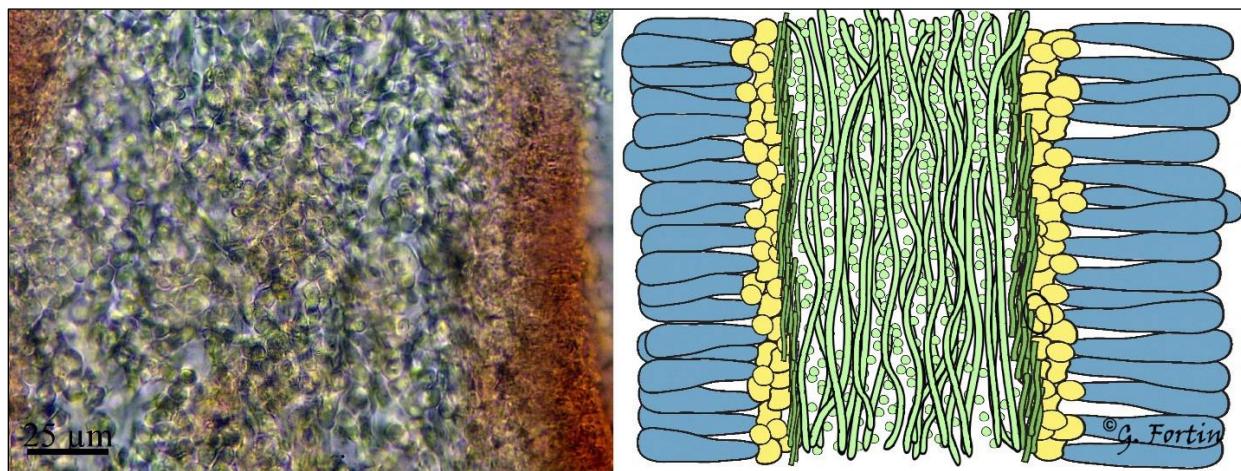


Fig. 13-6. Trame lamellaire bidirectionnelle formée d'hyphes disposées dans deux directions (vert pâle). À gauche *Panellus stipticus*.

13.2.5 Trame sous-régulième.

Elles se traitent ensemble. Le degré de régularité des hyphes varie avec l'âge du basidiome et aussi avec la distance de la base de la lame. Il existe aussi parfois un gradient morphologique qui va du stipe à la marge du pileus. La médiostrate est soit formée d'hyphes génératrices, soit d'hyphes physaloïdes modérément ou fortement gonflées. Les strates latérales sont formées d'hyphes génératrices plus étroites souvent disposées de façon divergente rappelant la trame lamellaire primordiale. C'est un type de trame lamellaire très répandu qu'on rencontre chez *Agaricus*, *Collybia*, *Clitocybe*, *Conocybe*, *Cortinarius*, *Cystoderma*, *Entoloma*, *Galerina*, *Gymnopilus*, *Gymnopus*, *Hygrocybe*, *Hypholoma*, *Inocybe*, *Lepiota*, *Lepista*, *Pholiota*, *Tricholoma*, *Tricholomopsis*, *Tubaria*, *Xeromphalina* et bien d'autres ([Fig. 13-7](#) et [Fig. 13-8](#))

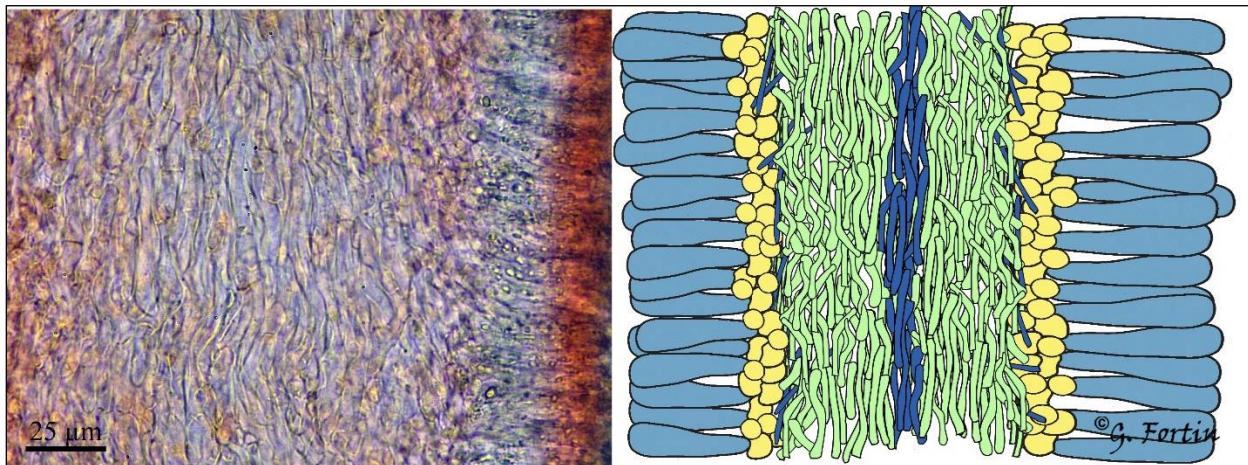


Fig. 13-7. Trame lamellaire sous-régulière formée d’hyphes plus ou moins parallèles (vert pâle). La médiostrate et les strates latérales sont formées d’hyphes génératrices (bleu foncé). À gauche *Hygrocybe punicea*.

13.2.6 Trame régulière.

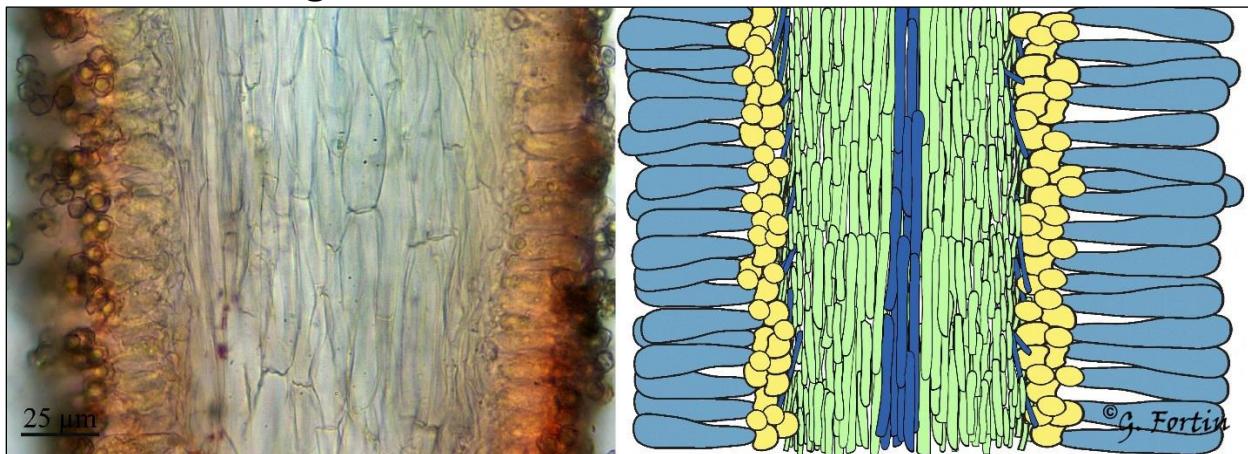


Fig. 13-8. Trame lamellaire régulière formée d’hyphes parallèles (vert pâle). La médiostrate et les strates latérales sont formées d’hyphes génératrices (bleu foncé). À gauche *Entoloma* sp.

13.2.7 Trame divergente.

Elle est divisée en deux types. Le type « divergent permanent » est considéré comme une continuation de la trame primordiale sans modifications secondaires des strates latérales. On la rencontre chez les *Hygrophorus*. Le type « bolétoïde » montre des strates latérales secondairement modifiées qui deviennent gélatineuses. Dans les deux types, la médiostrate est souvent étroite et régulière. La trame bilatérale qui est souvent appelée « trame bilatérale divergente » ou

«trame divergente de type amanitoïde» est fondamentalement différente de la trame divergente ([Fig. 13-9](#)).

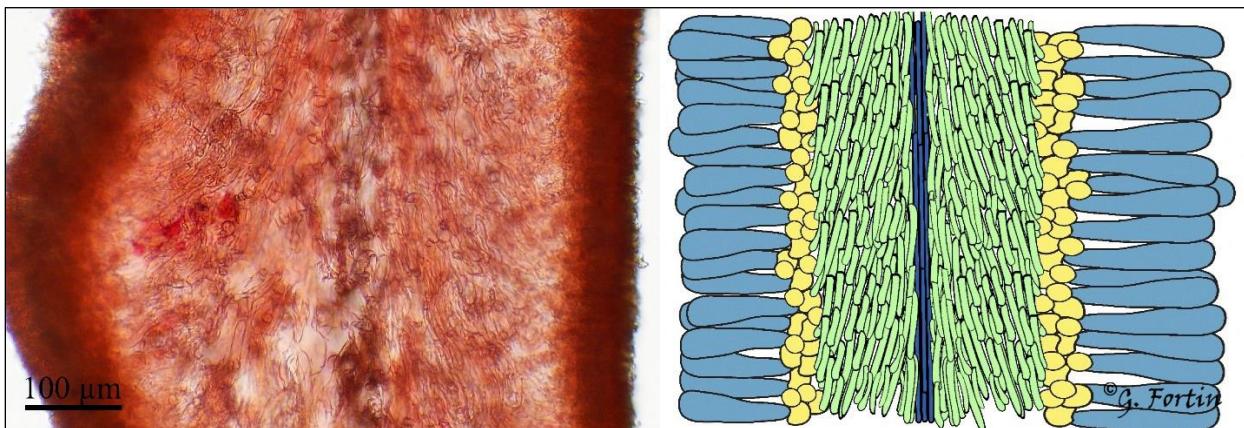


Fig. 13-9. Trame lamellaire divergente formée d'une médiostrate étroite et régulière (bleu foncé) et de courtes hyphes orientées vers l'extérieur (vert pâle). À gauche *Hygrophorus capreolarius*.

13.2.8 Trame pachypodiale.

Elle est formée d'une couche de courtes hyphes horizontales disposées sous-régulièrement à irrégulièrement, qui se terminent directement sur les basides. Comme il n'y a pas de couche intermédiaire formant un sous-hyménium, cette couche a été interprétée comme un large sous-hyménium. On la retrouve dans les genres *Gerronema*, *Chrysomphalina* et *Haasiella*. La mince médiostrate est sous-régulière à irrégulière ([Fig. 13-10](#)).

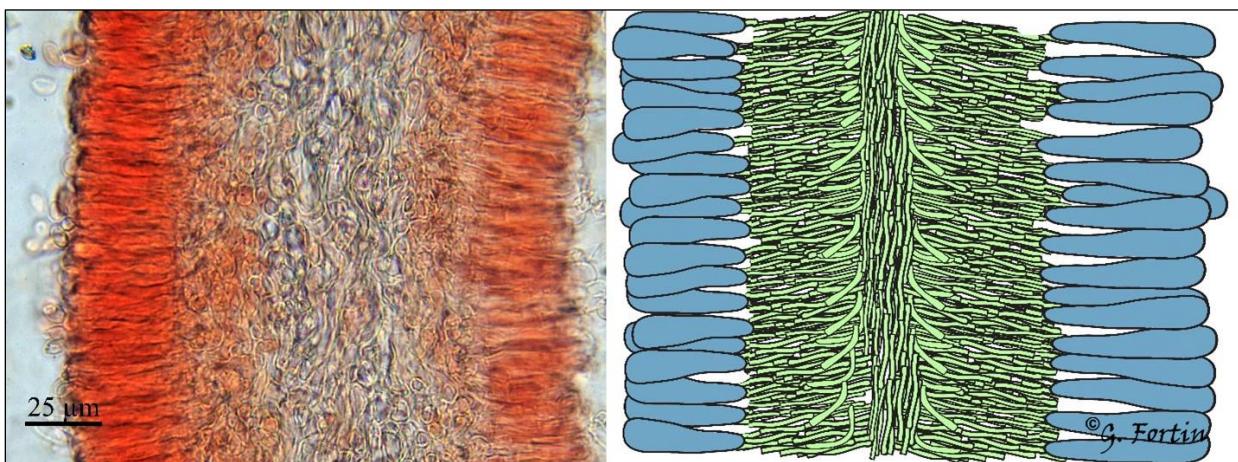


Fig. 13-10. Trame lamellaire pachypodiale formée de courtes hyphes horizontales (vert pâle) qui se terminent directement sur les basides. À gauche *Chrysomphalina chrysophylla*.

13.2.9 Trame physalo-irrégulière.

Elle se rencontre dans les genres *Xerula* et *Oudemansiella*. Elle est sous-régulière chez les jeunes basidiomes et formée seulement d'hyphes génératrices. Chez les sporophores matures, un réarrangement irrégulier et un fort gonflement turgescent de plusieurs hyphes donnent de l'épaisseur aux lames. De plus, les hyphes génératrices et physaloïdes qui restent deviennent largement espacées dans une masse gélatineuse. Les acrophysalides se développent dans toutes les directions et plusieurs poussent sur l'hyménopodium ([fig. 13-11](#)).

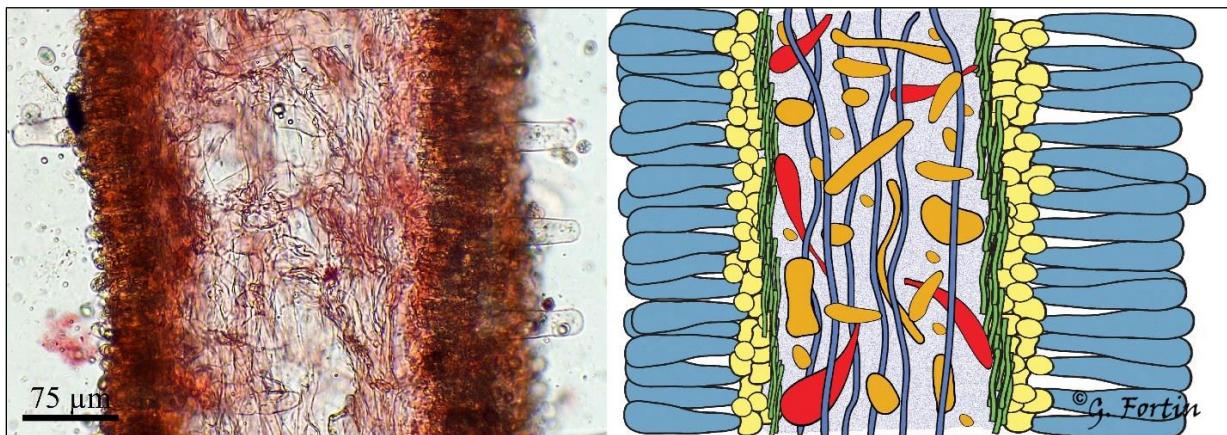


Fig. 13-11. Trame lamellaire physalo-irrégulière. Des hyphes génératrices résiduelles (bleu foncé) sont présentes entre des hyphes physaloïdes (beige) et des acrophysalides (Rouge). À gauche *Hymenopellis furfuracea*.

13.2.10 Trame trabéculaire.

On la trouve chez les *Leucocoprineae*. Elle a été décrite pour la première fois par Buller (1924), qui a comparé sa structure à celle d'un pont de fer, sans proposer un nom particulier pour la décrire. Par la suite, plusieurs termes (« alvéolée », « entrecroisée et lacuneuse » ont été proposés pour la décrire). Clémenton (2012) a proposé le terme « trabéculaire » (trabécule = petite poutre) pour souligner l'importance mécanique des physaloïdes en forme de poutres plutôt que d'insister sur la présence d'espaces entre les

physaloïdes. La trame primordiale est sous-régulière à régulière. Avec la maturation de la lame, les hyphes génératrices latérales de la médiostate sont poussées vers l'extérieur et forment un hyménopodium. L'hyménopodium forme des trabécules et des acrophysalides orientées vers l'intérieur et un sous-hyménium cellulaire à l'extérieur ([Fig. 13-12](#)).

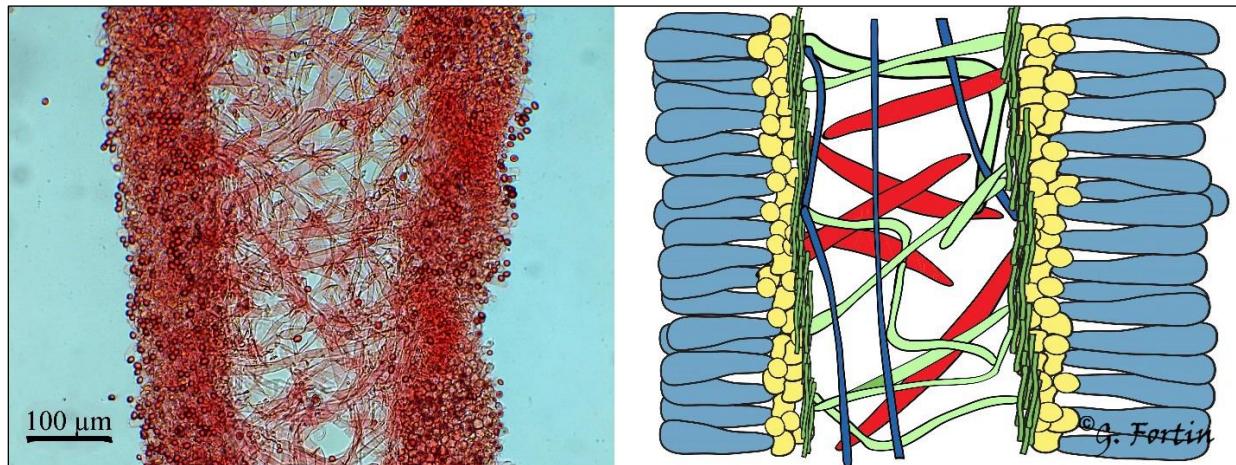


Fig. 13-12. Trame lamellaire trabéculaire formée d'hyphes génératrices (bleu foncé), d'hyphes physaloïdes (vert pâle) et d'acrophysalides (Rouge). À gauche *Leucocoprinus birnbaumii*.

13.2.11 Trame bilatérale.

Elle se rencontre dans le genre *Amanita* et *Limacella*. Elle est formée d'hyphes physaloïdes et d'acrophysalides compactées, provenant de la médiostate et inclinées vers le sous-hyménium, dans la direction de l'arête lamellaire. Certaines hyphes physaloïdes ne sont pas des acrophysalides terminales et se prolongent dans le sous-hyménium par des hyphes génératrices. Le sous-hyménium est formé au début du développement de la lame, par des hyphes génératrices provenant de la médiostate dont quelques-unes persistent chez la lame mature. Chez les *Limacella*, les acrophysalides sont rares et la majorité des hyphes physaloïdes ne sont pas terminales ([Fig. 13-13](#)).

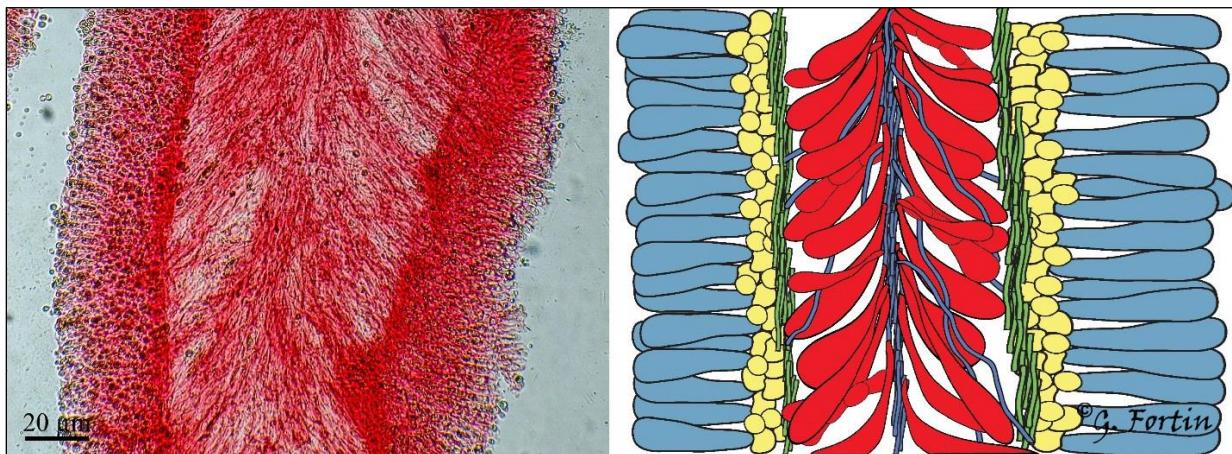


Fig. 13-13. Trame lamellaire bilatérale formée d'hyphes génératrices (bleu foncé), d'hyphes physaloïdes et d'acrophysalides (Rouge) orientées vers le sous-hyménium dans la direction de l'arête. À gauche *Amanita citrina*.

13.2.12 Trame inversée.

Elle est typique des genres *Pluteus* et *Volvariella*. Elle est formée d'un hyménopodium provenant de la trame primordiale. Des acrophysalides, entre lesquelles on rencontre quelques hyphes génératrices résiduelles, arrivent de l'hyménopodium et sont orientées vers la médiostrate. Le sous-hyménium ne devient pleinement cellulaire qu'à la maturité de la lame ([Fig. 13-14](#)).

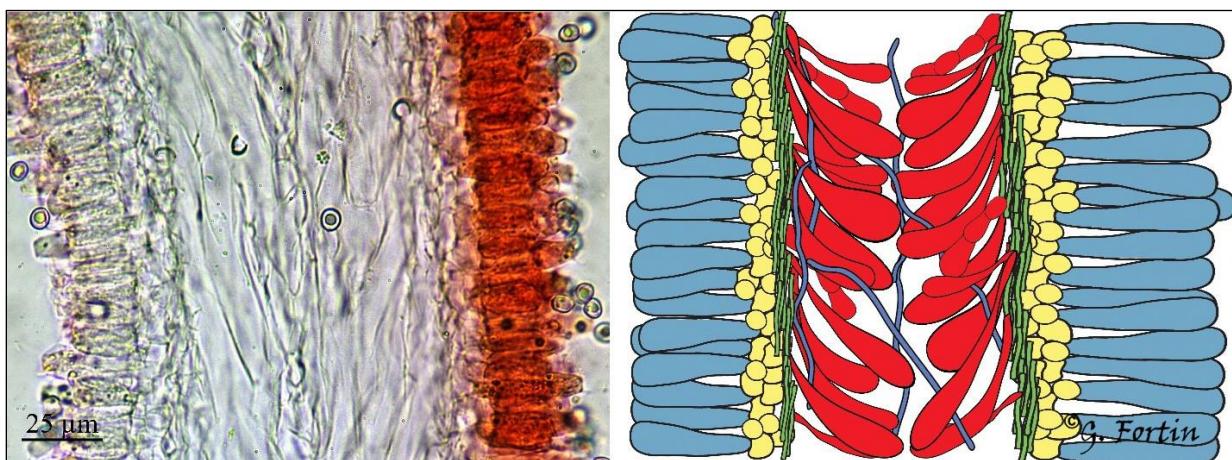


Fig. 13-14. Trame lamellaire inversée formée d'hyphes génératrices résiduelles (bleu foncé) et d'acrophysalides (Rouge) orientées vers la médiostrate dans la direction de l'arête. À gauche *Pluteus* sp.

13.3 Tableau récapitulatif des schémas

Les trames lamellaires - schémas Tableau récapitulatif		
Irrégulières à Sous-cellulaires	Sous-régulières à Pachypodiales	avec Acrophysalides
irrégulière	sous-régulière	physalo-irrégulière
bidirectionnelle	régulière	trabéculaire
entremêlée	divergente	bilatérale
sous-cellulaire	pachypodiale	inverse

© G. Fortin

Fig. 13-15. Tableau des schémas des trames lamellaires

13.4 Tableaux récapitulatifs des photographies

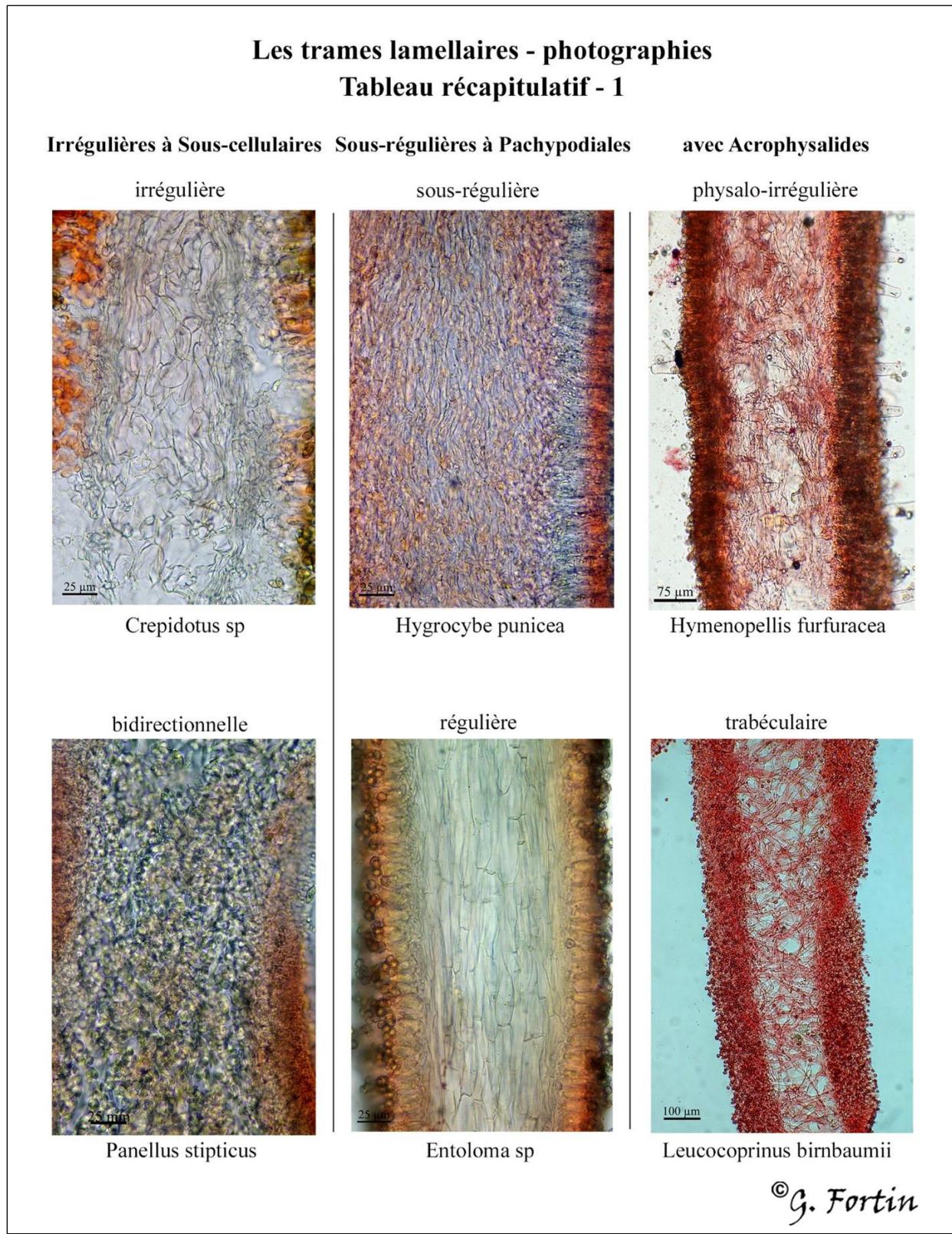


Fig. 13-16. Tableau 1 des photos des trames lamellaires

Les trames lamellaires - photographies

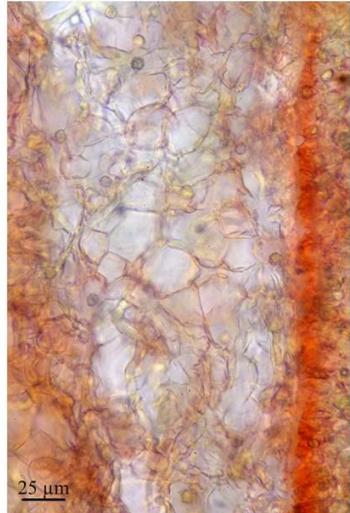
Tableau récapitulatif - 2

Irrégulières à Sous-cellulaires

Sous-régulières à Pachypodiales

avec Acrophysalides

entremêlée



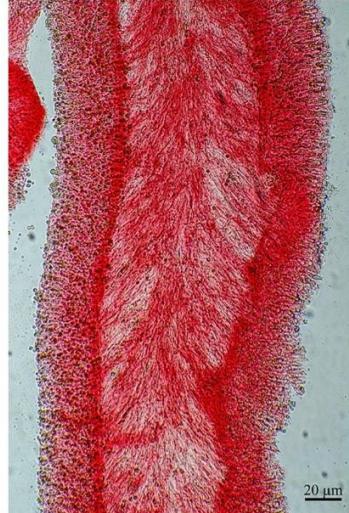
Russula fragrantissima

divergente



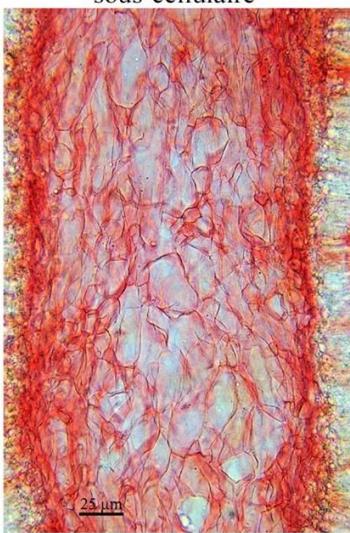
Hygrophorus capreolarius

bilatérale



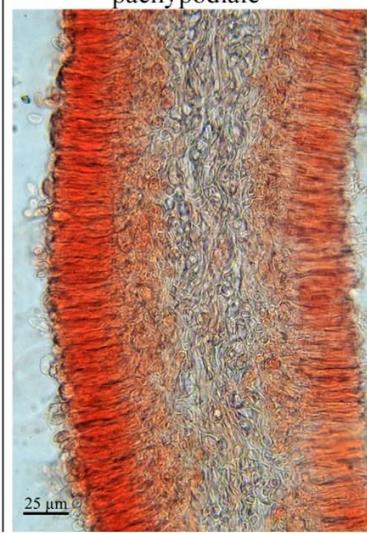
Amanita citrina

sous-cellulaire



Mycena galopus

pachypodiale



Chrysomphalina chrysophylla

inverse



Pluteus sp

© G. Fortin

Fig. 13-17. Tableau 2 des photos des trames lamellaires

14. Les couches corticales des hyménomycètes

14.1 Introduction

Les couches corticales sont les revêtements des parties stériles des basidiomes matures, en excluant tous les voiles. Bas (1969) a proposé le terme « pellis » pour les couches corticales du sporophore des basidiomycètes qui n'appartiennent pas aux voiles.

Cléménçon (2012) utilise deux types de terminologie pour décrire les pellis et leurs couches, une terminologie topographique et une terminologie morphologique.

14.2 La terminologie topographique

([Fig. 14-1](#) et [Fig. 14-2](#))

Dans la terminologie topographique, les pellis et leurs couches sont nommés selon leur position sur le basidiome ([Fig. 14-1](#)), on distingue :

- Le pileipellis pour les couches corticales du pileus
- Le stipitipellis pour les couches corticales du stipe
- Le bulbipellis pour les couches corticales du bulbe

Selon cette terminologie topographique, un pellis peut être composé d'une, à trois couches ([Fig. 14-2](#)) :

- Le suprapellis
- Le médiopellis
- Le subpellis

Par définition,

- Un pellis à une seule couche ne se compose que d'un suprapellis.
- Un pellis à deux couches se compose d'un suprapellis et d'un subpellis

Comme ces termes ne sont définis que par leur position relative, ils ne sont pas nécessairement homologues entre espèces différentes. Immédiatement sous le pellis, existe une zone de transition que Clémenton (2012) appelle cortex, et qu'il ne faut pas confondre avec le pellis. Il s'agit de la partie la plus externe, la plus dense, souvent non nettement délimitée du contexte d'un basidiome. Cette région a le même agencement hyphal que le contexte, mais est formé d'hyphes qui s'amenuisent graduellement ([Fig. 14-1](#)).

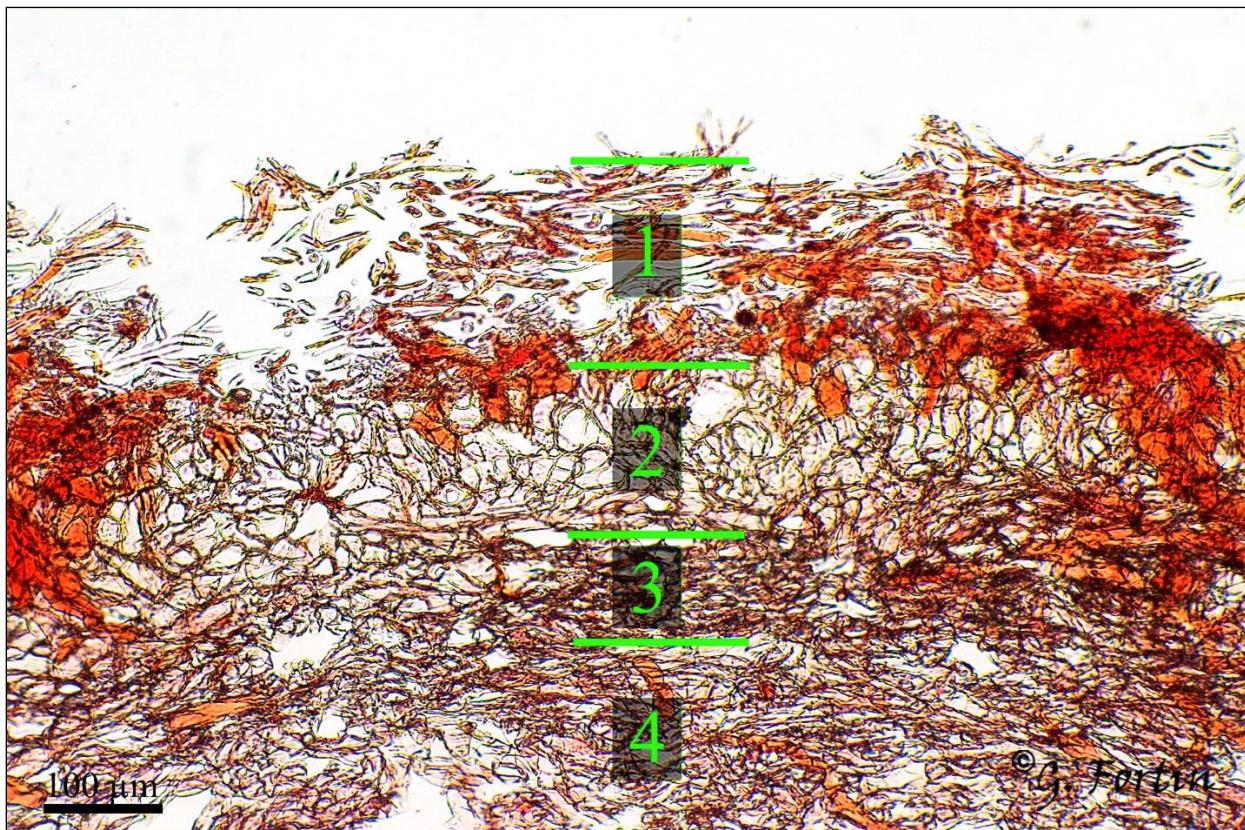


Fig. 14-1. Exemple d'un pellis à trois couches. La zone 1 est le suprapellis, il est de type hyphal et de forme rectocutis ou cutis, plus précisément, de forme ixorectocutis ou ixocutis. Les hyphes y sont subparallèles, disposées radialement et immergées dans une substance gélatinisée. Clémenton (2012) utilise le terme cutis dans un sens large pour désigner toutes les couches corticales ayant des hyphes basales penchées (péricaliniales). La zone 2 est le médiopellis, il est de type cellulaire et prend la forme d'un paraderme, les cellules y sont polyédriques et disposées sur plusieurs couches. Les couches 1 et 2 sont illustrées plus en détail sur la [Fig. 14-2](#). La

zone 3 est le subpellis, il est de type hyphal et de forme cutis, les hyphes sont subparallèles, disposées radialement. La zone 4 est ce que Clémençon (2012) qualifie de cortex. On y observe, en se dirigeant de la base vers la zone 3, un contexte dont les hyphes deviennent plus denses et s'amenuisent graduellement. *Cortinarius caperatus*.

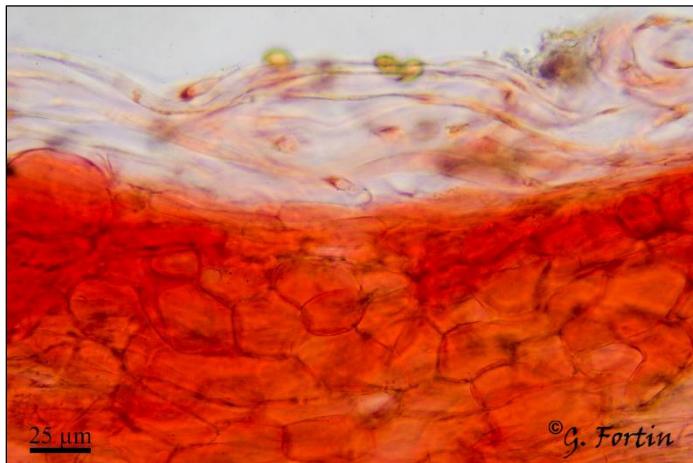


Fig. 14-2. Détail du pellis à trois couches de la fig. 14-1. Un médiopellis de type cellulaire en paraderme est coiffé d'un suprapellis de type hyphal en ixocutis.

14.3 La terminologie morphologique ([Fig. 14-3 à Fig. 14-16](#))

La terminologie morphologique décrit la structure (plectologie) des pellis et de leurs couches. Selon cette terminologie, un pellis peut être de trois types :

- **Le pellis de type tomentum** qui peut prendre deux formes :
Le **plagiotrichoderme** dont les hyphes basales sont penchées et dont la plupart des hyphes terminales sont obliques et ascendantes
Le **tomentum** dans lequel toutes les hyphes sont disposées irrégulièrement
- **Le pellis de type hyphal** qui peut prendre huit formes :
Le **tomentocutis** dont les hyphes sont irrégulières, non gonflées, mais compactées en une mince couche
Le **clavicutis** dont les hyphes sont irrégulières et dans lequel les hyphes terminales sont gonflées et disposées irrégulièrement

Le **rectocutis** (ou simplement **cutis**) dont les hyphes sont régulières, subparallèles, gonflées ou non et souvent disposées radialement

Le **cutis épidermoïde** dans lequel les hyphes sont gonflées, souvent en casse-tête ou épidermoïde et entremêlées

Le **tricocutis** où les hyphes sont d'abord redressées puis dont les terminaisons hyphales sont penchées (périclinales)

Le **trichoderme** dont les hyphes sont redressées, irrégulières ou sous-régulières et modérément gonflées ou non

Le **palissadoderme** où les hyphes sont redressées, régulières ou sous-régulières et modérément gonflées ou non

Le **physalo-palissadoderme** dont les hyphes sont redressées, régulières ou sous-régulières et dont les cellules sont fortement gonflées

- Le **pellis de type cellulaire** qui peut prendre quatre formes :

Le **paraderme** dans lequel les cellules sont polyédriques et disposées sur plusieurs couches

Le **conioderme** dont les cellules sont sphériques et disposées sur plusieurs couches

Le **sphérocystoderme** où les cellules sont sphériques et disposées sur une seule couche

L'**hyménoderme** dont les cellules sont clavées et disposées sur une seule couche

Note :

Certains pellis peuvent prendre une consistance gélatinisée ou résineuse, on ajoute alors à leur nom le préfixe **-ixo** s'ils sont gélatineux ou le préfixe **-crusto** s'ils sont résineux. Ainsi, plusieurs agarics, comme les espèces *Agrocybe* et *Xerula*, ayant une surface piléique huileuse ou visqueuse, ont un pellis qualifié d'ixo-hyménoderme, et quelques polypores, en particulier des espèces *Ganoderma*, ont un pellis qualifié de crustohyménoderme.

Les cutis sont observés à partir soit de mince coupe radiale du champignon ou plus souvent à partir de scalps (voir section 5).

Les cutis contiennent des pigments observables seulement dans des solutions aqueuses neutres tel que décrit dans la section 11. Les différentes couches de cutis sont par contre observées après coloration avec le rouge Congo SDS ou ammoniacal.

Les [Fig. 14-3](#) à [Fig. 14-16](#) qui suivent illustrent l'architecture des pellis en suivant la terminologie morphologique proposée par Clémençon (2012). Il s'agit des dessins schématiques, accompagnés pour la plupart, d'une photo micrographique.

14.4 Diagrammes schématiques et photos micrographiques de l'architecture des pellis

Tomentum

Le tomentum est un revêtement relativement épais avec des hyphes disposées irrégulièrement, parfois ramifiées et peu gonflées. Un tomentum avec une forte tendance anticlinale est presque un trichoderme.

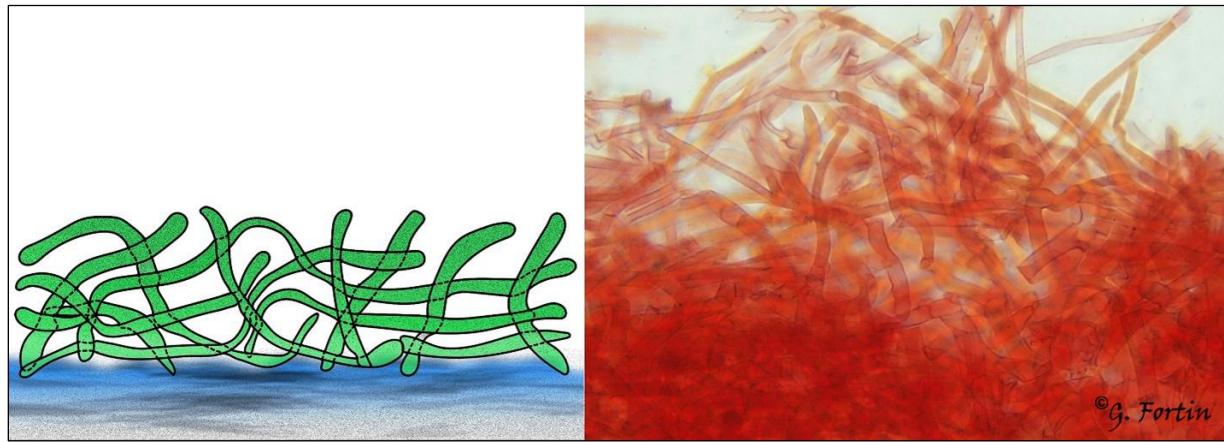


Fig. 14-3. Tomentum. À droite, *Lepista nuda*.

Tomentocutis

Un tomentocutis est un tomentum comprimé avec toutes les hyphes écrasées en position périclinale. Les hyphes peuvent être tortueuses et emmêlées, ou droites et disposées en réseau. Josserand (1952) a appelé ces architectures respectivement «emmêlée» et «entrecroisée».

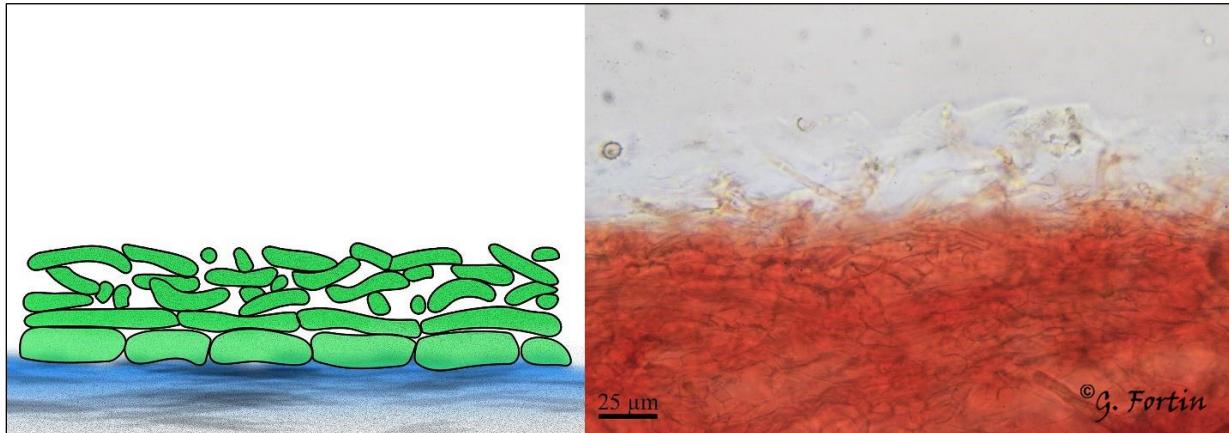


Fig. 14-4. Tomentocutis. À droite, un ixotomentocutis - *Clitocybe gibba*.

Rectocutis

Le rectocutis, souvent appelé **cutis**, est formé d'hyphes régulières, subparallèles, gonflées ou non, souvent disposées radialement. Sur le pileus des agarics, les hyphes d'un rectocutis sont disposées radialement.

Clémenton (2012) utilise le terme cutis dans un sens plus large pour désigner les couches corticales ayant des hyphes basales penchées (périclinales).

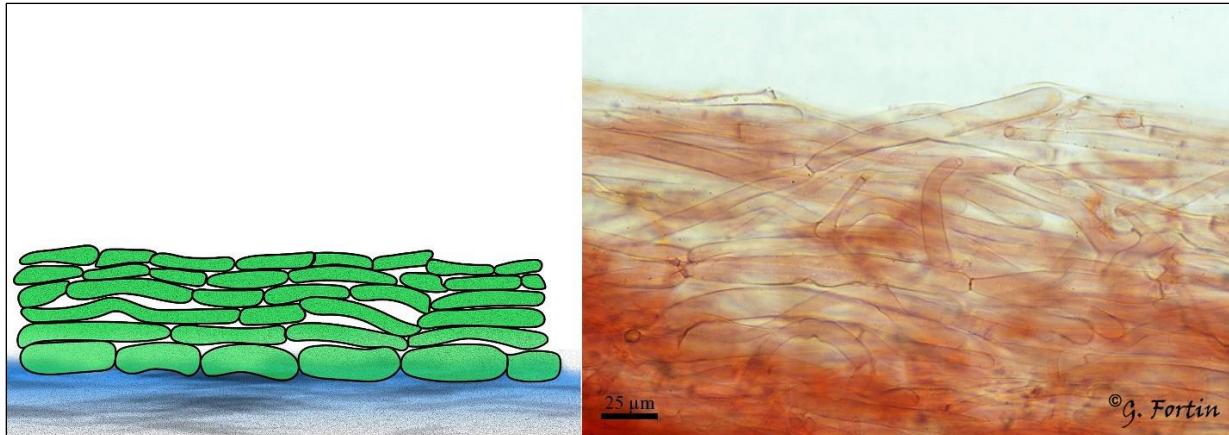


Fig. 14-5. Rectocutis. À droite, *Pluteus hongoi*.

Paraderme

Un paraderme est un pileipellis multicouche formé de courtes cellules, polyédriques arrondies. Les paradermes sont plutôt rares chez les agarics. Ils peuvent être considérés comme la transformation d'un cutis, d'un rectocutis ou d'un trichoderme par le gonflement extrême des cellules jusqu'à ce que leur pression de turgescence mutuelle les rendent polyédriques.

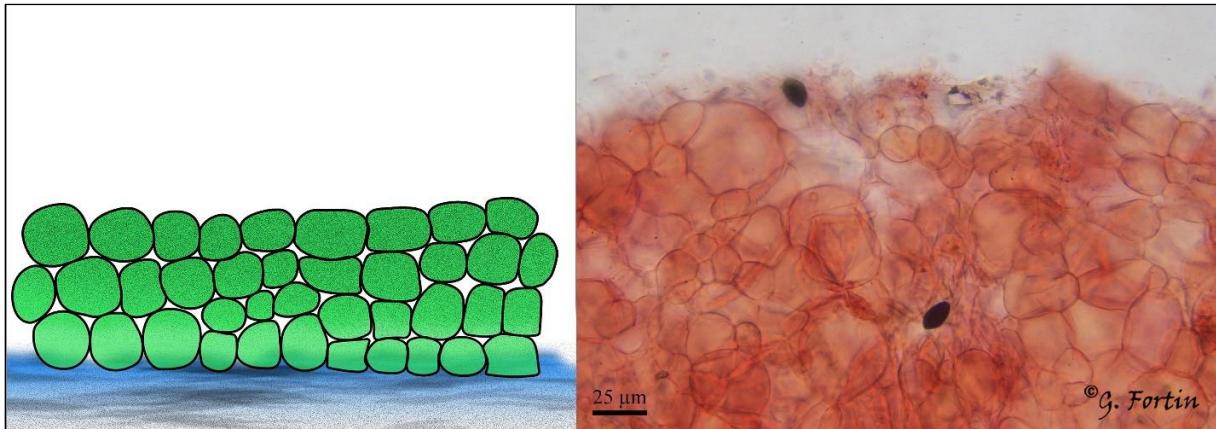


Fig. 14-6. Paraderme. À droite, *Panaeolus retirugis*.

Sphérocystoderme

Un sphérocystoderme est la réduction d'un paraderme à une seule couche de cellules sphériques.

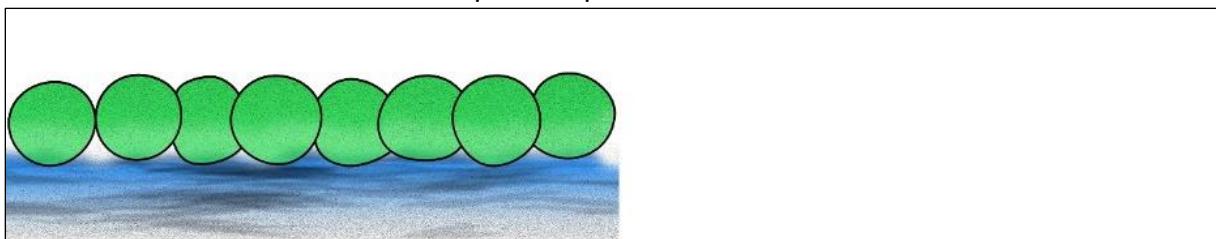


Fig. 14-7. Sphérocystoderme.

Clavicutis

Le clavicutis (Clémençon 2012) se caractérise par la présence d'hyphes terminales fortement gonflées, de forme irrégulière ou claviforme, plus ou moins péricliniales qui parfois s'imbriquent comme dans un casse-tête.

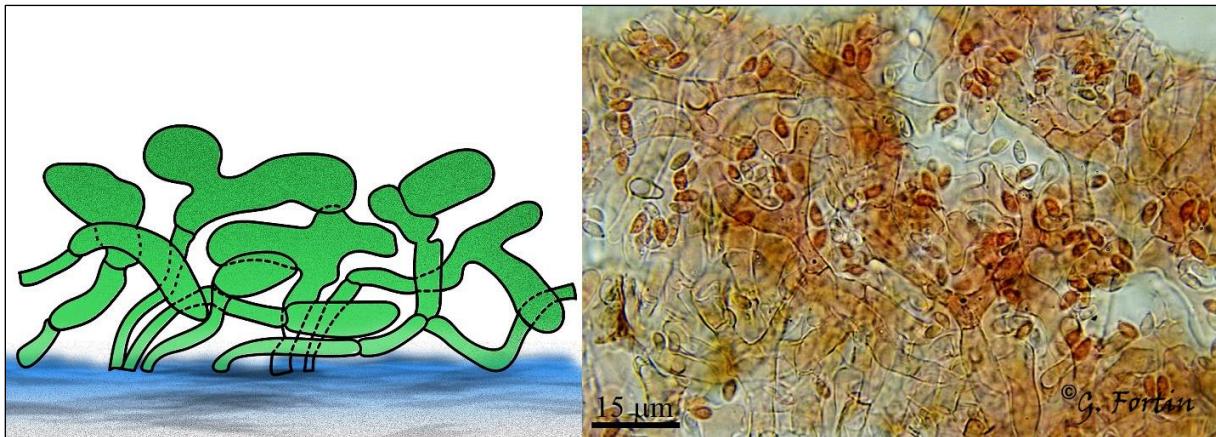


Fig. 14-8. Clavicutis. À droite, *Gymnopus subsulphureus*.

Cutis épidermoïde

Le cutis épidermoïde est plutôt rare dans les basidiomes, mais se rencontre plus fréquemment chez les sclérotes. Il ressemble à un clavicutis compacté, rendant les cellules anguleuses et entrecroisées.

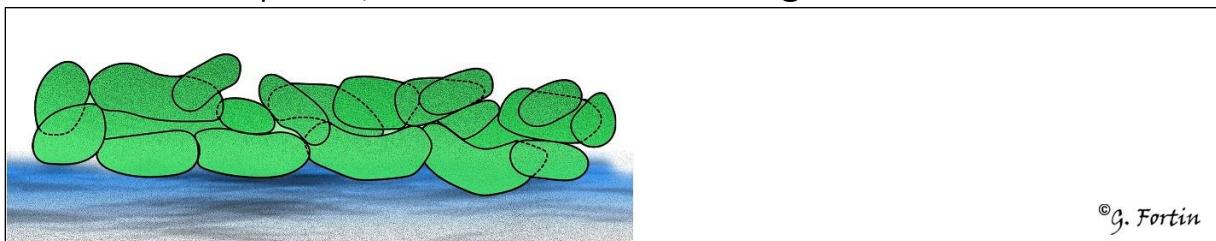


Fig. 14-9. Cutis épidermoïde.

Trichoderme

Le trichoderme est formé d'hyphes principalement anticlinales, irrégulières ou sous-régulières (emmêlées), parfois modérément gonflées.

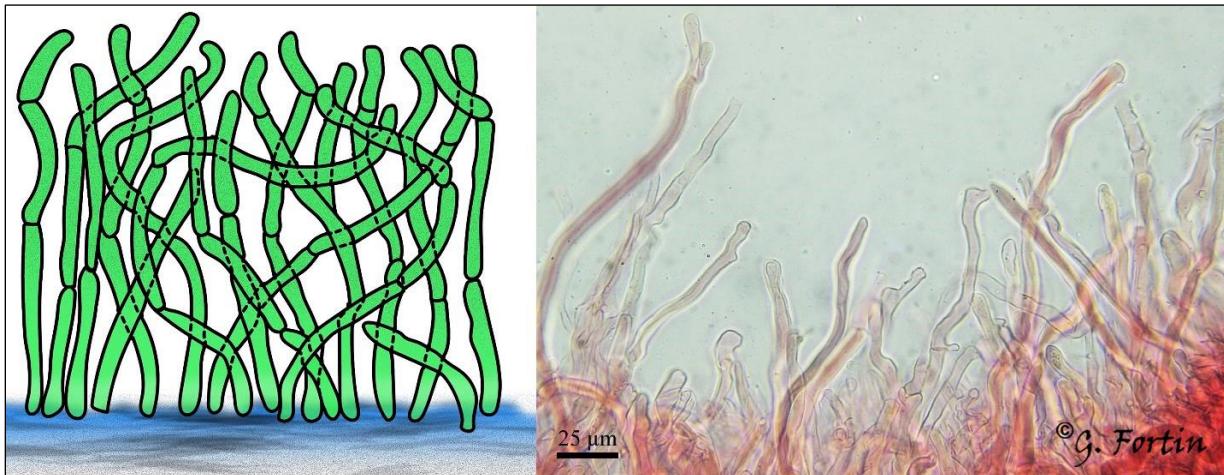


Fig. 14-10. Trichoderme. À droite, *Lentinellus* sp.

Palissadoderme

Le palissadoderme est un trichoderme dont les hyphes sont plus ou moins parallèles et alignées. Les palissadodermes réguliers sont plutôt rares, la plupart sont sous-réguliers. Chez plusieurs bolets il est légèrement gélatineux.

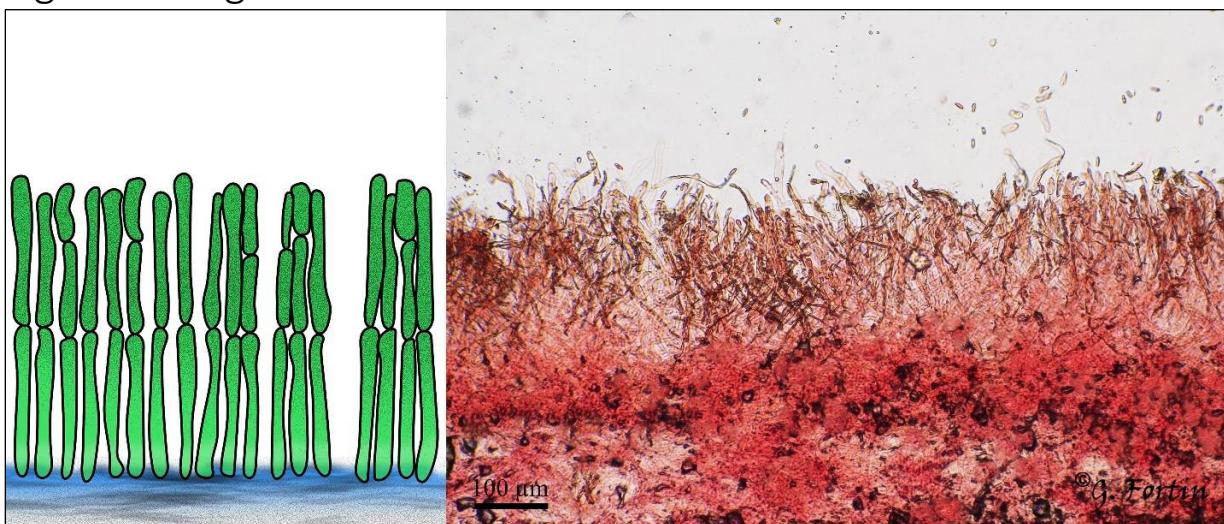


Fig. 14-11. Palissadoderme. À droite, *Xerocomus subtomentosus*.

Physalo-palissadoderme

Le physalo-palissadoderme est un palissadoderme dont les hyphes sont formées de cellules fortement gonflées. Il est fréquent chez les *Boletales*.

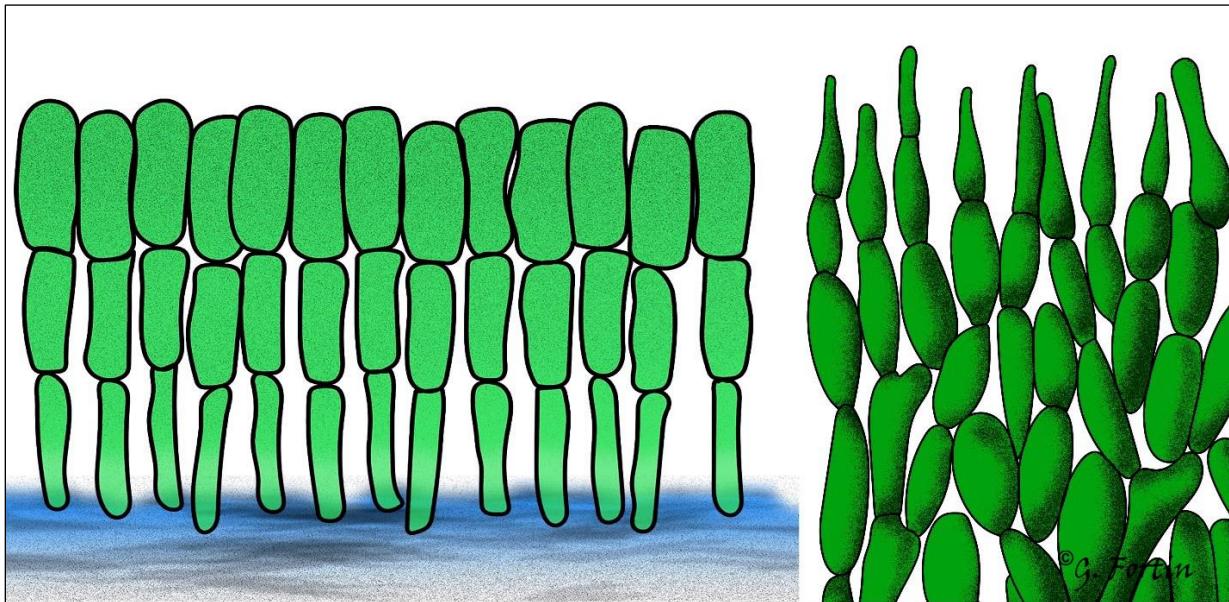


Fig. 14-12. Physalo-palissadoderme. À droite, *Boletus phaeocephalus*. Dessin de Corner (1972), tiré de Clémenton (2012), modifié.

Conioderme

Un conioderme se forme lorsque le gonflement des cellules d'un physalo-palissadoderme est si fort que les hyphes se désintègrent en cellules sphériques individuelles formant une couche poudreuse qui peut facilement être enlevée de la surface sous-jacente.

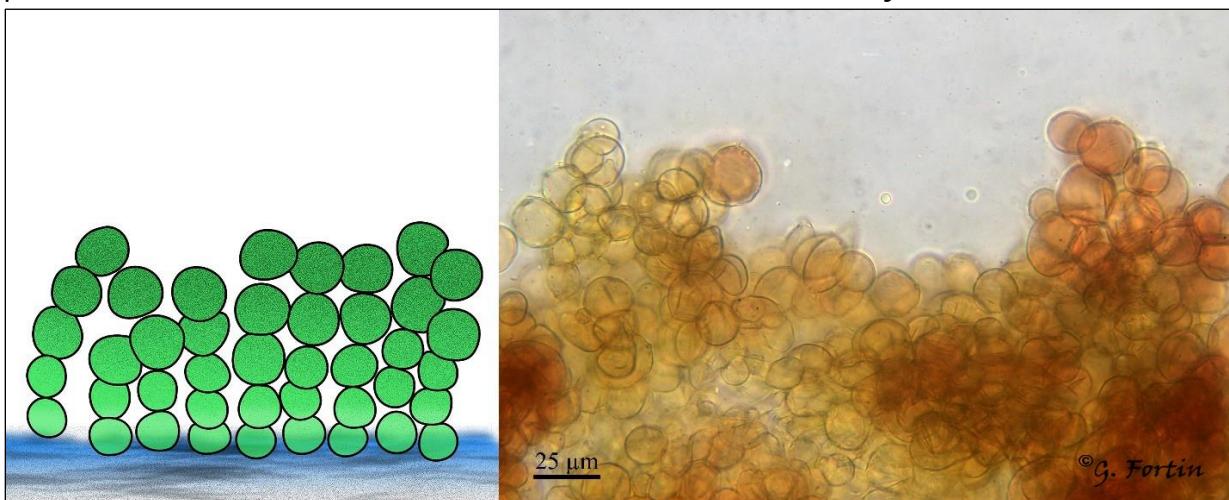


Fig. 14-13. Conioderme. À droite, *Cystoderma amianthinum*.

Hyménoderme

Un hyménoderme résulte de la réduction d'un physalopallissadoderme à une seule couche de cellules piriformes ou claviformes. Ici, il s'agit plus particulièrement d'un crusohyménderme, le pellis des *Ganoderma* est incrusté par une matière résineuse.

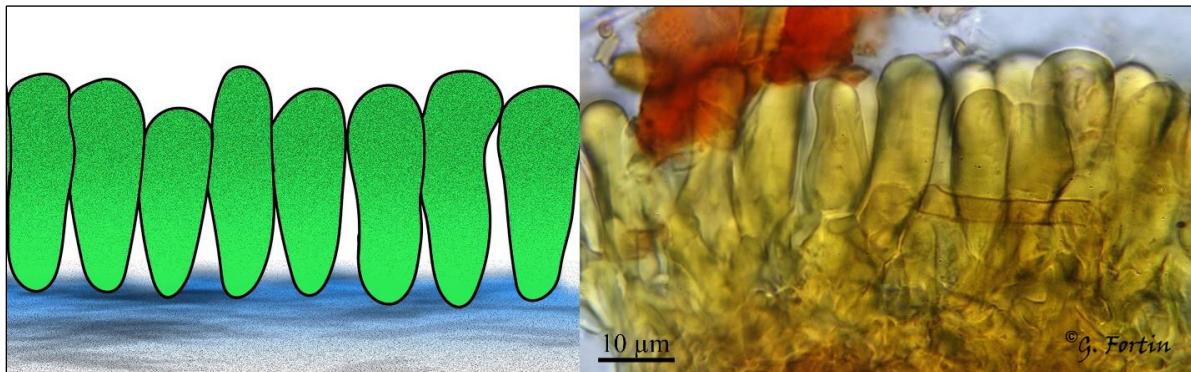


Fig. 14-14. Hyménoderme. À droite, *Ganoderma resinaceum*.

Plagiotrichoderme

Le plagiotrichoderme avec ses hyphes basales péricliniales comme dans un cutis, et ses terminaisons hyphales obliquement à complètement relevées, est un intermédiaire entre un rectocutis et un trichoderme. Chez quelques champignons lamellés, en particulier dans les genres *Entoloma*, *Pluteus* et *Tricholomopsis*, il existe plusieurs formes intermédiaires entre un cutis et un plagiotrichoderme. Les cellules redressées issus d'un cutis peuvent être isolés ou groupés; ils peuvent former un pileipellis lâche et incomplet ou une couche qui va de feutrée à fibrilleuse.

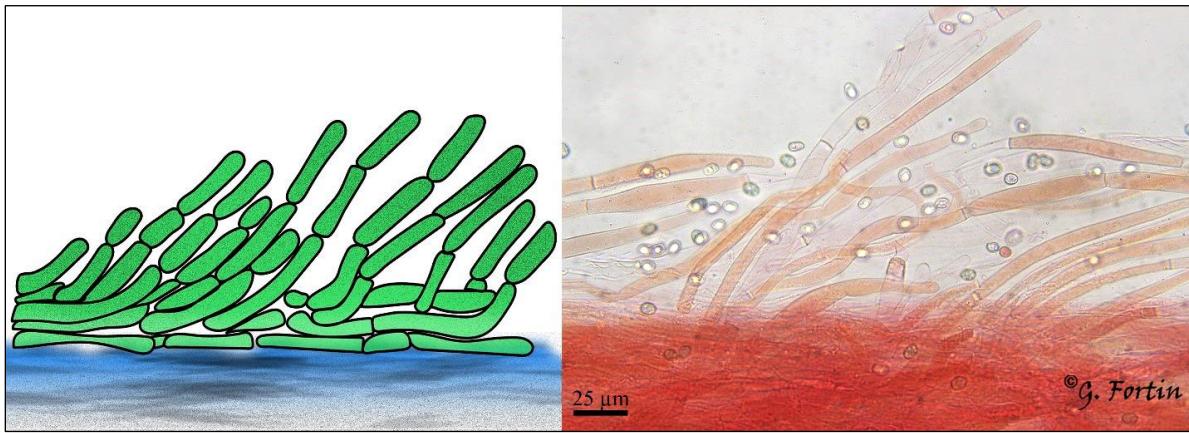


Fig. 14-15. Plagiotrichoderme. À droite, *Pluteus cervinus*.

Trichocutis

Le trichocutis est formé d'hyphes emmêlées d'origine anticlinale, comme un trichoderme, dont les parties distales deviennent périclinales et agglutinées pour former une couche supérieure mince et lisse qui rappelle un cutis. Il forme la couche corticale massive de certains polypores, comme *Trametes suaveolens* et *Buglossoporus (Piptoporus) quercinus*.

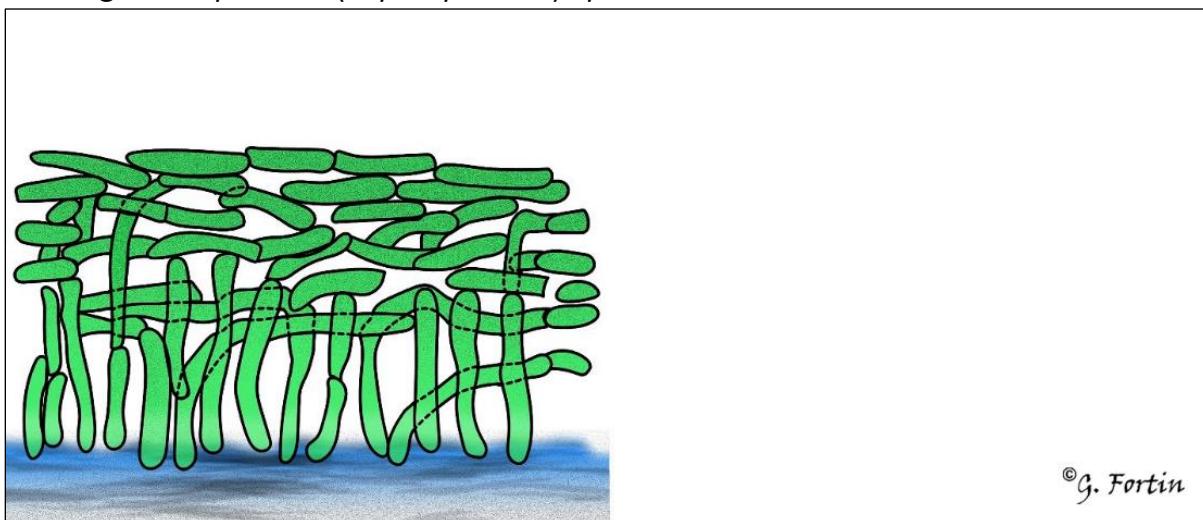


Fig. 14-16. Trichocutis.

15. Glossaire

Abaxial : se dit de l'**arête** d'une **spore** opposée à son point d'attache avec le **stérigmate**. Face dorsale ou côté externe de la **spore**

Aciculaire : en forme d'acicule, d'aiguille

Acrophysalide : cellule terminale **turgescente**, solitaire, parfois en chaînette, ayant la forme d'un bâton de baseball, provenant de l'**apex** d'une **hyphe** simple. Ils donnent de l'épaisseur et de la rigidité aux **lames** sans ajouter beaucoup de **biomasse**

Aculéolée : légèrement épineuse et aiguë

Acuminée : atténué en un point, pointu, terminé en pointe allongée

Adaxial : dirigé vers l'axe ou la ligne centrale. Face ventrale ou interne de la **spore**

Aiguillon : voir **Épine**

Ailée : se dit des **spores** ayant une expansion très mince et très saillante en forme de lame. Ornée de côtes très hautes

Aléthocystide : **cystide** dont le **cytoplasme** est homogène, clair, transparent

Allantoïde : cylindrique-arqué, un peu courbée et à bouts arrondis

Amygdaliforme : en forme d'amygdale, d'amande. Se dit des spores dissymétriques dont le côté dorsal est plus bombé que le côté ventral

amygdaloïde : voir **Amygdaliforme**

Analogie : situation où des structures se ressemblent et peuvent avoir la même fonction, mais sont apparues indépendamment dans plusieurs groupes, sans avoir une histoire évolutive commune. Par opposition à **Homologie**

Anguleuse : ayant des angles, des coins

Anse d'anastomose : voir **Boucle d'anastomose** et **Anse dangeardienne**

Anse dangeardienne : autre nom des **boucles d'anastomoses**, décrites, entre autres, par le mycologue français [Pierre Clément Augustin Dangeard \(1862-1947\)](#) (consulté le 2025-03-05)

Anti- : contre, opposé; du grec ancien ἀντί (anti); en mot composé : en face, à l'encontre de, à l'opposé de

Anticlinal : redressé, relevé, en direction perpendiculaire à la surface.
Voir **Clinal**

Apex : sommet, extrémité, partie supérieure, pointe. Se dit des bouts les plus éloignés de la base ou du point d'attachement

Apex sporal : partie opposée à l'apicule, souvent occupée par le pore germinatif.

Aphyllophorale : ancien ordre des champignons Basidiomycètes qui sont dépourvus de lames

Apicule : structure formée par l'apophyse. Siège du développement de la spore. Souvent appelé **appendice hilaire** dans la littérature mycologique.

Apophyse : petite saillie à l'extrémité du stérigmate, ébauche de la future **spore**

Appendice hilaire : voir **Apicule**

Arête : extrémité libre des lames et des tubes

Arthrospore : type de **spore** asexuée qui apparaît par fragmentation d'une hyphe préexistante

Article : portion d'hyphe comprise entre deux septums. Voir **Cellule**

Bacillaire : voir **Bacilliforme**

Bacilliforme : en forme de bâtonnet, de bacille, étroitement cylindrique

Baside : cellule terminale spécialisée de l'**hyménium** portant des **stérigmates** sur son **apex**, d'où s'éjecte activement les **basidiospores**

Basidiome : sporophore ou sporome des *Basidiomycota*. Structure qui supporte l'**hyménium** produisant les **basidiospores**

Basidiomycète : groupe de champignons dont les **spores** sont produites par des **basides**

Basidiospore : méiospore des *Basidiomycotina*, produites à l'extérieur des **basides**

Biapiculée : ayant deux **apicules** à un bout ou aux bouts opposés

Binucléé : qui possède deux **noyaux**

Biomasse : ensemble des matières organiques d'origine végétale, animale ou fongique

Botuliforme : Voir **Allantoïde**

Boucle d'anastomose : petite structure latérale recourbée qui relie deux cellules, au niveau du septum. On parle alors d'**hyphes bouclées**.

Voir **Anse d'anastomose** ou **Anse dangereuse**

Boucles opposées : situation exceptionnelle où une boucle d'anastomose se développe à chaque extrémité d'une même **Cellule**, mais en direction opposée l'une de l'autre

Bulbe : extrémité brusquement renflée

Cal : amincissement ou bouchon sans évidement, correspondant à une simple modification de la paroi sporale. Se dit d'une zone sporale à paroi mince et convexe au bout apical

Calyptre : en forme de bonnet ou de capuchon. Se dit des **spores** dont le **myxosporium** semble détaché, présentant alors une forme d'oreille saillante partiellement décollée de l'**eusporium**

Cannelée : marquée de cannelures

Carpophore : partie aérienne qui produit et disperse les spores.

Synonyme ancien de **sporophore**,

Caryogamie : fusion de deux **noyaux** sexuellement compatibles

Caténulée : se dit des verrues sporales réunies en files par une crête à peu près aussi large, dans laquelle elles sont immergées

Cellule : portion d'hyphé comprise entre deux septums. Ce terme est préféré à «**Article**»

Chapeau : structure des champignons portant l'**hyménophore** sur la face inférieure. Syn. **Pileus**

Chlamydospore : **spore** asexuée arrondie, renflée, à paroi souvent épaisse, intercalée ou terminale dans une **hyphé**, souvent non libérée, servant de structure de latence ou de résistance

Chromosporé : dont la sporée est distinctement colorée, quel que soit la couleur

Citriforme : en forme de citron

Clinal : penché, incliné ; du grec ancien κλίνω (klinô) ; incliner, pencher

Cloison : voir **Septation**

Collection : récolte et description d'un ou plusieurs spécimens, d'une même espèce, cueillis au même endroit. Habituellement conservée après dessiccation dans un fongarium, idéalement avec une sporée.

Coloration : fait d'être coloré, qualité de ce qui est coloré, teinte, couleur. Apparaissant comme si une certaine substance colorante avait été répandue ou étalée sur la surface

Comprimée : plus ou moins aplati longitudinalement

Conidie : **mitospore** non mobile ni formée dans un sporange, typique des anamorphes dicaryotique

Contenu : éléments figurés visibles dans la **spore**, tels que **noyaux**, **vacuoles**, inclusions, **guttules**, granulations

Contexte : chair, tissu ou trame interne des champignons à chapeau, excluant les revêtements et l'hyménophore.

Côtelée : munie de petites côtes, de petites saillies linéaires

Crescentriforme : en forme de croissant

Crêté : ornée de crêtes

Crête : se dit des verrues sporales de forme allongée.

Cristulée : ornée de petites crêtes

Cruciforme : en forme de croix

Crusto- : résineux

Cylindrique : en forme de cylindre, droite et de diamètre uniforme

Cystide : cellule stérile présente sur n'importe quelle surface d'un basidiome

Cytoplasme : contenu d'une cellule vivante

Deutérocystide : cystide dont le cytoplasme est semblable à un deutéroplasme

Deutéroplasmatique : dont le **cytoplasme** est un **deutéroplasme**

Deutéroplasme : **cytoplasme** formé par le dépôt de métabolites secondaires, qui a une apparence variant d'**homogène** à **hétérogène**,

d'aqueuse à gélatineuse ou cristallisée, et qui est plus ou moins ferme. C'est le **cytoplasme des hyphes sécrétrices**

Dextrinoïde : qualifie une réaction chimique effectuée avec une solution iodée (**Lugol** ou **réactif de Melzer**), montrant la coloration brun Rougeâtre à brun vineux

Dicaryon : cellule de champignon à deux **noyaux**

Dicaryotique : se dit d'une **cellule** d'une **hyphé** qui possède deux noyaux ($n + n$). Voir **Dicaryon**

Dicaryotisation : processus de formation d'un **dicaryon**

Dimensions : concernant la taille, tels longueur, largeur, profondeur, épaisseur, hauteur, ou diamètre, en évolution

Diploïde : **noyau** qui contient une double copie du matériel génétique (2n chromosomes) de l'espèce

Disque : se dit de la partie centrale du chapeau, correspondant au-dessus du pied ou à la portion centrale qui repose sur le pied.

Dorsal : se dit du côté arrondi et de profil inéquilatéral de la **spore**

Échinulée : ornée de petites épinettes, de petites pointes

Ectosporium : une des couches du **myxosporium**

Ellipsoïde : en forme d'ellipse

Endosporium : une des couches de l'**eusporium**

Éperonnée : munie d'un éperon

Épine : pointe aiguë bien accusée, assez longue

Épisporium : une des couches de l'**eusporium**

Étoilée : voir **Stellée**

Étranglée : présentant un ou plusieurs resserrements

Eusporium : ensemble des couches constituant la paroi sporale interne, comprend l'**endosporium** et l'**épisporium**

Exosporium : une des couches du **myxosporium**

Fausse boucle : **boucle d'anastomose** dont le développement est stoppé et qui ne fusionne pas avec la cellule subterminale.

Forme : configuration d'une **spore**

Fructification: terme impropre désignant le **sporophore** des champignons

Fungi: terme désignant l'ensemble des champignons

Fusiforme : en forme de fuseau, les deux bouts étant effilés

Gé nome : ensemble des gènes présents dans un organisme vivant

Germination par répétition : type de germination où une spore naît par germination d'une autre **spore**

Gibbeuse: ayant une ou plusieurs bosses obtuses irrégulièrement disposées

Globuleux: en forme de globe, de globule, presque sphérique, plutôt arrondie

Goniosporée : se dit des **spores** anguleuses. Surtout pour les **spores** des *Inocybes*

Guttule: inclusion en forme de gouttelette réfringente et d'aspect huileux

Haplocyte: cellule **haploïde** résultant de la **méiose** qui a lieu dans la **baside**. Peut avoir ou non une paroi

Haploïde: **noyau** qui contient la moitié du matériel génétique de l'espèce

Haploïde: se dit d'un **noyau** qui contient une copie du matériel génétique (n chromosomes) de l'espèce

Hétérobaside : baside apparaissant septée longitudinalement.

Hétérobasidiomycète: classe ancienne de champignons dont les basides sont des hétérobasides

Hétérodiamétrique : dont la longueur est supérieure à la largeur

Hétérosporie: hétérogénéité sporale, à **spores** de taille et même de formes très différentes à l'intérieur d'une même **sporée**

Hexagonale : ayant six angles

Hilaire : relatif au **hile**

Hile: cicatrice ± distincte laissée à la base d'une **spore** ou d'une **conidie**, au point où elle s'est séparée du **stérigmate**

Holobaside : baside qui contient des **haplocytes** dépourvus de paroi

Holobasidiomycète : basidiomycète dont les **basides** n'ont pas un aspect septé

Homologie : situation où des structures se ressemblent et partagent une histoire évolutive commune. Par opposition à **analogie**

Hyaline : incolore, non pigmenté, diaphane, transparent, clair

Hyménium : partie fertile du **basidiome** où les **spores** sont produites

Hyménomycète : basidiomycète qui expose son **hyménium** à l'air libre lorsqu'il est rendu à maturité

Hyménophore : partie du **sporophore** sur laquelle se développe l'**hyménium**

Hyphe : filament microscopique tubulaire formant l'unité de base du **mycélium** et du **basidiome**. Tous les champignons, sauf exception, sont composés d'**hypes**

Hyphe génératrice : hyphe vivante, nucléée, septée, parfois bouclée, à paroi mince, qui constitue le tissu de base des **basidiomes** des champignons. Appelée **hyphe végétative** dans les mycéliums

Hyphe indifférenciée : hyphe qui constitue le matériel de base de tous les champignons

Hyphe physaloïde (physalohyphe) : hyphe gonflée, turgesciente ; du grec *physa-* : vessie et – *oides* : qui ressemble à, semblable à

Hyphe sécrétrice : hyphe différenciée se présentant sous plusieurs genres et formes, le **cytoplasme** s'appelant **deutéroplasme**

Hyphe végétative : hyphe indifférenciée qui forme le **mycélium**

Ianthinosporée : dont la **sporée** est violette ou violacée

Interrupto-réticulée : se dit du réseau sporal très incomplet, dont quelques mailles seulement sont bien tracées et refermées, alors que les autres sont seulement amorcées et demeurent ouvertes

Isodiamétrique : dont les diamètres ou les côtés, largeur et longueur, sont égaux, à peu près égaux

Ixo- : gélatineux

lacrymoïde : voir **Larmiforme**

Lame : feuillet de tissu plat, orienté verticalement, situé sous le chapeau des champignons agaricoïdes

Larmiforme : en forme de larme

Léiosporée : ayant des **spores** lisses, sans ornements de surface

Lenticulaire : en forme de lentille, doublement convexe

Leucosporée : dont la **sporée** est blanche

Lisse : uni et poli, égal, sans aspérités, ni rugosités, ni ornements

Lugol : solution composée iodée utile dans la détermination du caractère amyloïde ou dextrinoïde des tissus fongiques

Méiose : division nucléaire qui produit quatre cellules **haploïdes** à partir d'une cellule **diploïde**

Meiospore : **spores** qui sont le résultat de la division méiotique qui se produit au début du développement de la **baside**. On préfère les appeler **Haplocytes**

Mélanosporée : dont la **sporée** est très foncée, brun noirâtre, noir pourpré à noire

Métabaside : partie de la **baside** dans laquelle se produit la **méiose**

Mitose : division nucléaire simple qui produit deux cellules **diploïdes** à partir d'une cellule **diploïde**

Mitospore : spore produite de manière asexuée par le seul processus de mitose

Mitriforme : en forme de mitre

Monocaryotique : cellule d'une **hyphe** qui ne possède qu'un **noyau**

Monosperme : issu d'une seule **spore**

Monosporique : qui ne possède qu'une **spore**

Monostérigmique : voir **Monosporique**

Mûriforme : en forme de mûre

Mycélium : ensemble des hyphes constituant l'appareil végétatif des champignons

Mycète : règne constituant un taxon regroupant les champignons.

Voir **fungi**

Myxosporium: ensemble des couches constituant la paroi sporale externe, comprennent l'**exosporium**, le **périsporium** et l'**ectosporium**

Naviculaire : en forme de navire, de barque

Noduleuse : bosselée, gibbeuse, tuberculée

Noyau: structure cellulaire limitée par une enveloppe et contenant le **génome**

Nue: sans ornementations superficielles : sans verrues, écailles, poils, fibrilles, etc.

Oblongue : plus longue que large et arrondie aux deux bouts

Obpiriforme : en forme de poire inversée

Ochrosporée : dont la sporée est ochracée à brun rouille

Organite : élément d'une cellule assurant une fonction particulière comme le **noyau**, le **réticulum endoplasmique**, etc.

Ornée: présentant une ornementation, ponctuations, aiguillons, verrues, réseau

Ornements : éléments surajoutés à la surface de la spore

Ornements : voir **Ornements**

Ovale : dont la courbe plane est celle d'un œuf

Ovoïde : en forme d'œuf. Plus largement arrondi à un bout qu'à l'autre

Papille : étirement rétréci à l'apex de la spore

Papillée : ayant une ou plusieurs **papilles**

Paroi : membrane externe recouvrant la **spore**

Pellis : couches corticales du **sporophore** des **basidiomycètes**

Peri- : au tour de; du grec ancien $\tau\pi\epsilon\rho\iota$ (peri); au tour de, le long de, à peu près

Périclinal : couché, penché, en direction parallèle à la surface

Périsporium : une des couches du **myxosporium**

Phaeosporée : dont la **sporée** est brune, brun sombre, brun terreux

Phaséoliforme : en forme de haricot, de fève

Phragmobaside : baside qui contient des **haplocytes** ayant une membrane, ce qui donne l'impression qu'elle est septée. Aussi appelé **Hétérobaside**

Phragmobasidiomycète : basidiomycète dont les **basides** semblent septées. Aussi appelé **hétérobasidiomycète**

Pigment : substance colorée naturelle conférant des teintes aux champignons

Pigmentée : colorée sous l'effet d'un **pigment**

Pileus : structure des champignons portant l'**hyménophore** sur sa face inférieure. Syn. **Chapeau**

Piriforme : en forme de poire

Plage : petite surface supra-apiculaire lisse sur une paroi sporale rugueuse

Plectenchyme : **contexte** ou chair de tout champignon

Plectologie : étude du **contexte (plectenchyme)** des champignons, tout comme l'étude des tissus des animaux est appelée histologie

Pluriguttulée : ayant plusieurs **guttules**

Polygonale : ayant plusieurs **gones**, angles

Ponctuée : marquée de points très fins, mais individualisés

Poregerminatif : zone sporale en forme de **pore**, située à l'opposé de l'**apicule** et à paroi amincie, d'où germe une **hyphe**

Pore : petit orifice des tubes de l'**hyménophore** des bolets et des polypores

Pression de turgescence : force exercée sur la paroi d'une cellule par son contenu

Probaside : partie de la **baside** dans laquelle a lieu la **caryogamie**

Protostérigmate : chez les **basidiomycètes** gélatineux, **hyphe** produite par la germination d'un **haplocyte**, qui croît jusqu'à la surface du **basidiome**, où elle forme un **stérigmate** et une **basidiospore**, cette dernière étant le produit d'une **germination par répétition**

Pruniforme : en forme de prune plutôt allongée

Pseudo boucle : voir **Fausse boucle**

Pustule : verrue base, petite papille, bouton, vésicule

Pustuleuse : ornée de **pustules**, de **verrues** particulièrement basses, élargies-aplanies

Réactif de Melzer : solution iodée utilisée pour tester les réactions coloriques des tissus et des éléments microscopiques fongiques

Réactivité : capacité à réagir, aux réactifs ou colorants

Réniforme : en forme de rein

Réticulée : se dit des **spores** ayant un réseau, un système de lignes ou de **crêtes**, ensemble de mailles ± saillantes, complètes ou incomplètes

Rugueuse : raboteuse, salébreuse, scabreuse, couverte de rugosités, d'irrégularités, de reliefs en surface

Ruguleuse : légèrement rugueuse

Sablée : marqué, parsemé de points minuscules, pointillée

Septation : processus de formation de septums durant le développement d'une spore

Septum : cloison transverse ou longitudinale d'une cellule hyphale

Sigmoïde : doublement courbé en directions opposées

Spitzenkörper : mot allemand qui signifie « corps apical ». Il désigne une zone dense située à l'**apex** d'une **hyphe** et joue un rôle important dans la croissance apicale de cette **hyphe**

Spore : cellule microscopique spécialisée servant à la multiplication, à la dissémination **Sporée** : dépôt de spores visible à l'œil nu

Sporocarpe : terme ancien désignant le **carpophore** d'un champignon

Sporome : Voir **Sporophore**

Sporophore : structure portant les **spores** chez les champignons supérieurs, plus précisément **ascome** pour les *Ascomycota* et **basidiome** pour les *Basidiomycota*. Terme qui remplace : appareil fructifère, **fructification**, **carpophore** et **sporocarpe**

Stellée : en forme d'étoile

Stérigmate : courte excroissance présente à l'apex des **basides** et supportant les **spores**

Stipe : pied supportant le **chapeau** d'un champignon

Subglobuleuse : légèrement globuleuse, presque **globuleuse**, pas tout à fait ronde, ni sphérique

Subovoïde : presque **ovoïde**

Trame primordiale : trame lamellaire telle qu'elle se présente au tout début du développement d'une **lame**

Triangulaire : en forme de triangle

Tuberculée : bosselée, gibbeuse, noduleuse

Uniguttulée : ayant une seule **guttule**

Uninucléé : qui ne possède qu'un seul **noyau**

Vacuole : organite présent dans les cellules fongiques

Ventral : se dit de la face antérieure ou interne de la **spore**, opposée à la face dorsale

Vermiforme : en forme de vers

Verrue : toute petite excroissance circonscrite, petite bosse, saillie obtuse de surface.

Verticille : ensemble de structures distribuées symétriquement autour d'un axe commun

Zébrée : marquée de zébrures, de bandes étroites ± parallèles

16. Références

- Baar, D. *Les mesures en mycologie*. Champignons-Passion, Marcel Lecomte ([consulté le 2025-03-22](#))
- Bas, C. (1969). *Morphology and subdivision of Amanita and a monograph of its section Lepidella*. Persoonia 5 : 285-579
- Biopathe. *Technique pour réaliser des mesures de taille au microscope optique*. Document video à télécharger. ([consulté le 2025-03-22](#))
- Bureau de normalisation du Québec (1977). Liste des symboles et unités de mesure (système international). ([consulté le 2025-03-22](#))
- Clémençon, H. (2009). *Methods for Working with Macrofungi*. IHW Verlag
- Clémençon, H. (1998). *Observing the Dolipore with the Light Microscope*. Inoculum. Suppl. to Mycologia 49, April.
- Clémençon, H. (2012). *Cytology and Plectology of the Hymenomycetes* (2e éd.). Stuttgart: J. Cramer
- Clémençon, H., (1988). *Die Basidie*. Z. Mykol. 54 pp. 3-24.
- Clémençon, H., (2007). *Die wahre Natur der Phragmobasidien - La réalité sur les phragmobasides*. Bulletin suisse de Mycologie 85(5)
- Corner, E.J.H. (1972). *Boletus in Malaysia*. Bot. Gard. Singapore, Govnt. Printing Office
- Deacon, J. (2006). *Fungal Biology* (4e éd.). Blackwell Publishing Ltd
- Donk, M. A. (1954). *A note on sterigmata in general*. Bothalia 6:301-302.
- Fayod, V. (1889). *Prodrome d'une histoire naturelle des Agaricinés*. – Ann. Sci. Nat. Bot. VII:9, 181-411
- Fiche terminologique. *Le pixel*. Office québécois de la langue

française. ([consulté le 2025-03-22](#))

- Glossaire mycologique de MycoQuébec ([consulté le 2025-03-22](#))
- Ingold, C.T., (1983). *A view of the basidium*. Bulletin of the British Mycological Society. Volume 17, Issue 2, October 1983, Pages 82-94
- Isaac, S. (1994). *Many Fungi Are Brightly Coloured; Does Pigmentation Provide Any Advantage To Those Species?* Mycologist, Mycology Answers. Volume 8, Part 4
- Isaac, S. (1999). *How and why do many fungal hyphae form septa?* Mycologist (Mycology Answers) Volume 13, Part 2.
- Izarra, Z. de. (2006). *Introduction à l'étude microscopique des champignons*. Société Mycologique du Poitou. Bulletin Spécial numéro 5
- Izarra, Z. de. (2006). *L'examen des champignons*. Société Mycologique du Poitou. Bulletin Spécial numéro 6
- Josserand, M. (1952). *La description des champignons supérieurs*. Paul Lechevalier éd., Paris
- Kendrick, B. (2000). *The Fifth Kingdom* (3e éd.). Newburyport MA: Focus Publishing
- Labbé, R. *Initiation à la microscopie*. Notes de cours pour les séances d'initiation à la microscopie du Cercle des Mycologues Amateurs de Québec (CMAQ)
- Lachapelle, J. (2004). *Pratique de la microscopie*. Revue du Cercle de Mycologie de Bruxelles – n° 4. p. 21–28 ([consulté le 2025-03-22](#))
- Largent, D., Johnson, D., Watling, R. (1977). *How to Identify Mushrooms to Genus III: Microscopic Features*. CA, É.-U. : Mad River Press Inc.
- Lecomte, M. & col. (2012). *Séminaire de microscopie*. Association des Mycologues Francophones de Belgique
- Lecomte, M., Champignons-passion ([consulté le 2025-03-22](#))

- Lecomte, M., (2019). *Microscopie et champignons* (3e éd.). Association des Mycologues Francophones de Belgique
- Lecomte, M., (2019). *Essai d'une approche microscopique des champignons les plus courants en terre wallonne* (V. 01,10). Association des Mycologues Francophones de Belgique
- Martin, G. W. (1957). *The Tulasnelloid Fungi and Their Bearing on Basidial Terminology*. Brittonia 9 : 25-30
- Matthieu, L. (2017). *Les réticules en microscopie : montage et calculs de grossissement* ([consulté le 2025-03-22](#))
- McNeil, R. (2006). *Le grand livre des champignons du Québec et de l'est du Canada*. Éd. Michel Quintin. Québec
- Mehrotra, R. S., Aneja, K. R. (2005). *An Introduction to Mycology*. New Age International Publishers
- Moore, D., Robson, G., Trinci, T. (2011). *21st Century Guidebook to Fungi*. Cambridge University Press, New York
- Moreau, M. Leclerc, C. *Le microscope optique : principe*. Centre de Biologie du Développement, UMR 5547, Université Paul Sabatier ([consulté le 2025-03-22](#))
- Moreau, P.-A. (2012). *Hyphes et structures chez les Basidiomycota*. Adapté de la séance de travaux pratiques de la SMNF, Lille, 10 juin 2012.
- MyrmecoFourmis.com. *Choisir sa Loupe Binoculaire* ([consulté le 2025-03-22](#))
- Naturoptic.com. *Les bases du microscope* ([consulté le 2025-03-22](#))
- Noss, P. (2013). *Comment effectuer des mesures au microscope à l'aide d'un oculaire micrométrique ?*. Lycée Int des Pontonniers – Strasbourg. Fichier .PDF téléchargeable ([consulté le 2025-03-22](#))
- PerfexScience. *Mesure avec oculaire micromètre* ([consulté le 2025-03-22](#))
- Photo Trend. (2016). Pixels. *Définition et résolution d'image*

(consulté le 2025-03-22)

- Pirlot, J-M. (1997). *Mitisme des Polypores. Historique, description et difficultés*. Cercle des Mycologues du Luxembourg belge.
- Talbot, P. H. B. (1954). *Micromorphology of the lower Hymenomycetes*. Bothalia 6:249-299.
- Vasseur, M. (2007). *Illumination en Köhler* ([consulté le 2025-03-22](#))
- Webster, J., Weber, R. (2007). *Introduction to Fungi* (3e éd.). Cambridge. Cambridge University Press
- Wells, K. (1964). *The basidia of Exidia nucleata. II. Development*. American journal of Botany 51:360-370
- Wikipédia. *Pixel* ([consulté le 2025-03-22](#))
- Wikipédia. *Unités de base du Système international* ([consulté le 2025-03-22](#))

Nos remerciements à Jacques Landry pour sa collaboration.