Acide nitrique (HNO₂) (80%) + aniline (C₂H₂N)

Ici aussi la prudence s'impose, l'acide nitrique étant très corrosif et l'aniline hautement toxique. Les réactifs sont utilisés tour à tour dans une réaction dite 'en croix' et appelée 'réaction de Schaeffer'. A l'aide de la spatule du flacon d'aniline, on trace une ligne d'environ 2 cm au centre de la cuticule du chapeau. La même opération est ensuite répétée perpendiculairement avec l'acide nitrique. Une coloration orange vif est susceptible d'apparaître à l'intersection des deux lignes: on parle alors d'une espèce 'Schaeffer +'. Ce test est surtout utilisé pour distinguer certains sous-genres chez *Agaricus*.

Teinture de gaïac

Une solution à 10% de résine de gaïac dans de l'alcool à 80° est un des réactifs macrochimiques les plus utilisés et celui qui donne les réactions les plus spectaculaires. Le bleuissement intense et rapide qu'elle peut provoquer permet notamment de mettre en évidence certaines espèces de *Russula* ou les *Clitocybe* toxiques.

6.6. Séchage et conditionnement

Le mode de conservation le plus pratique et le plus courant en mycologie consiste en un simple séchage des spécimens. En Afrique centrale, et a fortiori en saison des pluies, l'humidité atmosphérique proche de la saturation constitue un facteur extrêmement contraignant qui rend l'opération très délicate. En effet, pour être efficace, le séchage doit être rapide, continu, se dérouler sans surchauffe et être pratiqué dans la journée, le plus vite possible après la récolte. Idéalement, il doit être réalisé à une température de 50 à 65°C afin de préserver l'ADN et de permettre son analyse ultérieure.

Dans le meilleur des cas et en vue d'un séchage optimal, on utilisera un séchoir à fruits électrique à flux d'air chaud. Sur le terrain, les conditions de travail ne permettent généralement pas ce séchage idéal. Les coupures d'électricité, la difficulté d'approvisionnement en carburant pour le groupe électrogène, les contraintes liées à l'organisation des tâches au camp de base, ... obligent le mycologue à faire preuve d'imagination et à utiliser les moyens du bord pour garantir le meilleur séchage possible. L'utilisation d'une tôle placée à bonne distance au-dessus des braises d'un feu de bois ou exposée au soleil peut parfaitement faire l'affaire s'il s'agit de sécher de petits sporophores.

Le séchoir de terrain présenté dans cet ouvrage (De Kesel, 2001) combine faible encombrement, efficacité et rapidité de séchage tout en mettant le mycologue à l'abri des pénuries de carburant. Il permet en effet d'utiliser n'importe quelle source chauffante pour autant qu'elle fournisse suffisamment de chaleur en continu et durant une longue période (Fig. 41). Le problème majeur du bois, du gaz et du pétrole réside dans la production de fumées et les dépôts de suie sur les sporophores qui compliquent l'étude ultérieure des spécimens. Pour y remédier, en plus de la plaque métallique disposée au-dessus de la source de chaleur, on place

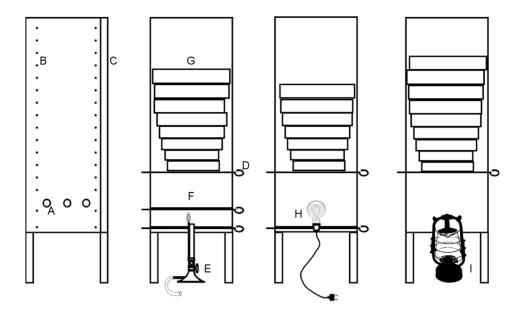


Fig. 41. Séchoir (vue latérale). A. Trous d'aération; B. Perforations pour les broches;
C. Charnières. Dispositif au gaz (en coupe). D. Broches; E. Brûleur; F. Plaque de dissipation de chaleur; G. Tamis. Dispositif à l'électricité (en coupe). H. Soquet et ampoule 100 W. Dispositif au pétrole (en coupe). I. Lampe tempête.

les spécimens dans des sachets en papier individuels qu'on laisse ouverts, en n'oubliant évidemment pas d'y joindre leur numéro de récolte.

Pour éviter toute pourriture, les sporophores les plus charnus et de grande taille sont coupés en tranches dans le sens de la longueur avant d'être déposés dans les tamis avec leur numéro de référence (Fig. 42). Un séchage correct nécessite au minimum 12h mais il pourra être prolongé durant 24h dans le cas de spécimens gorgés d'eau. Un séchage trop lent, au-delà de 24h, doit être évité car il est souvent à l'origine d'une pourriture interne des sporophores. Un critère de contrôle d'un bon séchage des sporophores est la texture 'cassante' que présentent des spécimens dont la teneur en humidité est suffisamment basse pour la conservation.

A l'issue du séchage et afin d'éviter toute réhydratation, les spécimens encore chauds sont empaquetés avec leur numéro dans des sachets plastique à fermeture hermétique de type 'Minigrip' qui sont immédiatement scellés. Le mycologue veillera à utiliser des sachets de dimension adaptée à chaque spécimen (Fig. 43).



Fig. 42. Tri des sporophores dans les tamis avant la préparation définitive pour le séchage.

Doubles de spécimens d'herbier

Il est d'usage que chaque spécimen de champignon récolté lors d'une mission de terrain soit dédoublé afin qu'il puisse non seulement être emmené dans l'Herbier de l'institution d'origine du récolteur mais qu'il puisse également être déposé et accessible dans un Herbier local. Pour autant que cela soit possible, les doubles sont constitués en divisant chaque lot en parts égales et qui porteront toutes le numéro de récolte du spécimen original. Le dépôt, dans l'Herbier local, des doubles des spécimens récoltés est, dans bien des cas, requis pour l'obtention des permis d'exportation.



Fig. 43. Empaquetage des spécimens séchés dans des sachets plastique à fermeture hermétique de type 'Minigrip'.

La conservation de spécimens mal séchés ou réhumidifiés conduit inévitablement au développement de moisissures qui, à terme, les rendent inutilisables pour une étude taxonomique. Ce phénomène de réhumidification est fréquent lors du transfert des récoltes à l'issue du travail de terrain. Il conviendra donc de répéter l'opération de séchage dès qu'on observera le ramollissement d'un spécimen dans un sachet en plastique au laboratoire.

7. Au laboratoire

7.1. Encodage des spécimens et réalisation des étiquettes

Plusieurs semaines peuvent parfois s'écouler entre les opérations menées au camp de base et le début des travaux au laboratoire, notamment pour les mycologues étrangers de retour de mission. La première des tâches à accomplir est la réalisation, souvent fastidieuse, des étiquettes qui seront jointes aux spécimens. Les étiquettes peuvent être imprimées ou manuscrites. Dans ce dernier cas, il est conseillé d'utiliser de l'encre noire, permanente et résistante à l'eau.

Cependant, la production des étiquettes est grandement facilitée par l'utilisation de l'informatique, à savoir d'une base de données ou d'un tableur (de type Excel) qui permettent de produire des étiquettes standard de manière automatique. L'encodage des données nécessite évidemment de recourir aux informations consignées dans le carnet de récolte durant le travail de terrain. Pour rappel, le nom du récolteur et le numéro unique associé au spécimen, la date et le lieu de récolte, les coordonnées géographiques, l'altitude ainsi que d'éventuelles données de végétation et écologiques doivent figurer sur l'étiquette. Le cas échéant, le nom vernaculaire peut aussi être retranscrit. Une détermination provisoire, si possible jusqu'au genre, peut également être tentée. Dans ce cas, le nom de l'identificateur et la date de la détermination doivent être indiqués. On note enfin l'acronyme des institutions d'après Index Herbariorum (Thiers, http://sweetgum.nybg.org/ih/) dans lesquelles des doubles du spécimen ont été déposés. Les étiquettes sont ensuite imprimées, de préférence sur du papier glacé sans acide, et sont jointes aux spécimens d'herbier. Les imprimantes laser seront préférées aux imprimantes à jet d'encre car le résultat de l'impression est permanent et résistant à l'eau (Fig. 44).

> <u>Récolteur</u>: H. Eyi Ndong <u>Collection n°</u>: 62 Date de récolte: 4 avril 2006

Localité: Gabon, Province de l'Ogooué-Ivindo, Makokou, station de recherche d'Ipassa

Coordonnées géographiques: N 0°30'05" - E 12°47'42"

Alt.: 475 m

Végétation: forêt primaire

Ecologie: en groupe, au pied de Gilbertiodendron dewevrei

Nom vernaculaire: 'tourou bemba' (langue Baka)

Note: comestible

Cantharellus luteopunctatus (Beeli) Heinem.

Determinavit: J. Degreef, 10 mai 2006

Doubles déposés à: BR, LBV

Fig. 44. Exemple d'étiquette de spécimen d'herbier.

L'impression terminée, les étiquettes des doubles des spécimens doivent être envoyées sans tarder dans l'institution locale où ils ont été déposés avant le retour de mission.

La qualité de l'information figurant sur l'étiquette est aussi importante que la qualité du spécimen lui-même. Sans son étiquette ou son numéro de récolte, un spécimen d'herbier n'a en effet aucune valeur scientifique.

7.2. Intégration des spécimens dans l'Herbier

Préalablement à leur intégration dans les collections, les spécimens doivent nécessairement faire l'objet d'une désinfection. Les sachets plastique de type 'Minigrip', hermétiquement fermés et contenant les spécimens, sont placés dans le congélateur. Un séjour d'une semaine à une température de -20°C assure la destruction des insectes.

Contrairement aux plantes qui sont généralement disposées dans des fardes empilées, la fragilité des spécimens d'herbier de champignons nécessite de les conserver dans des boîtes en carton munies d'un couvercle. La méthode la plus efficace consiste à disposer de boîtes de rangement de différents formats qu'on choisit en fonction de la taille du spécimen. Les boîtes les plus courantes ont des dimensions de 10 × 14 cm et des hauteurs de 1.75 ou 3.5 ou 7 cm. Elles pourront à leur tour être rangées dans de grands cartons fermés qui seront disposés sur les étagères de la salle d'Herbier.

7.3. Préparation des spécimens à l'étude microscopique

Dans de nombreux cas, l'identification d'un champignon nécessite l'examen de ses caractères microscopiques. La maîtrise de cette technique est essentielle pour le mycologue car ces caractères sont utilisés dans la plupart des clés de détermination. Même si les observations sont plus aisées sur du matériel frais, ce sont généralement les spécimens d'herbier qui font l'objet d'études microscopiques révèlant souvent des caractères diagnostiques très discriminants pour l'identification.

Un échantillon du spécimen d'herbier est tout d'abord prélevé sous la loupe binoculaire à l'aide d'une lame de rasoir. Il est nécessaire de pouvoir orienter le fragment d'exsiccatum prélevé avant de poursuivre l'opération. Le fragment est placé dans un verre de montre et plongé quelques minutes dans une goutte de solution d'ammoniaque (25%), d'hydrate de chloral, de KOH (5-20% pour les taxons à chair coriace comme les polypores) ou de lactophénol chaud (phénol 10 g, acide lactique 10 g, glycérine 20 g, eau 10 g) jusqu'à obtention du ramollissement et du regonflement complet de ses structures. Il est ensuite recoupé de manière à obtenir un petit morceau de tissu de 2 mm² maximum. La structure qu'on souhaite observer (trame, basides, cystides, ...) détermine le type de coupe à effectuer et le choix du fragment de tissu qu'on placera sous le microscope (Fig. 45).

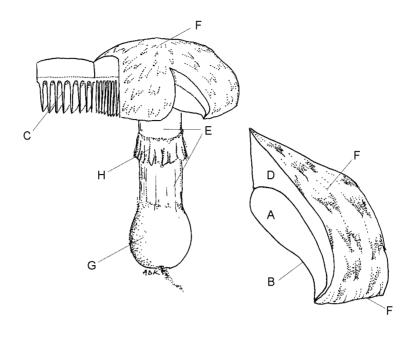


Fig. 45. Zone de prélèvement d'échantillons sur un sporophore en vue d'une étude microscopique. A. Face des lamelles; B. Arête des lamelles; C. Trame des lamelles;
D. Contexte du chapeau; E. Revêtement du pied (haut - bas); F. Revêtement du chapeau (marge - mi-rayon - sommet); G. Volve; H. Anneau.

L'étude microscopique du revêtement piléique ou du revêtement du pied peut généralement être réalisée à partir d'un scalp, petit copeau de l'exsiccatum prélevé en réalisant une coupe parallèle à la cuticule à l'aide d'un scalpel ou d'une lame de rasoir. Un lambeau du revêtement prélevé à l'aide d'une pince peut également convenir lorsque la cuticule est suffisamment différenciée.

L'observation microscopique du petit fragment de tissu (Fig. 46) est souvent réalisée en le déposant dans une goutte d'eau sur une lame de verre. Une lamelle couvre-objet est posée sur le fragment sans exercer de pression afin de pouvoir observer intacts les éléments de l'hyménium et leur arrangement. L'utilisation d'un colorant est parfois nécessaire pour faire apparaître certains éléments de la préparation.



Fig. 46. Observation microscopique des spécimens.

Colorants et réactifs les plus utilisés en microscopie

Rouge Congo ammoniacal

Solution à 1 % dans l'ammoniaque diluée - Membranes.

Réactif de Melzer (test d'amyloïdité)

lode 0.5 g + iodure de potassium 1.5 g + eau 20 ml + hydrate de chloral 20 g - Membranes, hyphes, ornementation des spores.

Carmin acétique (réaction sidérophile)

Acide acétique (sol. aqueuse à 50%), saturé de carmin au bain-marie, refroidi puis filtré - Novaux des basides.

Bleu de crésyl

Solution agueuse (min. 1%) - Parois des spores (Lepiotaceae).

Fuchsine phéniquée

Fuchsine 0.8 g + alcool à 95% 10 ml + eau distillée 100 ml + cristaux de phénol 5 g - Hyphes (Russulales).

Sulfovanilline

Cristaux de vanilline pure dissous dans 3 gouttes d'acide sulfurique à 50% + 2 gouttes d'eau. Conservation de 2 à 3 mois - Cystides, laticifères (Russulales).

Bleu coton

Solution à 0.2 % aqueuse ou dans le 'Bleu lactique' (0.1 g Bleu coton + 100 ml acide lactique pur) - Membranes.

Une goutte de colorant est déposée à côté du fragment à observer. A l'aide d'une aiguille montée, le fragment est déplacé dans la goutte de colorant qu'on laisse agir de 30 secondes à 1 minute. La lamelle couvre-objet est ensuite posée sur la préparation et l'excédent de liquide est absorbé grâce à de l'ouate de cellulose (papier essuie-tout ou hygiénique).

L'étude des basides et des cystides requiert souvent la dissociation du fragment d'hyménium. A l'aide d'un crayon ou d'une pince, on frappe quelques coups réguliers et légers à la surface de la lamelle couvre-objet ('squash') jusqu'à individualisation des structures.

La conservation à long terme d'une préparation microscopique est possible grâce à l'application d'un liquide conservateur. En mycologie, pour des coupes observées dans l'eau, on peut utiliser un mélange de gomme arabique et de glycérine qui permet d'éviter la déshydratation des tissus tout en garantissant une conservation de longue durée dite semi-définitive.

7.4. Réactions microchimiques

Les structures microscopiques de certains champignons présentent des changements de couleur lorsqu'ils sont mis en contact avec certains composés chimiques. La plus remarquable des propriétés est la réaction à l'iode qui permet de détecter la présence d'amidon, de glycogène ou de dextrines, notamment dans l'ornementation des spores. Différents réactifs sont utilisés pour révéler cette propriété et permettent de discriminer des espèces voisines au sein des Russulales (Josserand, 1983).

Au contact du réactif de Melzer (chloral iodo-ioduré) ou du lugol, les spores de certaines espèces prennent une coloration jaune clair à jaune brunâtre et sont dites 'non amyloïdes'. La présence d'amidon dans les spores est révélée par une teinte gris-bleuâtre à noirâtre apparaissant immédiatement au contact des réactifs iodés. Cette teinte d'intensité variable peut être générale ou localisée à l'ornementation des spores, comme chez la plupart des espèces de *Russula* ou de *Lactarius*. On parle dans ce cas de spores 'amyloïdes'. Enfin, les spores peuvent aussi réagir en prenant une teinte brun acajou à brun vineux lorsqu'elles contiennent du glycogène ou des dextrines: on les dit 'dextrinoïdes' ou 'pseudo-amyloïdes'.

La coloration à l'iode est une véritable coloration métachromatique par opposition aux couleurs jaunes orthochromatiques que prennent la plupart des substances au contact de l'iode. Elle ne s'observe bien que sur les éléments pâles et est d'une interprétation beaucoup plus délicate sur des éléments fortement pigmentés.

7.5. Description des caractères microscopiques

Nous nous limitons à donner un aperçu des caractères microscopiques les plus utilisés pour l'identification des espèces comestibles traitées dans cet ouvrage (Hyménomycètes), à savoir: spores, basides, cystides, trame, chair et revêtements du pied et du chapeau.

• Spores (Grossissement 500-1000x)

La première classification de Fries (1821) se basait entre autres sur la couleur des spores, facteur toujours important, par exemple pour la classification au sein du genre *Russula*. Depuis lors, il a été prouvé que bien d'autres caractères sporaux étaient suffisamment constants pour identifier et délimiter des taxons, aussi bien au niveau spécifique qu'au niveau générique, de la famille, ... Parmi les paramètres les plus importants, on compte aujourd'hui les dimensions, la forme (Fig. 47), l'ornementation, la présence d'un pore apical (pore germinatif), l'épaisseur de la paroi et sa réaction chimique au Melzer (amyloïdité), au bleu lactique (cyanophilie) et au Bleu de crésyl (métachromasie).

L'étude microscopique se fera, de préférence, sur des spores prélevées à partir d'une sporée fraîche ou sèche, ou sur des spores déposées en haut du pied. Si le prélèvement est fait directement sur l'hyménophore, le risque existe d'observer des spores immatures. Les spores fraîches peuvent être observées dans l'eau mais,

dans la plupart des cas, on utilisera de l'ammoniaque ou le réactif de Melzer.

Lors de l'observation, il faut tenir compte de la position des spores par rapport au plan optique et ne retenir, pour les caractériser, que celles parfaitement orientées de côté ou de face. En vue de côté, on distingue l'arête interne de l'arête externe (Josserand, 1983), la longueur et la largeur dite 'de profil'. Le sommet de la spore présente parfois un pore germinatif distinct, alors que la base porte l'appendice hilaire. En vue de face, on n'observe souvent que le contour, la longueur et la largeur dite 'de face', ainsi que la présence éventuelle d'une plage (Fig. 48).

Forme et volume

La forme des spores est très diversifiée chez les Hyménomycètes (Fig. 47) et en détermine le volume. Le calcul du volume est très simple pour les spores rondes ou ellipsoïdes mais sera plus complexe pour les spores bossues ou asymétriques. L'âge du sporophore, les conditions atmosphériques et les dimensions du chapeau influent sur la dimension des spores (Clémençon, 2004).

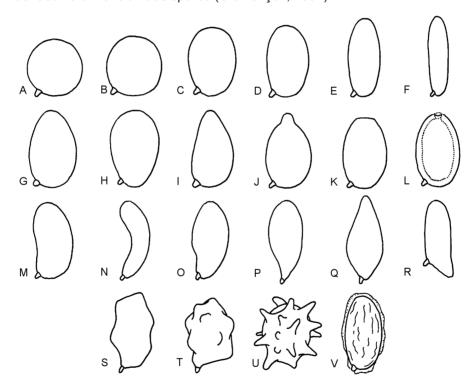


Fig. 47. Forme des basidiospores (vue de profil). A. Globuleux; B. Subglobuleux;
C. Largement ellipsoïde; D. Ellipsoïde; E. Longuement ellipsoïde; F. Cylindrique;
G. Ovoïde; H. Obovoïde; I. Amygdaliforme; J. Papillé; K. Tronqué; L. Ellipsoïde à pore apical; M. Phaséoliforme; N. Allantoïde; O. A dépression supra-apiculaire; P. Lacrymoïde;
Q. Fusiforme; R. Eperonné; S. Anguleux; T. Gibbeux; U. Stellé; V. Encapuchonné.

Dimensions

Les spores des Hyménomycètes sont de petite taille, en moyenne 3-25 μ m de longueur (rarement -40 μ m). Les dimensions des spores sont d'une importance capitale pour la description et l'identification (Heinemann & Rammeloo, 1985).

La mesure des spores est réalisée, soit directement au micromètre oculaire (graduation), soit par la mesure ultérieure de dessins exécutés à la chambre claire (tube à dessin) ou encore à l'aide d'un logiciel analysant les images digitales de spores photographiées sous microscope. Ces deux dernières méthodes, plus précises et plus rapides, ont notre préférence. La précision des mesures dépend de la rigueur avec laquelle est effectuée la calibration et du soin apporté à la prise de mesure.

La reproductibilité des données nécessite une procédure de mesure standardisée et l'analyse d'un nombre de spores suffisamment grand. La longueur (L) et la largeur (I, en vue de profil) sont ainsi mesurées (Fig. 48) et le rapport Q = L / I est calculé pour chaque spore. Cette valeur Q renseigne sur la forme de la spore. Etant donné que, de profil, L est toujours supérieure à I, Q se rapproche de la valeur 1 pour les spores rondes, et s'en écarte d'autant plus que les spores ont une forme allongée (jusqu'à atteindre 3 ou plus). Pour un contrôle rapide de routine, une dizaine de spores 'normales' mesurées avec précision peuvent suffire (Heinemann & Rammeloo, 1985). Pour des descriptions exhaustives, de 30 à 50 spores sont néanmoins nécessaires.

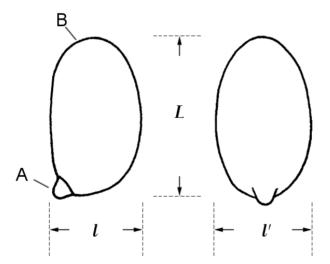


Fig. 48. Mesure d'une basidiospore. A = Apicule ; B = Apex ; L = Longueur (de profil); I = largeur (de profil) ; I' = largeur (de face, habituellement non mesurée).

Expression des dimensions sporales

En admettant une distribution normale des mesures, les dimensions sporales d'un spécimen peuvent être exprimées par:

$$(L_{min}) L_{inf} - L_{mov} - L_{sup} (L_{max}) \times (I_{min}) I_{inf} - I_{mov} - I_{sup} (I_{max})$$

L_{min} = longueur minimale observée

 $L_{inf} = L_{mov} - 1.96 \times \sigma L$

L_{mov} = moyenne arithmétique de la longueur

 $L_{sup} = L_{mov} + 1.96 \times \sigma L$

L_{max} = longueur maximale observée

I_{min}= largeur (de profil) minimale observée

 $I_{inf} = I_{mov} - 1.96 \times \sigma I$

I_{mov}= moyenne arithmétique de la largeur (de profil)

 $I_{sup} = I_{mov} + 1.96 \times \sigma I$

I_{max} = largeur (de profil) maximale observée

σL = écart type ('déviation standard') de la longueur

σl = écart type ('déviation standard') de la largeur (de profil)

Q____ = rapport L/I minimal

 $Q_{inf} = Q_{mov} - 1.96 \times \sigma Q$

Q_{mov} = moyenne arithmétique du rapport L/I

 $Q_{sup} = Q_{mov} + 1.96 \times \sigma Q$

Q____ = rapport L/I maximal

σQ = écart type ('déviation standard') du rapport L/I

Les valeurs calculées (+/-1.96 \times σ) autour des moyennes, englobent 95% de l'échantillon. Néanmoins les sporées étant souvent hétérogènes, il est aussi intéressant d'indiquer (entre parenthèses) les dimensions extrêmes des spores.

En cas de variation importante, on constate souvent que l'hyménium est composé de basides 2- et 4-sporiques. En général les basides 2-sporiques produisent des spores plus grandes et plus allongées. Plus rarement, on trouve des spores de morphologie bien distincte (forme et valeur Q) produites par des basides paraissant identiques. Ce phénomène rare, bien qu'apparemment un peu plus fréquent en zone tropicale qu'en région tempérée, est appelé 'hétérosporie'.

Ornementation (Grossissement 1000x)

L'ornementation et la nature de la paroi sporale sont des caractères très importants et très diversifiés (Fig. 49). L'origine ontogénique de l'ornementation diffère en fonction du groupe taxonomique (Clémençon, 2004).

Rappelons que l'observation des ornementations est facilitée par l'utilisation de réactifs, comme celui de Melzer. A son contact, les spores dites 'amyloïdes' prennent en effet une teinte grisâtre à noire, généralisée ou localisée aux ornementations.

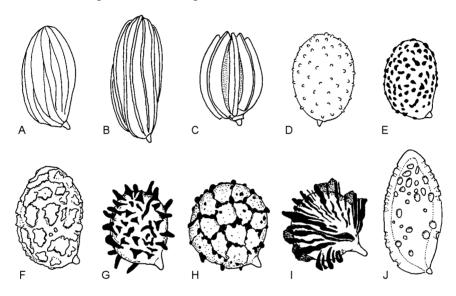


Fig. 49. Type d'ornementation des basidiospores. **A.** Strié; **B.** Finement costé; **C.** Costé; **D.** Ponctué; **E, F.** Verruqueux; **G.** Echiné; **H.** Réticulé; **I.** Zébré; **J.** Alvéolé.

• Trame et hyménium (Grossissement 250-500x)

Chez les Hyménomycètes, la partie médiane du chapeau est constituée par une trame. L'organisation des hyphes de la trame a une grande importance taxonomique. On ne distingue ici que la trame 'bilatérale' (hyphes convergeant vers le haut), la trame 'inversée' (bilatérale à hyphes convergeant vers l'arête), la trame 'régulière' (hyphes parallèles), la trame 'irrégulière' (hyphes se recouvrant), la trame 'cellulaire' (entièrement constituée de cellules rondes ou 'sphérocystes') et la trame 'divergente' (Fig. 50).

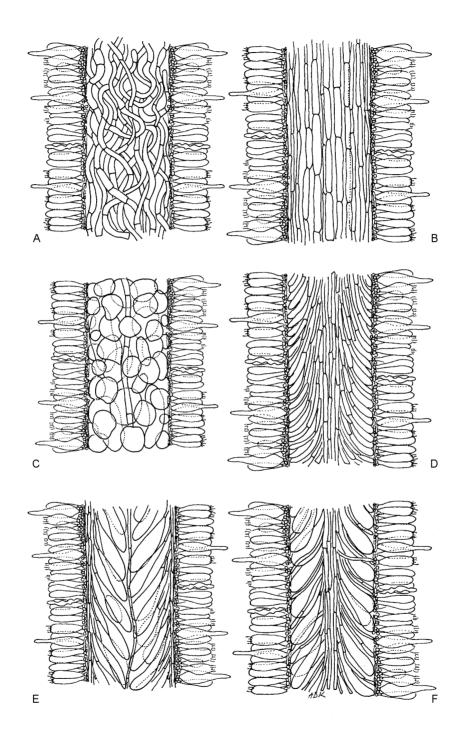


Fig. 50. Type de trame (arête de lamelle en bas). A. Irrégulier; B. Régulier; C. Cellulaire;
D. Divergent; E. Inversé; F. Divergent bilatéral à médiostrate différenciée.

La trame est recouverte d'un hyménium ou couche fertile du champignon où les spores sont formées. Entre la trame et l'hyménium existe une couche individualisée, celluleuse ou filamenteuse, appelée sous-hyménium. Chez les Basidiomycètes, l'hyménium contient des basides, cellules fertiles qui produisent les basidiospores sur des stérigmates. Les basides immatures ou basidioles, sont dépourvues de stérigmates (Fig. 51).

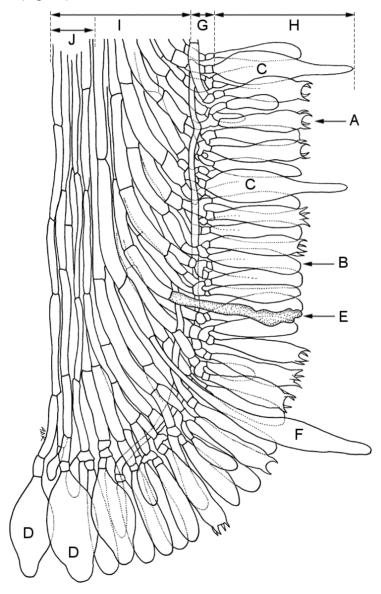


Fig. 51. Détail de l'hyménium d'une lamelle de Basidiomycète (arête de lamelle en bas).
A. Baside; B. Basidiole; C. Pleurocystide; D. Cheilocystide; E. Pseudocystide;
F. Macrocystide; G. Sous-hyménium; H. Hyménium; I. Trame (divergente); J. Médiostrate.

Chez les Ascomycètes, les ascospores, généralement au nombre de 8, sont produites à l'intérieur des asques (Fig. 52).

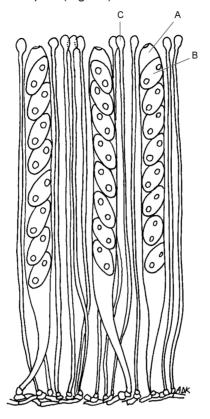


Fig. 52. Détail de l'hyménium d'un Ascomycète (*Cookeina*) . **A.** Asque; **B.** Ascospore guttulée; **C.** Paraphyse.

Basides ou asques (Grossissement 250-1000x)

Les basides sont des cellules hyméniales différenciées, issues d'un hyphe dans le sous-hyménium. Elles ont une fonction de reproduction sexuée (caryogamie et méiose) et forment les basidiospores (généralement 4) à partir de stérigmates. L'importance des basides dans la systématique des champignons est révélée par les grandes subdivisions du règne des Fungi. Leur présence (Basidiomycètes) ou absence (autres groupes) est fondamentale, ainsi que leur morphologie, particulièrement la présence (Hétérobasidiomycètes), l'absence (Homobasidiomycètes) et l'orientation des cloisons.

Comparé à la grande variabilité des spores, des cystides et des revêtements, les basides sont peu variables et de faible importance taxonomique au niveau de la famille, du genre ou de l'espèce (Fig. 53). Il est cependant impératif d'en mesurer la taille (longueur et largeur) et de compter le nombre de stérigmates.

Les basides portent généralement 4 stérigmates ('tétrasporiques'), parfois 2 ('bisporiques'), exceptionnellement un ('monosporique') ou 3 ('trisporiques'). Chez *Cantharellus* sont régulièrement observées des basides à 5 ou 6 stérigmates. Certains taxons (Auriculariales) ont des basides cloisonnées. Chez les Ascomycètes, la longueur et la largeur des asques doit être mesurée, ainsi que la façon dont la paroi et l'apex sont formés (operculé ou non).

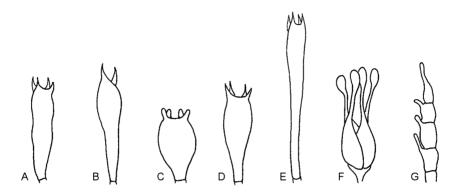


Fig. 53. Type de baside. **A.** Tétrasporique; **B.** Bisporique; **C.** Ventru; **D.** Clavé; **E.** Elancé; **F.** Cloisonné longitudinalement; **G.** Cloisonné transversalement.

Cystides (Grossissement 500-1000x)

Les cystides sont des cellules stériles qui se trouvent non seulement dans l'hyménium, mais aussi dans le revêtement du pied et du chapeau. Les cystides sont souvent très variables d'un taxon à un autre (espèce ou genre), ce qui leur confère une très grande valeur taxonomique. Les cystides sont classées selon leur morphologie, leur origine (position dans/sur le carpophore) et leur contenu. Une classification moderne ainsi qu'une terminologie sont données par Clémençon (2004). La fonction des cystides n'est pas toujours bien connue. Certaines sont utiles dans la sécrétion, ou le support de certaines structures ou comme répulsif contre insectes et limaces brouteurs de l'hyménium. L'organisation des structures microscopiques dans l'hyménium est illustrée en Fig. 51.

Les cystides sont toujours disposées vers l'extérieur du tissu. On les trouve sur la face des lamelles (pleurocystides) et/ou l'arête des lamelles (cheilocystides). Les cystides du chapeau (piléocystides) et celles du pied (caulocystides) sont appelées des dermatocystides. L'étude des cystides tient compte de la forme, la taille, la nature de la paroi, l'insertion, le contenu, les réactions chimiques et la pigmentation intra-cellulaire. On observe des formes rondes, elliptiques, fusiformes ou cylindriques, mais aussi piléiformes, en poils d'ortie, sinueuses, capitées, lagéniformes, lécythiformes, ... (Fig. 54). L'apex (sommet) est parfois différencié en brosse ou échinulé, parfois incrusté de cristaux d'oxalate de calcium (Fig. 55). Les cystides sont appelées lamprocystides (Fig. 56) quand leur paroi est épaisse, ou leptocystides si leur paroi est mince.

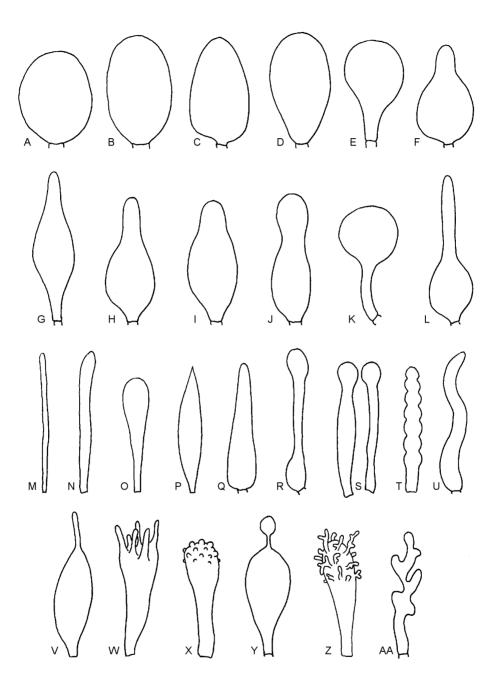


Fig. 54. Type de cystide. A. Globuleux; B. Ellipsoïde; C. Ovoïde; D. Obovoïde;
E. Piriforme; F. Obpiriforme; G. Fusiforme; H. Lagéniforme; I, J. Utriforme;
K. Sphéropédonculé; L. Ampullacé; M. Filiforme; N. Cylindrique; O. Claviforme;
P. Lancéolé; Q. Obclaviforme; R. Tibiiforme; S. Capité; T. Moniliforme; U. Sinueux;
V. Appendiculé; W. Digité; X. Verruqueux; Y. Lécythiforme; Z. Diverticulé; AA. Coralloïde.

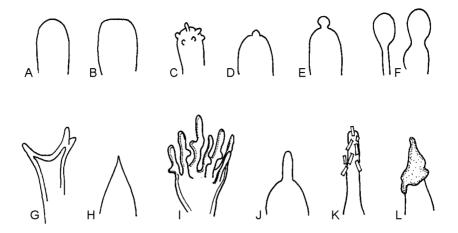


Fig. 55. Apex de cystide. A. Arrondi; B. Tronqué; C. Verruqueux; D. Mucroné; E. Boutonné; F. Capité; G. Bifurqué (à trifurqué); H. Aigu; I. En brosse; J. Rostré; K. Incrusté; L. Muriqué.

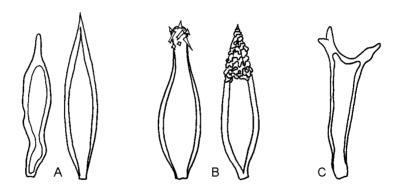


Fig. 56. Diversité des lamprocystides. **A.** Lamprocystide classique; **B.** Lamprocystide métuloïde; **C.** Lamprocystide bifurquée.