

Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale

Taxonomie et identification

Hugues Eyi Ndong
Jérôme Degreef
André De Kesel



Volume 10 (2011)

Abc Taxa

la Série de Manuels
Dédiés au Renforcement
des Capacités en Taxonomie
et en Gestion des Collections

Avec le soutien de
LA COOPÉRATION
BELGE AU DÉVELOPPEMENT 

Editeurs

Yves Samyn - Zoologie (non africaine)

Point focal belge pour l'Initiative Taxonomique Mondiale
Institut royal des Sciences naturelles de Belgique
Rue Vautier 29, B-1000 Bruxelles, Belgique
yves.samyn@sciencesnaturelles.be

Didier VandenSpiegel - Zoologie (africaine)

Département de Zoologie africaine
Musée royal de l'Afrique centrale
Chaussée de Louvain 13, B-3080 Tervuren, Belgique
dvdspiegel@africamuseum.be

Jérôme Degreef - Botanique

Point focal belge pour la Stratégie Globale sur la Conservation des Plantes
Jardin botanique national de Belgique
Domaine de Bouchout, B-1860 Meise, Belgique
jerome.degreef@br.fgov.be

Instructions aux auteurs

<http://www.abctaxa.be>

ISSN 1784-1283 (hard copy)
ISSN 1784-1291 (on-line pdf)
D/2011/0339/1

Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale

Taxonomie et identification



par

Hugues Eyi Ndong

Centre National de Recherches Scientifiques et Technologiques

Libreville, Gabon

Email: hugues_eyi@yahoo.fr

Jérôme Degreef & André De Kesel

Département de Cryptogamie

Jardin botanique national de Belgique

Domaine de Bouchout, B-1860 Meise, Belgique

Emails: degreef@br.fgov.be; dekesel@br.fgov.be

Préface par Jan Rammeloo, Directeur du Jardin botanique national de Belgique, Meise

Le Jardin botanique national de Belgique a une longue tradition dans l'étude des macromycètes en Afrique centrale. Les champignons de la forêt équatoriale ont été étudiés dès 1923 dans la région d'Eala en République Démocratique du Congo, avec une attention particulière pour les espèces de la forêt dense équatoriale. Dès le début des recherches, des observations sur la comestibilité et l'usage par les populations locales ont figuré dans les notes publiées et dans les Flores. Toutes ces études étaient réalisées par des mycologues originaires de pays du Nord.

Ces dernières décennies, l'intérêt des Africains pour l'étude des champignons n'a cessé de grandir mais le nombre de mycologues qualifiés y reste néanmoins très limité. L'importance des champignons, des moisissures et des levures est capitale dans le fonctionnement des écosystèmes mais l'intérêt des Africains pour les champignons concerne en premier lieu la connaissance des espèces comestibles voire potentiellement cultivables. Cet attrait pour les champignons comestibles est d'autant plus important que les connaissances peuvent être acquises sur base de contacts directs avec les populations rurales et qu'ils mettent à jour des usages souvent très locaux ou limités à certains groupes, comme les minorités ethniques ou les femmes, qui sont souvent peu interrogés.

La connaissance des macromycètes d'Afrique est, nonobstant les efforts consentis ces dernières décennies, encore très fragmentaire. Il n'est pas du tout exceptionnel, surtout en forêt claire, que des espèces pourtant consommées par les populations locales depuis des temps très reculés ne soient pas encore décrites scientifiquement.

En 2005, j'ai eu l'occasion de dispenser, avec Jérôme Degreef, une formation en mycologie de terrain à des étudiants africains à la station de recherche IRET/CENAREST d'Ipassa-Makokou au Gabon. Ce stage était subventionné par le CIFOR. A l'issue de cette formation, certains stagiaires ont décidé d'entamer des études mycologiques ou de les approfondir. Le premier résultat important de cette collaboration voit ici le jour. Hugues Eyi Ndong a réalisé une étude ethnomycologique dans les villages pygmées du nord du Gabon dans le cadre de son Ph.D. Ses contacts privilégiés avec les mycologues du Jardin botanique national de Belgique et ses séjours à l'Herbier de Meise ont fait mûrir l'idée de rassembler nos connaissances sur les champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale. Les deux autres auteurs ont une longue expérience ethnomycologique en Afrique: Jérôme Degreef, notamment dans les forêts claires de la région zambézienne et André De Kesel dans les forêts claires d'Afrique de l'Ouest. J'espère que ce travail ethnomycologique pour une éco-région africaine en inspirera d'autres car de nombreuses découvertes attendent ceux qui se pencheront sur d'autres régions d'Afrique tropicale encore plus riches en champignons comestibles.

Le but des auteurs d'une telle publication est de pouvoir la diffuser à une échelle la plus large possible auprès des mycologues africains et à un coût d'acquisition qui ne peut être prohibitif. La publication dans l'excellente série Abc Taxa, une initiative du Point Focal National belge pour l'Initiative Taxonomique Mondiale (GTI) et financée par la Coopération belge au développement, rend cela possible. Je tiens à exprimer toute ma gratitude à tous ceux qui ont collaboré à la réalisation de ce travail.

Prof. J. Rammeloo
Mycologue
Directeur du Jardin botanique national de Belgique

Avril 2011

Avertissement au lecteur

Cet ouvrage n'a pas la prétention de dresser une liste exhaustive des champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale mais plutôt de donner un aperçu des espèces consommées par les populations de la sous-région.

Il a été conçu comme un outil scientifique d'aide à l'identification des taxons que le lecteur pourra rencontrer lors de ses voyages ou de ses missions de terrain. Parmi les 62 espèces décrites, certaines sont communément consommées, parfois commercialisées alors que d'autres ne font l'objet que d'une consommation occasionnelle.

Même si les champignons fascinent par leurs formes, leurs couleurs, ... et leurs qualités gustatives, nous recommandons de ne consommer que les spécimens que les populations locales ont éprouvés. La confusion entre certaines espèces peut en effet avoir des conséquences dramatiques, voire mortelles. La consommation d'une espèce par un groupe ethnique est évidemment une garantie et la preuve irréfutable de sa comestibilité.

Nous appelons donc l'utilisateur de ce guide à la plus grande prudence.

Sommaire

1. Introduction	1
1.1. Climat et saisonnalité	1
1.2. Forêts denses d'Afrique centrale	2
1.3. Biodiversité et Produits Forestiers Non Ligneux	5
2. Les champignons comestibles en Afrique tropicale	6
2.1. Etat des connaissances	6
2.2. Importance des champignons dans l'alimentation des populations africaines	9
3. Réalisation d'une enquête ethnomycologique.....	12
3.1. L'ethnomycologie en Afrique tropicale.....	12
3.2. Transmission traditionnelle des savoirs	13
3.3. Echantillonnage et élaboration d'un questionnaire	14
4. Organisation d'une mission mycologique.....	16
4.1. Préparatifs.....	16
4.2. Matériel pour la récolte et l'identification	17
5. Sur le terrain	21
5.1. Collecte des spécimens	21
5.2. Prise de notes	24
5.3. Photographie de terrain.....	25
6. Au camp de base.....	29
6.1. Photographie technique	29
6.2. Description des caractères macroscopiques	31
6.3. Réalisation d'une sporée.....	48
6.4. Prélèvement de tissu pour analyses moléculaires	50
6.5. Réactions macrochimiques	52
6.6. Séchage et conditionnement.....	53
7. Au laboratoire	57
7.1. Encodage des spécimens et réalisation des étiquettes	57
7.2. Intégration des spécimens dans l'Herbier	58
7.3. Préparation des spécimens à l'étude microscopique.....	58
7.4. Réactions microchimiques	62

7.5.	Description des caractères microscopiques.....	62
7.6.	Stockage des échantillons en vue d'analyses moléculaires	76
8.	Gestion d'un herbier mycologique.....	77
8.1.	Nécessité d'une base de données.....	77
8.2.	Classement des spécimens dans l'Herbier.....	77
8.3.	Consignes pour la manipulation des spécimens.....	79
8.4.	Gestion des prêts	79
9.	Recommandations au mycologue et au mycophage	80
10.	Fiches d'identification des champignons comestibles.....	81
11.	Glossaire.....	225
12.	Bibliographie	236
13.	Remerciements	247
14.	Crédit photographique	248
15.	A propos des auteurs... et de l'illustrateur.....	249
16.	Index taxonomique	251

1. Introduction

1.1. Climat et saisonnalité

En régions tropicales, le développement des forêts denses est tributaire de deux facteurs climatiques: l'abondance des précipitations et les températures élevées. C'est le cas en Afrique centrale où, du Cameroun à la cuvette congolaise, le climat est typiquement équatorial et caractérisé par quatre saisons. La saisonnalité des précipitations y est le résultat du déplacement d'une zone de basse pression atmosphérique appelée 'zone de convergence intertropicale'. Dans les régions situées au fond du golfe de Guinée, les précipitations ont lieu presque toute l'année avec des moyennes annuelles atteignant 3000 à 3500 mm. Ces zones côtières sont les plus arrosées d'Afrique, recevant jusqu'à 12 m d'eau par an, par exemple au pied du Mont Cameroun. Dans le bassin du fleuve Congo, les précipitations maximales sont enregistrées en novembre-décembre et en avril-mai et les saisons sèches ne dépassent pas en principe 1 à 3 mois. Du Gabon à l'ouest de la République du Congo, une petite saison sèche s'installe ainsi généralement de fin décembre à février et une grande saison sèche de mi-juin à mi-septembre, interrompant les périodes de fortes pluies.

Sur la majeure partie de la région forestière d'Afrique centrale, la moyenne annuelle des précipitations est comprise entre 1800 et 2000 mm. Les effets de cette pluviosité, relativement faible pour ces latitudes, sont compensés par une couverture nuageuse quasi-permanente, même en saison sèche, qui maintient une humidité relative de l'air élevée et permet la survie des forêts denses.

D'année en année, d'importantes variations du climat peuvent néanmoins être observées. Elles affectent tant le volume total des précipitations que leur distribution saisonnière. Ainsi, à l'est du Gabon, des écarts de l'ordre de 20% par rapport à la pluviométrie moyenne annuelle ont été enregistrés exceptionnellement alors que la grande saison sèche pouvait atteindre 5 mois ou, à l'inverse, passer totalement inaperçue (Vande weghe, 2004). En périphérie du bassin du fleuve Congo, dans les zones où les périodes de précipitations sont entrecoupées de saisons sèches annuelles régulières de 3 à 7 mois, la forêt dense ne peut se maintenir et elle fait place à la forêt claire puis progressivement, lorsque les latitudes augmentent, aux savanes arbustives et herbeuses.

D'une extrémité à l'autre de la zone forestière d'Afrique centrale, les températures moyennes journalières varient très peu et leurs amplitudes saisonnières ne dépassent pas 3°C. Plus importantes sont les amplitudes journalières qui peuvent atteindre 6 à 7°C en forêt et jusqu'à 12°C dans les clairières. Les variations thermiques liées à l'altitude sont beaucoup plus importantes et sont à l'origine du spectaculaire gradient de végétation qu'on observe du golfe de Guinée au Rift albertin.

1.2. Forêts denses d'Afrique centrale

L'Afrique centrale forestière consiste principalement en une immense cuvette où le fleuve Congo et ses nombreux affluents déversent leurs alluvions. Cette plaine alluviale est entourée de plateaux et de montagnes dont l'altitude atteint 600 à 2000 m. L'arc montagneux qui occupe tout l'Ouest camerounais et, marginalement, le Sud-Est du Nigéria, matérialise la limite entre l'Afrique de l'Ouest et l'Afrique centrale. Le plus haut sommet en est le Mont Cameroun (4095 m). De petites montagnes ne dépassant pas 1000 m d'altitude s'étendent également autour du golfe de Guinée, depuis le Sud Cameroun jusqu'à la République du Congo et à la R.D. Congo (Monte Alen, Monts de Cristal, massif du Chaillu, Mayombe, ...). A l'est de la R.D. Congo s'étire, du nord au sud, un vaste massif volcanique bordant la grande faille du Rift albertin où les altitudes atteignent fréquemment 2000 à 3000 m et où culmine le pic Margherita (5119 m) dans les monts Ruwenzori. Néanmoins, aussi spectaculaires qu'ils puissent être, ces reliefs ne couvrent à l'échelle du continent que de très petites superficies.

Les forêts sempervirentes de plaine couvrent les régions les plus humides. Par leur physionomie et leur structure, elles représentent le type même de la forêt tropicale dense humide encore appelée forêt ombrophile ou forêt biafréenne (Fig. 1A,B). Elles se distinguent par de nombreux arbres à contreforts, l'abondance de lianes et d'épiphytes et une canopée haute et complexe. Du point de vue floristique, elles sont caractérisées par la prépondérance des Caesalpiniaceae grégaires. Pénétrant jusqu'à 200 km à l'intérieur du continent, ce type de forêt est répandu tout le long de la côte Atlantique, de l'Afrique de l'Ouest jusqu'au Gabon, quoique interrompu au niveau du couloir sec du Dahomey.

Néanmoins, en fonction du type de sol et du volume des précipitations, la composition des forêts sempervirentes peut varier. Elles prennent ainsi l'aspect de formations diverses qui peuvent tour à tour être riches et complexes, ou dominées par une seule essence. Par conséquent, divers types de forêts mixtes coexistent, certaines composées d'une mosaïque de formations sempervirentes et d'autres essentiellement caducifoliées. Les premières occupent généralement les zones basses, les secondes les zones de crête. L'Afrique centrale est également occupée par de vastes étendues de forêts monospécifiques à Caesalpiniaceae, dont les plus importantes sont les forêts à *Gilbertiodendron dewevrei* (connu sous le nom commercial de 'limbali') (Fig. 1C). Cet arbre forme des associations quasi pures qui couvrent des milliers de km² tout au long de la marge nord de la cuvette du fleuve Congo, depuis le Cameroun et le nord-est du Gabon, au nord de la République du Congo et au nord et à l'est de la R.D. Congo.

Tout autour du noyau de forêts sempervirentes s'étend une zone de forêts semi-caducifoliées de plaine (appelées aussi semi-décidues), souvent très hautes et avec beaucoup moins de lianes et d'épiphytes (Fig. 1D). La diversité des essences y est inférieure à celle enregistrée dans les forêts sempervirentes. Elles représentent la majeure partie de la forêt guinéo-congolaise et couvrent notamment le nord-est du Gabon, le sud-est du Cameroun, le sud-ouest de la République Centrafricaine, le nord de la République du Congo et la majeure partie de la R.D. Congo. La transition

entre forêts sempervirentes et forêts semi-caducifoliées est toutefois très graduelle et il est évidemment impossible de tracer la limite précise séparant ces deux types de végétation.

Des lambeaux de forêts sclérophylles ne subsistent que de manière éparse sur des sols peu profonds et des pentes abruptes dans la région des Grands Lacs et du Rift albertin (Fig. 1E). Les forêts sclérophylles sont par ailleurs souvent complètement isolées des grandes forêts humides par des zones de savanes ou de cultures.

Dans les régions de moyenne altitude (600 à 800 m) en bordure du golfe de Guinée se développent des forêts submontagnardes (appelées aussi forêts de transition) (Fig. 1F). Elles sont constituées d'un mélange d'essences rares à basse altitude mais qui deviennent dominantes aux altitudes moyennes et comprennent localement quelques éléments montagnards. Elles sont composées en majorité de petits arbres. Les épiphytes y sont extrêmement abondants et diversifiés. Dans la région du Rift albertin, et en particulier dans l'est de la R.D. Congo et en Ouganda, les forêts submontagnardes qui s'étendent entre 1000 et 1650 m constituent le type de forêt le plus courant.

Au-delà de 1600 à 1700 m d'altitude, les tendances apparues dans les forêts de transition s'accroissent: la richesse en espèces continue de diminuer, les arbres s'amenuisent, les essences présentant des contreforts disparaissent et la canopée se réduit progressivement à une strate unique. C'est le domaine des forêts montagnardes (Fig. 1G). Les essences, qui occupent les étages de haute altitude jusqu'à 2500 m, n'ont le plus souvent aucun lien de parenté avec celles des forêts de plaine. L'exubérance des épiphytes, notamment des mousses et des lichens, trouve son origine dans la présence fréquente de brouillards. Au-delà de 3000 m, ce sont les gelées nocturnes qui déterminent la limite supérieure des forêts denses et conditionnent l'apparition de la végétation afro-alpine.

Localement, les contraintes édaphiques sont également à l'origine du développement de formations végétales très particulières, notamment celles des inselbergs ou encore les savanes intercalaires. A l'échelle temporelle, les perturbations de la forêt dense conduisent également au développement de forêts secondaires, notamment de forêts à Marantacées (Fig. 1H) connues d'une grande partie de l'Afrique centrale mais particulièrement abondantes au Gabon, en République du Congo et en R.D. Congo. Enfin, les mangroves, les forêts inondables à *Uapaca* spp. (Fig. 1I), les prairies marécageuses ou baïs, ... sont autant de végétations adaptées aux zones humides.

Des informations complémentaires sur la végétation de l'Afrique centrale et une description des différentes formations végétales sont détaillées dans Lebrun & Gilbert (1954), White (1986) ou encore dans l'excellent ouvrage de Vande weghe (2004).



Fig. 1. **A, B.** Forêt tropicale dense humide; **C.** Forêt monospécifique à *Gilbertiodendron dewevrei*; **D.** Forêt semi-décidue; **E.** Forêt sclérophylle; **F.** Forêt submontagnarde; **G.** Forêt montagnarde.



Fig. 1. (suite). H. Forêt à Marantacées; I. Forêt inondable à *Uapaca* spp.

1.3. Biodiversité et Produits Forestiers Non Ligneux

Avec une superficie d'un peu plus de 2 millions de km², les forêts d'Afrique centrale représentent, après l'Amazonie, le second massif de forêts tropicales au monde. Même si leur faune et leur flore comptent beaucoup moins d'espèces que celles d'Amérique du sud ou d'Asie du sud-est, les forêts d'Afrique centrale contribuent, du fait de leur haut taux d'endémisme, à une part importante de la biodiversité de notre planète. L'explosion de la biodiversité en Afrique centrale trouve son origine dans des événements géologiques récents (entre 20 et 40 millions d'années) qui ont créé d'immenses failles et fait surgir des volcans, soulevé de majestueuses chaînes de montagnes, bouleversé les cours d'eau et donné naissance aux immenses lacs du Rift albertin. En mettant en place les reliefs actuels, ils ont aussi transformé le climat et créé des conditions favorables à la diversification de la faune et de la flore (Vande weghe, 2004).

Bien que les forêts d'Afrique centrale présentent une biodiversité élevée, beaucoup de leurs ressources sont encore sous-exploitées ou relativement méconnues. C'est le cas de ce qu'on appelle traditionnellement les produits forestiers non ligneux, généralement abrégés en 'PFNL', qui regroupent les feuilles, les fruits, les écorces, les rotins, la viande de brousse au sens large, les chenilles, les insectes, les miels, ... et bien évidemment, les champignons. La viande de brousse constitue en ce sens une exception car sa surexploitation et la raréfaction du gibier qui en découle sont à l'origine de carences protéiniques dans certaines régions d'Afrique (Fa *et al.*, 2003). Elle représente sans conteste le PFNL le plus prisé en Afrique centrale et en particulier en zone forestière en R.D. Congo où sa consommation à l'ha est trois fois supérieure à celle enregistrée dans les pays voisins (Wilkie & Carpenter, 1999).

Bien qu'ils n'aient jamais cessé d'être exploités par certains groupes ethniques, comme les Pygmées d'Afrique centrale, les PFNL font depuis peu l'objet d'un regain d'intérêt, même de la part des populations urbaines. Les raisons de cet engouement peuvent être recherchées dans la diminution du pouvoir d'achat de la majorité de la population de la région mais également dans le retour à l'authenticité et aux modes de vie ancestraux prôné par certains gouvernements ou encore par

la nostalgie des habitudes alimentaires villageoises (Malaisse, 1997).

Ces produits, essentiels pour la subsistance des populations dépendant de la forêt, ont en plus de leur attrait économique ou alimentaire, une importance sociale, culturelle et spirituelle. Leur prélèvement est généralement compatible avec les principes d'une gestion durable et non extractive des forêts telle que soutenue par les gouvernements locaux et occidentaux ainsi que par les institutions internationales et les ONG oeuvrant dans le domaine de la conservation.

2. Les champignons comestibles en Afrique tropicale

2.1. Etat des connaissances

Les études sur les champignons comestibles en Afrique tropicale ont souvent été l'œuvre de pionniers et les inventaires qu'ils ont dressés sont généralement assez sommaires. La plupart des études entreprises dans ce domaine ont néanmoins permis d'étoffer peu à peu la liste des espèces consommées, dont plus de 300 ont été répertoriées à ce jour. Des revues bibliographiques ont été compilées par Rammeloo & Walley (1993) et Boa (2006). Cette dernière est consultable sur <http://www.fao.org/docrep/009/y5489f/y5489f00.htm>. La base de données 'Wild Useful Fungi. A guide to edibility' couvre le monde entier et fait la part belle aux espèces comestibles d'Afrique tropicale. Cette base de données est consultable sur <http://82.43.123.182/WildUsefulFungi/index.asp>.

Des références bibliographiques sur les champignons comestibles pour différents pays d'Afrique tropicale sont présentées au tableau 1.

En corollaire des études sur les espèces comestibles, certains auteurs se sont intéressés à la présence d'espèces toxiques en Afrique tropicale alors que très peu d'études ont été entreprises pour mettre à jour d'éventuelles propriétés médicinales chez les champignons africains. Une revue bibliographique exhaustive a été réalisée à ce sujet par Walley & Rammeloo (1994).

Tableau 1: Références bibliographiques sur les champignons comestibles pour différents pays d'Afrique tropicale.

Pays	Références bibliographiques
R. Afrique du sud	Doidge, 1950; Gorter & Eicker, 1988; Hennings, 1892; Levin <i>et al.</i> , 1987; Mohammed & Guillaumin, 1994; Pegler, 1983; Shackleton <i>et al.</i> , 2002; Stephens & Kidd, 1953; van der Westhuizen, 1983; van der Westhuizen & Eicker, 1994; Watt & Breyer-Brandwijk, 1962
Angola	Antonín, 2007; Pegler, 1972, 1977, 1983; Watt & Breyer-Brandwijk, 1962
Annobón	Pegler, 1969
Bénin	Alibert, 1944; Antonín & Fraiture, 1998; De Kesel <i>et al.</i> , 2002; De Kesel <i>et al.</i> , 2008; Yorou & De Kesel, 2002; 2011; Yorou <i>et al.</i> , 2002
Botswana	Taylor <i>et al.</i> , 1995

Burkina Faso	Ducouso <i>et al.</i> , 2003; Guissou <i>et al.</i> , 2005, 2008; Hama <i>et al.</i> , 2010; Heim, 1936; Sanon <i>et al.</i> , 1997
Burundi	Antonín, 2007; Buyck, 1989b, 1994a; Buyck & Nzigidahera, 1995; Pegler, 1972, 1983; Verbeken, 1996b; Verbeken & Walley, 2010
Cameroun	Antonín, 2007; Berthet & Boidin, 1966; Degreef & Eyi Ndong, 2007; Douanla-Meli, 2007; Heim, 1942a, 1948, 1952, 1955a, 1958, 1963a, 1967b, 1968, 1977; Heinemann, 1970; Hennings, 1895; Hjortstam <i>et al.</i> , 1993; Mossebo <i>et al.</i> , 2002, 2009; Onguene, 2000; Pegler, 1969, 1977, 1983; Roberts, 2001; van Dijk <i>et al.</i> , 2003; Verbeken, 1995; Verbeken & Walley, 1999, 2010; Zoberi, 1972
R. Centrafricaine	Heim, 1963b,c,d, 1964, 1967a,b, 1968, 1977; Heim & Cailleux, 1965; Heinemann, 1970; Malaisse <i>et al.</i> , 2008; Pegler, 1983; Roulon-Doko, 1998
Comores	Hennings, 1908; Pegler, 1983
R. Congo	Abomo-Ndongo <i>et al.</i> , 2002; Heim, 1936, 1951, 1952, 1958, 1977; Patouillard, 1916; Pegler, 1972, 1983; Zoberi, 1972
R.D. Congo	Antonín, 2007; Beeli, 1927a,b, 1928, 1935, 1936a; Buyck, 1989a, 1990, 1993, 1994b, 1997; Degreef & Eyi Ndong, 2007; Degreef <i>et al.</i> , 1997; De Kesel & Malaisse, 2010; Dibaluka Mpulusu <i>et al.</i> , 2010; Gillet & Pâque, 1910; Heim, 1951, 1955a,b, 1958, 1977; Heinemann, 1956a,b, 1958, 1959, 1963, 1966, 1969, 1970; Hendrickx, 1948; Le Gal, 1960; Malaisse, 1997, 2010; Musibono <i>et al.</i> , 1991; Parent & Skelton, 1977; Parent & Thoen, 1977; Pegler, 1971, 1972, 1977, 1983; Singer, 1964, 1965; Thoen <i>et al.</i> , 1973; Verbeken, 1995, 1996a; Verbeken & Walley, 1999, 2010; Zoberi, 1972
Côte d'Ivoire	Ducouso <i>et al.</i> , 2003; Heim, 1936, 1942a, 1952, 1955a, 1958, 1963a, 1977; Locquin, 1954; Pegler, 1969, 1983; Roberts, 2001; Verbeken, 1995; Verbeken & Walley, 2010; Zoberi, 1972
Ethiopie	Abate, 1999; Castellani & Ciferri, 1937; Heim, 1952, 1958, 1977; Pegler, 1969, 1977, 1983; Tuno, 2001
Gabon	Degreef & Eyi Ndong, 2007; Eyi Ndong, 2009; Eyi Ndong & Degreef, 2010; Mohammed & Guillaumin, 1994; Pegler, 1983; Rapponda-Walker & Sillans, 1961; Verbeken & Walley, 2010; Walker, 1931
Ghana	Antonín, 2007; Dade, 1940; Ducouso <i>et al.</i> , 2003; Holden, 1970; Pegler, 1968, 1969, 1983; Piening, 1962; Zoberi, 1972
Guinée	Ducouso <i>et al.</i> , 2003; Heim, 1941, 1942a, 1951, 1952, 1955a, 1958, 1977; Pegler, 1983; Thoen & Ducouso, 1989; Verbeken, 1995; Verbeken & Walley, 2010; Zoberi, 1972
Kenya	Antonín, 2007; Charters, 1957; Mohammed & Guillaumin, 1994; Pegler, 1968, 1969, 1977, 1983; Pegler & Rayner, 1969; Zoberi, 1972
La Réunion	Mohammed & Guillaumin, 1994; Peerally & Sutra, 1972; Pegler, 1983
Lesotho	Guillarmod, 1966
Liberia	Mohammed & Guillaumin, 1994; Pegler, 1983; Verbeken, 1995; Verbeken & Walley, 2010

Madagascar	Bouriquet, 1970; Buyck, 1989b; Dufour, 1913; Dufour & Poisson, 1926; Heim, 1935, 1936, 1955a, 1963a; Hennings, 1908; Le Gal, 1953; Pegler, 1969, 1983; Verbeken & Walley, 2010
Malawi	Antonín, 2007; Boa <i>et al.</i> , 2000; Chipompha, 1985; Mohammed & Guillaumin, 1994; Morris, 1984, 1987, 1990, 1994; Pegler, 1983; Ryvarden <i>et al.</i> , 1994; Verbeken & Walley, 2010; Williamson, 1973, 1975
Maurice	Peerally, 1979; Peerally & Sutra, 1972; Pegler, 1983
Mozambique	Boa <i>et al.</i> , 2000; Pegler, 1983
Namibie	Taylor <i>et al.</i> , 1995; van der Westuizen & Eicker, 1991, 1994
Niger	Hama <i>et al.</i> , 2010
Nigeria	Adewusi <i>et al.</i> , 1993; Alasoadura, 1966, 1967, 1972; Alofe <i>et al.</i> , 1996; Antonín, 2007; Holland, 1915; Ogundana, 1979; Oso, 1975, 1977a,b; Pegler, 1969, 1977, 1983; Walkefield, 1914; Zoberi, 1972, 1973
Ouganda	Antonín, 2007; Katende <i>et al.</i> , 1999; Maitland & Wakefield, 1917; Mukiibi, 1973; Pegler, 1969, 1977, 1983; Zoberi, 1972
Sénégal	Ducouso <i>et al.</i> , 2003; Thoen & Bâ, 1989; Verbeken, 1995; Verbeken & Walley, 2010
Seychelles	Pegler, 1983
Sierra Leone	Beeli, 1938; Heim, 1951; Pegler, 1969, 1977, 1983; Zoberi, 1972
Somalie	Pegler, 1983
Tanzanie	Antonín, 2007; Buyck <i>et al.</i> , 2000; Eichelbaum, 1906; Hama <i>et al.</i> , 2010; Härkönen, 1992, 1995; Härkönen <i>et al.</i> , 1994a,b, 1995, 2003; Hennings 1905; Pegler, 1969, 1977, 1983; Zoberi, 1972
Tchad	Pegler, 1983
Togo	De Kesel <i>et al.</i> , 2008; Hennings, 1895
Zambie	Mohammed & Guillaumin, 1994; Pegler, 1983; Pegler & Pearce, 1980; Pearce, 1981; Ryvarden <i>et al.</i> , 1994; Verbeken, 1996b; Verbeken & Walley, 2010; Vujicic & Vujicic, 1971
Zanzibar	Peerally & Sutra, 1972; Pegler, 1969, 1977, 1983
Zimbabwe	Antonín, 2007; Boa <i>et al.</i> , 2000; Mwenje <i>et al.</i> , 2003; Pegler, 1983; Pearce & Sharp, 2000; Ryvarden <i>et al.</i> , 1994; Verbeken & Walley, 2010

Des guides d'identification de champignons comestibles africains et illustrés de photographies ne sont disponibles que pour le Bénin (De Kesel *et al.*, 2002), le Burundi (Buyck, 1994a) et la Tanzanie (Härkönen *et al.*, 2003).

Modes de vie des champignons

Leur incapacité à photosynthétiser oblige les champignons à se nourrir de matière organique élaborée par d'autres organismes. Les champignons sont ainsi subdivisés en trois groupes écologiques: les parasites, les saprotrophes et les symbiontes.

Les champignons parasites comptent de nombreuses espèces pathogènes responsables de dégâts importants pour l'agriculture, la foresterie, l'élevage et la santé humaine.

Les champignons saprotrophes (ou saprophytes) sont les principaux acteurs de la décomposition de la matière organique en milieu naturel. Ce sont des acteurs essentiels dans le fonctionnement et l'équilibre des écosystèmes. La plupart des espèces de champignons cultivées dans le monde appartient à ce groupe.

Les champignons symbiontes bénéficient de l'association qu'ils forment avec un autre organisme. Les lichens, résultats de l'association d'un champignon et d'une algue verte, en sont un exemple. Deux types de symbiose sont particulièrement intéressants dans le cadre de cet ouvrage:

- l'association des champignons du genre *Termitomyces* avec des termites de la sous-famille des Macrotermitinae (Heim, 1977). Le mycélium des *Termitomyces* se développe sur les meules au sein de chambres de culture souterraines et les sporophores apparaissent périodiquement à la surface ou à proximité des termitières. Toutes les espèces décrites dans le genre *Termitomyces* en Afrique tropicale sont comestibles;

- l'ectomycorrhization d'arbres de la famille des Caesalpiniaceae (notamment *Gilbertiodendron dewevrei*), Euphorbiaceae (essentiellement *Uapaca* spp.) et Gnetaceae (uniquement *Gnetum africanum*) par des champignons. Leur mycélium forme des manchons autour des racelles des arbres, augmentant ainsi leur capacité d'absorption. Parmi les genres ectomycorrhiziens les mieux représentés en Afrique tropicale figurent *Amanita* (amanites), la majorité des Boletales (bolets), *Cantharellus* (chanterelles), *Lactarius* (lactaires) et *Russula* (russules).

2.2. Importance des champignons dans l'alimentation des populations africaines

Il est étonnant que des aliments, aussi largement répandus et appréciés en Afrique tropicale que les champignons sauvages, souffrent d'un tel manque de données taxonomiques. En période de disette ou de soudure, ils sont en effet considérés comme des aliments de substitution à la viande ou au poisson et font l'objet de toutes les attentions. Dans la plupart des régions d'Afrique où vivent les populations bantoues, ils sont préférentiellement récoltés par les femmes et leurs enfants (Fig. 2A,C) mais chez les Pygmées d'Afrique centrale, les hommes participent également à leur récolte (Fig. 2B) (Eyi Ndong & Degreef, 2010).



Fig. 2. A. Jeune fille portant un plateau de pleurotes (Togo); B. Pygmées de retour de forêt avec leur récolte de *Lentinus squarrosulus* (Gabon); C. Jeunes villageois friands de *Craterellus aureus* (Cameroun); D. Chasseurs et leur récolte de *Termitomyces striatus* (Gabon).

Dans la plupart des régions, c'est généralement à l'occasion de sorties en forêt pour y cueillir des fruits, y pratiquer la chasse, la pêche ou de retour du travail des champs que les champignons sont récoltés (Fig. 2D).

Dans la province du Katanga en R.D. Congo, la quantité de champignons consommée annuellement atteint en moyenne une trentaine de kilos pour un villageois et une quinzaine pour un citadin (Degreef *et al.*, 1997). Au Zimbabwe, un ménage consomme jusqu'à 20 kg de champignons frais par an et cette valeur avoisine 160 kg au Mozambique, où la consommation moyenne annuelle du seul *Termitomyces schimperi* peut atteindre 30 à 35 kg par famille (Boa *et al.*, 2000).

Même s'ils jouent un rôle secondaire dans leur alimentation, l'intérêt porté aux champignons par les populations africaines a évidemment des implications nutritionnelles. Des analyses de la valeur alimentaire de champignons sauvages ont été entreprises en Afrique du sud (Wehmeyer *et al.*, 1981), en R.D. Congo (Degreef *et al.*, 1997; Malaisse, 2007; Malaisse, 2010; Parent & Skelton, 1977; Parent & Thoen, 1977; Thoen *et al.*, 1973), en Ouganda (Mukiibi, 1973) et en Tanzanie (Härkönen *et al.*, 1995). Avec des teneurs en protéines totales qui varient, selon

les espèces, de 7 à 48% du poids sec, un bon équilibre en acides aminés et la présence de nombreux minéraux et de vitamines, ils constituent un aliment de premier choix en Afrique tropicale.

La préparation des champignons se limite généralement à un brossage ou un lavage à l'eau des sporophores avant cuisson. Les espèces les plus coriaces (comme certains *Lentinus*) sont souvent blanchies préalablement à la préparation proprement dite. Les espèces de petite taille sont généralement utilisées comme condiments et ajoutées aux sauces afin d'accommoder la viande ou le poisson. Certaines espèces sont occasionnellement consommées crues, comme c'est le cas en Zambie (Pierce, 1981).

Très peu d'intoxications du fait de l'ingestion de champignons toxiques ont été mentionnées en Afrique tropicale (De Kesel *et al.*, 2002; Härkönen, 1992; Härkönen *et al.*, 1993; Pierce, 1981; Walker, 1931). Les cas d'empoisonnements semblent relever de la consommation de sporophores contaminés sur pied ou pendant la récolte, le séchage et le transport, ou de spécimens mal cuits. Pour les populations du Burundi (Buyck, 1994a) et du Nigeria (Adewusi *et al.*, 1993; Oso, 1975), la consommation d'un champignon par les animaux (singes, volailles) constitue, à tort, une preuve de sa comestibilité. La littérature relative aux champignons vénéneux en Afrique subsaharienne a été compilée par Walley & Rammeloo (1994).

En région zambézienne et en Afrique de l'Est, où dominent les forêts claires de type miombo, la vente des champignons constitue également une véritable activité commerciale qui génère d'importants revenus. C'est notamment le cas au Burundi (Buyck & Nzigidahera, 1995), dans la province du Katanga en R.D. Congo (Degreef *et al.*, 1997; Parent & Thoen, 1977; Thoen *et al.*, 1973), en Tanzanie (Härkönen *et al.*, 1995), en Zambie (Pegler & Pierce, 1980) ou encore au Zimbabwe (Pierce & Sharp, 2000). Les prix demandés varieront du simple au quintuple en fonction de la distance parcourue par le récolteur pour mettre en vente ses sporophores (Degreef *et al.*, 1997; Eyi Ndong, 2009) et de la saison, et par conséquent de la disponibilité des espèces comestibles.

En Afrique centrale forestière, les Pygmées consomment généralement sans délai la totalité de leurs récoltes. Les champignons constituent néanmoins un produit apprécié dans les activités de troc chez les Bofi de République Centrafricaine (Malaisse *et al.*, 2008). Seuls les Bantous proposent exceptionnellement à la vente quelques sporophores sur des étals le long des routes ou sur les marchés (Fig. 3A,B). Les spécimens de grande taille (appartenant généralement au genre *Termitomyces*) sont vendus en bottes de 4 à 6 pieds (Fig. 3C), alors que les petits champignons sont généralement mélangés dans un récipient utilisé comme standard de mesure (Fig. 3D) (Eyi Ndong, 2009; Malaisse *et al.*, 2008). Au Gabon (Eyi Ndong & Degreef, 2010), tout comme au Bénin (De Kesel *et al.*, 2002; Yorou *et al.*, 2002), cette activité commerciale n'est toutefois pratiquée que de manière occasionnelle.



Fig. 3. A. *Volvariella volvacea* en vente au marché; **B.** Jeune vendeur de *Lentinus squarrosulus*; **C.** *Termitomyces striatus* présentés en bottes; **D.** *Lactarius acutus* et *Cantharellus rufopunctatus* var. *rufopunctatus* en mélange.

Différentes méthodes traditionnelles sont appliquées pour conserver les champignons. La plus facile à mettre en œuvre est le séchage au soleil. Néanmoins, la plus courante en Afrique tropicale est le séchage ou fumage au feu. Les sporophores nettoyés sont coupés en morceaux et déposés sur une grille faisant office de fumoir et suspendue au-dessus d'un feu de bois. Ils y séjournent trois à quatre jours après quoi ils sont empaquetés et conservés à l'abri des insectes pour pouvoir être consommés en saison sèche.

3. Réalisation d'une enquête ethnomycologique

3.1. L'ethnomycologie en Afrique tropicale

L'ethnomycologie, terme référant à l'étude des connaissances locales relatives aux champignons et à leurs usages, est une discipline qui connaît un intérêt grandissant en Afrique tropicale. Le thème des champignons comestibles y est majoritairement abordé et les études entreprises ont permis de documenter les savoirs traditionnels (nombre d'espèces consommées, noms locaux ou vernaculaires, appétence, périodes de récolte, techniques de conservation, ...) contribuant de manière significative à la connaissance des champignons sauvages sur le continent africain.

Les enquêtes ethnomycologiques ont parfois été utiles pour confirmer, voire corriger, l'identification de spécimens par recoupement grâce aux noms vernaculaires qui leur étaient attribués par les populations locales (Heim, 1977).

Les résultats de ces enquêtes présentent cependant certaines limites tant en ce qui concerne leur fiabilité que la difficulté de leur interprétation.

La retranscription des noms dans des langues souvent difficiles à maîtriser complique également l'interprétation des résultats obtenus (Buyck, 1994a).

Le thème de la toxicité des champignons sauvages a souvent été abordé lors d'enquêtes ethnomycologiques mais les critères de classification utilisés par les populations locales pour différencier les espèces comestibles des espèces toxiques ne sont, pour la plupart, pas objectifs. Pour certaines populations, une teinte inhabituelle ou un changement de couleur à la coupe ou au froissement, un goût ou une odeur désagréables, une chair coriace, ... constituent des preuves de toxicité. En raison du virement de couleur de leur chair et de leur hyménophore, la majorité des bolets sont ainsi considérés comme toxiques par les populations d'Afrique subsaharienne (Pearce, 1981; Thoen *et al.*, 1973).

3.2. Transmission traditionnelle des savoirs

En Afrique tropicale, les connaissances mycologiques traditionnelles sont transmises oralement et la stabilité, au fil du temps, des appellations utilisées pour désigner les champignons comestibles a été régulièrement soulignée (Degreef *et al.*, 1997; Malaisse *et al.*, 2008). Pour autant que l'espèce soit consommée par une ethnie, celle-ci lui attribue généralement un nom vernaculaire dans la langue locale. Les dénominations vernaculaires font référence à la forme du sporophore, à sa couleur, à son odeur, ... Elles peuvent également être comparatives et se baser sur un caractère remarquable de ressemblance à une espèce animale ou végétale. Elles peuvent enfin trouver leur inspiration dans une légende ou dans un conte traditionnel (Bahuchet, 1985; Buyck, 1994a; Heim, 1963b; Malaisse *et al.*, 2008; Ogundana, 1979; Oso, 1975; Roulon-Doko, 1998; Yorou & De Kesel, 2002).

Ces noms vernaculaires sont parfois composés et, dans ce cas, souvent construits à partir d'une racine commune. Ainsi, au Gabon, 'ochui viò', qui est attribué en dialecte Fang à la petite espèce *Termitomyces microcarpus*, trouve son origine dans les termes 'ochui' qui signifie 'de petite taille' et 'viò' qui signifie champignon. L'attribution de noms collectifs à des taxons présentant des similitudes est également fréquente. Les Pygmées Bakoya confondent ainsi toutes les espèces rouges de chanterelles sous le vocable 'gnambilimbili' (Eyi Ndong, 2009).

La plupart des noms vernaculaires ne possèdent qu'un usage local mais l'utilisation de certains d'entre-eux s'étend parfois à de larges zones géographiques. Au Burundi, 'ubwoba' désigne l'ensemble des champignons comestibles (Buyck, 1994a), dont la racine est de toute évidence très proche de 'bowa' utilisé au Malawi (Morris, 1984), 'mbowa', 'ubuaba' ou 'uhwa' en Zambie (Pegler & Pearce, 1980), 'ubuyoga' en Tanzanie (Härkönen *et al.*, 1995) ou 'boua' en République Centrafricaine et en R.D. Congo (Malaisse, 1997; Malaisse *et al.*, 2008).

L'enregistrement puis la retranscription fidèle des noms vernaculaires doivent faire l'objet de toutes les attentions lors de la réalisation d'enquêtes ethnomycologiques.

En raison de la multitude des groupes ethniques et par conséquent des langues parlées dans la zone géographique que couvre cet ouvrage, les noms vernaculaires ont délibérément été omis.

3.3. Echantillonnage et élaboration d'un questionnaire

Une étude ethnomycologique nécessite de prendre en considération des données dans les trois domaines suivants:

- **milieu:** habitat, type de végétation, substrat, climat, saison.
- **populations locales:** ethnie, langue, origine, sexe, âge, occupation, formation, religion.
- **champignons:** taxon, écologie, abondance, phénologie, utilisation, comestibilité, valeur nutritive, toxicité.

Le travail investi dans chacun de ces domaines sera déterminant pour la qualité de l'étude et les conclusions que vous pourrez en tirer. Inutile de préciser qu'une mauvaise connaissance des langues ou la méconnaissance taxonomique des champignons aboutira à des erreurs, des confusions et des recommandations inappropriées voire dangereuses. La démarche présentée ci-après est le résultat de nos expériences et de méthodologies présentées dans la littérature.

Ciblez une région d'étude selon votre disponibilité et vos moyens et décidez d'y étudier une ou plusieurs ethnies mycophiles ou mycophages. Sur base d'une étude de la littérature, informez-vous sur la végétation dominante de la zone d'étude et élaborez, par analogie avec des régions de même écologie, une liste des champignons comestibles susceptibles d'y être présents. Familiarisez-vous avec ces espèces, compilez des illustrations et étudiez dans quelles autres régions ou quels pays ces espèces sont utilisées.

Ce travail bibliographique terminé, prévoyez au moins un voyage de prospection de terrain en saison pluvieuse. Pour bénéficier d'une bonne collaboration des villageois, il est d'usage de contacter le chef de village et/ou une personne influente de la localité. Le but est d'expliquer aux villageois la durée, l'utilité et le bien-fondé du travail que vous envisagez y faire. Le séjour sur place servira surtout à collecter en forêt, au village, sur les marchés et le long des routes un maximum de champignons comestibles ou utilisés localement. Acceptez toutes les espèces apportées par vos guides ou les villageois, pourvu qu'ils soient en bon état. Il est impératif de conserver ces spécimens en herbier selon la méthode décrite au chapitre 6. Cette période de prospection sert aussi à bien étudier les habitats riches en espèces comestibles et en estimer l'étendue. A l'issue de cette période de prospection et de récolte intensive, identifiez toutes les espèces sur base de leur macroscopie et de leur microscopie.

Constituez ensuite un document avec les photos de chaque espèce identifiée. C'est sur base de ce document illustré que les enquêtes seront menées (Fig. 4A),

éventuellement complété par des spécimens frais récoltés sur place. Les fiches illustrées d'identification (chapitre 10 de cet ouvrage) constituent un outil idéal à cette fin.

L'enquête ethnomycologique consiste à poser une série de questions à un nombre suffisant de personnes représentatives de la population du village ou de la région, motivées et possédant une expérience de terrain (Fig. 4B). Une étude ethnomycologique, visant plusieurs sujets de recherche, est souvent basée sur des centaines d'enquêtes, parfois menées dans plusieurs villages. Nous ne proposons pas ici de formulaire d'enquête standardisé, chaque objectif de recherche nécessitant une approche et un questionnaire différents. Il est clair qu'une enquête sur la socio-économie des champignons locaux sera conçue différemment d'un questionnaire axé sur les aspects médicaux et thérapeutiques. Vous trouverez deux exemples de questionnaire dans Härkönen *et al.* (2003: 184) et De Kesel *et al.* (2002: 93).



Fig. 4. A. Présentation du recueil de photos de champignons comestibles; **B.** Enquête ethnomycologique au village.

Les enquêtes sont réalisées au village, souvent tard dans l'après-midi ou le soir, au retour du travail. Chaque personne est interrogée individuellement. L'enquête débute par quelques informations personnelles (sexe, âge, langue, origine autochtone ou allochtone). Il faut éviter d'imposer aux enquêtés un questionnaire trop long ou trop élaboré et tâcher d'obtenir spontanément les réponses aux questions posées. Ne donnez pas aux villageois l'impression qu'ils passent un examen ou un interrogatoire. Mettez-les à l'aise en adoptant une attitude modeste. Évitez les questions suggestives telles que 'ces champignons rouges sont comestibles, n'est-ce pas?'. Si vous ne parlez pas la langue locale, faites-vous accompagner d'un bon interprète et enregistrez les noms vernaculaires attribués aux différents champignons. Un linguiste spécialisé pourra ensuite transcrire les noms vernaculaires en alphabet phonétique international (API).

Beaucoup de champignons ne sont pas comestibles du fait de leur goût désagréable, de la coriacité de leur chair ou, évidemment aussi, d'une véritable toxicité de leurs sporophores. L'interprétation des données ethnomycologiques concernant la comestibilité d'une espèce est souvent aisée puisque la consommation au village en est la preuve indéniable. Les indications ethnomycologiques de toxicité

des champignons sont, elles, sujettes à caution, car il est fréquent de recenser des espèces comestibles parmi les espèces considérées comme toxiques par les populations locales. Si les enquêtes peuvent aider à détecter la plupart des espèces comestibles, la toxicité, par contre, devra toujours être confirmée par une analyse toxicologique.

4. Organisation d'une mission mycologique

4.1. Préparatifs

A l'instar de toute expédition menée en Afrique centrale et dont la finalité est de collecter des spécimens biologiques dans le cadre d'études taxonomiques, une mission mycologique de terrain doit être soigneusement préparée.

Un contact local avec un collègue est généralement préconisé afin de faciliter les démarches à entreprendre sur place et de régler les aspects pratiques liés à la mission (location de véhicule, achat de matériel, ...). L'obtention des permis de récolte et d'exportation auprès des autorités constitue généralement une tâche ardue et est un préalable à toute mission. Des réglementations nationales strictes ont été mises en place et visent à éviter tout abus de la part de 'naturalistes' peu scrupuleux. Ce sont principalement les Ministères des Eaux et Forêts, de l'Environnement et, le cas échéant, des Parcs Nationaux qui délivrent ces précieux documents en contre-partie d'un montant qui doit aider à la préservation de la biodiversité dans la région. A l'heure actuelle, aucun champignon ne figure sur la liste établie par la 'Convention internationale sur le commerce des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction' (CITES), ce qui facilite quelque peu l'obtention de leur permis d'exportation par rapport à ceux visant les plantes vasculaires. La réalisation d'enquêtes ethnomycologiques, notamment dans les villages pygmées, peut également nécessiter l'obtention d'autorisations spécifiques du Ministère de la Culture.

Les permis de récolte qui sont délivrés ne sont généralement valables que pour une région déterminée (zone géographique précise, Parc National, ...) et ont toujours une durée de validité limitée. Ils doivent souvent être accompagnés d'un ordre de mission établi par une université ou un institut de recherche local et qui atteste de la collaboration scientifique effective entre les partenaires.

Le choix de la région où se déroulera la mission est évidemment primordial. Ces dernières années, les zones perturbées par des conflits armés ou des guerres civiles se sont malheureusement multipliées en Afrique centrale. Les conseils prodigués par le contact local éviteront de transformer la mission mycologique en un cauchemar.

La localisation précise des sites d'étude s'établit généralement sur place, qu'il s'agisse du choix des villages où les enquêtes ethnomycologiques seront menées ou de l'établissement de transects dans les Parcs Nationaux et le long desquels les spécimens seront récoltés. Néanmoins, la consultation de la bibliographie existante pour la région et l'acquisition de cartes de végétation permettent une première planification du travail de terrain. La végétation revêt évidemment une importance

capitale pour la réussite de la campagne de récolte car de nombreuses espèces de champignons ectomycorrhiziens (par exemple dans les genres *Cantharellus*, *Lactarius*, *Russula* et la plupart des Boletales) sont inféodées à certaines essences forestières. Le choix de parcelles où ces essences prédominent constitue le gage d'une récolte fructueuse.

Les données climatologiques de la région renseignent le mycologue sur la saison idéale pour la collecte des champignons. La période d'explosion de la fructification des champignons survient généralement deux à trois semaines après le début des premières précipitations, tant en petite qu'en grande saison des pluies. Pour planifier une mission de terrain de courte durée, il convient néanmoins de tenir compte du caractère aléatoire et de la variabilité, d'une année à l'autre, du début des premières pluies.

Enfin, dès l'arrivée sur place, après avoir pris contact avec les autorités (maire, chef de village, chef de la police, ...) il est impératif de faire appel à un ou plusieurs guides locaux, choisis de préférence parmi la population villageoise. Outre leur aptitude à vous guider en forêt, ils doivent de préférence avoir des connaissances botaniques (noms vernaculaires des arbres, ...) et, idéalement, un intérêt et une connaissance des noms vernaculaires et de la comestibilité des champignons que vous serez amenés à collecter.

4.2. Matériel pour la récolte et l'identification

Un matériel spécifique doit être emporté sur le terrain par le mycologue pour la prise de notes, la photographie *in situ*, la récolte et le transport des sporophores. Ce matériel diffère évidemment de celui utilisé au camp de base pour la description macroscopique, le prélèvement de tissu en vue d'analyses moléculaires, la réalisation d'une sporée, le séchage et le conditionnement. De retour au laboratoire après sa mission, le mycologue fera usage du matériel nécessaire aux descriptions microscopiques et aux analyses d'ADN. Les différentes activités du mycologue sont décrites dans les chapitres 5 à 7 du présent ouvrage. Pour un travail en conditions idéales, le matériel détaillé ci-après doit être prévu.

Sur le terrain (Fig. 5)

- Crayon ou stylo à bille
- Carnet de récolte
- Formulaire d'enquête ethnomycologique
- Loupe de terrain (grossissement 6 à 10x)
- Couteau de poche ou canif (longueur de lame minimum 10 cm)
- Panier rigide à fond plat ou bac en plastique ou boîte en carton
- Récipients de différentes tailles en plastique ou en carton (beurrier, boîtes à pellicules photographiques, boîtes d'allumettes, ...)
- Appareil photo digital reflex ou compact, statif, batteries de rechange, cartes mémoire
- GPS (Global Positioning System) ou boussole, altimètre
- Dictaphone (en cas d'enregistrement des noms vernaculaires)



Fig. 5. Matériel de terrain du mycologue.

Au camp de base

- Crayon ou stylo à bille
- Feutre à encre indélébile
- Fiche de description des caractères macroscopiques (annexe)
- Code de couleurs (Methuen ou autre code)
- Réactifs chimiques: acide lactique, phénol, sulfate de fer (FeSO_4), acide chlorhydrique (HCl), soude (NaOH), potasse (KOH), ammoniacque (NH_4OH)
- Bristol blanc ou feuille de plastique transparent type 'rétroprojecteur'
- Scalpel et pince
- Alcool à brûler (80%)
- Briquet ou allumettes
- Récipients Eppendorf
- Tampon de lyse 'CTAB' (cétyltriméthylammonium bromure)
- Appareil photo digital reflex ou compact, statif
- Papier millimétré
- Référence de couleurs (code 'Pantone')
- Panneau de bois ou bristol de couleur neutre (gris standard 18%)
- Séchoir et tamis

- Source de chaleur (bonbonne de gaz avec brûleur ou ampoule 100W avec soquet et rallonge électrique ou lampe à pétrole)
- Sachets en papier
- Sachets hermétiques en plastique à fermeture de type 'Minigrip'

Un séchoir léger, compact et de fabrication aisée a été mis au point spécifiquement pour le mycologue de terrain (Fig. 6) (De Kesel, 2001). Il consiste en une cheminée fabriquée en tôles d'aluminium rivetées qui s'articulent grâce à des charnières (dites 'de piano'). L'encombrement du séchoir peut ainsi être réduit en repliant les faces à plat, ce qui en facilite le transport. Des tamis emboîtables en aluminium et en treillis galvanisé (maille < 2 mm) complètent le dispositif. Le séchoir peut s'utiliser avec différentes sources de chaleur (électricité, gaz, lampe à pétrole, feu de bois, ...) qui sont placées au sol sous la cheminée. Les dépôts de combustion, essentiellement de la suie en cas d'utilisation de gaz, de lampe à pétrole ou de feu de bois, sont interceptés par une plaque d'aluminium placée à proximité de la source. La chaleur captée par cette plaque s'élève par la cheminée et entraîne l'air provenant des trous d'aération. La plaque et les tamis sont maintenus à bonne hauteur dans la cheminée à l'aide de broches métalliques.

Au laboratoire

- Lames de rasoir, scalpel, aiguille montée et pince
- Lames porte-objet et lamelles couvre-objet
- Verre de montre
- Lames de rasoir
- Ammoniaque (NH₄OH)
- Hydrate de chloral (CCl₃-CH(OH)₂)
- Lactophénol (phénol 20% + acide lactique 20% + glycérine 40% + eau 20%)
- Rouge Congo ammoniacal (1% dans NH₄OH) + glycérine 20%
- Bleu Coton (2% dans eau)
- Carmin acétique (saturation dans 4.5 ml acide acétique + eau 5.5 ml)
- Sulfovanilline (vanilline 0.25 g + H₂SO₄ 2 ml + eau 2 ml)
- Réactif de Melzer (iode 1.5 g + iodure de potassium 5 g + hydrate de chloral 100 g + eau 100 ml) ou Lugol (iode 1 g + iodure de potassium 2 g + eau 100 à 400 ml)
- Solution de Hoyer (gomme arabique 30 g + hydrate de chloral 200 g + glycérine 20 ml + eau 50 ml)
- Huile pour objectif à immersion
- Loupe binoculaire (grossissement 30 à 50x)
- Microscope optique (grossissement 100 à 1000x) avec chambre claire

Les analyses moléculaires des spécimens sont généralement confiées à un laboratoire spécialisé. Un descriptif du matériel spécifique et des appareils nécessaires à l'extraction, à l'amplification et au séquençage de l'ADN ainsi qu'à l'interprétation des résultats des analyses déborderait largement du cadre de cet ouvrage.



Fig. 6. Séchoir de terrain et accessoires.

5. Sur le terrain

5.1. Collecte des spécimens

Le travail de collecte débute idéalement aux heures les moins chaudes de la journée pour s'achever en fin de matinée. S'il souhaite, au retour du terrain, décrire correctement toutes ses récoltes, le mycologue devra éviter d'être pris de frénésie et veillera à se limiter à une quinzaine de spécimens récoltés par jour.

La collecte des champignons en vue d'une étude taxonomique nécessite beaucoup de précaution et de soin. En effet, nombreuses sont les espèces dont les tissus fragiles sont facilement altérés à la manipulation et dont certains caractères diagnostiques peuvent disparaître si on n'y prend garde. Le principe de précaution consiste donc à réduire au maximum la manipulation des sporophores. La collecte est toujours réalisée à l'aide d'un couteau qu'on glisse soigneusement sous la base du pied du sporophore afin de ne pas l'endommager (Fig. 7A) ou qu'on utilise pour détacher le champignon lignicole de son support.

Risques d'empoisonnement pour le mycologue

Dans son travail de terrain au quotidien, le mycologue est amené à manipuler des champignons dont il ne connaît pas la comestibilité. Par ailleurs, il lui revient de goûter les spécimens et de caractériser leur saveur pour en compléter la description.

Le contact cutané avec un champignon, même mortel, ne constitue aucun danger pour l'homme. Seule l'ingestion d'un fragment de tissu fongique peut malheureusement conduire à l'empoisonnement. Les syndrômes mycotoxicologiques sont identifiés d'après l'effet de la toxine présente dans le spécimen ingéré et le délai d'apparition des premiers symptômes. Des tableaux cliniques complexes peuvent survenir et, dans les cas les plus graves, conduire à la mort.

Le morceau goûté ne peut donc jamais être avalé. Il est mastiqué à l'avant de la bouche et est recraché après une dizaine de secondes. Cette opération suffit à détecter un goût qui peut être neutre, doux, âcre, piquant, acide, ... et évite tout risque d'empoisonnement. Cependant, même pour le champignon le plus toxique connu à ce jour (*Amanita phalloides*, espèce récoltée aussi en Afrique tropicale), la dose létale (DL_{50}) représente une quantité équivalente à environ 1 g de champignon frais par kg de masse corporelle. Pas de panique donc si le petit morceau mastiqué est avalé par mégarde, même si, dans ce cas, il est vivement conseillé de consulter un médecin !



Fig. 7. A. Utilisation d'un couteau pour atteindre les meules de *Termitomyces striatus*; B. Mélange de sporophores dans un panier en osier; C. Bac en plastique compartimenté permettant la séparation des lots; D. Lots rangés minutieusement dans des sachets en papier.

Chaque spécimen collecté est débarassé de la terre et des débris végétaux qui peuvent le souiller. Il est ensuite posé, sans le comprimer ni le malmenier, sur une mince couche de mousse ou de feuilles au fond d'un récipient qui restera ouvert pendant toute la durée du travail de terrain. Les récipients contenant les différents 'lots' (voir encart) seront disposés dans un panier rigide à fond plat (Fig. 7B), un bac en plastique (Fig. 7C) ou une boîte en carton. Le mélange des lots sera évité en utilisant des sachets en papier ou en confectionnant des papillottes (Fig. 7D).

Le mycologue veillera qu'à tout moment les sporophores restent protégés de l'insolation directe (en les couvrant de quelques feuilles humides) ou de la chaleur excessive (notamment en évitant de les abandonner dans un véhicule en plein soleil). Les champignons frais ne pourront en aucun cas être transportés dans des sachets en plastique ou dans des récipients hermétiquement fermés au risque qu'ils n'y pourrissent très rapidement.

Le 'lot', un concept important pour le mycologue de terrain

Beaucoup d'espèces de champignons ont une croissance grégaire et le mycologue est souvent amené à récolter plusieurs sporophores et de les considérer comme constituant une même collection. Afin d'écartier tout risque de mélange d'espèces morphologiquement proches, la constitution d'un tel 'lot' devra nécessairement se faire sur le terrain et à l'endroit de la récolte. Il faudra aussi être attentif à ne pas mélanger de sporophores d'espèces différentes qui pousseraient côte à côte. Il faudra enfin veiller à ce que le lot contienne suffisamment de sujets en bon état et à différents stades de développement (Fig. 8). Les sporophores constituant le lot seront rassemblés sous un même numéro de collection.

Il n'est pas rare que des récolteurs, de passage sur le même site de récolte quelque temps après la constitution d'un lot, complètent celui-ci en y ajoutant des sporophores qu'ils supposent appartenir à la même espèce. Cette démarche est à proscrire car elle est souvent à l'origine de mélange d'espèces au sein d'un lot. Dans ce cas, la constitution d'un nouveau lot et l'attribution d'un autre numéro de collection sont préconisées.



Fig. 8. Lot de sporophores de *Cantharellus platyphyllus*, une espèce comestible abondante en forêt claire.

5.2. Prise de notes

Le carnet de récolte est la mémoire du collecteur qui y consigne toutes les informations relatives au déroulement de son travail de terrain. La date de récolte et le numéro du lot sont évidemment indiqués dans le carnet. A chaque lot sont aussi associées des informations relatives au site de récolte, notamment la localité (Parc National, village le plus proche, lieu-dit, point de paysage bien connu, ...), ses coordonnées géographiques et son altitude (établies grâce au GPS et/ou à un altimètre ou sur base d'une carte) ainsi que des données écologiques (type de végétation, substrat, nature du sol, proximité d'un cours d'eau, exposition, ...). L'espèce d'arbre au pied duquel les sporophores ont été récoltés constitue évidemment une donnée très importante pour le recensement des hôtes d'espèces ectomycorhiziennes. De même, l'arbre support d'un champignon lignicole devrait idéalement être identifié. Certaines espèces présentent des caractères fugaces tels que changements de couleurs ou de formes lors de l'ontogénèse ou encore disparition rapide de l'odeur. Ces informations sont retranscrites directement au moment de la récolte. De retour de mission, le carnet constituera une aide précieuse lors de l'élaboration des étiquettes qui seront jointes aux spécimens d'herbier (Fig. 9A).

Dans le cadre des enquêtes ethnomycologiques, les guides locaux fournissent de précieuses données relatives à la comestibilité des spécimens (Fig. 9B) et qui seront consignées dans le carnet au fur et à mesure de la récolte. Au besoin, les noms et les données seront enregistrés à l'aide d'un dictaphone.

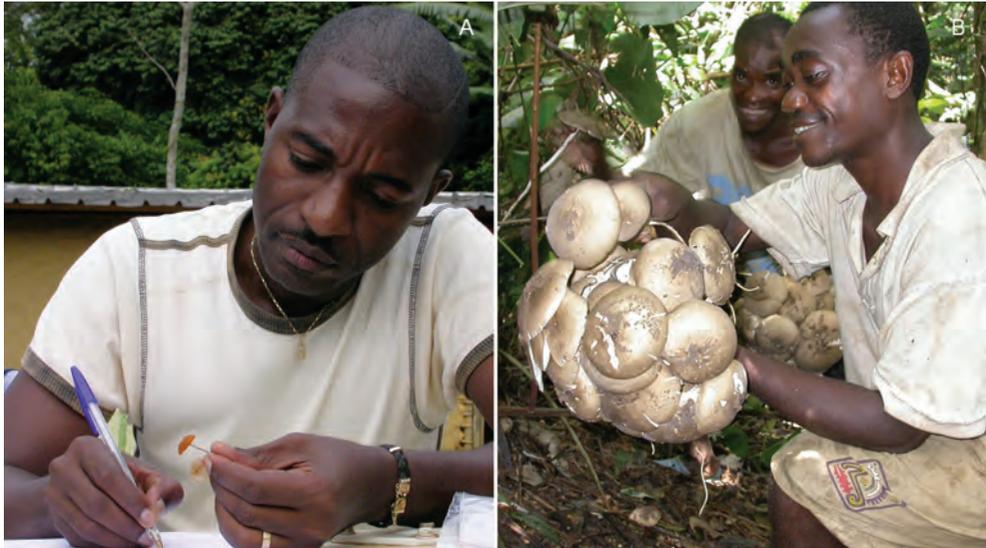


Fig. 9. A. Description de caractères fugaces dans le carnet de terrain; B. Récolte de *Termitomyces striatus* par les guides locaux pour leur propre consommation attestant de la comestibilité de l'espèce.

5.3. Photographie de terrain

Immortaliser, par la photographie, l'aspect d'un sporophore sur le terrain est particulièrement important car il s'agit du seul moment, souvent éphémère, durant lequel le spécimen est observable à l'état frais. Une photographie de terrain ('in situ') présente une espèce dans son habitat naturel. Néanmoins, plutôt que de photographier les spécimens isolément, on les dispose le plus souvent de manière à réaliser une photographie plus informative et scientifiquement plus intéressante, en faisant apparaître l'hyménium ou en réalisant une coupe longitudinale de certains individus par exemple. Un arrière-plan neutre, ni trop clair, ni trop foncé, permet de mettre les champignons en évidence (Fig. 10A,B).



Fig. 10. A. Prise de vue sur le terrain; B. Photographie 'in situ' d'un lot de sporophores de *Cantharellus platyphyllus*, une espèce comestible abondante en forêt claire.

Photo classique ou numérique?

La photographie mycologique fut longtemps considérée comme une affaire de spécialistes équipés d'appareils reflex coûteux dotés d'objectifs 'macro'! Avec le développement et la démocratisation récente des appareils numériques (reflex ou compact), plus besoin d'acheter de la pellicule ni de faire développer ou d'imprimer les images. Le photographe peut visualiser ses prises immédiatement, en apprécier la qualité, modifier les réglages de son appareil le cas échéant et améliorer ainsi sa technique. Les images numériques obtenues peuvent être stockées sans risque de détérioration, comme c'était souvent le cas, par le passé, avec les négatifs ou les diapositives. Actuellement, la photographie numérique fait l'unanimité, même chez la plupart des professionnels, tant en raison de la qualité des images qu'elle assure que de leur facilité de stockage, d'échange ou des possibilités qu'elle offre de retravailler les prises.

Appareil numérique reflex ou compact?

Grâce à leur objectif intégré, les appareils numériques compacts sont peu encombrants et de qualité largement suffisante pour les besoins des mycologues (Fig. 11A). Le choix doit se porter sur un modèle robuste, résistant aux chocs et à l'humidité, et muni d'un programme 'macro' qui permet de photographier des objets à une distance de quelques centimètres de l'objectif. L'inconvénient de ce type d'appareil est la distorsion de l'image à courte distance.

Les mycologues plus exigeants opteront pour un appareil numérique reflex constitué d'un 'boîtier' équipé d'objectifs interchangeables garantissant une qualité d'image encore supérieure. Pour la photographie des champignons, un objectif 'macro' fixe de 50 ou 100 mm est requis. L'encombrement, le poids et surtout le prix (un objectif 'macro' coûte autant qu'un 'boîtier') constituent les principaux inconvénients de ce type d'appareil.

Quel que soit l'appareil numérique utilisé, il faut toujours s'assurer que les images aient une résolution d'au moins 1600 x 1200 pixels (400 dpi / A4), ce qui équivaut à environ 2 Mb par image non comprimée. Un appareil avec un capteur de 10 Mb est donc largement suffisant.

Sur le terrain, le stockage de milliers de photographies numériques est réalisé sur des cartes mémoire de 2, 4 ou 8 Gb. Pour le stockage à long terme, on doit disposer d'un ordinateur qui permet de graver des CDs ou des DVDs ou qui est équipé d'un disque dur externe (minimum 250 Gb).

La plupart des appareils fonctionnent à l'aide de batteries ordinaires ou rechargeables. Si la période de terrain est longue, plusieurs lots de batteries de rechange ou un chargeur alimenté par le réseau, un panneau solaire ou l'allume-cigare d'un véhicule, doivent également être prévus.

Quelques conseils pratiques

Peu importe le type d'appareil numérique utilisé, pourvu qu'un reflex soit muni d'un objectif 'macro' ou qu'un compact soit utilisé en mode 'macro', la méthodologie standard pour photographier un champignon est quasiment identique.

- **Évitez les photographies 'bougées'**

En forêt dense, l'obscurité du sous-bois implique des temps de pose qui peuvent atteindre plusieurs secondes. Il est dès lors impossible d'obtenir une photographie nette sans avoir recours à un statif (trépied ou mini-trépied) et à un déclencheur à distance ou à retardement (Fig. 11B). Le modèle de trépied utilisé doit permettre le positionnement de l'appareil au ras du sol. Un petit sac de toile rempli de riz peut accessoirement être utilisé pour positionner l'appareil au sol.



Fig. 11. A. Utilisation d'un appareil numérique compact muni d'un programme 'macro';
B. Utilisation d'un appareil numérique compact super zoom fixé sur un mini-trépied.

- **Optimisez l'éclairage**

Afin de garantir l'obtention de meilleures couleurs et d'un meilleur contraste, l'emploi du flash est déconseillé pour la photographie de champignons et on ne l'utilise qu'en dernier recours. On veille plutôt à assurer au sujet un bon éclairage naturel tout en évitant le rayonnement solaire direct qui occasionne des zones d'ombre. A l'inverse, il est parfois utile d'ombler le sujet afin d'éviter la présence de taches ensoleillées, particulièrement au niveau des surfaces brillantes ou humides du sporophore. Très souvent, on a recours à un ou plusieurs réflecteurs pour éclairer le stipe et l'hyménium, mal illuminés du fait de l'ombre créée par le chapeau. Un réflecteur résistant à l'humidité, flexible et bon marché est fabriqué en plastifiant une feuille A4 de papier blanc dont une face est recouverte de papier aluminium (Fig. 12).



Fig. 12. Réflecteur destiné à éclairer les parties ombragées des sporophores à photographier.

- **Soignez la mise au point**

La mise au point vise à obtenir une netteté des différents plans du champignon. Néanmoins, la distance entre avant-plan (marge du chapeau par exemple) et arrière-plan (pied et marge opposée du chapeau) ne permet généralement pas d'obtenir une image nette sur toute la profondeur de champ en utilisant l'appareil en mode automatique. Le réglage du diaphragme de l'appareil en mode manuel est alors utilisé pour modifier la profondeur de champ, zone de netteté qui s'étend avant et après le sujet sur lequel on fait la mise au point.

Le degré d'ouverture du diaphragme de l'objectif est visualisé sur l'écran de l'appareil. Il correspond aussi au chiffre gravé sur l'objectif de l'appareil reflex. Une ouverture maximale du diaphragme est exprimée par $f/2.8$. Plus le diaphragme est fermé, plus cette valeur augmente ($f/4$, $f/5.6$, $f/8$, $f/11$, $f/16$, $f/22$, ..., $f/32$) réduisant de moitié la quantité de lumière à chaque pas. Contrairement aux appareils reflex, la majorité des compact ne permettent pas un réglage au-delà de $f/11$, largement suffisant néanmoins pour photographier des champignons.

- **Optez pour le mode semi-automatique**

En mode automatique, après évaluation des paramètres, l'appareil choisit l'ouverture de diaphragme idéale et la meilleure vitesse d'obturation pour assurer l'exposition

nécessaire. Souvent l'appareil impose une grande ouverture et un temps de pose court (inférieur à 1/60 sec) et, par conséquent, l'usage du flash si la lumière est insuffisante. Dans ces conditions, pas de problème de photographie 'bougée' mais, par contre, peu de profondeur de champ et un risque important de surexposition et de zones ombrées.

En mode semi-automatique, les fonctions automatiques de l'appareil peuvent être débrayées. En donnant la priorité au réglage du diaphragme (mode A, 'aperture'), il est possible d'ajuster la profondeur de champ. Le maximum de profondeur de champ est obtenu en positionnant le réglage du diaphragme sur des valeurs entre f/11 et f/32. L'appareil calcule ensuite, en fonction de l'ouverture du diaphragme imposée, le temps d'exposition approprié (souvent plus de 1/60 sec, d'où la nécessité de recourir à un trépied et à un déclencheur à distance ou à retardement).

Valeurs ISO de sensibilité

A défaut de trépied ou dans des conditions de manque de lumière, la sensibilité de l'appareil peut aussi être modifiée de manière à éviter l'usage du flash ou à réduire le temps d'exposition. La valeur ISO (100 à 1600) correspond à la sensibilité du capteur CCD numérique (ou anciennement de la pellicule argentique). En doublant la valeur ISO, on peut diminuer de moitié le temps d'exposition. Cette augmentation de sensibilité va malheureusement de pair avec une diminution de la qualité de l'image.

6. Au camp de base

6.1. Photographie technique

Les conditions de terrain ne permettent généralement pas de réaliser des photographies aussi informatives et détaillées qu'il est souhaitable sur les structures des sporophores. Dès le retour au camp de base, on procède à une séance de photographies techniques.

La méthodologie et la technique utilisées sont semblables à celles détaillées ci-dessus (Fig. 13). Les photographies techniques doivent être réalisées en mode 'macro' ou à l'aide d'un objectif 'macro'. Les sporophores sont disposés sur un fond mat, par exemple un panneau de bois peint ou un bristol de couleur neutre (idéalement gris standard 18% ou 'Kodak grey scale', en évitant le blanc ou le noir). Afin de mettre en évidence tous les caractères diagnostiques, des sporophores appartenant au même lot mais à différents stades de développement sont rassemblés, certains sont coupés longitudinalement, d'autres laissent apparaître l'hyménium, ... Les changements de couleur à la coupe ou au contact de réactifs chimiques doivent aussi être visualisés par des séquences de photographies prises à intervalles réguliers (toutes les 15 à 30 secondes).



Fig. 13. Dispositif pour la réalisation d'une photographie technique. Appareil numérique reflex avec déclencheur à retardement fixé sur un trépied.

Pour réaliser des photographies techniques, on placera dans le champ (Fig. 14):

- une référence de couleurs (code 'Pantone') qui permettra un calibrage lors de l'impression de l'image ou de sa visualisation à l'écran.
- une échelle graduée (règle ou bandelette de papier millimétré).
- le numéro unique attribué au spécimen.



Fig. 14. Photographie technique de *Cantharellus rufopunctatus* var. *rufopunctatus* avec référence de couleurs, échelle graduée et numéro du spécimen.

6.2. Description des caractères macroscopiques

La détermination d'un champignon nécessite l'observation attentive d'une multitude de caractères diagnostiques et implique d'abord une reconnaissance de caractères macroscopiques visibles à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe de terrain. Il s'agit d'un travail fastidieux mais pourtant essentiel à l'obtention d'un spécimen de référence ayant une valeur scientifique (Fig. 15). Une observation attentive des seuls caractères macroscopiques permet déjà de déterminer bon nombre d'espèces.



Fig. 15. Description macroscopique des sporophores de retour du terrain.

Un vocabulaire spécialisé a été développé par les mycologues afin de définir avec précision les différents états que peuvent prendre les caractères macroscopiques.

De nombreux lexiques assurent ainsi au descripteur d'utiliser la terminologie correcte (Josserand, 1983; Clémenton, 2004).

Le glossaire exhaustif des caractères macroscopiques élaboré dans le cadre de cet ouvrage (chapitre 11) est un complément à la fiche descriptive (annexe) qu'il est conseillé d'utiliser afin de standardiser les descriptions. Par ailleurs, des croquis dans le carnet de terrain compléteront utilement cette fiche descriptive.

Quelques conseils pratiques

- Il convient de ne décrire que des spécimens qui semblent constituer la 'norme' au sein du lot et d'éviter les sporophores malformés, décolorés ou les formes tératologiques. Par contre, le stade de développement peut engendrer des modifications de forme et de couleur qu'il est utile de consigner sur la fiche descriptive.
- Le récolteur doit s'assurer qu'aucun caractère ne se perde durant la récolte et lors de la manipulation des spécimens. Beaucoup de champignons présentent des caractères 'fugaces', comme des tissus vélaux très fragiles (Fig. 16), des pieds grêles, des changements de couleurs, ... qu'il convient donc de noter ou de dessiner dans le carnet de récolte et qui seront retranscrits ou recopiés ultérieurement sur la fiche descriptive.



Fig. 16. Volve engainante et voile partiel (anneau) de *Amanita loosii*, une espèce de forêt claire.

Utilisation du Code de couleurs

Les couleurs des différentes structures ainsi que leurs changements éventuels (spontané, à la blessure ou au froissement) et le délai d'apparition de ces changements doivent impérativement être notés. La définition d'une couleur est cependant un exercice rendu difficile par la perception propre à chacun de cette couleur. Pour éviter ce problème, il est conseillé d'utiliser un Code fournissant une palette de couleurs codées. Différents codes ont été publiés, mais en mycologie, le 'Methuen Handbook of colour' (Kornerup & Wanscher, 1978) est une référence en la matière. Cet ouvrage est malheureusement devenu quasi introuvable, même chez les bouquinistes, et son prix est souvent élevé (Fig. 17).



Fig. 17. Différents codes de couleur communément utilisés en mycologie.

Habitus et mode de croissance

L'habitus fait référence à la forme générale du sporophore (Fig. 18). Le spécimen peut être solitaire, avoir une croissance en groupe ou en touffe (Fig. 19).

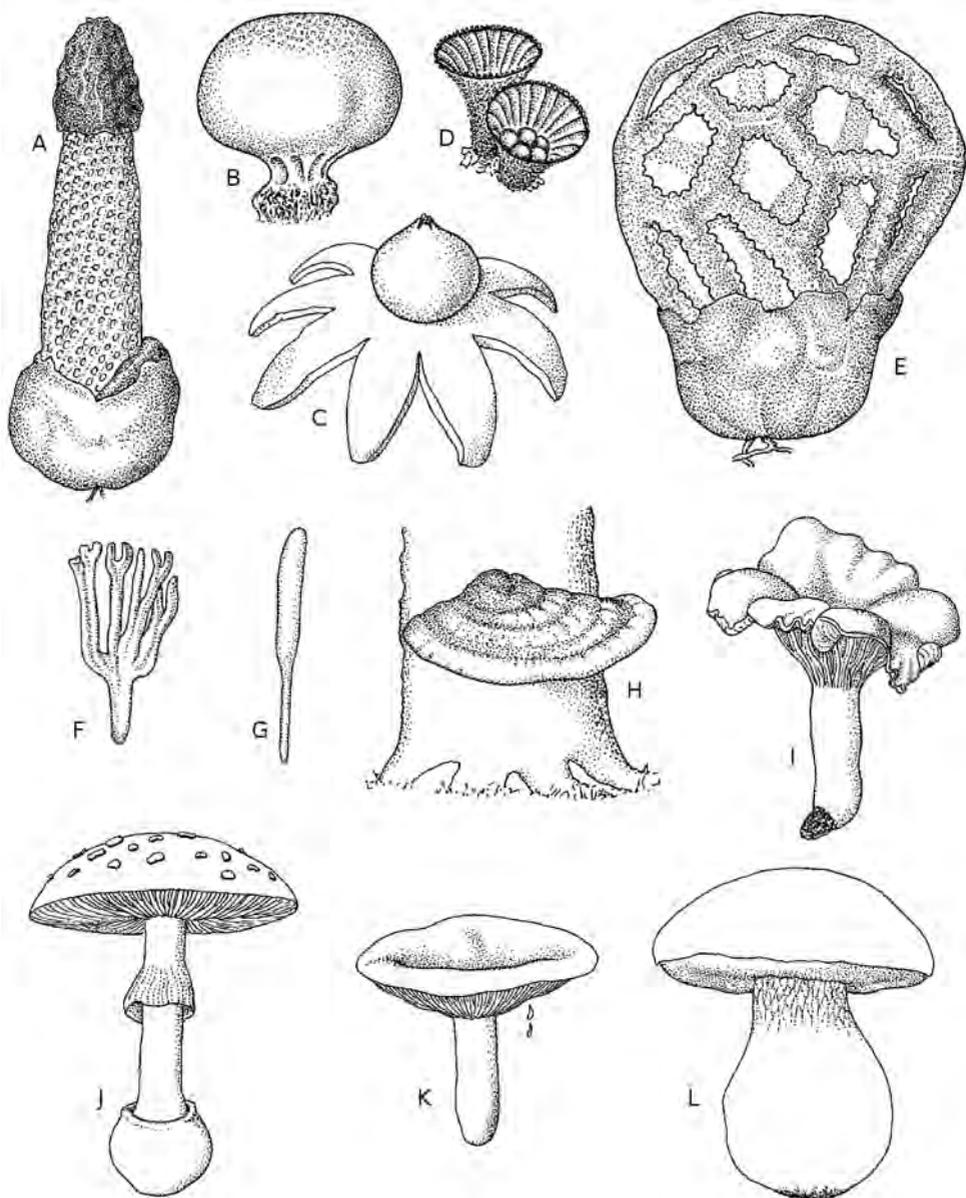


Fig. 18. Habitus chez les Basidiomycètes. **A-E.** Gastéroïde (A. *Phallus*; B. *Scleroderma*; C. *Geastrum*; D. *Cyathus*; E. *Clathrus*); **F, G.** Clavarioïde (F. *Ramaria*; G. *Clavaria*); **H.** Polyporoïde (*Polyporus*); **I.** Canthareloïde (*Cantharellus*); **J.** Amanitoïde (*Amanita*); **K.** Russuloïde (*Lactarius*); **L.** Boletoiïde (*Boletus*).

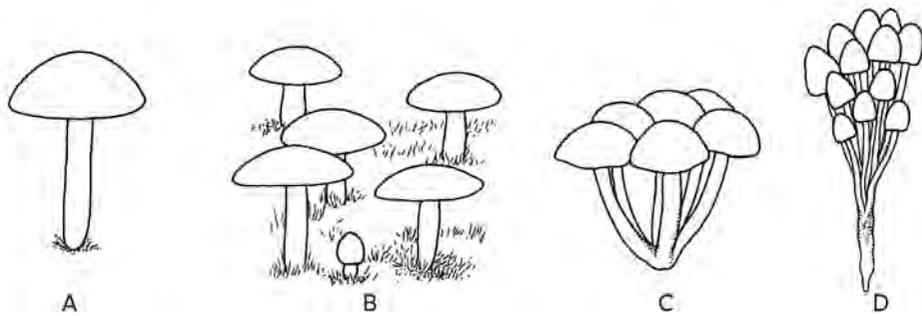


Fig. 19. Mode de croissance. **A.** Solitaire (isolé); **B.** Grégaire; **C.** Cespiteux (en touffe); **D.** Fasciculé.

Mycélium et structures souterraines

En déterrants le champignon, on pourra observer son mycélium (Fig. 20) et la présence éventuelle d'ectomycorrhizes (Fig. 21) voire d'autres structures enfouies dans le substrat (rhizomorphes, pseudorhizes, sclérotés).



Fig. 20. Feutrage mycélien jaunâtre enfoui sous la litière.

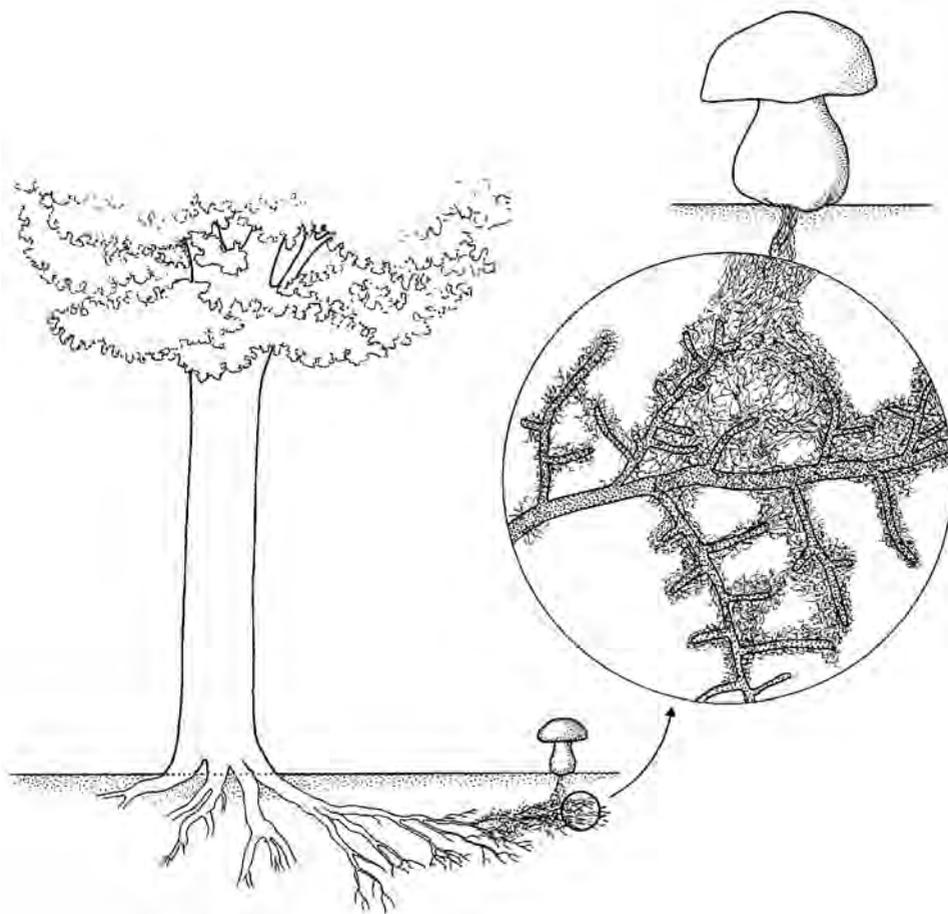


Fig. 21. Détails d'une symbiose ectomycorrhizienne.

Chez les *Termitomyces*, il est conseillé de déterrer la pseudorhize (Fig. 22) dont les caractères peuvent parfois aider à l'identification de l'espèce. Certains champignons, comme *Pleurotus tuber-regium*, forment des sclérotés, structures de réserve souterraines leur permettant de traverser la saison sèche et qu'il est intéressant de décrire.

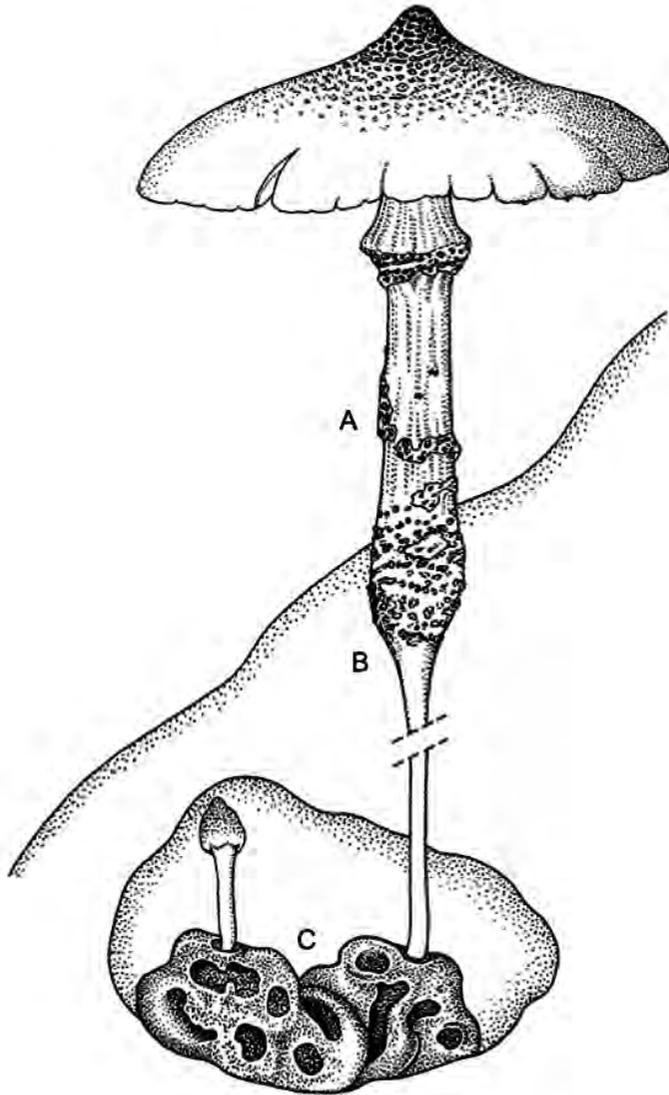


Fig. 22. *Termitomyces letestui* à la surface d'une termitière. **A.** Pied; **B.** Pseudorhize; **C.** Chambre contenant les meules produisant les mycotètes.

Chapeau (pileus)

Le chapeau est une structure très variable dont la forme (Fig. 23), le diamètre, la hauteur, la topographie de la surface, la couleur (et ses changements éventuels), le revêtement (Fig. 24) (ainsi que sa séparabilité, son élasticité, sa viscosité) et la marge (Fig. 25) sont importants. Les caractéristiques de la chair du chapeau doivent aussi être décrites.

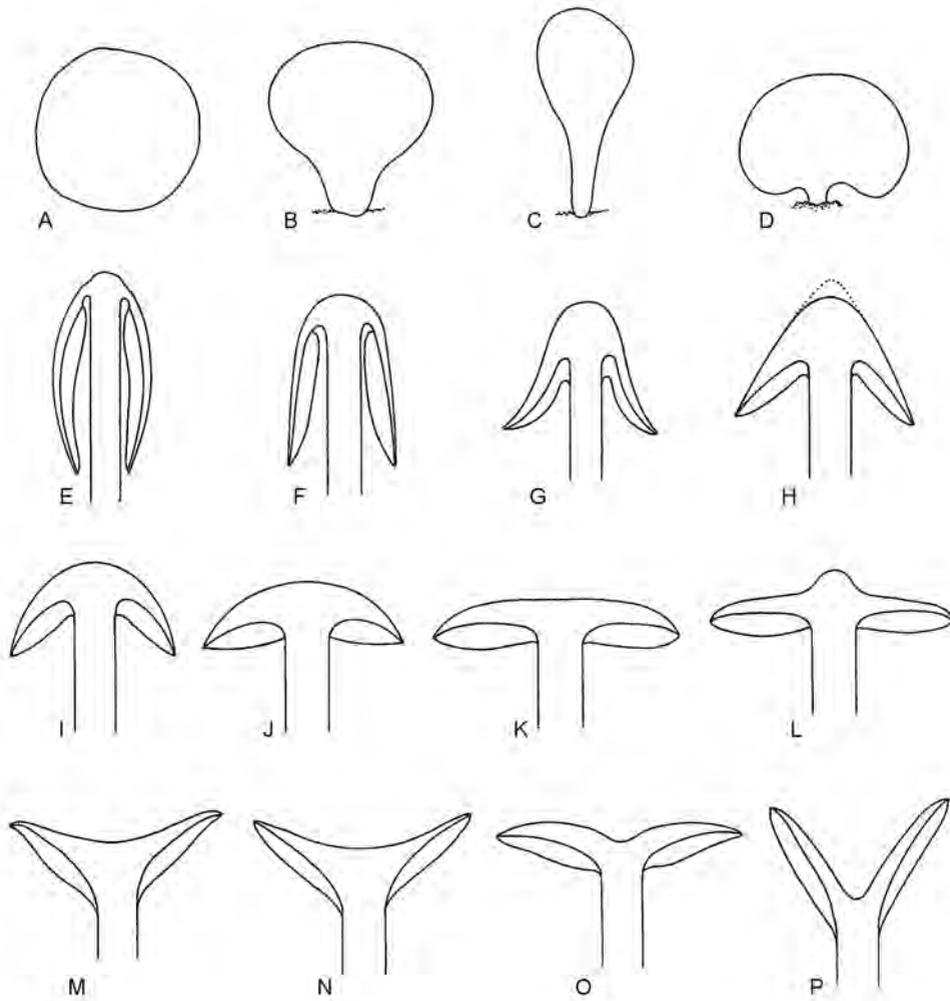


Fig. 23. Forme du chapeau. **A.** Circulaire; **B.** Flabelliforme; **C.** Spatuliforme; **D.** Réniforme; **E.** Subglobuleux; **F.** Parabolique; **G.** Campanulé; **H.** Conique; **I.** Hémisphérique; **J.** Convexe; **K.** Plan; **L.** Umboné; **M.** Déprimé; **N.** Concave; **O.** Ombiliqué; **P.** Infundibuliforme.

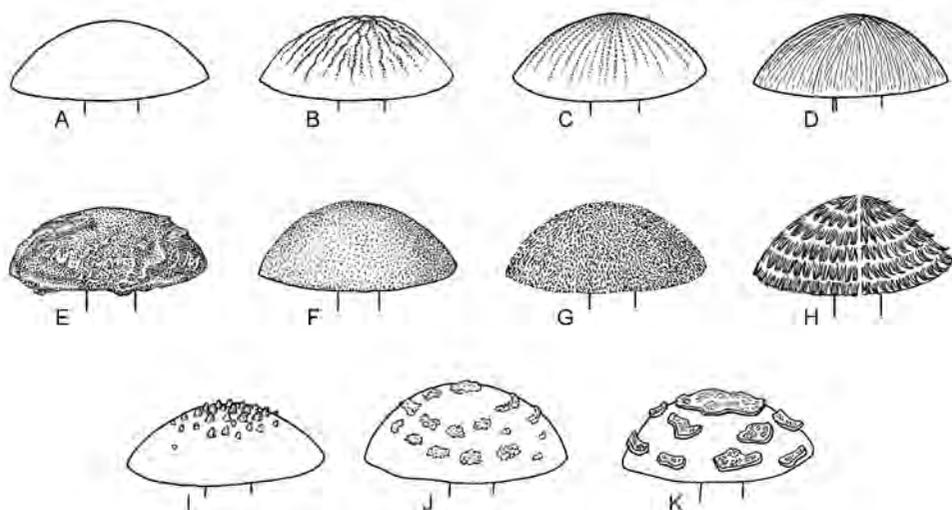


Fig. 24. Revêtement et topographie du chapeau. **A.** Uniforme; **B.** Veiné; **C.** Rimeux; **D.** Fibrilleux; **E.** Mucilagineux; **F.** Velouté; **G.** Hérissé; **H.** Squamuleux; **I, J.** Floconneux; **K.** Ecailleux.

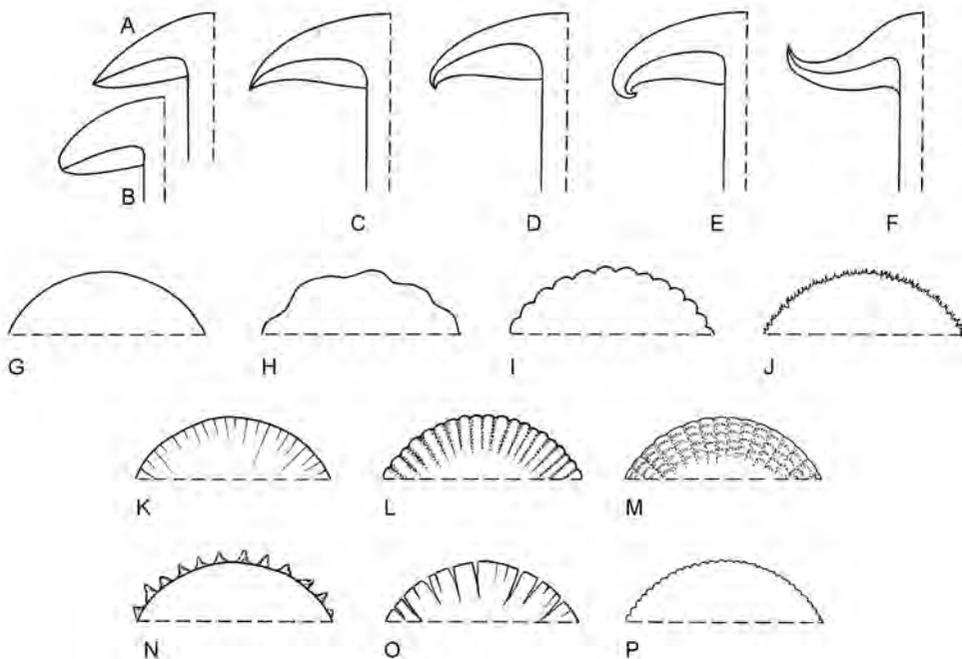


Fig. 25. Marge du chapeau. **A.** Droit aigu; **B.** Droit obtus; **C.** Infléchi; **D.** Incurvé; **E.** Enroulé; **F.** Révoluté; **G.** Uniforme; **H.** Ondulé; **I.** Lobé; **J.** Serrulé; **K.** Strié; **L.** Crénelé; **M.** Pectiné; **N.** Appendiculé; **O.** Fissuré; **P.** Crénelé.

Pied (stipe)

Les dimensions du pied, sa forme (Fig. 26), son attachement au chapeau (Fig. 27), sa structure interne (Fig. 28) et l'aspect de sa surface (Fig. 29), ainsi que sa couleur sont notés. Les caractéristiques de la chair du pied doivent également être décrites.

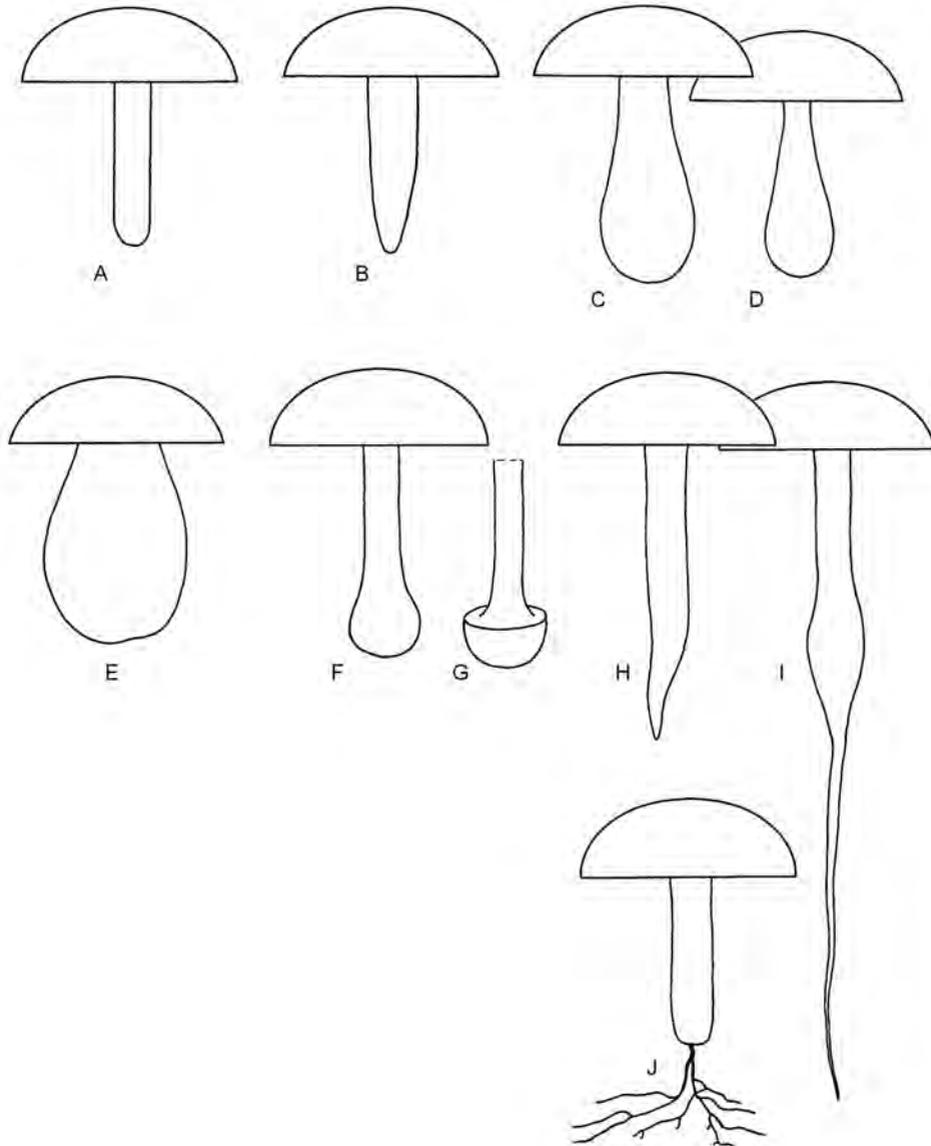


Fig. 26. Forme du pied et raccord au substrat. **A.** Cylindrique; **B.** Atténué vers le bas; **C.** Claviforme; **D.** Subclavé; **E.** Ventru; **F.** Bulbeux; **G.** Bulbeux marginé; **H.** Radicant; **I.** Pseudorhize; **J.** Rhizomorphes.

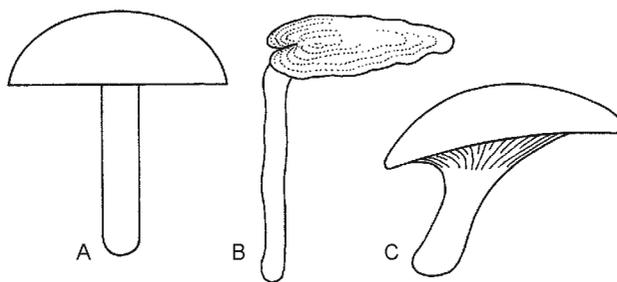


Fig. 27. Attachement du pied au chapeau. **A.** Central; **B.** Latéral; **C.** Excentrique.

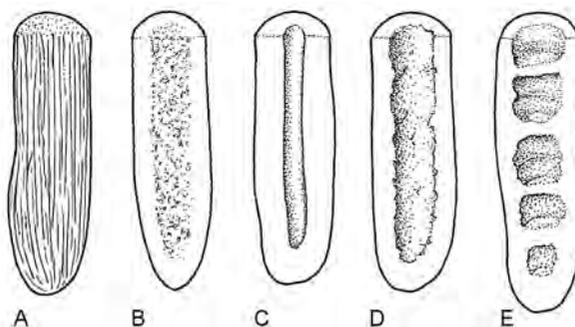


Fig. 28. Structure interne du pied. **A.** Plein; **B.** Farcî; **C.** Fistuleux; **D.** Creux; **E.** Caverneux.

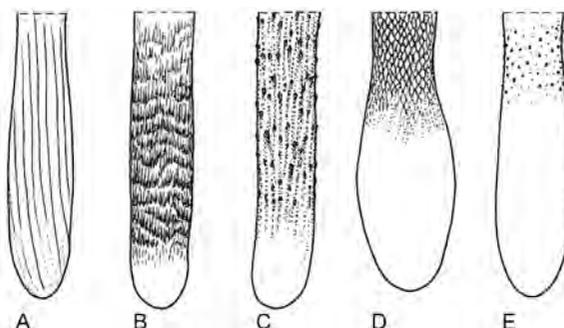


Fig. 29. Revêtement du pied. **A.** Fibrilleux; **B.** Chiné; **C.** Squarreuse; **D.** Réticulé; **E.** Pustuleux.

Voile universel et voile partiel

A l'état jeune, certains sporophores sont entièrement enveloppés d'un tissu différencié appelé voile universel et dont il ne subsiste à maturité que des fragments sur le chapeau et à la base du pied.

Chez les amanites, les restes du voile universel consistent le plus souvent en flocons à la surface du chapeau et en une volve. Les caractéristiques de la volve, notamment sa couleur et sa structure, tant à l'intérieur qu'à l'extérieur, sont importantes (Fig. 30).

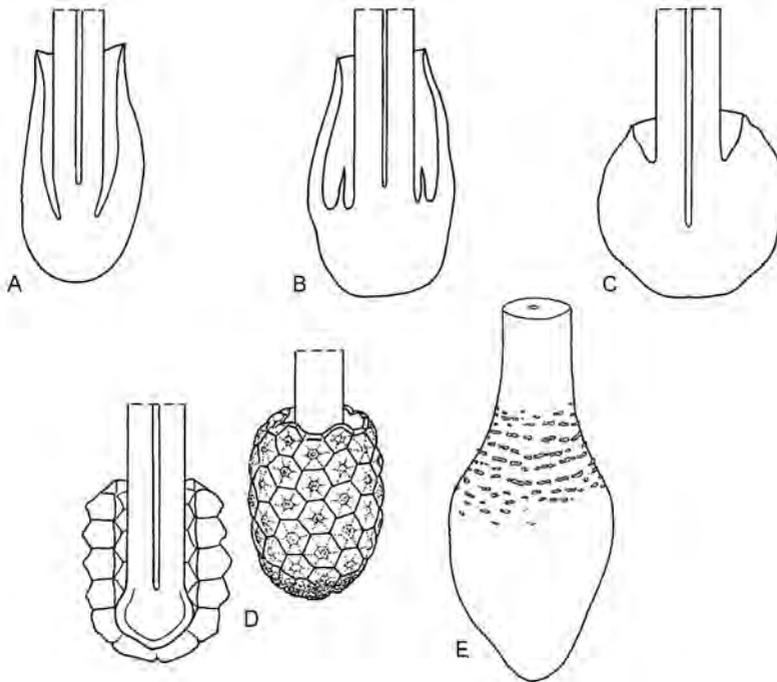


Fig. 30. Restes du voile universel à la base du pied. **A.** Volve en sac; **B.** Volve en sac à *limbus internis*; **C.** Volve circumscissile; **D.** Volve strobilacée; **E.** Volve floconneuse.

Le stipe de certains champignons présente parfois, à mi-hauteur ou un peu plus haut, un anneau ou des structures fibreuses. Ces structures sont les restes déchirés d'un tissu, appelé voile partiel qui, chez le jeune sporophore, reliait le pied à la marge du chapeau (Fig. 31).

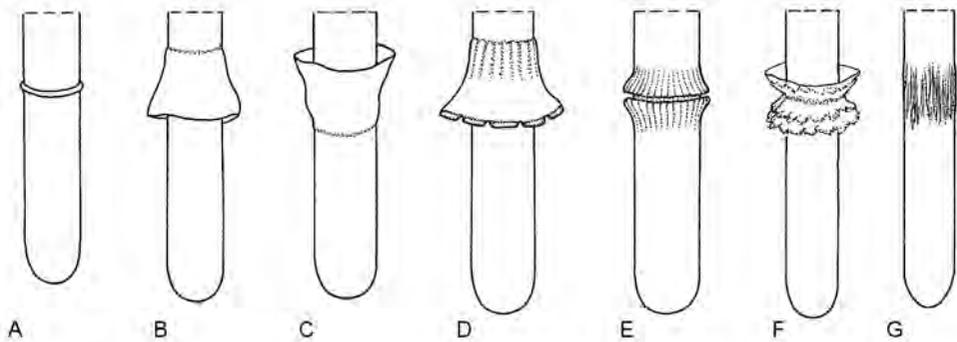


Fig. 31. Restes du voile partiel. **A.** Anneau membraneux; **B.** Anneau simple d'origine supérieure; **C.** Anneau simple d'origine inférieure; **D.** Anneau simple en roue dentée; **E.** Anneau double; **F.** Anneau mobile; **G.** Cortine.

Hyménophore

L'hyménophore est la partie du sporophore portant l'hyménium fertile sur lequel se forment les spores sexuées. Il peut être lisse, ridé, lamellé, tubulé ou aiguillonné (Fig. 32).

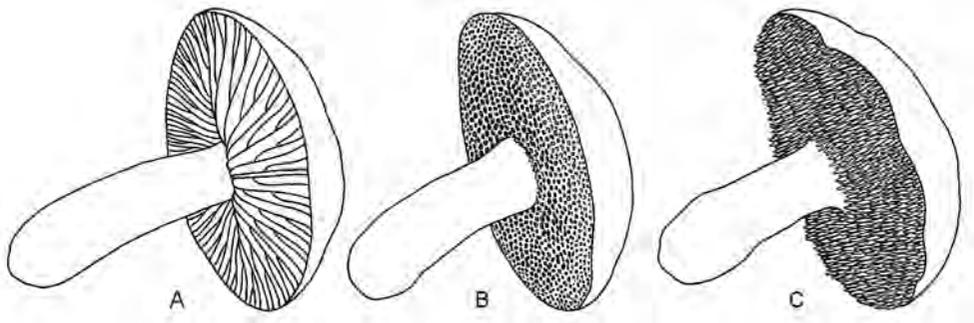


Fig. 32. Type d'hyménophore. **A.** Lamellé; **B.** Tubulé; **C.** Aiguillonné.

Chez certains champignons à hyménophore lamellé, on distingue les lamelles (L) qui vont du pied à la marge du chapeau, des lamellules (l) plus courtes et qui n'atteignent pas le pied (Fig. 33). La forme et le profil des lamelles, leur densité, leur épaisseur, ainsi que la présence de veines, de bifurcations ou d'anastomoses doivent être notés (Fig. 34). L'organisation des lamelles, leur nombre, leur séparabilité du reste du chapeau, leur type d'insertion au pied (Fig. 35) et leur couleur sont importants. La marge (ou arête) des lames peut être floculée, dentée, ondulée et différemment colorée (Fig. 36).

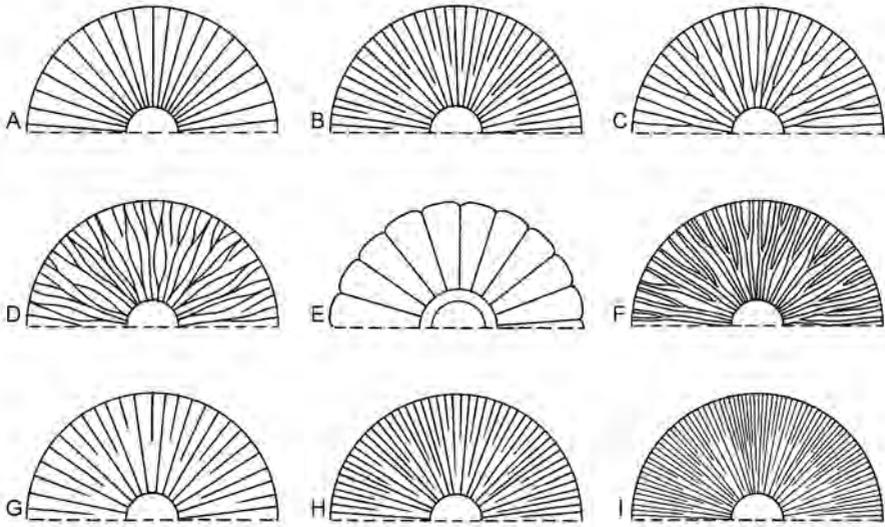


Fig. 33. Organisation d'un hyménophore lamellé. **A.** Lamelles simples; **B.** Lamelles inégales (lamelles et lamellules); **C.** Lamelles fourchues; **D.** Lamelles anastomosées; **E.** Lamelles collariées; **F.** Plis (*Cantharellus*); **G.** Lamelles espacées; **H.** Lamelles serrées; **I.** Lamelles très serrées.

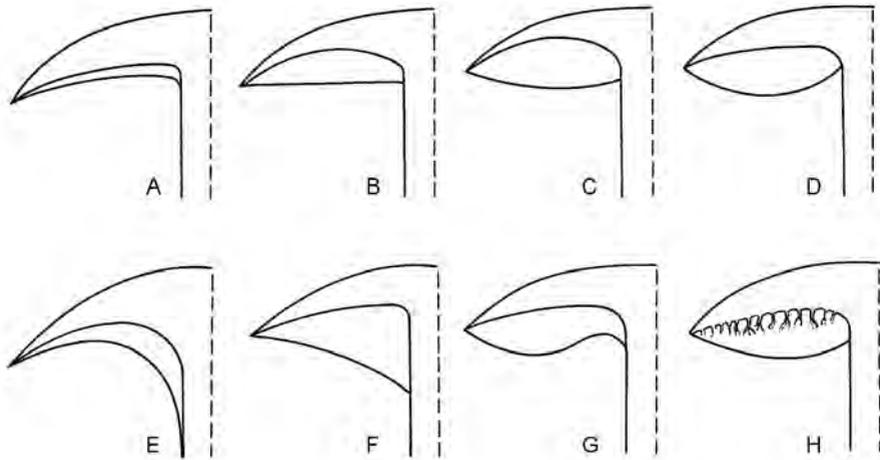


Fig. 34. Profil des lamelles. **A.** Étroit; **B.** Horizontal; **C.** Subventru; **D.** Ventru; **E.** Arqué; **F.** Triangulaire; **G.** Sinué; **H.** Veiné.

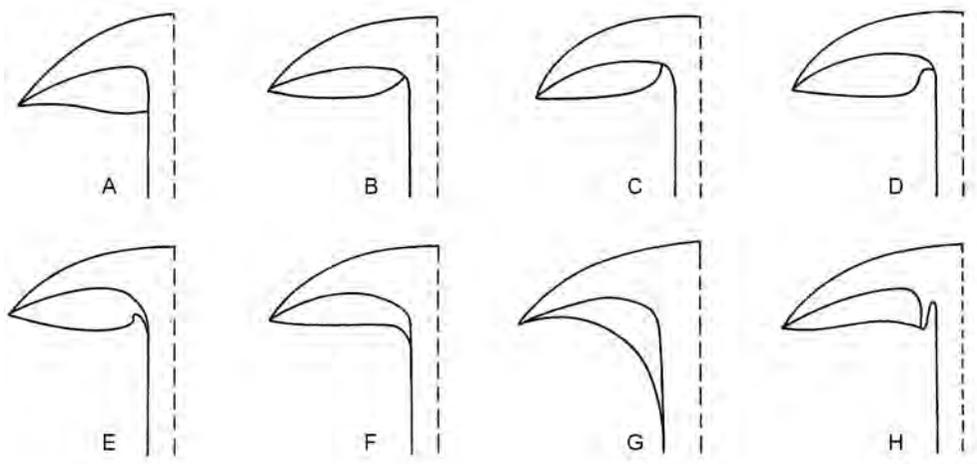


Fig. 35. Insertion des lamelles. **A.** Adné; **B.** Sublibre; **C.** Libre; **D.** Emarginé; **E.** Emarginé et décurrent par une dent; **F.** Adné et décurrent par une dent; **G.** Décurrent; **H.** Collarié.

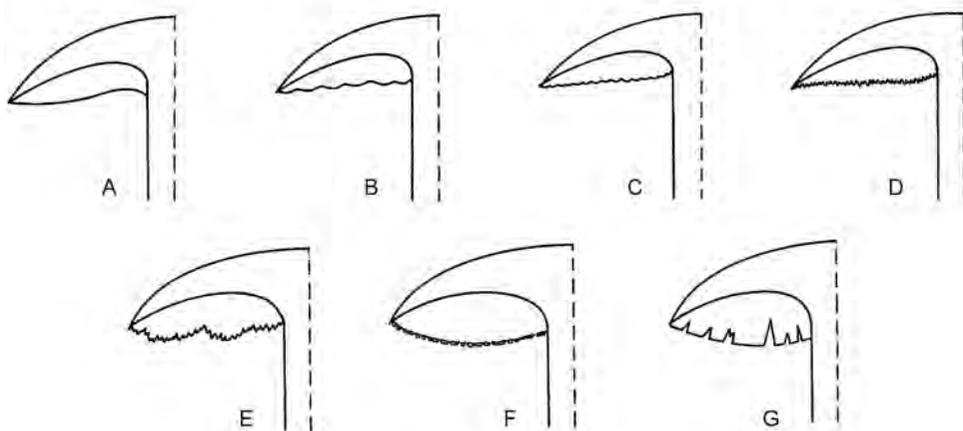


Fig. 36. Arête des lamelles. **A.** Lisse; **B.** Ondulé; **C.** Crénelé; **D.** Incisé; **E.** Erodé; **F.** Coloré; **G.** Lacinié.

Chez les champignons à hyménophore tubulé ou en aiguillons, la forme et la couleur de l'hyménophore, des pores (Fig. 37) et d'éventuels changements au froissement ou à la coupe ainsi que la hauteur et la séparabilité des tubes sont notés.

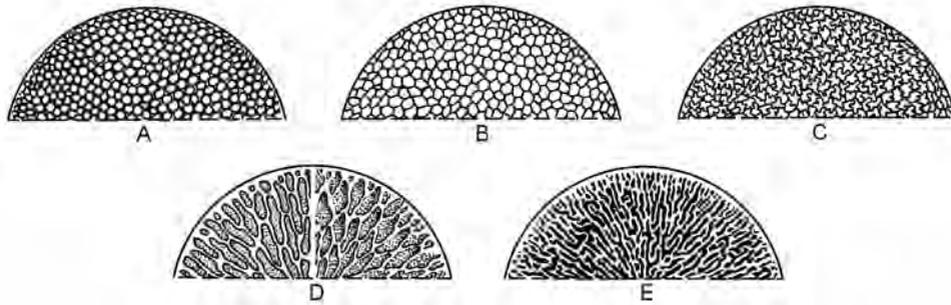


Fig. 37. Organisation d'un hyménophore tubulé. **A.** Pores ronds; **B.** Pores anguleux; **C.** Pores irréguliers; **D.** Pores anguleux allongés; **E.** Pores labyrinthiformes.

Goût et odeur

Les goûts et les odeurs sont difficiles à catégoriser mais, contrairement aux couleurs, ne peuvent être codifiés. L'appréciation de plusieurs personnes aboutit souvent à un consensus. Signalons à nouveau que le morceau de sporophore mastiqué brièvement à l'avant de la bouche ne sera jamais avalé! Le goût ainsi détecté peut être neutre, doux à âcre, piquant, acide, fongique, terreux, de farine, ... et peut être utile, notamment pour déterminer la comestibilité des *Russula* et des *Lactarius*. Il est important de noter la vitesse d'apparition du goût en bouche ainsi que son éventuel changement avec le temps (par exemple, neutre puis amer). Les odeurs sont parfois très prononcées, de fongique à fruitée, nauséabonde, fétide, rance, spermatique, farineuse, de noix de coco, ...

Latex

Au froissement ou à la coupe, certains champignons (essentiellement les *Lactarius*) laissent s'écouler un latex (Fig. 38). La couleur, le goût, la viscosité et l'abondance de ce latex sont des caractères diagnostiques importants. Certains latex changent de couleur (d'abord blanchâtre puis rougeâtre), d'autres sont immuables.



Fig. 38. Ecoulement abondant de latex, devenant progressivement noir, chez *Lactarius rubroviolascens*.

6.3. Réalisation d'une sporée

La couleur des spores constitue un des caractères les plus importants pour l'identification des Basidiomycètes. Sans sa connaissance, la détermination de l'espèce peut devenir problématique pour certains taxons. La couleur des spores est généralement déterminée en réalisant une sporée. Néanmoins, si le sporophore collecté a atteint sa maturité, les spores peuvent aussi être observées en masse sur le haut du stipe.

La technique classique (Fig. 39) consiste à couper le pied du spécimen frais et à placer le chapeau, hyménium dirigé vers le bas, sur un papier blanc. Il est recommandé de couvrir le chapeau avec un verre afin d'éviter sa dessiccation et y maintenir une atmosphère confinée humide. Quelques heures sont nécessaires pour que l'hyménium libère suffisamment de spores et qu'on puisse juger de leur couleur en masse. L'expérience a montré que cette technique doit être appliquée dans un délai très court après la récolte au risque de ne pas donner entière satisfaction.

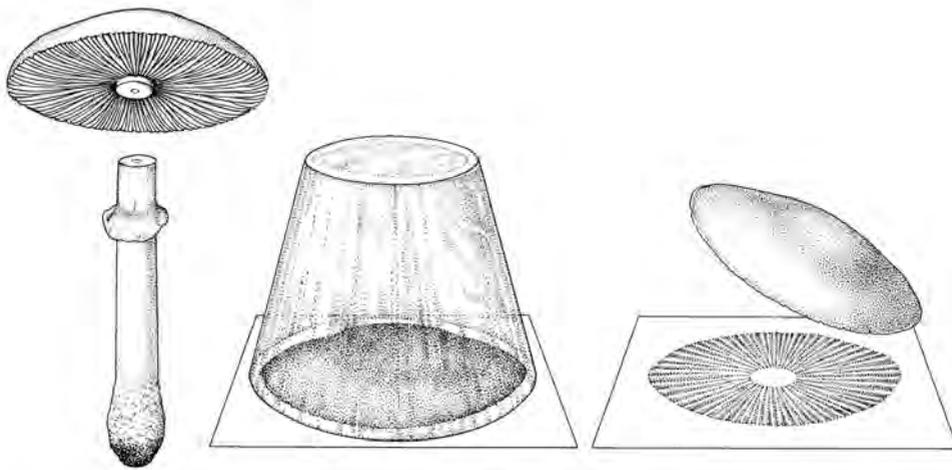


Fig. 39. Méthode classique d'obtention d'une sporée.

Une méthode alternative est préconisée et donne de meilleurs résultats en régions tropicales humides. Elle consiste à prélever un petit morceau du chapeau du spécimen frais et de le placer, hyménium dirigé vers le bas, sur un morceau de plastique transparent de type 'rétroprojecteur'. Plusieurs spécimens peuvent être placés côte à côte sur des petits morceaux de plastique de 10 cm² découpés au préalable. Pour éviter tout risque de confusion, le mycologue indiquera, à l'aide d'un feutre à encre indélébile, le numéro du spécimen sur chacun des plastiques correspondants. Afin de maintenir un taux d'humidité élevé et de favoriser la libération des spores, un des tamis non utilisé pour le séchage est placé par dessus et couvert d'un tissu humide. La couleur des spores peut être observée endéans quelques heures.

Le numéro du spécimen et la date d'observation de la sporée fraîche sont transcrits dans le carnet de récolte ou sur le formulaire de description. L'évaluation de la couleur ne peut se faire qu'à l'aide d'un code de couleurs, par exemple le Methuen, la codification standard et la dénomination des teintes qui y sont adoptées permettant une comparaison fiable des résultats.

Le chapeau complet ou le morceau de chapeau ainsi que le support couvert par la sporée sont ensuite placés dans le séchoir. Durant le séchage, la couleur de la sporée peut se modifier et il convient de noter ces changements dans le carnet de récolte ou sur le formulaire de description. Selon la méthode utilisée, le papier blanc ou le plastique transparent est placé dans une enveloppe en papier qui sera jointe au spécimen et conservée en herbier.

6.4. Prélèvement de tissu pour analyses moléculaires

A l'instar des études menées sur les plantes, les résultats d'analyses moléculaires enregistrés ces quinze dernières années ont permis d'importants progrès pour la compréhension de la phylogénie et pour la clarification de la taxonomie des champignons. L'extraction, la purification, l'amplification par PCR et le séquençage des acides nucléiques constitutifs de l'ADN comptent parmi les étapes importantes de ce type d'analyse.

La pureté et la qualité de l'ADN analysé conditionnent la fiabilité des séquences qui sont obtenues. Les analyses moléculaires sur spécimens d'herbier posent souvent problème en raison de la destruction des brins d'ADN qui peut survenir lors d'un séchage sur une source de chaleur trop vive ou du fait de leur dégradation au cours du temps. Le prélèvement d'un morceau de tissu sur le spécimen fraîchement récolté et son stockage en CTAB garantissent par contre la préservation de l'ADN (Buyck *et al.*, 2010).

La manipulation requiert évidemment des conditions d'asepsie totale des instruments et des mains de l'opérateur afin d'éviter toute contamination. Il convient tout d'abord de se désinfecter les mains à l'alcool à brûler à 80°. Le scalpel et la pince utilisés sont eux aussi stérilisés à l'alcool puis passés à la flamme d'un briquet ou d'une allumette. Le sporophore est coupé longitudinalement en deux parties. Le prélèvement d'un petit fragment de la chair du chapeau d'environ 5 × 5 × 5 mm est alors effectué soigneusement en veillant à ne pas inciser le revêtement piléique qui peut être à l'origine de contaminations. Il faut également éviter de prélever dans des zones visiblement colonisées par des vers ou des insectes et qui pourraient être souillées. Les instruments sont désinfectés autant de fois que le mycologue le juge nécessaire pour garantir au mieux leur stérilité au cours de la manipulation, et en tout cas avant chaque contact avec les tissus du champignon (Fig. 40). Le fragment de tissu est placé sans tarder dans un récipient Eppendorf contenant 0.2 ml de tampon de lyse CTAB. Le récipient est fermé rapidement et hermétiquement et le numéro du spécimen correspondant à l'échantillon est indiqué sur le capuchon à l'aide d'un feutre à encre indélébile. Préservés de cette manière et conservés à température ambiante, les échantillons restent utilisables 1 mois. La conservation peut se prolonger de 6-12 mois au réfrigérateur (0-4°C).



Fig. 40. Prélèvement d'un fragment de chair de chapeau en vue d'analyses moléculaires.

6.5. Réactions macrochimiques

Les tissus de certains champignons ont la propriété de réagir par un changement de couleur lorsqu'ils sont mis en contact avec certains composés chimiques. Ce caractère est des plus précieux d'autant qu'il permet souvent de discriminer des espèces très voisines au sein de certains groupes. Pour être vraiment significative, une réaction doit néanmoins être nette et franche et il ne faut attacher aucune importance à une légère différence dans le degré d'intensité ou dans un faible écart de teinte.

Etablir une liste exhaustive des réactifs chimiques utilisables en mycologie sort du contexte de cet ouvrage. Les plus usuels et les plus classiques sont énumérés ci-dessous ainsi que les types de réactions auxquelles le mycologue peut s'attendre en les appliquant sur les tissus fongiques. Des listes plus complètes de réactifs sont données par Josserand (1983) et Buyck *et al.* (2010), des exemples illustrés et des fiches techniques sont disponibles sur <http://www.champignons-passion.be/main.htm>.

Acide chlorhydrique (HCl) et acide sulfurique (H₂SO₄)

Les acides forts doivent être manipulés avec précaution car ils sont extrêmement corrosifs. De plus, les vapeurs qui se dégagent du flacon ouvert d'HCl sont très irritantes. Ils sont généralement utilisés à 5% en solution dans l'eau. Au contact de HCl, diverses colorations, du rose au violet, apparaissent notamment chez certaines espèces du genre *Amanita*.

Soude (NaOH) et potasse (KOH)

Les bases fortes sont également très corrosives. Elles sont utilisées en solution aqueuse à 5% et donnent souvent des colorations semblables lorsqu'elles sont appliquées sur les tissus d'une même espèce. Elles peuvent provoquer l'apparition de coloration verte ou bleue chez certaines Boletales.

Ammoniaque (NH₄OH)

L'ammoniaque concentrée est irrespirable et irritante pour la muqueuse nasale. L'évaporation rapide du gaz ammoniac de la solution, et conséquemment la perte d'efficacité du réactif, peut être évitée en le stockant dans un flacon hermétiquement fermé. Ses réactions rappellent celles obtenues avec les bases fortes.

Sulfate de fer (FeSO₄)

Ce réactif se présente sous la forme de cristaux qui peuvent être conservés dans un tube hermétique mais qui peuvent également être mis en solution aqueuse à 10% avant utilisation. Un procédé commode sur le terrain est de frotter directement un cristal de sulfate de fer sur les tissus fongiques. La coloration verte est très discriminante pour l'identification de certaines espèces au sein du genre *Russula*.

Acide nitrique (HNO₃) (80%) + aniline (C₆H₇N)

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

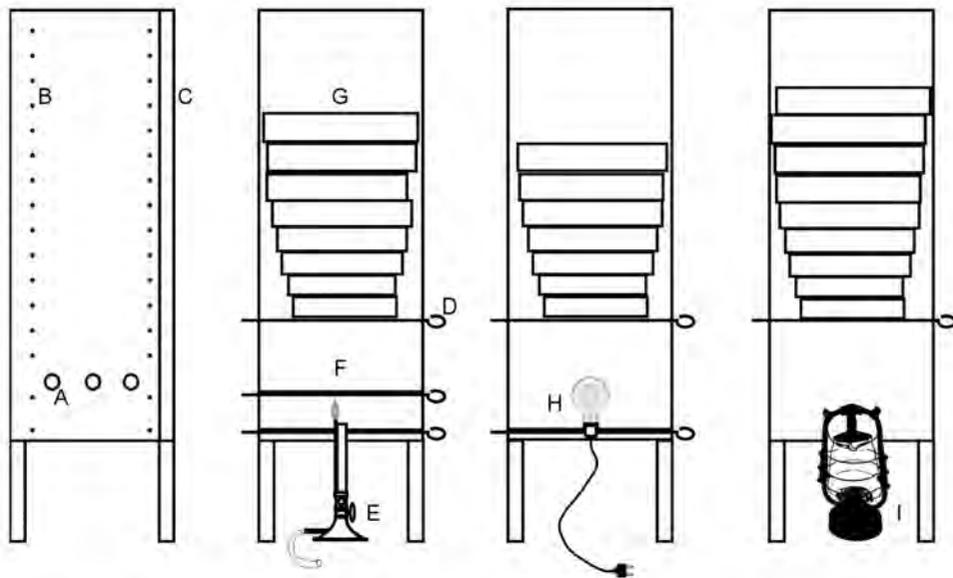


Fig. 41. Séchoir (vue latérale). **A.** Trous d'aération; **B.** Perforations pour les broches; **C.** Charnières. Dispositif au gaz (en coupe). **D.** Broches; **E.** Brûleur; **F.** Plaque de dissipation de chaleur; **G.** Tamis. Dispositif à l'électricité (en coupe). **H.** Soquet et ampoule 100 W. 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
<u>Date de récolte:</u> 4 avril 2006	
<u>Localité:</u> Gabon, Province de l'Ogooué-Ivindo, Makokou, station de recherche d'Ipassa	
<u>Coordonnées géographiques:</u> N 0°30'05" - E 12°47'42"	
<u>Alt.:</u> 475 m	
<u>Végétation:</u> forêt primaire	
<u>Écologie:</u> en groupe, au pied de <i>Gilbertiodendron dewevrei</i>	
<u>Nom vernaculaire:</u> 'tourou bamba' (langue Baka)	
<u>Note:</u> comestible	
<i>Cantharellus luteopunctatus</i> (Beeli) Heinem.	
<u>Déterminavit:</u> J. Degreef, 10 mai 2006	
<u>Doubles déposés à:</u> 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 révélant 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).

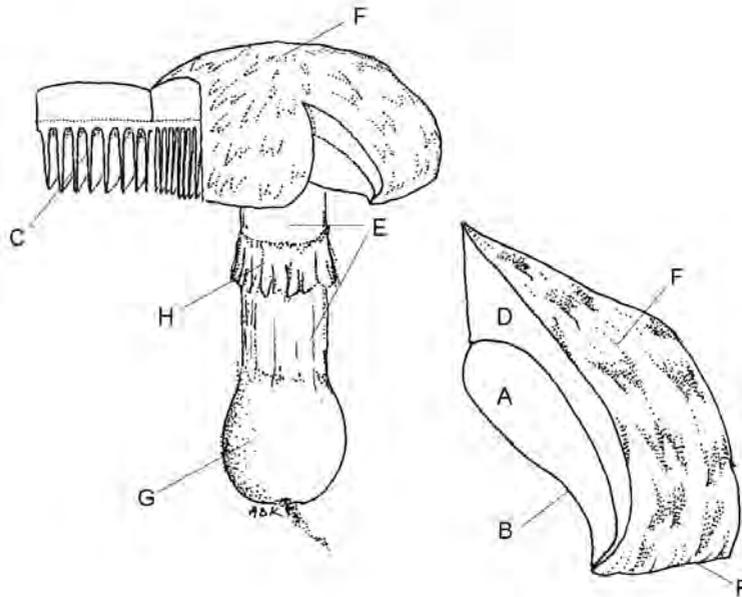


Fig. 45. Zone de prélèvement d'échantillons sur un sporophore en vue d'une étude microscopique. **A.** Face des lamelles; **B.** Arête des lamelles; **C.** Trame des lamelles; **D.** Contexte du chapeau; **E.** Revêtement du pied (haut - bas); **F.** Revêtement du chapeau (marge - mi-rayon - sommet);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

Iode 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 - Noyaux des basides.

Bleu de crésyl

Solution aqueuse (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 (Cléménçon, 2004).

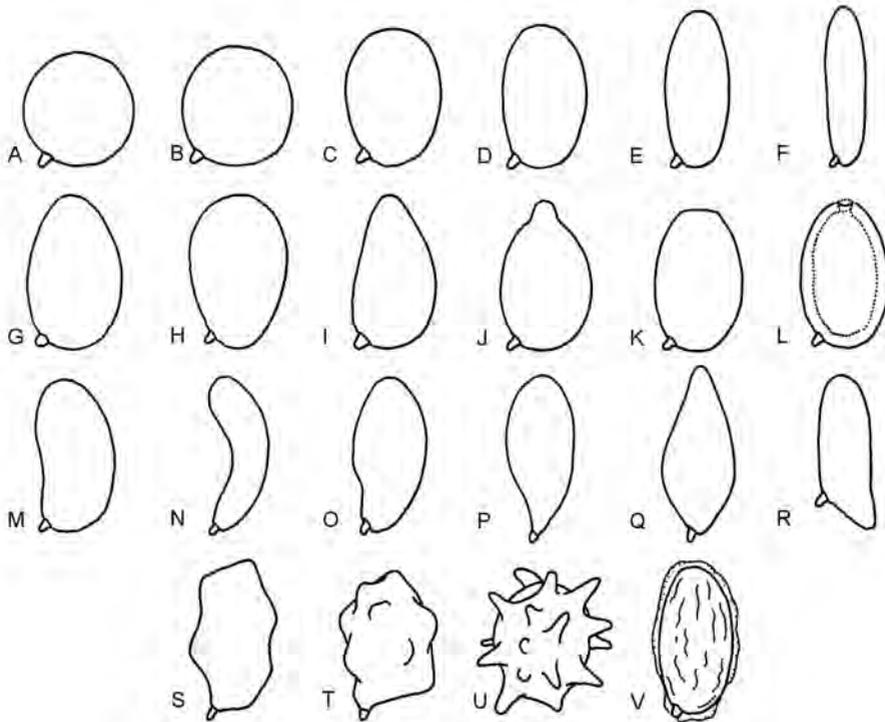


Fig. 47. Forme des basidiospores (vue de profil). **A.** Globuleux; **B.** Subglobuleux; **C.** Largement ellipsoïde; **D.** Ellipsoïde; **E.** Longuement ellipsoïde; **F.** Cylindrique; **G.** Ovoïde; **H.** Obovoïde; **I.** Amygdaliforme; **J.** Papillé; **K.** Tronqué; **L.** Ellipsoïde à pore apical; **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 μm de longueur (rarement -40 μm). 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 (l , en vue de profil) sont ainsi mesurées (Fig. 48) et le rapport $Q = L / l$ 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 l , 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.

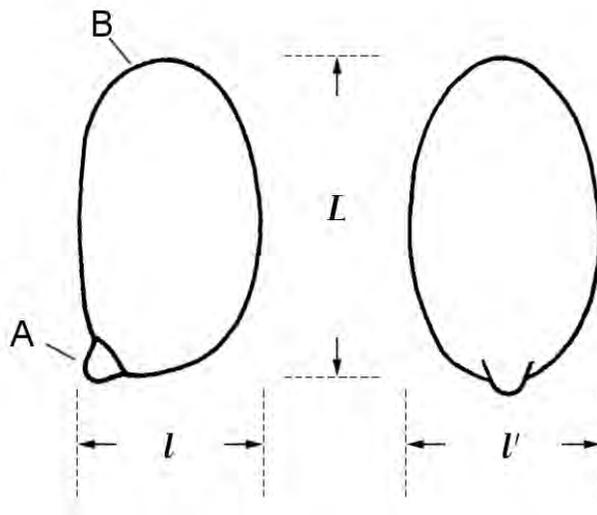


Fig. 48. Mesure d'une basidiospore. A = Apicule ; B = Apex ; L = Longueur (de profil); l = largeur (de profil) ; l' = largeur (de face, habituellement non mesurée).

Expression des dimensions sporales

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

$$(L_{\min}) L_{\inf} - L_{\text{moy}} - L_{\text{sup}} (L_{\max}) \times (l_{\min}) l_{\inf} - l_{\text{moy}} - l_{\text{sup}} (l_{\max})$$

L_{\min} = longueur minimale observée

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

L_{moy} = moyenne arithmétique de la longueur

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

L_{\max} = longueur maximale observée

l_{\min} = largeur (de profil) minimale observée

$$l_{\inf} = l_{\text{moy}} - 1.96 \times \sigma l$$

l_{moy} = moyenne arithmétique de la largeur (de profil)

$$l_{\text{sup}} = l_{\text{moy}} + 1.96 \times \sigma l$$

l_{\max} = largeur (de profil) maximale observée

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

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

$$(Q_{\min}) Q_{\inf} - Q_{\text{moy}} - Q_{\text{sup}} (Q_{\max})$$

Q_{\min} = rapport L/l minimal

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

Q_{moy} = moyenne arithmétique du rapport L/l

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

Q_{\max} = rapport L/l maximal

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

Les valeurs calculées ($\pm 1.96 \times \sigma$) 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 (Clémenton, 2004).

Rappelons que l'observation des ornements 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 ornements.

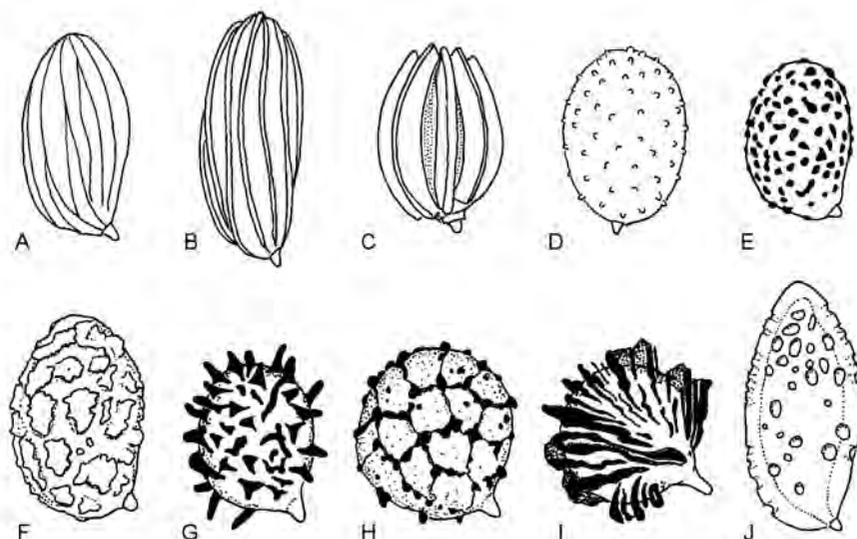


Fig. 49. Type d'ornementation des basidiospores. **A.** Strié; **B.** Finement costé; **C.** Costé; **D.** Ponctué; **E, F.** Verruqueux; **G.** Echiné; **H.** Réticulé; **I.** Zébré; **J.** Alvéolé.

- **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 'sphérocytes') et la trame 'divergente' (Fig. 50).

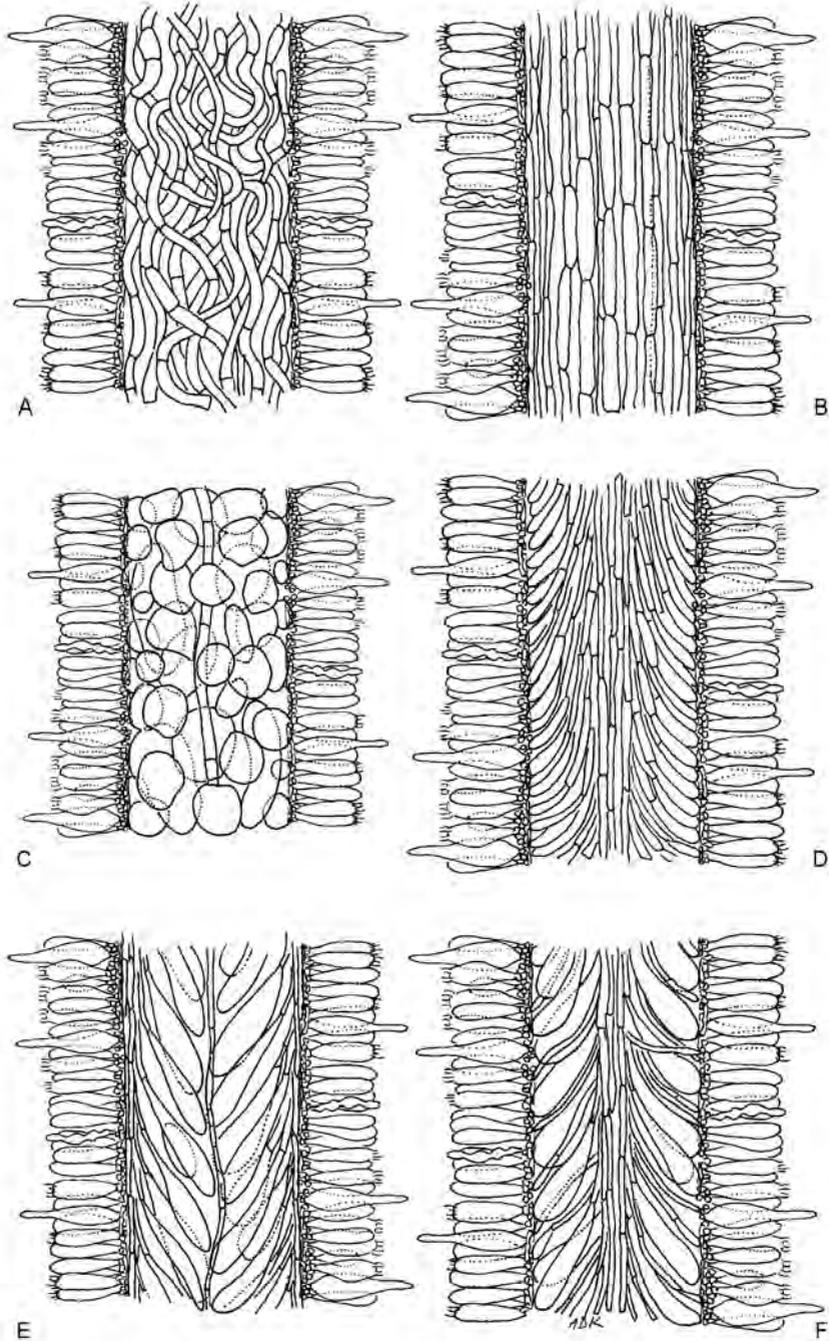


Fig. 50. Type de trame (arête de lamelle en bas). **A.** Irrégulier; **B.** Régulier; **C.** Cellulaire; **D.** Divergent; **E.** Inversé; **F.** Divergent bilatéral à médiostate différenciée.

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).

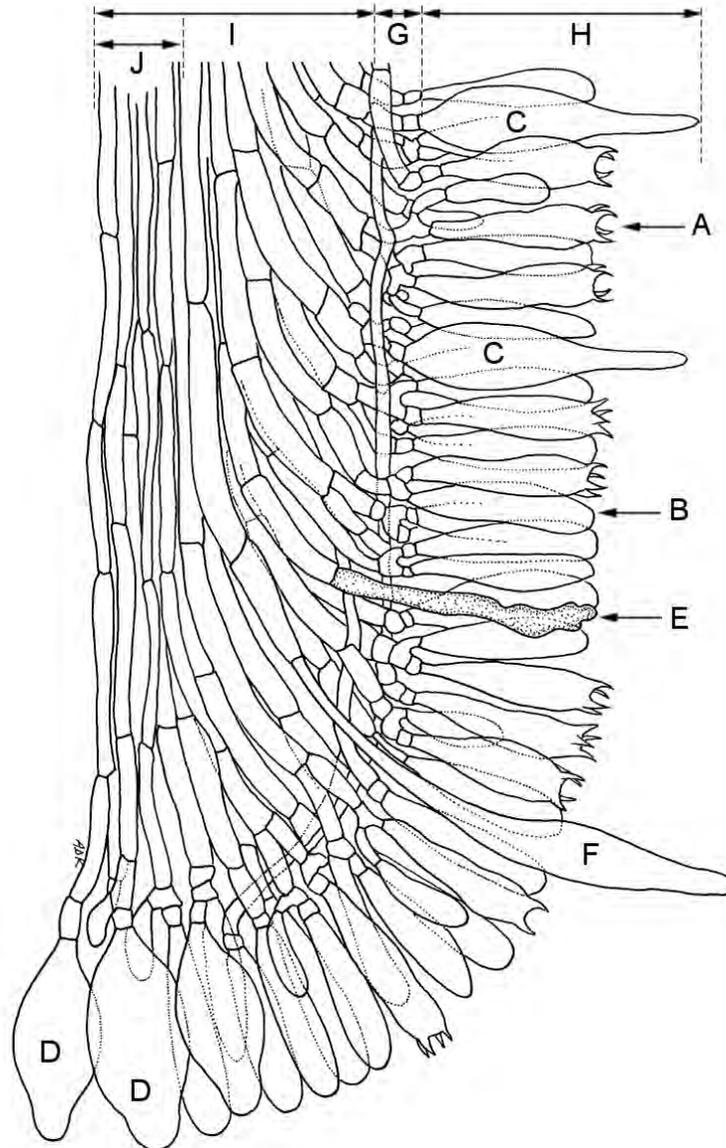


Fig. 51. Détail de l'hyménium d'une lamelle de Basidiomycète (arête de lamelle en bas).

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).

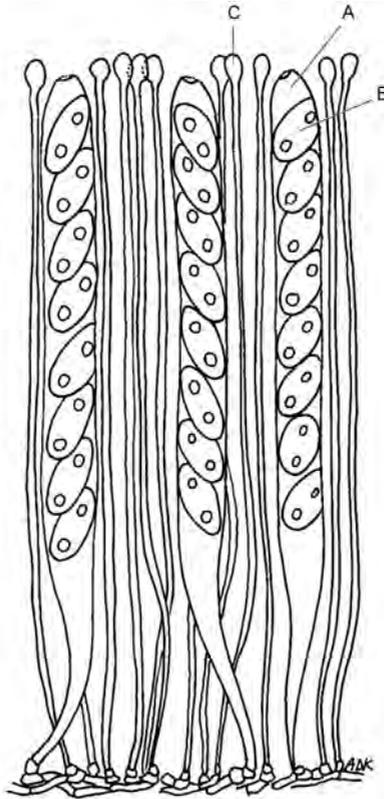


Fig. 52. Détail de l'hyménium d'un Ascomycète (*Cookeina*) . **A.** Asque; **B.** Ascospore guttulée; **C.** Paraphyse.

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).

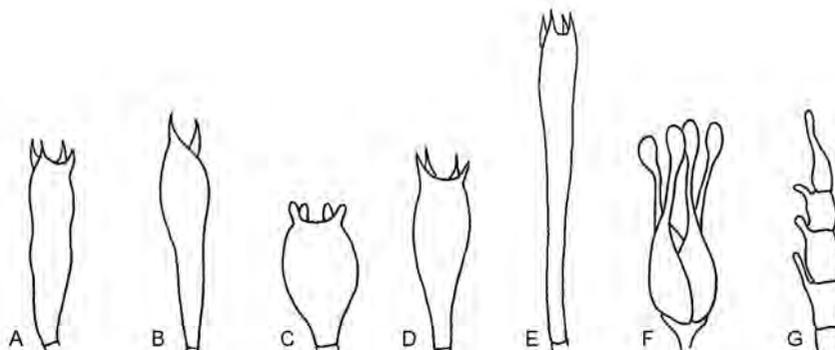


Fig. 53. Type de baside. **A.** Tétrasporique; **B.** Bisporique; **C.** Ventru; **D.** Clavé; **E.** Elancé; **F.** Cloisonné longitudinalement; **G.** Cloisonné transversalement.

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 Cléménçon (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 (pilécystides) 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.

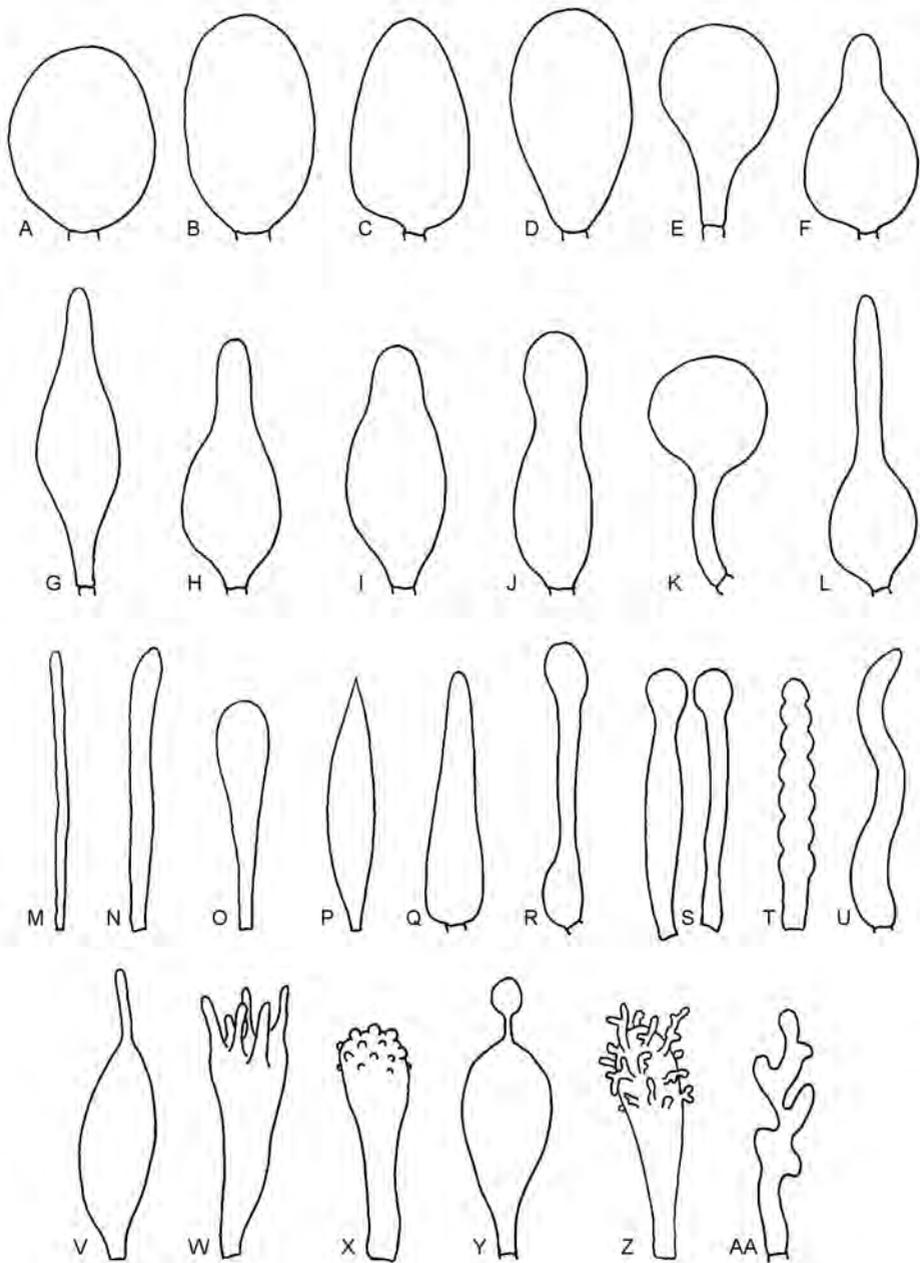


Fig. 54. Type de cystide. **A.** Globuleux; **B.** Ellipsoïde; **C.** Ovoïde; **D.** Obovoïde; **E.** Piriforme; **F.** Obpiriforme; **G.** Fusiforme; **H.** Lagéniforme; **I, J.** Utriforme; **K.** Sphéropédonculé; **L.** Ampullacé; **M.** Filiforme; **N.** Cylindrique; **O.** Claviforme; **P.** Lancéolé;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

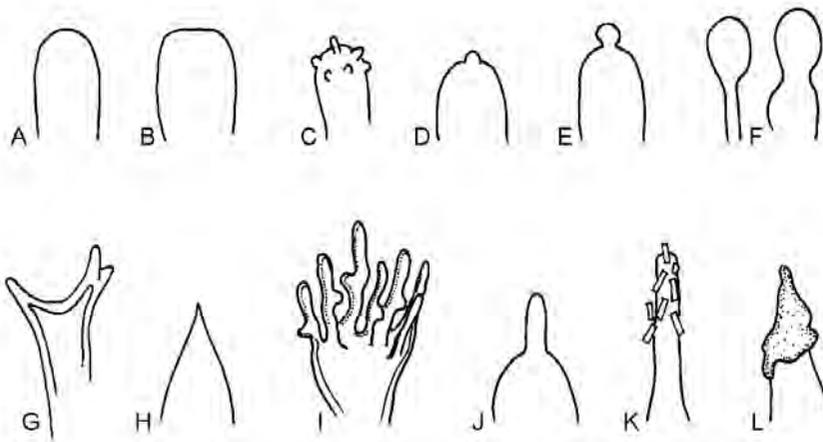


Fig. 55. Apex de cystide. **A.** Arrondi; **B.** Tronqué; **C.** Verruqueux; **D.** Mucroné; **E.** Boutonné; **F.** Capité; **G.** Bifurqué (à trifurqué); **H.** Aigu; **I.** En brosse; **J.** Rostré; **K.** Incrusté; **L.** Muriqué.

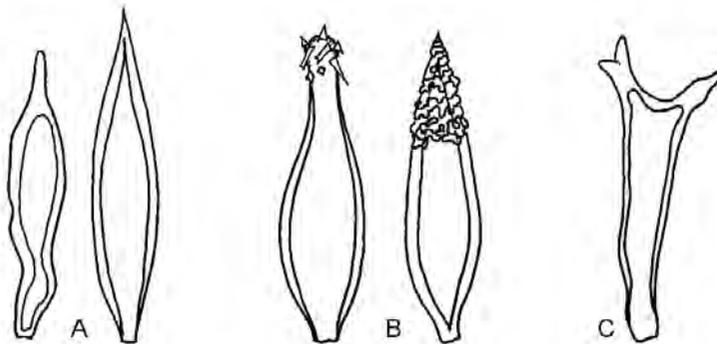


Fig. 56. Diversité des lamprocystides. **A.** Lamprocystide classique; **B.** Lamprocystide métuloïde; **C.** Lamprocystide bifurquée.

- **Revêtement piléique et voile universel** (Grossissement 250-500x)

La surface du chapeau est constituée d'un tissu, le revêtement piléique, souvent différencié du reste de la chair et qui détermine l'aspect, la couleur et parfois la topographie du chapeau. Chez de nombreux taxons, le revêtement piléique est orné de squames, écailles, méchules, fibrilles, flocons, granules, ... ainsi que de restes du voile universel qu'il faut bien distinguer du revêtement en soi.

Le type de cellules (sphériques ou allongées), leur organisation (dressées, entremêlées ou couchées) et leur nombre (couche simple ou couches multiples) déterminent l'aspect et le type de revêtement piléique (Fig. 57), notamment:

- Revêtement peu différencié, presque continu avec la chair du chapeau (*Cantharellus*).
- Revêtement tomenteux, à aspect mat et feutré, composé d'hyphes emmêlés (Fig. 57A).
- Revêtement filamenteux-fibreux, composé d'une couche d'hyphes couchés (parallèles ou emmêlés) différenciés du contexte et souvent séparable comme une cuticule (Fig. 57B). Cette cuticule est parfois différenciée en épicutis (couche superficielle) reposant sur un hypoderme (couche à éléments plus gros) (*Russula*, *Volvariella*).
- Revêtement trichodermique, composé de cellules allongées et dressées perpendiculairement au chapeau formant une couche dense évoquant du velours (*Lactarius inversus*) (Fig. 57 C).
- Revêtement cellulaire, composé d'une couche de cellules isodiamétriques, bien différentes de celles de la chair du chapeau (*Pluteus*, certains *Marasmius*).
- Revêtement hyméniforme avec cellules en brosse (certains *Marasmius*) (Fig. 57D).
- Revêtement palissadique, à aspect velouté, composé d'hyphes longs et arrangés parallèlement et très régulièrement (Fig. 57E).
- Revêtement hyméniforme, semblable à un hyménium composé de cellules plus ou moins claviformes organisées de façon anticlinale (en palissade) par rapport au contexte du chapeau (*Lactarius congolensis*) (Fig. 57F).

L'aspect du revêtement piléique peut changer avec l'épanouissement du sporophore et sous l'influence du climat. Un revêtement d'abord trichodermique et mat peut devenir filamenteux et luisant sous l'effet de la pluie. Les observations du revêtement piléique doivent idéalement être réalisées sur des sujets jeunes et adultes, et aussi bien au centre qu'à la marge du chapeau.

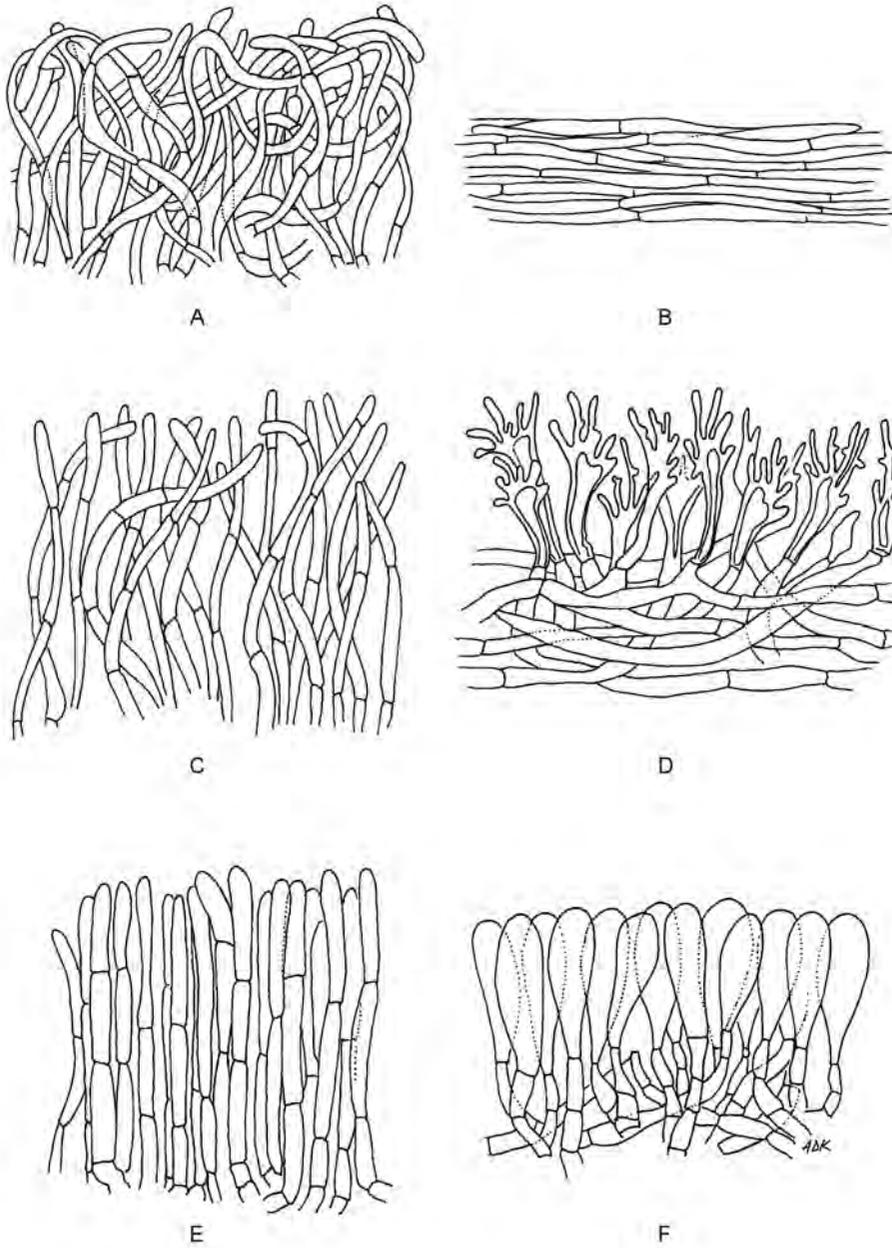


Fig. 57. Type de revêtement piléique. **A.** Tomentum; **B.** Cutis; **C.** Trichoderme; **D.** Hyméniderme avec cellules en brosse; **E.** Palissadoderme; **F.** Hyméniderme.

- **Revêtement du stipe, volve, anneau et anses d'anastomose**
(Grossissement 500-1000x)

Chez une même espèce, le revêtement du stipe peut être identique ou différer de celui du chapeau. Les techniques de prélèvement et d'observation microscopique sont comparables à celles mentionnées pour le chapeau. Les structures vélaire au niveau du stipe sont parfois visibles à mi-hauteur sous la forme d'un anneau et à sa base sous la forme d'une volve. Les hyphes constituant l'intérieur et l'extérieur de l'anneau (surtout pour les *Agaricus*) et de la volve doivent être distingués.

Les hyphes de la surface du stipe doivent être prélevés pour y rechercher la présence éventuelle d'anses d'anastomose (boucles) (Fig. 58), reliquats du transfert complexe des noyaux lors de la multiplication des hyphes chez les Basidiomycètes. Bien qu'elles soient parfois difficilement observables, la présence ou l'absence d'anses d'anastomose constitue un caractère d'assez grande valeur taxonomique.

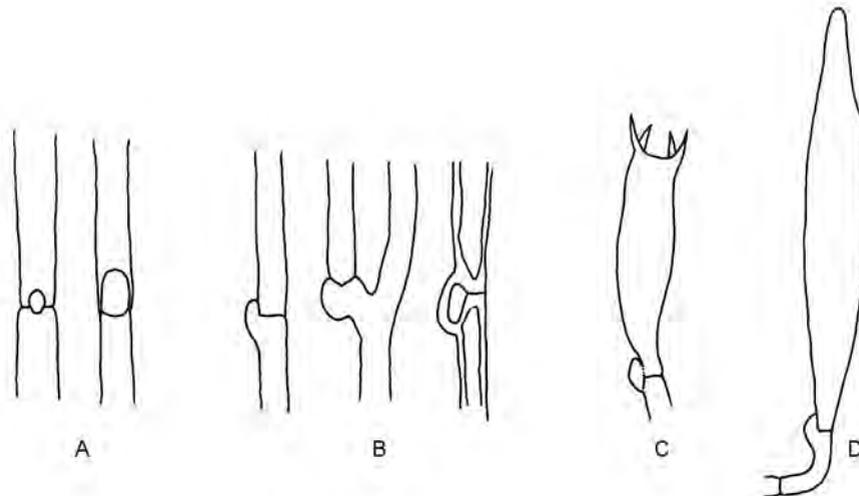


Fig. 58. Anses d'anastomose. **A.** Vue de face; **B.** Vue de profil; **C.** Située à la base d'une baside; **D.** Située à la base d'une cystide.

- **Poils** (Grossissement 250-750x)

Le prélèvement minutieux d'un fragment de revêtement, à plusieurs endroits du sporophore, est réalisé sous le binoculaire. L'examen microscopique des poils éventuellement présents sur le stipe ou sur le chapeau révèle souvent une certaine analogie avec ceux ornant l'arête des lamelles.

- **Chair** (Grossissement 250-500x)

La chair s'étudie sur des coupes faites dans la partie centrale du chapeau. La forme des hyphes sera observée, ainsi que la présence éventuelle d'hyphes oléifères et laticifères, souvent plus larges, de morphologie différente et à contenu opaque ou coloré par des pigments inter- ou intracellulaires.

- **Pigments et cristaux**

Une étude microscopique des pigments, à l'origine de la coloration des différentes structures, implique leur localisation et leur caractérisation. Ils s'observent de préférence sur du matériel frais car, à quelques exceptions près, les champignons secs ou conservés dans des liquides (alcool, formol) perdent quasiment toutes leurs couleurs. Pour éviter leur destruction, l'observation se fait dans de l'eau.

La plupart des pigments sont localisés dans les hyphes des revêtements pileïque et du stipe. On distingue:

- les pigments vacuolaires, facilement identifiables car responsables de la couleur interne des hyphes. Quand ces hyphes sont coupés ou cassés, le contenu (cytoplasme et vacuoles) s'en échappe et ils apparaissent plus hyalins.
- les pigments membranaires. Les hyphes coupés ou cassés gardent leur coloration.
- les pigments granuleux intra- (dans les hyphes) ou intercellulaires (entre les hyphes) se présentent sous forme de granules ou de gouttelettes apparemment non-dissoutes.

La présence, l'abondance et la solubilité (dans l'eau ou dans l'ammoniaque) de cristaux hyalins parfois observés entre les hyphes ou à l'apex des cystides dites métuloïdes doit également être notée.

7.6. Stockage des échantillons en vue d'analyses moléculaires

Entre le prélèvement des fragments de tissu au camp de base et l'analyse moléculaire, il convient d'éviter toute exposition au soleil et toute surchauffe du contenu des récipients Eppendorf contenant le tampon de lyse CTAB. Aussi rapidement que possible dès le retour de mission, les récipients Eppendorf sont stockés au réfrigérateur à 4°C. Ces conditions de stockage assurent en effet la bonne conservation du matériel génétique et déterminent la qualité des résultats obtenus lors des analyses moléculaires. A cette température, la dégradation enzymatique de l'ADN est ralentie et permet de postposer les analyses de 6-12 mois. Les spécimens sont envoyés dans leur récipient vers un laboratoire spécialisé qui procédera aux analyses moléculaires.

8. Gestion d'un herbier mycologique

La gestion d'un herbier mycologique comprend la préparation des spécimens, leur maintenance ainsi que l'entreposage et la conservation en herbier. Les systèmes les plus pratiques et les plus efficaces en matière de gestion de collections mycologiques sont détaillés ci-dessous.

8.1. Nécessité d'une base de données

Une base de données est un outil indispensable dans le cadre de la gestion d'un Herbier moderne. Elle est utilisée pour stocker et gérer l'information relative aux spécimens mais également pour produire les étiquettes d'herbier, pour enregistrer les prêts, ... Il est dès lors important que cette base de données soit structurée correctement et qu'une politique claire de maintien à long terme ait été établie au niveau de l'institution. L'encodage des collections permet en effet d'accéder à de grandes quantités de données, de les modifier facilement, d'effectuer des recherches avancées sur le contenu des différents champs et de les exporter sous différents formats (listes, cartes de distribution, ...). Néanmoins, l'outil informatique a un coût et son utilisation implique une formation continue du personnel, un contrôle permanent de la qualité des données et un renouvellement régulier du matériel.

8.2. Classement des spécimens dans l'Herbier

Un Herbier, qu'il rassemble des spécimens de plantes ou de champignons, doit être organisé de manière à faciliter la gestion et l'utilisation du matériel. Compte tenu de ces impératifs, trois types de classement sont envisageables:

Classement systématique

Dans le cas d'un classement systématique des champignons, les spécimens doivent être clairement séparés d'après les classes (Ascomycètes, Basidiomycètes, ...). Au sein de ceux-ci, on range à proximité les unes des autres les familles proches puis les genres apparentés. Ce type de classement facilite l'identification par comparaison des caractères morphologiques. Cette technique est néanmoins peu utilisée en mycologie car l'étude des spécimens d'herbier de champignons nécessite des observations microscopiques. Si un classement systématique est néanmoins utilisé, il présentera l'inconvénient pour le non-spécialiste de ne pouvoir retrouver que difficilement les taxons au sein de la collection. Un autre inconvénient est qu'un changement majeur dans le classement systématique, résultant de publications scientifiques récentes notamment, peut avoir pour conséquence un bouleversement du rangement d'une grande partie de la collection et engendrer un travail considérable pour le curateur et les techniciens de l'Herbier.

Classement alphabétique

Les familles, les genres au sein des familles, et finalement les espèces au sein des genres, sont classés par ordre alphabétique. L'avantage d'un tel système est sa simplicité d'utilisation pour le non-spécialiste qui peut sans peine y retrouver les taxons. Néanmoins, une méconnaissance de certaines synonymies peut amener à ranger séparément des spécimens appartenant pourtant à un même taxon et, par conséquent, à en limiter l'accessibilité. Par ailleurs, l'insertion d'un nombre important de spécimens d'un même taxon nécessitera un réaménagement physique de l'ensemble de la collection.

Classement par taille des boîtes de rangement – système d' 'adresse unique'

Il s'agit du système le plus rationnel en terme de gain d'espace dans les armoires de l'Herbier. Il est particulièrement recommandé pour les grands Herbiers. Les boîtes de rangement contenant les spécimens sont en effet uniquement regroupées en fonction de leur taille et placées côte à côte dans de grands cartons de manière à éviter les espaces vides (Fig. 59). Un système de numérotation des grands cartons et des boîtes de rangement qu'ils contiennent sera encodé dans une base de données. Au sein d'un grand carton se côtoient ainsi des boîtes de rangement contenant des spécimens appartenant à différents taxons. Les problèmes des classements alphabétique et systématique évoqués ci-dessus sont écartés car chaque spécimen reçoit une 'adresse unique' c'est-à-dire un endroit désigné dans l'Herbier. Le seul inconvénient de ce système est que la localisation des spécimens dans l'Herbier nécessite toujours la consultation de la base de données.



Fig. 59. Classement de l'Herbier mycologique du Jardin Botanique National de Belgique (BR). **A.** Regroupement des boîtes par taille; **B.** Spécimens dans leur sachet plastique à fermeture de type 'Minigrip'.

Spécimens-types

Un type nomenclatural ou 'spécimen-type' est le spécimen de référence du nom d'un taxon. Dans le cas de la découverte et de la description d'un nouveau taxon, l'holotype (ou type original) sera explicitement désigné comme tel par l'auteur dans la publication originale de ce nouveau taxon (appelée protologue). L'holotype est unique et sera choisi parmi les spécimens d'herbier les plus caractéristiques du nouveau taxon. Les doubles de l'holotype déposés dans les différents Herbiers sont appelés des isotypes.

Les autres variantes de types nomenclatureaux (lectotype, néotype, syntype, paratype, ...) sont détaillées dans Stace (1989) ou dans Redeuilh (2002).

Les spécimens-types, repérables grâce à leur étiquette facilement identifiable (par exemple de couleur rouge et portant la mention 'typus'), sont intégrés à la collection principale ou rangés séparément dans l'Herbier afin qu'ils puissent être retrouvés rapidement et qu'ils soient protégés de trop fréquentes manipulations.

8.3. Consignes pour la manipulation des spécimens

Les herbiers de champignons sont extrêmement friables. Ils doivent être manipulés avec beaucoup de précaution et aucun objet ne peut être déposé sur les spécimens.

Les spécimens peuvent également être endommagés par la lumière du soleil ou par la poussière et doivent donc toujours être replacés dans leur boîte de rangement lorsqu'ils ne sont pas étudiés. Le problème majeur pour la conservation est néanmoins l'humidité. Toute réhydratation des spécimens, même si elle n'est que partielle, peut conduire au développement de moisissures et endommager le matériel. Pour éviter ce phénomène, il faut veiller à maintenir l'humidité de l'air en dessous de 60%, si nécessaire en utilisant un système de conditionnement d'air dans la salle d'Herbier.

Même s'il s'avère que les insectes sont peu friands des herbiers de champignons, il est prudent de maintenir les portes des armoires fermées afin d'éviter toute intrusion. La vérification annuelle des spécimens est recommandée et, le cas échéant, les insectes sont éliminés par un traitement d'une semaine au congélateur (-20°C).

8.4. Gestion des prêts

Tout mycologue, pour autant qu'il soit lié à une institution de recherche, peut solliciter un prêt de spécimens à un Herbier afin de l'aider dans son travail. Le curateur de l'Herbier est soucieux d'envoyer au requérant tout le matériel demandé, à moins que des limitations ne soient imposées par un règlement interne, notamment en ce qui concerne les prêts de spécimens-types. Certains Herbiers ont en effet décidé de ne jamais envoyer de spécimens-types ou de spécimens ayant une valeur historique. Il convient dans ce cas d'envoyer, à la demande, des photographies de

ces spécimens ou de proposer aux mycologues de venir les étudier sur place. Une politique stricte est souvent appliquée en matière de prêts destinés à des études moléculaires. Des accords de collaboration entre institutions sont généralement établis et réglementent le prélèvement de tissu pour l'extraction d'ADN ainsi que la publication des résultats des analyses.

Les boîtes de rangement contenant les sachets plastique avec les spécimens sont emballées soigneusement dans du plastique-bulle ou protégées par un matériau similaire absorbant les chocs (chips de polyuréthane). Elles sont ensuite empaquetées dans de grands cartons résistants afin d'éviter toute dégradation lors du transport. Il est de coutume que les frais postaux d'envoi des spécimens soient pris en charge par l'Herbier prêteur.

Une lettre au destinataire du prêt est jointe au paquet. Elle précise le nombre de spécimens envoyés et informe le requérant des conditions à respecter. Un délai de 1 an, avec possibilité d'extension à la demande, est généralement accordé pour l'étude des spécimens. Il est également souhaité que l'identification des spécimens prêtés soit confirmée.

Si le prêt n'est pas revenu endéans la période déterminée, une lettre de rappel est envoyée au destinataire du prêt. Dès réception des spécimens, une lettre de remerciement est adressée à l'emprunteur avec précision du nombre de spécimens reçus ainsi que de leur état. Les spécimens sont immédiatement désinfectés par congélation avant d'être replacés dans l'Herbier.

9. Recommandations au mycologue et au mycophage

En raison de la difficulté de l'identification des champignons, des risques de confusion et de la méconnaissance de la toxicité de certaines espèces en Afrique centrale, nous prodiguons ici quelques conseils qui devraient permettre d'éviter des intoxications.

- Sur le terrain, vérifiez les caractères macroscopiques du champignon, avant de le nettoyer et de le déposer dans votre panier. Tâchez de mémoriser les caractères généraux des genres et des espèces de champignons toxiques les plus répandus, vous aurez l'attention attirée si vous récoltez un sporophore suspect.
- Certains champignons comestibles provoquent des indigestions en combinaison avec l'alcool (*Coprinus*) ou d'autres substances. Renseignez-vous auprès de mycologues expérimentés afin de pouvoir identifier les champignons susceptibles d'être incompatibles avec certains produits alimentaires.
- Avant consommation, l'identification de toutes les collectes doit être vérifiée. Pour ce faire, n'hésitez pas à consulter des mycologues expérimentés ou à faire appel aux connaissances de la population locale. La consommation avérée par la population locale constitue l'unique preuve de la comestibilité d'une espèce.

- Ne mangez les champignons récoltés que s'ils correspondent parfaitement à la description d'une espèce comestible. Les confusions sont fréquentes avec les sporophores jeunes ou incomplets qui seront de préférence écartés.
- Brossez les champignons afin de les débarrasser de débris végétaux ou de terre et, si nécessaire, lavez-les brièvement à l'eau propre.
- Ne consommez les champignons ni crus, ni vieux, ni avariés, ni en mélange. Préparez les espèces séparément endéans les 24h qui suivent la cueillette.
- Ne consommez jamais la totalité de votre récolte et mettez de côté un spécimen frais caractéristique pour faciliter l'identification ultérieure en cas d'intoxication.

En cas d'intoxication, le contenu de l'estomac de la victime doit être vidé le plus rapidement possible. Le vomissement peut être provoqué en buvant un verre d'eau chaude saturée de sel. La victime évitera ensuite la déshydratation en buvant de grandes quantités d'eau ou de lait mais surtout pas d'alcool. Elle prendra ensuite contact le plus rapidement possible avec un médecin, le dispensaire ou l'hôpital le plus proche pour un éventuel traitement médicamenteux.

10. Fiches d'identification des champignons comestibles

Pour des raisons pratiques, nous nous sommes limités, pour chacun des taxons présentés, à ne fournir que le basionyme et les synonymes apparaissant dans la littérature traitant des champignons africains.

Une liste exhaustive et mise à jour des synonymes est disponible sur le site <http://www.speciesfungorum.org/Names/Names.as>

Lorsqu'elle était disponible, la codification des couleurs selon le 'Methuen Handbook of colour' (Kornerup & Wanscher, 1978) a été adoptée et est donnée entre crochets dans les descriptions macroscopiques.

Enfin, l'expression des dimensions sporales suit la méthodologie décrite au chapitre 7.5. du présent ouvrage.

***Agaricus erythrotrichus* Heinem.**

Bull. Jard. Bot. Etat Brux. 26(1): 96, fig. 31 (1956).

SYNONYMES:

***Stropharia ealaensis* Beeli**, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 61: 91, fig. 41 (1928).

***Stropharia stuhlmannii* Henn. var. *aurantiaca* Beeli**, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 61: 92, fig. 44 (1928).

RÉFÉRENCE ILLUSTRÉE: Heinemann (1956b), *Fl. Icon. Champ. Congo* 5: 118, pl. 19, fig. 3.

Macroscopie – Solitaire. *Chapeau* 3-5 cm diam., plan légèrement déprimé, subumboné; revêtement rouge orange très vif, d'abord entièrement floconneux, persistant uniquement au centre sous forme de flocons dressés et pointus; marge appendiculée. *Pied* (2-)3.5-4 × (0.3-)0.7 cm, central, cylindrique, creux, bulbeux (-1.2 cm), revêtement tomenteux à floconneux en bas, lisse au sommet, concolore au chapeau; anneau fragile, fugace. *Lamelles* libres, ventruées, peu espacées, -0.4 cm de large, brun-pourpre sombre. *Chair* blanche, brunâtre sous le revêtement du pied et dans sa base. *Sporée* brun foncé.

Microscopie – *Basides* 15-20 × 5-6.5 μm, claviformes, (2-)4-spores. *Cheilocystides* 14.9-20 × 6.8-12.5 μm, largement claviformes, certaines subtilement pigmentées de brun. *Spores* lisses, ellipsoïdes, (5.8-)6.0-6.5-7.1(-7.5) × (3.4-)3.4-3.8-4.2(-4.4) μm, Q = (1.46-)1.50-1.70-1.90(-1.98), brun foncé. *Anses d'anastomose* absentes.

Ecologie – Saprotrophe, sur le sol; forêt marécageuse, forêt sèche.

Distribution géographique connue – R.D. Congo (Beeli, 1928, *ut Stropharia ealaensis* & *S. stuhlmannii* var. *aurantiaca*; Heinemann, 1956a,b).

Notes – Cette espèce ressemble fortement à *Agaricus trisulphuratus* Berk., très commune en Afrique tropicale, de comestibilité inconnue et qui s'en distingue par un pied cylindrique non bulbeux, des cheilocystides largement clavées et des spores plus petites (5.3-6.2 × 3.6-4.3 μm).

Une confusion est également possible avec *Agaricus crocopeplus* Berk. & Br. qui s'en distingue par la teinte jaune orangée du chapeau, un pied plus élancé orné d'un anneau submembraneux blanc citrin et des spores plus petites (4.9-5.7 × 3.4-3.9 μm).



Fig. 60. *Agaricus erythrotrichus*. **A.** Spores; **B.** Cheilocystides; **C.** Basides.
Echelle = 5 μm (A), 10 μm (B, C).

***Agaricus goossensiae* Heinem.**

Bull. Jard. Bot. Etat Brux. 26(1): 42, fig. 1 (1956).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Heinemann (1956b), *Fl. Icon. Champ. Congo* 5: 106, pl.17, fig. 4; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 168, photo 37; Pegler (1969), *Kew Bull.* 23: 219, fig. 1/1.

Macroscopie – Solitaire. *Chapeau* 2.5-5 cm diam., d'abord globuleux puis plan faiblement umboné; revêtement sec d'abord rose [9A2] puis à squames fibrilleuses rouges (roses)-brunâtres [9D3-9E4] sur fond blanchâtre, finalement brun foncé [8E6] lavé de rose; subconcentriquement squameux jusqu'à la marge; marge d'abord infléchie puis droite, souvent ornée de voile partiel. *Pied* 2-3.5 × 0.3-0.8 cm, central, cylindrique, droit ou faiblement courbé à la base, creux-fistuleux, blanc jaunissant au froissement surtout à la base [6B4-5], devenant grisâtre avec l'âge; revêtement subsoyeux à prulineux au-dessus de l'anneau, fibreux en dessous; anneau fixe, fragile, fibreux-membraneux, blanchâtre, descendant. *Lamelles* libres, subventrues, très serrées, roses [8A2] puis brun clair [6D4] finalement noires, 0.2-0.4 cm de large; *lamellules* (1-2/L) de longueur variable; arête lisse, concolore. *Chair* ferme dans le chapeau, fibreuse dans le pied, blanche, rosissant-brunissant à la coupe. *Odeur* fongique faible. *Goût* prononcé, doux, légèrement anisé. *Sporée* brune.

Microscopie – *Basides* 18-25 × 7-10 µm, clavées, 4-spores. *Cheilocystides* 12-18 × 6.5-10 µm, courtement clavées, hyalines. *Spores* lisses, largement ellipsoïdes à subglobuleuses, (5.4-)5.6-6.2-6.8(-6.9) × (3.5-)3.5-4.1-4.6(-4.8) µm, Q = (1.33-)1.31-1.52-1.73(-1.79). *Anses d'anastomose* absentes.

Ecologie – Saprotrophe, sur le sol; stations rudéralisées, bords de routes, pistes, jardins.

Distribution géographique connue – Bénin (De Kesel *et al.*, 2002), Burkina Faso, R.D. Congo (Heinemann, 1956a,b), Ghana (Holden, 1970; Pegler, 1969).

Notes – Peu de représentants de ce genre sont consommés en Afrique tropicale (Rammeloo & Walley, 1993), particulièrement dans notre région d'étude. En forêt claire par contre, plusieurs espèces comestibles ont été signalées (Hama *et al.*, 2010). Leur identification pose néanmoins souvent problème, d'autant qu'il n'existe pas de révision récente du genre *Agaricus*.



Fig. 61. *Agaricus goossensiae*. **A.** Spores; **B.** Cheilocystides; **C.** Basides.
Echelle = 5 µm (A), 10 µm (B, C).



Fig. 62. *Agaricus goossensiae*.



Fig. 63. *Amanita rubescens* s.l.

Amanita rubescens* Pers. s.l.Tent. disp. meth. fung. (Lipsiae): 71 (1797).*

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1935), *Fl. Icon. Champ. Congo* 1: 20, pl. 3, fig. 4; Buyck (1994a), *Ubwoba*: 80, figs 56 & 57; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 181, photo 44; van der Westhuizen & Eicker (1994), *Field Guide Mush. S. Afr.*: 42 + fig.

Macroscopie – Solitaire. *Chapeau* 6-20 cm diam., d'abord convexe puis plan-convexe; revêtement blanchâtre puis brun-rougeâtre [9F5], sec, séparable, entièrement couvert de flocons en forme de plaques irrégulières détorsiles grisâtres puis brun sale [6D4]; marge d'abord infléchie puis droite, non striée, un peu excédante. *Pied* 5-15 × 1-1.5 cm, central, cylindrique, droit, plein, à peine renflé à la base (-2 cm), subradicant; revêtement sec, mat, blanchâtre au-dessus de l'anneau à graduellement rose-brunâtre [9E5] vers la base, chiné ou à multiples déchirures surtout dans la partie inférieure du pied; volve subnulle; anneau membraneux, persistant, pendant, face externe couverte de flocons brunâtres, face interne blanche, striée. *Lamelles* libres, serrées, horizontales, blanches rougissant-brunissant avec l'âge, 0.5 cm de large; *lamellules* de longueur variable; arête concolore. *Chair* ferme dans le chapeau, fibreuse dans le pied, blanche, rougissant-brunissant avec l'âge surtout à la base du pied. *Odeur* fongique faible. *Goût* doux. *Sporée* blanche.

Microscopie – *Basides* (24-)27-30(-36) × 7-10 µm, clavées, 4-spores. *Cheilocystides* 18-22 × 15 µm, obovoïdes, hyalines. *Pleurocystides* 23-28 × 7.5-8.5 µm, clavées, à inclusions oléifères. *Spores* lisses, amyloïdes, ellipsoïdes, (5.9-)6.0-6.8-7.7(-8.1) × (4.0-)4.1-4.8-5.5(-5.6) µm, Q = (1.20-)1.23-1.42-1.61(-1.63). *Anses d'anastomose* absentes.

Ecologie – Ectomycorrhizien, sous Caesalpiniaceae; large amplitude écologique: forêt dense humide, forêt claire, aussi dans les plantations de *Pinus*.

Distribution géographique connue – Cosmopolite. R. Afrique du sud (Gorter & Eicker, 1988; Levin *et al.*, 1987; Stephens & Kidd, 1953; van der Westhuizen, 1983; van der Westhuizen & Eicker, 1994; Watt & Breyer-Brandwijk, 1962), Bénin (De Kesel *et al.*, 2002), Burundi (Buyck, 1994a), Cameroun (Onguene, 2000), R.D. Congo (Beeli, 1935; De Kesel & Malaisse, 2010), Gabon (Eyi Ndong, 2009), Malawi (Morris, 1990).

Notes – Tous les spécimens africains placés sous *Amanita rubescens* mériteraient une analyse moléculaire afin de vérifier leur affinité avec les spécimens récoltés en régions tempérées. En effet, malgré d'infimes différences morphologiques, on constate que les hôtes diffèrent fondamentalement selon l'origine du spécimen. Sans confirmation de cette hypothèse, nous maintenons le matériel d'Afrique centrale sous *Amanita rubescens* au sens large.

Amanita rubescens var. *congolensis* Beeli, récolté dans la cuvette congolaise, ne différerait du type que par sa saveur amère.



Fig. 64. *Amanita rubescens* s.l. **A.** Spores; **B.** Cheilocystides; **C.** Pleurocystides; **D.** Basides. Echelle = 5 μ m (A), 10 μ m (B, C, D).



Fig. 65. *Amanita rubescens* s.l.

***Armillaria heimii* Pegler**

Kew Bull. Add. Ser. 6: 92 (1977).

SYNONYME:

***Clitocybe elegans* R. Heim**, *Revue Mycol., Paris* 28(2): 94 (1963).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Heim (1963a), *Revue Mycol., Paris* 28(2): 94, pl. 3, figs 1-4; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa, Kew Bull. Add. Ser.* 6: 92, fig. 17/4.

Macroscopie – Cespiteux. *Chapeau* 1-3.5 cm diam., plan convexe, faiblement déprimé au centre; revêtement d'abord brun foncé [6D5] puis brun clair orangé sauf le centre restant brun foncé, squamuleux à squames aiguës brun foncé [7F6]; marge d'abord enroulée puis infléchie, plus pâle. *Pied* 2-7.5 × 0.3-0.4 cm, cylindrique, creux-fistuleux, blanc en haut, graduellement orange brunâtre vers la base, celle-ci finalement gris-brun foncé; revêtement lisse au-dessus de l'anneau, garni de flocons vélaire blancs en dessous; anneau fugace, ascendant, fixe, attaché dans le ¼ supérieur du pied. *Lamelles* adnées et décurrentes par une dent, 0.3 cm de large, denses (L+l = 20/cm), blanches puis à reflets rosés [6B3]; *lamellules* fréquentes (7/Lamelle), régulières, en trois séries; arête concolore. *Chair* mince, blanc crème à reflets incarnats dans le chapeau et dans le pied, immuable. *Odeur* assez forte. *Goût* amer. *Sporée* blanche.

Microscopie – *Basides* 24-35 × 6.2-10.8 µm, subclavées, 4-spores. *Cheilocystides* clavées à fusoïdes, 22-36 × 8-9 µm, hyalines. *Spores* lisses, hyalines, largement ellipsoïdes, (6.5-)6.7-7.8-8.9(-8.9) × (4.7-)4.9-5.7-6.5(-6.6) µm, Q = (1.19-)1.17-1.37-1.57(-1.60). *Anses d'anastomose* non observées.

Ecologie – Saprotrophe, sur bois mort, mentionné également comme parasite sur caféier, théier, cacaoyer, *Hevea* et diverses essences forestières (Mohammed & Guillaumin, 1994; Gezahgne *et al.*, 2004); forêt dense humide.

Distribution géographique connue – R. Afrique du sud (Mohammed & Guillaumin, 1994), Cameroun (Heim, 1963a, *ut Clitocybe elegans*), R. Centrafricaine (Heim, 1967a), R. Congo (Abomo-Ndongo *et al.*, 2002), Côte d'Ivoire (Heim, 1963a, *ut Clitocybe elegans*), Gabon (Mohammed & Guillaumin, 1994; Eyi Ndong, 2009, *ut A. mellea*), Kenya (Mohammed & Guillaumin, 1994), La Réunion (Mohammed & Guillaumin, 1994), Liberia (Mohammed & Guillaumin, 1994), Madagascar (Heim, 1963a, *ut Clitocybe elegans*), Malawi (Morris, 1990; Mohammed & Guillaumin, 1994), Ouganda (Pegler, 1977), Tanzanie (Pegler, 1977), Zambie (Mohammed & Guillaumin, 1994), Zimbabwe (Mwenje *et al.*, 2003).

Notes – La synonymie de *Armillaria heimii* avec *A. fuscipes* Petch qui a été proposée par Pegler (1986) a récemment été mise en doute sur base de résultats d'analyses moléculaires (Pérez-Sierra *et al.*, 2004). En effet, bien que les spécimens étudiés par ces auteurs soient morphologiquement proches, ils se répartissent en deux clades. Le premier correspond à *A. heimii*, l'autre à *A. fuscipes* sous réserve d'une similitude avec l'holotype, jusqu'ici difficilement séquençable.



Fig. 66. *Armillaria heimii*. **A.** Spores; **B.** Cheilocystides; **C.** Basides.
Echelle = 5 µm (A), 10 µm (B, C).



Fig. 67. *Armillaria heimii*.



Fig. 68. *Auricularia cornea*.

Auricularia cornea* Ehrenb.Horae Phys. Berol.*: 91 (1820).

SYNONYMES:

Exidia polytricha* Mont.**, *Voy. Indes Or.*, Bot. 2: 154 (1834); ***Auricularia polytricha* (Mont.) Sacc.**, *Atti. Inst. Veneto Sci. Lett.*, ed Arti, Sér. 6(3): 722 (1885).Hirneola nigra* Fr.**, *Fung. Natal.* 27 (1848).***Auricularia tenuis* (Lév.) Farl.**, *Bibl. Index N. Amer. Fung.* 1(1): 309 (1905).RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 125, photo 16; Härkönen *et al.* (2003) (*ut A. polytricha*), *Tanzanian mushrooms*: 180, figs 198 & 199; Ryvarden *et al.* (1994) (*ut A. polytricha*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 61 + fig.

Macroscopie – En groupe. *Chapeau* 4-8(-10) cm diam., conchoïde ou en forme d'oreille, fixé par le sommet ou latéralement; revêtement brun-rougeâtre [5-6D5, 5-6E7] puis plus clair [5C3-B3], finalement blanchâtre sale, ondulé-ridulé, finement hirsute à grossièrement pubescent, non zoné; marge lisse à ondulée, parfois enroulée ou réfléchie. *Pied* absent ou très court (-4 mm). *Surface hyméniale* (inférieure) lisse ou parfois localement subveinée, luisante puis poudrée de blanc sur fond brun pourpre à brun-rougeâtre [8D4-F6]. *Chair* élastique, cartilagineuse, constituée de deux couches facilement séparables. Exsiccatum noirâtre et coriace à l'état sec.

Microscopie – *Basides* 45-55 × 5-6.5 µm, cloisonnées à 4 cellules. *Spores* hyalines, réniformes à allantoïdes, (10-)8.2-12.7-17.2(-15) × (4.3-)3.3-5.0-6.7(-6.3) µm, Q = (1.97-)1.61-2.55-3.49(-3.06). *Anses d'anastomose* présentes.

Ecologie – Saprotrophe, sur bois mort; large amplitude écologique: forêt dense humide, forêt galerie de grande taille.

Distribution géographique connue – Pantropical. R. Afrique du sud (Doidge, 1950, *ut A. polytricha*), Bénin (De Kesel *et al.*, 2002), Cameroun (Berthet & Boidin, 1966, *ut A. polytricha*; Roberts, 2001; van Dijk *et al.*, 2003, *ut A. polytricha*), Comores (Hennings, 1908), R.D. Congo (Degreef *et al.*, 1997, *ut A. tenuis*; De Kesel & Malaisse, 2010, *ut A. tenuis*; Gillet & Pâque, 1910; Hendrickx, 1948, *ut A. polytricha* & *Hirneola nigra*; Musibono *et al.*, 1991), Côte d'Ivoire (Roberts, 2001), Ethiopie (Castellani & Ciferri, 1937, *ut Exidia polytricha*), Gabon (Eyi Ndong, 2009), Ghana (Piening, 1962, *ut A. polytricha*), Madagascar (Hennings, 1908), Malawi (Morris, 1990, *ut A. polytricha*), Nigeria (Oso, 1975, *ut A. polytricha*; Zoberi, 1973, *ut A. polytricha*), Ouganda (Maitland & Wakefield, 1917, *ut A. polytricha*), Tanzanie (Eichelbaum, 1906, *ut A. polytricha*; Härkönen *et al.*, 2003, *ut A. polytricha*; Hennings 1905, *ut A. polytricha*).

Notes – *Auricularia cornea*, *A. polytricha* (Mont.) Sacc. et *A. tenuis* (Lév.) Farl. étaient jadis séparées sur base de la morphologie du carpophore et de la longueur des poils piléiques (Lowy, 1952). Wong & Wells (1987) proposent de considérer ces trois espèces comme synonymes du fait de leur interfertilité.



Fig. 69. *Auricularia cornea*. **A.** Spores; **B.** Basides. Echelle = 5 µm (A), 10 µm (B).



Fig. 70. *Auricularia cornea*.

***Camarophyllus subpratensis* (Beeli) Heinem.**

Bull. Jard. Bot. Etat Brux. 33(4): 424, fig. 28 (1963).

SYNONYME:

***Hygrophorus subpratensis* Beeli**, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 61: 99 (1928).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1928), *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 61: 99, fig. 68; Heinemann (1966), *Fl. Icon. Champ. Congo* 15: 280, pl. 47, fig. 1.

Macroscopie – Solitaire. *Chapeau* 5-7 cm diam., plan à large dépression centrale; revêtement lisse et glabre, ocre parfois un peu nuancé de rose; marge infléchie. *Pied* 4-5 × 1 cm, central, cylindrique, droit, creux, concolore mais plus pâle que le chapeau; revêtement glabre et lisse. *Lamelles* profondément décurrentes, arquées, peu serrées, ocre clair, très inégales -0.6 cm de large, veinulées transversalement à la base et fortement interveinées; arête lisse, concolore. *Chair* mince dans le chapeau, lavée d'ocracé, ocre sous le revêtement piléique.

Microscopie – *Basides* 47-52 × 10-12 μm, clavées, 4-spores. *Spores* lisses, subglobuleuses, hyalines, (7.4-)7.2-8.4-9.6(-10.3) × (5.0-)4.7-6.0-7.4(-8.7) μm, Q = (1.15-)1.19-1.40-1.61(-1.66). *Anses d'anastomose* présentes.

Ecologie – Saprotrophe, sur le sol; forêt galerie.

Distribution géographique connue – R.D. Congo (Beeli, 1928, *ut Hygrophorus subpratensis*; Heinemann, 1963, 1966).

Notes – La combinaison de caractères macro- et microscopiques, notamment l'habitus (lamelles décurrentes et veinées, quoique non bifurquées), la forme des spores et les basides de grande taille, rappelle certaines espèces du genre *Cantharellus*. L'étude microscopique révèle cependant une trame différenciée du contexte du chapeau et un hyménium d'agaricale.

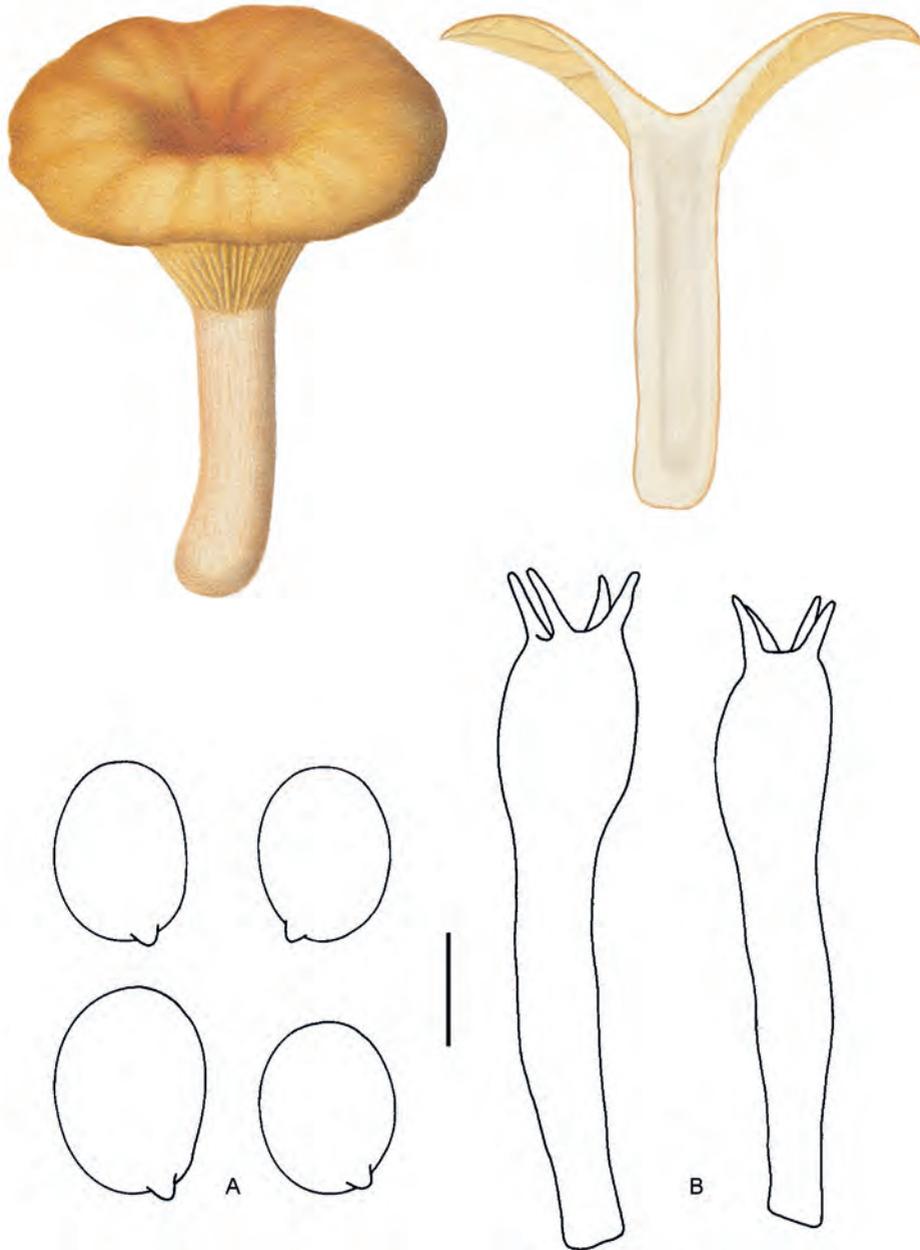


Fig. 71. *Camarophyllus subpratensis*. **A.** Spores; **B.** Basides.
Echelle = 5 μm (A), 10 μm (B).

***Cantharellus congolensis* Beeli**

Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. 61: 99 (1928).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck (1994a), *Ubwoba*: 86, fig. 60; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 128, photo 17; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 127, fig. 134; Heinemann (1958), *Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 28(4): 422, fig. 51; Heinemann (1959), *Fl. Icon. Champ. Congo* 8: 162, pl. 28, fig. 2; Ryvarde *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 113 + fig.; Yorou & De Kesel (2011), *Liste Rouge champ. sup. Bénin*: 53, fig. 5.3.

Macroscopie – En petit groupe. *Chapeau* 2.5-6(-10) cm diam., charnu, épais, convexe à centre déprimé puis concave; marge incurvée à enroulée puis droite, régulière à grossièrement lobée; revêtement beige-grisâtre [5D4] devenant plus sombre [5E5] avec l'âge et au froissement, sec, légèrement tomenteux, rugueux, non séparable. *Pied* 3-6(-8) × 0.4-1.2(-1.5) cm, central ou rarement subcentral, cylindrique ou insensiblement atténué vers le haut, droit ou légèrement courbé, plein, sec, mat, concolore au chapeau, noircissant immédiatement à la coupe. *Lamelles* serrées (L+l: 35/cm), longuement décurrentes, formant des plis serrés, bifurqués ou irrégulièrement ramifiés, fortement interveinés et anastomosés, à veinules transversales profondes donnant un aspect poré à l'hyménium au sommet du pied, concolores au chapeau, d'abord à nuances rouges [7B2] puis noircissant entièrement; arête obtuse, concolore. *Chair* ferme, coriace, pâle puis rosée à brunâtre [5B4], enfin noire, noircissant à la coupe. *Odeur* fruitée à légèrement poivrée. *Goût* légèrement piquant.

Microscopie – *Basides* claviformes, 4- à 6-spores, 25-38 × 5.5-8.5 µm. *Spores* jaunâtres, ellipsoïdes, (5.4-)5.5-6.2-6.8(-6.9) × (3.8-)3.9-4.4-4.9(-5.1) µm, Q = (1.26)1.22-1.40-1.58(-1.68). *Anses d'anastomose* présentes.

Ecologie – Ectomycorrhizien, sous *Caesalpiniaceae* (*Brachystegia* et *Gilbertiodendron dewevrei*) et sous *Uapaca*; large amplitude écologique: forêt dense humide, forêt claire, forêt galerie.

Distribution géographique connue – Très largement répandue en Afrique tropicale. Bénin (De Kesel *et al.*, 2002; Yorou & De Kesel, 2011), Burundi (Buyck, 1994a), Cameroun (Onguene, 2000), R. Centrafricaine (Heim, 1964), R.D. Congo (Beeli, 1928; Degreef *et al.*, 1997; De Kesel & Malaisse, 2010; Heinemann, 1958, 1959; Parent & Thoen, 1977), Gabon (Eyi Ndong, 2009; Eyi Ndong & Degreef, 2010), Malawi (Morris, 1987, 1990; Williamson, 1975), Sénégal (Thoen & Bâ, 1989), Tanzanie (Buyck *et al.*, 2000; Härkönen *et al.*, 2003).

Notes – Cette espèce, caractérisée par son hyménophore veiné de couleur brun-grisâtre à noirâtre est très facilement distinguée des autres chanterelles qui sont généralement de couleur vive.



Fig. 72. *Cantharellus congolensis*. **A.** Spores; **B.** Basides. Echelle = 5 μ m (A), 10 μ m (B).



Fig. 73. *Cantharellus congolensis*.



Fig. 74. *Cantharellus floridulus*.

Cantharellus floridulus* Heinem.Bull. Jard. Bot. État Brux.* 28: 419, fig. 49 (1958).RÉFÉRENCE ILLUSTRÉE: Heinemann (1959), *Fl. Icon. Champ. Congo* 8: 161, pl. 26, fig. 8.

Macroscopie – Grégaire, souvent groupés par dizaines. *Chapeau* 0.8-1.2 cm diam., mince, fortement déprimé à infundibuliforme; marge d'abord incurvée puis droite à légèrement lobée; revêtement rouge à orange vif [7A8], sec, lisse, mat. *Pied* 1-1.5 × 0.1-0.2 cm, grêle, cylindrique, légèrement flexueux, creux, concolore au chapeau, plus clair à la base, sec, mat. *Lamelles* étroites, très serrées (L+l: 30/cm), décurrentes, irrégulièrement fourchues, non interveinées, blanchâtres à crème [4A2]. *Chair* mince, rosâtre [7A5]. *Odeur* assez forte, agréable. *Goût* doux.

Microscopie – *Basides* clavées, 4-spores, 28-34 × 7-9 µm. *Spores* à inclusions jaunâtres, ellipsoïdes, (5.7-)5.6-6.5-7.3(-8.1) × (3.4-)3.5-4.0-4.5(-4.7) µm, Q = (1.41-)1.40-1.61-1.82(-1.88). *Anses d'anastomose* absentes.

Ecologie – Ectomycorrhizien, sous Caesalpiniaceae; forêt dense sèche, forêt dense humide.

Distribution géographique connue – R.D. Congo (Heinemann, 1958, 1959), Gabon (Eyi Ndong, 2009; Eyi Ndong & Degreef, 2010).

Notes – Cette espèce est facilement reconnaissable à sa petite taille, sa couleur orange vif et ses lamelles blanchâtres fourchues et très serrées. Cependant, les dimensions du sporophore indiquées dans le protologue ('chapeau d'environ 4 cm de diamètre') semblent erronées. Elles ont été mesurées directement sur la planche originale de Goossens-Fontana, laquelle n'a pas précisé l'échelle de son aquarelle. Du fait de la petite taille du taxon, il est vraisemblable que l'artiste ait représenté un agrandissement du spécimen et que Heinemann n'en ait pas tenu compte en rédigeant sa description de l'holotype (*Goossens-Fontana* 914, Binga, R.D. Congo, 11 décembre 1929).

Une confusion est possible avec *Cantharellus alboroseus* Heinem., qui présente le même habitus quoique de couleur un peu plus rose, mais en diffère essentiellement par un hyménophore à plis fourchus plus espacés (L+l: 5/cm).

Le nom *Cantharellus floridulus* a souvent été attribué à des spécimens récoltés en forêt claire, macroscopiquement proches mais qui en diffèrent par un hyménophore concolore au chapeau et au pied (Eyssartier & Buyck (1998), *Belg. Journ. Bot.* 131(2): 142, figs 5-8; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 129, fig. 18; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 127, fig. 135). Il pourrait s'agir, comme l'indique Corner (1966), de *Cantharellus addaiensis* Henn. également récolté en Afrique centrale.



Fig. 75. *Cantharellus floridulus*. **A.** Spores; **B.** Basides. Echelle = 5 μ m (A), 10 μ m (B).

Cantharellus luteopunctatus* (Beeli) Heinem.Bull. Jard. Bot. État Brux.* 28: 415, fig. 47 (1958).

SYNONYME:

***Lentinus luteopunctatus* Beeli**, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 160 (1928).RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1928), *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 160, pl. 4, fig. 23; Heinemann (1959), *Fl. Icon. Champ. Congo* 8: 160, pl. 26, fig. 6.

Macroscopie – Grégaire. *Chapeau* 3-5(-8) cm diam., assez épais, déprimé, concave; marge arrondie, puis étalée; revêtement jaune citron [3A5] ponctué de fines squamules brunâtres. *Pied* 3-5 × 0.5-1.1 cm, cylindrique, plein, concolore au chapeau légèrement furfuracé de brun. *Lamelles* très étroites, peu serrées (L+: 18/cm), longuement décurrentes, irrégulièrement fourchues, réunies par des anastomoses transversales assez abondantes, jaunes. *Chair* ferme et jaunâtre, plus orangée dans le stipe. *Odeur* forte. *Goût* agréable. *Sporée* blanche.

Microscopie – *Basides* longuement claviformes, 3- à 5-spores, 30-45 × 6.7-9.5 µm. *Spores* hyalines, courtement ellipsoïdes, à contenu granuleux, (5.6-)5.5-6.4-7.3(-7.9) × (3.9-)3.9-4.8-5.6(-6.1) µm, Q = (1.15-)1.11-1.35-1.59(-1.82). *Anses d'anastomose* absentes.

Ecologie – Ectomycorrhizien, sous Caesalpiniaceae (*Gilbertiodendron dewevrei*); forêt dense humide, forêt dense sèche, forêt claire, forêt galerie.

Distribution géographique connue – Cameroun (Onguene, 2000), R.D. Congo (Beeli, 1928, ut *Lentinus luteopunctatus*; Degreef *et al.*, 1997; De Kesel & Malaisse, 2010; Heinemann, 1958, 1959; Parent & Thoen, 1977), Gabon (Eyi Ndong, 2009; Eyi Ndong & Degreef, 2010).

Notes – Cette espèce est facilement reconnaissable à la couleur jaune vif de son chapeau et à son pied élancé dont le revêtement est plus pâle que le chapeau. Elle diffère de *Cantharellus rufopunctatus* var. *rufopunctatus* (Beeli) Heinem. à sporophore orangé plus robuste et à lamelles finement interveinées ainsi que de *C. densifolius* Heinem. à sporophore ocracé, à lamelles étroites, non interveinées, 1 à 4-fourchues et par conséquent très denses.



Fig. 76. *Cantharellus luteopunctatus*. **A.** Spores; **B.** Basides. Echelle = 5 μ m (A), 10 μ m (B).



Fig. 77. *Cantharellus luteopunctatus*.



Fig. 78. *Cantharellus miniatescens*.