

correspond à 720 relevés (60 × 12 placeaux). Les placeaux ont été entièrement et consciencieusement parcourus en bandes parallèles de maximum 1 m de largeur. Tous les sporophores d'espèces comestibles présents dans les placeaux ont été collectés, triés et identifiés *in situ*.

Les collectes dans les placeaux ayant été réalisées différents jours, nous avons analysé et nous présentons les résultats par semaine (et non par jour) afin de nous assurer qu'aucune modification apparente de la phénologie ne reflète les dates de collecte.

La biomasse fraîche produite par chaque espèce a été mesurée *in situ* à l'aide d'une balance électronique (Soehnl, précision 0,1 g). Préalablement à ce travail et durant la première saison (2012-2013), certaines espèces dont la taxonomie était problématique ont été collectées et préservées à l'herbier BR pour identification ultérieure.

Les données pluviométriques proviennent de la station météorologique la plus proche qui est située à Lwano (Katanga) à 19 km du sanctuaire Mikembo. Les années 2013 et 2014 ont été caractérisées par des précipitations normales (1086,9 mm/m².an et 1149,6 mm/m².an respectivement). A l'inverse, 2015 fut une année anormalement sèche (578 mm/m² soit la moitié des pluies d'une année moyenne). Dans le chapitre 8 de cet ouvrage consacré aux fiches d'identification des espèces, les graphiques de production des sporophores reprennent les précipitations moyennes hebdomadaires (2013-2014-2015) en superposition (en rouge, Fig. 9). Lors de l'interprétation des graphiques de production annuelle des différentes espèces (marqués JG, JP, MM, UK et miombo), il est important de garder à l'esprit que les précipitations en 2013-2014 étaient très similaires et que 2015 fut une année excessivement sèche.

De nombreux spécimens ont été collectés en suivant le protocole décrit par Eyi *et al.* (2010), puis séchés (De Kesel 2001) et déposés à l'Herbier du Jardin botanique Meise en Belgique (BR). Le numéro de l'herbier de référence pour chaque espèce est indiqué dans les fiches de description (ADK = André De Kesel; JD = Jérôme Degreeef). Les caractères microscopiques de tous les spécimens ont été étudiés sous un microscope Olympus BX51. L'identification des taxons a été réalisée sur base d'une version de travail du présent ouvrage. La révision partielle des Cantharellinae des forêts claires de type miombo (Heinemann 1966; Buyck *et al.* 2012) a nécessité le développement d'un nouvel outil d'identification et a conduit à la description de nouveaux taxons (De Kesel *et al.* 2016).

5.3. Production naturelle dans les placeaux

Au total environ 80 espèces comestibles ont été recensées dans les placeaux. Le tableau 4 reprend les 50 espèces les plus fréquentes et les plus productives, les autres sont rares et produisent des sporophores en quantité négligeable. On constate que la majorité des espèces sont ectomycorrhiziennes et qu'un certain nombre d'espèces de *Termitomyces* ne figurent pas dans notre liste du fait du choix de l'emplacement des placeaux dans le miombo. Le fait d'avoir délibérément évité la proximité de hautes termitières et de ne pas avoir localisé de placeaux dans le muhulu (forêt dense sèche) diminue le nombre d'espèces saprotrophes et de *Termitomyces*. Les compositions en espèces, aussi appelées mycocénoses, sont dès lors essentiellement représentatives des miombo.

Les productions cumulées par station montrent que les formations à *Julbernardia globiflora-Brachystegia spiciformis* et à *Julbernardia paniculata* sont les plus productives avec, en moyenne, des productions en biomasse fraîche comprises entre 194 et 203 kg/ha.an. Les formations à *Marquesia macroura* et celles à *Uapaca kirkiana* sont les moins productives, avec des valeurs moyennes comprises entre 76 et 121 kg/ha.an. En tenant compte des variations annuelles, liées à la pluviométrie ou à d'autres facteurs environnementaux difficiles à mesurer, le miombo peut produire 20-50% de champignons comestibles en plus de ces valeurs moyennes et la production peut régulièrement dépasser 250 à 300 kg/ha.an. Durant notre étude de trois ans au sanctuaire Mikembo, aucun des miombo n'a produit moins de 50 kg de champignons comestibles/ha.an et, toutes formations confondues, le miombo produit en moyenne 150 kg de champignons comestibles/ha.an. Bien que les mycénoses diffèrent, nos données sont assez comparables aux productions naturelles en champignons comestibles des forêts claires du Bénin (Yorou *et al.* 2002; De Kesel *et al.* 2002) et les conclusions sont les mêmes : les forêts claires sont des centres de haute diversité mycologique mais dont la valeur écosystémique est largement sous-estimée.

Les productions cumulées montrent que certains taxons peuvent être considérés comme des « méga-producteurs » et que ce sont également eux qui se retrouvent sur les marchés locaux (*Amanita loosii*, *Cantharellus densifolius*, quelques chanterelles jaunes et quelques lactaires). Du fait de leurs préférences pour l'hôte et/ou le type de sol, leurs productions individuelles peuvent différer d'une formation à l'autre et dans le temps. La fluctuation dans le temps de la production de sporophores, appelée saisonnalité, est traitée espèce par espèce dans le chapitre 8 de cet ouvrage.

Tableau 4 : Production naturelle de 50 espèces de champignons sauvages comestibles recensées dans 4 types de miombo. **JG** = miombo à *Julbernardia globiflora-Brachystegia spiciformis*; **JP** = miombo à *Julbernardia paniculata*; **MM** = miombo à *Marquesia macroura*; **UK** = miombo à *Uapaca kirkiana*; **Miombo** = les 4 formations groupées. Les poids correspondent à la moyenne (+ écart type) produite par an (3 années, 3 répétitions par type de forêt, n=9). La production annuelle dans la colonne 'miombo' est basée sur 3 ans et sur 12 placeaux (n=36). Les valeurs au-dessus de 5 kg/an sont indiquées en gras.

Espèce	JG	JP	MM	UK	miombo
nombre d'espèces	43	44	40	33	50
moyenne sur 3 ans en	kg/ha.an	kg/ha.an	kg/ha.an	kg/ha.an	kg/ha.an
<i>Afroboletus luteolus</i>	5,34	3,33	8,18	32,20	12,26
<i>Amanita loosii</i>	69,10	41,63	6,69		29,36
<i>A. mafingensis</i>	0,45	0,49	1,54	0,22	0,68
<i>A. masasiensis</i>	0,29	0,13	0,07		0,12
<i>A. pudica</i>	2,92	0,41	3,18		1,63
<i>A. rubescens</i>	0,89	3,69	3,80	0,04	2,11
<i>Auricularia cornea</i>	0,63	0,01	0,01		0,16
<i>Boletus loosii</i>	1,06	0,55	1,24		0,71
<i>Cantharellus addaiensis</i>	0,54	0,27	0,20	0,32	0,33
<i>C. afrociarius (+ defibulatus)</i>	0,26	4,69	0,14		1,27
<i>C. congolensis</i>		0,26			0,07
<i>C. densifolius s.l.</i>	28,85	18,63	4,15		12,91
<i>C. microciarius s.l.</i>	0,65	1,03	0,41	1,36	0,86
<i>C. mikemboensis</i>		0,81			0,20
<i>C. miomboensis</i>	0,93	7,57	0,86		2,34
<i>C. platyphyllus (+ symoensii)</i>	6,49	11,83	11,63	3,98	8,48
<i>C. pseudomiomboensis</i>		3,81			0,95
<i>C. ruber</i>	2,60	2,13	1,38	0,01	1,53
<i>C. humidicola</i>	0,36	0,46	0,08	0,34	0,31
<i>C. sublaevis</i>		0,65	0,01		0,17
<i>Clavulina albiramea</i>	14,77	4,59	1,68	19,61	10,16
<i>Gymnopilus zenkeri</i>	0,08	0,06	0,05	1,37	0,39
<i>Lactarius kabansus</i>	0,97	1,78	0,01	0,12	0,72
<i>L. tenellus</i>	0,32	0,83	0,36	0,01	0,38
<i>Lactifluus densifolius</i>	2,53	8,41	0,19		2,78
<i>Lf. edulis</i>	0,54	0,62	1,57	0,80	0,88
<i>Lf. gymnocarpoides</i>	7,21	13,51	5,92	2,10	7,18
<i>Lf. heimii</i>	1,29	5,70	2,04	0,79	2,46
<i>Lf. laevigatus</i>		15,62		0,19	3,95
<i>Lf. luteopus</i>	2,29	0,20		0,65	0,79
<i>Lf. rubroviolascens</i>	7,69	11,87	24,85	5,58	12,50
<i>Lf. gymnocarpus</i>	1,53	3,58	0,16	0,04	1,33
<i>Lf. velutissimus</i>	12,50	16,10	29,22	0,01	14,46
<i>Lentinus squarrosulus</i>	1,25			0,01	0,32
<i>Macrolepiota africana</i>		0,12			0,03
<i>M. dolichaula</i>	0,28	0,76	0,33	0,77	0,53
<i>Mackintoshia persica</i>	1,03	1,60	0,15	1,06	0,96
<i>Neonothopanus hygrophanus</i>	0,04		0,01	0,09	0,03
<i>Octaviania ivoryana</i>	0,36		0,17		0,13
<i>Pleurotus pulmonarius</i>			0,01	0,05	0,02
<i>Favolus spatulatus</i>	0,03			0,48	0,13
<i>F. tenuiculus</i>	0,02	0,01		0,09	0,03
<i>Russula ciliata</i>	0,53	1,85	1,23	0,84	1,11
<i>R. compressa</i>	1,55	2,38	1,30	0,48	1,43
<i>R. congoana</i>	2,38	8,76	3,37	0,50	3,75
<i>Schizophyllum commune</i>	0,24	0,10	0,01	0,02	0,09
<i>Termitomyces striatus</i>	5,24				1,31
<i>T. aurantiacus</i>	0,89	0,63	0,10		0,41
<i>T. medius</i>	0,63	0,07	0,02	0,01	0,18
<i>Xerocomus subspinulosus</i>	6,61	1,84	4,86	1,88	3,80
Production toutes espèces	194,2 ± 59,9	203,4 ± 120,9	121,2 ± 39,1	76,1 ± 17,9	148,7 ± 81,7
Production Cantharellus	40,7 ± 29,4	52,1 ± 37,1	18,9 ± 11,5	6,1 ± 2,7	29,4 ± 28,1

5.4. Saisonnalité dans les placeaux

La saisonnalité de plusieurs taxons comestibles du miombo katangais a été étudiée par Degreef *et al.* (1997) qui ont montré que les espèces du miombo produisent leurs sporophores selon un patron qui peut être très spécifique. A grande échelle, il est évident que la météorologie, surtout la pluviométrie locale, du Haut-Katanga joue un rôle primordial. Ainsi, certaines espèces sont précoces, tardives ou présentes tout le long de la saison pluvieuse. A une échelle plus fine, on constate que la saisonnalité est affectée par un complexe de facteurs dont, outre la météorologie, le sol, la végétation et la disponibilité en nutriments (dans le substrat ou via la plante-hôte) (Sato *et al.* 2012 ; Dickie *et al.* 2010).

Des graphiques ont été réalisés afin de présenter les productions naturelles des taxons pour lesquels suffisamment de données étaient disponibles. Le graphique est présenté séparément. Le graphique de saisonnalité de *Lactifluus rubroviolascens* est figuré ci-dessous à titre d'exemple (Fig. 9).

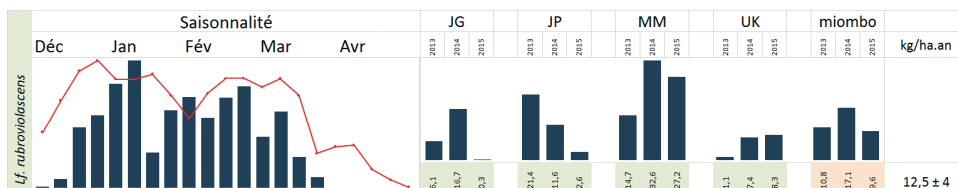


Fig. 9. Graphique synthétique de saisonnalité de *Lactifluus rubroviolascens*.

La partie gauche montre la distribution de la production. Chaque barre correspond à une semaine, les mois sont indiqués au-dessus, la pluviométrie est figurée en rouge. Ce graphique permet de visualiser si l'espèce est précoce ou tardive. Les quatre graphiques JG, JP, MM et UK sur base verte indiquent la production annuelle des années 2013, 2014 et 2015 (les valeurs sont indiquées en dessous en kg/ha.an), alors que le dernier graphique 'miombo' donne la production annuelle cumulée (valeurs en dessous en kg/ha.an). Sachant que les années 2013 et 2014 étaient caractérisées par une pluviométrie normale et comparable (1000-1200 mm/m²) alors que 2015 fut une année sèche (578 mm/m²), les graphiques permettent de visualiser la variabilité de la production annuelle d'une espèce en fonction de la pluviométrie et de la formation végétale.

Dans la plupart des cas, les graphiques de saisonnalité sont aisément interprétés. Néanmoins, l'examen en détail de la saisonnalité d'une espèce dans différentes formations végétales peut révéler des différences importantes (Fig. 10).

Alors que la saisonnalité de *Lactifluus rubroviolascens* (Fig. 9, montrant la production moyenne sur 3 ans, par semaine, des 4 stations groupées) semble assez synchrone avec les précipitations, le détail par station (Fig. 10) montre

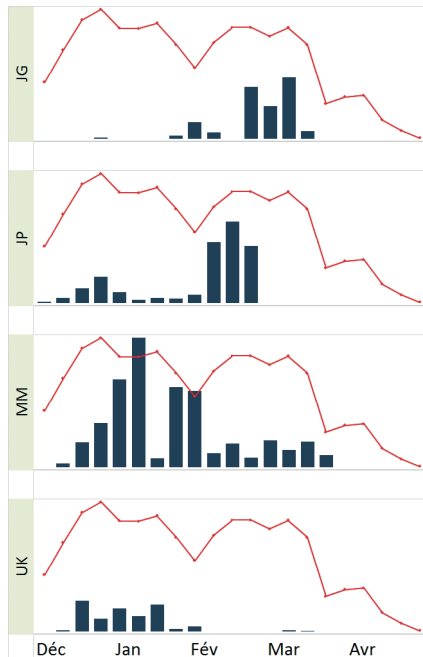


Fig. 10. Graphiques détaillant la saisonnalité de *Lactifluus rubroviolascens* en fonction de la pluviométrie dans 4 formations végétales.

une saisonnalité différentielle et non synchrone avec la pluviométrie. Sous les *Julbernardia* (JG et JP), l'espèce fructifie tard, alors que sous *Marquesia macroura* (MM) et dans la formation à *Uapaca kirkiana* (UK), elle est plutôt précoce. Il est difficile ici d'indiquer si le sol, la végétation ou certains arbres-hôtes peuvent être tenus pour responsables de ce décalage dans la production des sporophores, révélatrice de la stratégie reproductive de l'espèce. Il est important de noter que si le moment où l'espèce se reproduit est différent, ceci peut avoir un impact sur l'isolement reproductif (Dickie *et al.* 2010), surtout si la longévité des spores est limitée. Ceci peut aussi indiquer que ce que nous considérons comme une espèce est au fait un complexe d'espèces cryptiques, c'est-à-dire morphologiquement non-discernables mais génétiquement différentes.

5.5. Bilan socio-économique

En décembre, les marchés offrent principalement *Amanita loosii* et *Termitomyces letestui*, alors que les *Cantharellus* abondent de janvier à avril. En raison des quantités produites, de leur qualité et de leur facilité de conservation à court terme, les *Cantharellus* constituent le groupe de champignons le plus intéressant en termes de valorisation des services écosystémiques du miombo. Bien que *Amanita loosii*, les différents lactaires et les *Termitomyces* produisent de grandes quantités de sporophores, ces derniers sont beaucoup plus fragiles ou pourrissent rapidement.

Des unités standards de chanterelles, appelées localement *sipa*, ont été achetées

chaque mois (de janvier à avril 2014) dans trois marchés importants de Lubumbashi, à savoir M'Zee, Rail et Six par un des auteurs (B. Kasongo). Le prix du marché a été converti en US\$/kg.

Traditionnellement, les espèces de *Cantharellus* ne sont pas vendues séparément mais groupées par catégories en fonction de leur couleur : chanterelles rouges-orangées et chanterelles jaunes-blanchâtres. La catégorie rouge-orangée regroupe *Cantharellus platyphyllus*, *C. symoensii* et *C. ruber*, alors que la catégorie jaune-blanchâtre est constituée de *C. densifolius*, *C. miomboensis*, *C. afrociarius*, *C. defibulatus*, *C. mikemboensis*, *C. pseudomiomboensis*, *C. stramineus* et *C. sublaevis*. Les chanterelles rouges-orangées sont vendues à un prix plus élevé (moyenne en janvier = 5,5 US\$/kg) que les jaunes-blanchâtres (moyenne en janvier = 3,9 US\$/kg). Le prix du marché des deux catégories de chanterelles est le plus élevé en janvier et décroît graduellement et de manière significative jusqu'en avril. Pour les chanterelles, le prix moyen fluctue entre $1,7 \pm 0,7$ US\$ et $2,8 \pm 0,6$ US\$ sur les marchés ruraux et sur les marchés urbains, respectivement.

En admettant que 20% des chanterelles produites naturellement par ha de « miombo », soit une production d'environ 6 kg/an (bas du tableau 4), arrivent sur le marché et y soient vendues à un prix de 3 US\$/kg, une parcelle rapportera 18 US\$/ha.an. Comparativement, l'exploitation pour la production de charbon de bois d'un hectare de miombo dominé par *Brachystegia* et *Julbernardia* rapporte environ 500 US\$ (Nge *et al.* 2013). Compte tenu du temps nécessaire à sa régénération, estimé à ± 30 ans sans passage régulier de feux de brousse (Furley *et al.* 2008), un miombo de ce type ne permettra pas un gain supérieur à 16,6 US\$/ha.an par l'exploitation du charbon de bois.

Ce constat, appuyé ici pour la première fois par des données résultant d'un travail scientifique rigoureux, confirme que sur le long terme, l'exploitation de la seule composante champignons du miombo est économiquement plus rentable que la production intensive de charbon de bois.

Les femmes sont les principaux acteurs de la filière champignons au Haut-Katanga. L'activité génère pour les cueilleuses un revenu conséquent d'environ 70 ± 11 US\$ par ménage et par saison des pluies. Les commerçantes urbaines tirent également de la vente des champignons un bénéfice conséquent, évalué en moyenne à 141,2 US\$ par saison des pluies.

Alors que la demande en charbon de bois (localement appelé *makala*) est en perpétuelle croissance, les systèmes agroforestiers de rotation avec la coupe d'une proportion limitée des arbres, devraient être préférés aux coupes à blanc pratiquées pour produire ce combustible. Ce type d'exploitation est évidemment plus contraignant et nécessitera une planification rigoureuse dans la gestion des miombo. La superficie nécessaire pour produire la même quantité de charbon de bois augmentera aussi mais c'est là la seule approche qui puisse garantir la pérennité des récoltes de champignons comestibles ectomycorrhiziens au Haut-Katanga (Fig. 11).



Fig. 11. Makala et chanterelles, services écosystémiques garantis uniquement par l'exploitation durable du miombo.

6. A la découverte des champignons du miombo

6.1. Littérature mycologique

Les sorties mycologiques en Afrique tropicale, et particulièrement dans les miombo du Haut-Katanga, réservent souvent de belles surprises aux yeux aguerris. En effet, les écosystèmes forestiers africains sont caractérisés par une mycoflore très diversifiée mais à la fois extrêmement méconnue. A titre de comparaison, alors qu'environ 35.000 espèces de plantes vasculaires ont été décrites en Afrique tropicale, seulement 1500 espèces de champignons ont été inventoriées dans cette région alors que la diversité fongique d'une région est généralement estimée à 6 fois celle des plantes à fleurs (Tedersoo *et al.* 2014). Les bonnes pratiques de collecte et le matériel à utiliser sont décrits et illustrés dans Eyi *et al.* (2011).

De retour du terrain, chacun aura évidemment à cœur de tenter d'identifier le matériel qu'il aura récolté. Peu d'ouvrages de synthèse ont été publiés sur les champignons africains et il sera souvent nécessaire au mycologue d'accéder à de la littérature ancienne, malheureusement extrêmement dispersée, pour parvenir à une identification correcte. Parmi les ouvrages les plus utilisés et les plus aisément accessibles figurent les volumes de la *Flore Iconographique des Champignons du Congo*, de la *Flore Illustrée des Champignons d'Afrique Centrale* et de la *Fungus Flora of Tropical Africa* publiés par le Jardin botanique Meise. Avant la publication du présent ouvrage, d'autres guides illustrés, publiés assez récemment, ont mis l'accent sur les espèces comestibles du Bénin (De Kesel *et al.* 2002), du Burundi (Buyck 1994), de Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003), de Zambie (Härkönen *et al.* 2015), ainsi que des forêts denses d'Afrique centrale (Eyi *et al.* 2011).

Cette difficulté d'accès à la littérature scientifique spécialisée est à l'origine de bien des frustrations et du découragement de nombreux mycologues africains débutants qui recourent alors souvent à l'un des nombreux guides de champignons européens bien plus facilement disponibles. Il va sans dire que cette pratique est à proscrire car elle est à l'origine de bien des erreurs d'identification et peut même se révéler dangereuse lorsqu'un spécimen africain toxique est confondu avec son sosie tempéré comestible !

Des initiatives comme la mise en ligne de la plateforme *Edible Fungi of Tropical Africa* (Degreef & De Kesel 2017) (www.efta-online.org) visent à rendre accessibles au plus grand nombre des outils fiables d'identification des champignons africains et doivent être encouragées. La digitalisation des publications scientifiques anciennes et leur mise à disposition sur le web constituent également un enjeu majeur pour le développement de la mycologie africaine dans les prochaines années.

6.2. Nouveau pour la science ?

Compte tenu de la connaissance lacunaire des champignons africains et des nombreuses espèces encore à découvrir, il n'est pas rare qu'à l'issue du travail de recherche bibliographique il apparaisse que le spécimen collecté ne corresponde à aucun des taxons décrits dans les ouvrages spécialisés.

Dès lors peut commencer le fastidieux travail de description macroscopique et microscopique tel qu'il est détaillé dans Eyi *et al.* (2011) et qui révèle souvent d'autres caractères diagnostiques importants. Une analyse moléculaire et une comparaison des séquences du spécimen avec celles disponibles dans des bases de données, comme Genbank (www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank), peut aider à décider que le taxon est, ou pas, nouveau pour la science. Ce n'est qu'après de nombreuses vérifications et d'examens comparatifs de l'ensemble des caractères avec ceux des spécimens d'herbier de référence que le travail de description d'un nouveau taxon peut débiter.

6.3. Un peu de vocabulaire

La taxonomie (ou taxinomie) est la science qui décrit les organismes et les regroupe en entités appelées taxons afin de pouvoir les nommer et les classer. Elle doit être distinguée de la nomenclature, qui édicte les règles permettant de former les noms de taxons et de déterminer leur priorité relative. Enfin, la systématique est la science qui classe les taxons en fonction de caractères morphologiques (macro- et microscopie), chimiques (en présence de réactifs), moléculaires (séquences de gènes particuliers), phylogénétiques (d'un point de vue évolutif) ...

Une mise à jour du *Code international de nomenclature pour les algues, les champignons et les plantes* (ICN), qui remplace dorénavant le *Code international de nomenclature botanique* (ICBN), est publiée tous les six ans à l'issue de débats et de décisions prises en concertation lors du Congrès botanique mondial. La complexité des règles d'élaboration et de priorité des noms a fait l'objet d'une synthèse par Redeuilh (2002), une publication qui a largement inspiré le contenu de ce chapitre.

Pour rappel, un taxon est une entité quelconque regroupant tous les organismes possédant en commun des caractères (dits taxinomiques ou diagnostiques) homogènes en fonction du niveau (appelé rang) affecté à ce taxon (genre, espèce, sous-espèce, ...).

L'attribution d'un nom latinisé à un taxon suit des règles nomenclaturales strictes liées à son rang taxinomique en faisant usage de suffixes (p.ex. Embranchement = -mycota, Classe = -mycetes, Ordre = -ales, Famille = -aceae, Tribu = -eae). Pour les genres et les rangs supragénériques, les noms utilisés sont simples. On parle ainsi de l'embranchement des Basidiomycota, de la classe des Agaricales ou encore de la famille des Russulaceae. Pour les rangs infragénériques (espèce, sous-espèce, variété, forme), on constitue les noms en combinant un nom de genre suivi d'une ou deux épithètes. Une espèce est désignée par un binôme (p. ex. *Lactifluus edulis*), alors qu'au niveau infraspécifique, on utilise un trinôme (p. ex. *Termitomyces striatus* var. *aurantiacus*). L'origine du nom du genre peut être quelconque alors que le choix de l'épithète évoquera une caractéristique du taxon : son origine géographique (p. ex. *Cantharellus congolensis*), sa morphologie (p. ex. *Trogia infundibuliformis*), son écologie (p. ex. *Cantharellus miomboensis*),... ou pourra être dédiée à un mycologue illustre (p. ex. *Termitomyces schimperi*) ou encore au collecteur à l'origine de sa découverte (p. ex. *Agaricus goossensiae*).

Le nom du taxon est suivi d'un ou plusieurs noms d'auteurs (appelés aussi autorités), dont certains sont abrégés de manière standardisée (<http://www.indexfungorum>).

org/names/AuthorsOfFungalNames.asp). La date de validation du nom du taxon suit parfois le nom d'auteur mais n'est utile que dans le contexte d'une discussion sur la synonymie.

En effet, dans certains cas, des noms différents ont été attribués séparément alors qu'ils désignaient un même taxon. Le nom correct (dit aussi valide, accepté ou prioritaire) est le plus ancien nom légitime s'appliquant au taxon, tous les autres noms plus récents tombant dès lors automatiquement en synonymie. La base de données *Index Fungorum* est une référence en la matière et à travers laquelle les synonymes des noms de champignons font l'objet d'une mise à jour aussi complète et régulière que possible (www.indexfungorum.org).

Pour être complet, on ajoutera qu'un nom n'est pas nécessairement figé et qu'il peut faire l'objet d'un transfert. Un nom d'espèce, par exemple, peut être transféré à un autre rang (et devenir une sous-espèce) ou dans un autre genre. Il devient alors le basionyme d'une combinaison nouvelle. Le nom de l'auteur (ou des auteurs) d'origine est alors placé dans une parenthèse qui est suivie du nom de l'auteur (ou des auteurs) responsable(s) du transfert (p. ex. *Panus hygrophanus* Mont. transféré en 1961 est devenu *Nothopanus hygrophanus* (Mont.) Singer puis à nouveau en 2011 pour devenir *Neonothopanus hygrophanus* (Mont.) De Kesel & Degreef). Plus de détails sur le transfert des noms sont donnés par Redeuilh (2002).

6.4. Décrire un nouveau taxon

La validation du nom d'un nouveau taxon est conditionnée à sa publication dans une revue scientifique et ne prend cours qu'à la date de sa publication effective et de son accessibilité au grand public (parution de la revue papier ou, depuis 2012, publication sous forme électronique). La publication doit obligatoirement : 1) comporter une diagnose ou protologue qui énumère succinctement les caractères qui différencient le nouveau taxon des taxons voisins (par le passé obligatoirement en latin, elle peut aussi, depuis 2012, être rédigée en anglais); 2) désigner un spécimen-type conservé sous forme d'échantillon d'herbier et référencé grâce à un identifiant composé du nom de son récolteur suivi d'un numéro unique; 3) indiquer l'Herbier où le spécimen-type est déposé; 4) donner le numéro unique d'identification, qui est obtenu après enregistrement de l'entité nouvelle dans une base de données internationale (Mycobank).

L'ICN reconnaît différentes catégories de spécimens-types dont les principales sont : 1) l'holotype ou type original, explicitement désigné par l'auteur du nom dans la publication qui le valide; 2) les isotypes ou doubles de l'holotype, constitués de fragments représentatifs de l'holotype, généralement répartis dans différents Herbiers; 3) le lectotype, désigné a posteriori à partir du matériel original alors qu'aucun holotype n'avait été précisé par l'auteur du nom; 4) le néotype désigné a posteriori alors qu'aucun matériel original n'est disponible.

La description du nouveau taxon devra se baser sur les données macroscopiques et microscopiques du spécimen-type et sera avantageusement illustrée de dessins au trait et de photographies. Elle pourra être complétée de données moléculaires.

7. Clé des genres de champignons comestibles

La clé d'identification proposée ci-dessous comprend uniquement les genres dont des représentants sont utilisés comme aliments par les populations locales en Afrique tropicale. La sélection est basée sur les données de la littérature auxquelles ont été ajoutés d'autres genres sur base de nos propres données de terrain.

Afin d'en faciliter l'utilisation, cette clé est principalement basée sur des caractères macroscopiques. Dans certains cas, l'utilisation d'une loupe peut néanmoins être requise. La variabilité au sein des genres a été prise en compte dans la mesure du possible. La terminologie, les techniques et les caractères nécessaires à l'utilisation de cette clé sont expliqués et illustrés dans les ouvrages de De Kesel *et al.* (2002), De Kesel (2004), Eyi *et al.* (2011) et dans le glossaire du présent ouvrage.

Une version de cette clé des genres est régulièrement actualisée sur le site de la plateforme *Edible Fungi of Tropical Africa* accessible sous www.efta-online.org (Degreef & De Kesel 2017).

Comment et quand utiliser cette clé ?

Autant il est clair que les espèces peuvent, individuellement, être considérées comme comestibles ou non (du fait de leur toxicité avérée, de leur texture ou de leur goût désagréables, ...), pour les genres, l'exercice est bien plus complexe. En effet, certains genres qui comprennent des taxons comestibles (*Cantharellus* et *Pleurotus*, par exemple) peuvent avoir des sosies dont des représentants sont extrêmement toxiques (*Omphalotus* et *Pleurocybella*, respectivement), tandis que d'autres genres combinent des espèces toxiques et comestibles (*Amanita*, par exemple). Comme il était impossible de concevoir une clé complète reprenant l'ensemble des genres africains sans y inclure l'utilisation intensive de caractères microscopiques, la clé qui est proposée ici est restrictive.

En effet, il faut souligner que cette clé ne permet pas de déterminer qu'un champignon collecté sur le terrain est comestible ou pas ! Elle est conçue comme un outil destiné à résoudre les problèmes taxonomiques rencontrés lors d'enquêtes ethnomycologiques. Cette clé doit être utilisée sur des échantillons frais et entiers dont la comestibilité est avérée et confirmée par les populations locales (lors de la collecte, ou attestée par le fait qu'ils sont proposés à la vente sur les marchés locaux ou les étals en bord de route).

Il est recommandé d'utiliser des carpophores d'âges différents et de préférence non endommagés pour procéder à l'identification mais ce ne sera parfois pas possible car les champignons mis en vente auront souvent été débarrassés de la base de leur stipe ou de leur voile. La clé a été adaptée à cette situation. Nous n'utilisons pas non plus de données écologiques comme caractères discriminants dans la clé (substrat, hôte, ...) car ces informations ne sont souvent pas disponibles auprès des vendeurs sur les marchés. Dans la plupart des cas, cependant, il ne sera pas trop difficile de déterminer si un spécimen pousse sur du bois ou sur le sol.

1a. Carpophore à pied (plus ou moins) central	2
1b. Pied absent, excentrique, latéral ou rudimentaire	88
2a. Carpophore mature jusqu'à 30 cm de haut; chapeau à hyménium enfermé, devenant poudreux à maturité	Podaxis pistillaris
2b. Carpophore différent	3
3a. Carpophore flexible-élastique, spatulé ou capité, translucide, jaune-orangé vif	Dacryopinax
3b. Carpophore différent	4
4a. Chapeau à cavités ou cellules adjacentes (en nid d'abeilles); stipe blanchâtre, caverneux ou creux	Morchella
4b. Carpophore différent	5
5a. Carpophore en forme de corail, à bras bi- ou multifurqués	Clavaria & Clavulina
5b. Carpophore pas en forme de corail	6
6a. Stipe profondément enraciné (pseudorhize)	8
6b. Stipe non radicant	7
7a. Stipe fixé à un sclérote souterrain	9
7b. Stipe non fixé à un sclérote	10
8a. Stipe à pseudorhize en contact avec une meule de termitière; lamelles libres	Termitomyces
8b. Stipe radicant, pas associé à une meule de termitière; lamelles sublibres	Hymenopellis, Xerula, Paraxerula (ex Oudemansiella)
9a. Chapeau infundibuliforme à centre squamuleux; lamelles décurrentes; sclérote massif; carpophores rarement fasciculés	Pleurotus tuber-regium
9b. Chapeau convexe à plan, glabre; lamelles adnées; pseudosclérote rare; carpophores toujours fasciculés-cespiteux	Macrocybe lobayensis
10a. Hyménophore lisse; chapeau à chair mince, en forme de coupe ou d'entonnoir simple ou incisé	11
10b. Hyménophore grossièrement veiné, lamellé, poré ou denté	14
11a. Chapeau cupulé, concave, à bord muni de poils foncés	Cookeina
11b. Chapeau différent, à bord sans poils foncés	12
12a. Carpophore à chair très mince, marge du chapeau aiguë	Cotylidia
12b. Carpophore charnu, marge du chapeau enroulée à l'état jeune, longtemps arrondie	13
13a. Carpophore jaunâtre pâle, jaune-orange à jaune blanchâtre, gris à jaune grisâtre	Cantharellus solidus & C. sublaevis

13b. Carpophore violet noirâtre à brun foncé ; pied souvent creux	Craterellus
14a. Hyménophore poré, composé de tubes (Bolets & Polypores)	108
14b. Hyménophore non poré, pas de tubes	15
15a. Hyménophore composé de dents ou aiguillons	Hydnaceae
15b. Hyménophore veiné, plissé ou lamellé	16
16a. Lamelles noires et déliquescentes à maturité	Coprinus
16b. Lamelles non déliquescentes	17
17a. Stipe à volve membraneuse ou floconneuse	18
17b. Stipe sans volve membraneuse ou floconneuse	21
18a. Sporée blanche ou crème	Amanita
18b. Sporée brun-pourpre ou brun-incarnat à brun rose	19
19a. Sporée brun-incarnat à brun rosé ; chapeau visqueux ou sec	20
19b. Sporée brun-pourpre ; chapeau sec	Agaricus volvatulus
20a. Chapeau visqueux, au moins à l'état jeune	Volvopluteus earlei
20b. Chapeau sec	Volvariella volvacea
21a. Voile partiel présent sous forme de cortine, d'anneau ou de bourrelets	22
21b. Pas de voile partiel	41
22a. Voile partiel membraneux, fibrilleux, produisant un anneau	23
22b. Voile partiel ne produisant pas d'anneau, mais une zone annulaire à fibrilles ou filaments (cortine)	40
23a. Lamelles libres ou presque	24
23b. Lamelles sublibres, adnées, émarginées ou décurrentes	30
24a. Sporée verdâtre, brun rouille, brun pourpre ou brun foncé à noir	25
24b. Sporée blanche	26
25a. Sporée jaune verdâtre à verdâtre. Lamelles jeunes blanches	Chlorophyllum molybdites
25b. Sporée brun pourpre à brun foncé. Lamelles jeunes rosées	Agaricus
26a. Surface du chapeau lisse, garnie de flocons détersiles du voile universel ; volve pas toujours persistante ni évidente	Amanita
26b. Surface du chapeau lisse ou ornementée (squames, crevasses, rides, fibres), toujours sans flocons détersiles	27

27a. Chapeau à chair très mince, surface poudreuse, floconneuse, marge nettement striée-pliée	Leucocoprinus
27b. Chapeau différent, plus charnu	28
28a. Chapeau pruineux, soyeux à finement fibreux, rarement glabre	Leucoagaricus
28b. Chapeau squamuleux, squarreux, écailleux, parfois à disque lisse	29
29a. Chapeau dépassant 5-10 cm diam., squameux à squarreux, sauf le disque; anneau membraneux complexe; stipe clavé bulbeux plus long que le diam. du chapeau	Macrolepiota
29b. Chapeau dépassant 5-10 cm diam., squameux à squarreux, sauf le disque; anneau membraneux complexe; stipe clavé bulbeux plus court que le diam. du chapeau	Chlorophyllum
29c. Chapeau rarement plus de 5 cm diam., à squamules apprimées jusqu'au disque; anneau très mince, simple; stipe cylindrique	Lepiota
30a. Sporée blanche ou crème	31
30b. Sporée brune, brun pourpre ou noire	36
31a. Lamelles à arête dentée, denticulée, serrulée; carpophore fibreux à coriace à maturité	Lentinus sajor-caju
31b. Arête des lamelles ni serrulée ni dentée; carpophore charnu et non-coriace	32
32a. Lamelles à peine sublibres, paraissant libres	Amanita
32b. Lamelles clairement sublibres, adnées, émarginées ou décurrentes	33
33a. Chapeau à revêtement poudreux-granuleux, floconneux fragile; lamelles sublibres	Cystoderrella
33b. Surface piléique différente; lamelles adnées, émarginées, arquées-décurrentes ou décurrentes	34
34a. Lamelles émarginées, arquées-décurrentes ou décurrentes	Armillaria
34b. Lamelles adnées	35
35a. Chapeau mucilagineux-visqueux, blanc	Oudemansiella
35b. Chapeau sec, squameux à squarreux au centre, de couleur paille à jaune-brunâtre, parfois à reflets verdâtres	Armillaria
36a. Sporée jaune rouille ou brune	37
36b. Sporée plus foncée, brun-pourpre à brun noirâtre	39
37a. Carpophore terricole	Agrocybe
37b. Carpophore lignicole	38
38a. Sporée rougeâtre rouille; lamelles jaune vif à brun-rouille	Gymnopilus
38b. Sporée brun clair, brun argile à brun terne	Agrocybe

39a. Chapeau visqueux, au moins à l'état jeune; carpophores non-cespiteux ...	<i>Stropharia</i>
39b. Chapeau sec; carpophores fasciculés à cespiteux .	<i>Psathyrella tuberculata</i>
40a. Chapeau à fibrilles ou squamules; sporée rougeâtre rouille; lamelles jaune vif à brun-rouille	<i>Gymnopilus</i>
40b. Chapeau lisse; sporée très foncée, brun-noirâtre à noire	<i>Hypholoma</i>
41a. Lamelles libres ou presque	42
41b. Lamelles sublibres, adnées, émarginées ou décurrentes	47
42a. Sporée blanche ou crème	43
42b. Sporée teintée de rose ou incarnat	45
43a. Lamelles bleues à violettes, presque libres	<i>Asproinoocybe</i>
43b. Lamelles blanches à crème, libres (<i>Termitomyces</i> sans pseudorhize)	44
44a. Chapeau moins de 1,5 cm diam.; carpophores grégaires par centaines ou milliers (sur termitières)	<i>Termitomyces microcarpus</i>
44b. Chapeau plus grand; carpophores par 4-6, jamais aussi abondants	<i>Termitomyces medius</i>
45a. Chapeau souvent visqueux, rarement sec; carpophore humicole, rarement lignicole; volve présente, mais souvent fugace	46
45b. Chapeau sec; carpophore lignicole; volve absente	<i>Pluteus</i>
46a. Chapeau visqueux, au moins à l'état jeune; toujours blanc	<i>Volvopluteus earlei</i>
46b. Chapeau sec; toujours brunâtre au centre	<i>Volvariella volvacea</i>
47a. Pied de consistance fragile et non fibreuse, cassant comme de la craie; lamelles très fragiles	48
47b. Pied de consistance différente, fibres visibles en cassant ou pliant	49
48a. Présence de latex (aqueux, blanchâtre, parfois virant de couleur) à la blessure ou cassure du carpophore	<i>Lactarius & Lactifluus</i>
48b. Aucun latex après blessure du carpophore	<i>Russula</i>
49a. Lamelles épaisses, cireuses et luisantes, ou réduites en grosses veines	50
49b. Lamelles différentes	55
50a. Lamelles assez ventrues, violettes, pourpres, rouge vineux ou rose incarnat, souvent épaisses et espacées; pied relativement fin, fibrilleux-strié longitudinalement	<i>Laccaria</i>
50b. Lamelles de couleur différente; pied plus charnu, non fibrilleux-strié	51
51a. Hyménophore ruguleux, composé de rides, plis ou pseudo-lamelles à arête émoussée	52
51b. Hyménophore composé de lamelles à arête aiguës ...	<i>Camarophyllus subpratensis</i>

52a. Lamelles à arête émoussée, faiblement à fortement interveinées	Cantharellus
52b. Hyménophore plutôt ruguleux, longitudinalement veiné, anastomosé, ridé, réticulé ..	53
53a. Carpophore massif et charnu, chapeau et pied continus, à hyménophore fortement réticulé anastomosé; sporée ocracée	Gomphus
53b. Pied et chapeau bien différenciés; sporée blanche à jaunâtre	54
54a. Carpophore jaunâtre pâle, jaune-orange à jaune	Cantharellus
54b. Carpophore gris-noirâtre à violacé ou brun noirâtre; pied souvent creux	Craterellus & Turbinellus
55a. Lamelles décurrentes à subdécurrentes ou au moins adnées et décurrentes par une dent	56
55b. Lamelles plus ou moins attachées, mais jamais décurrentes ou subdécurrentes .	74
56a. Pied fin, chair du chapeau membraneuse et contexte moins de 2 mm d'épaisseur	57
56b. Pied plus charnu, 5 mm diam. ou plus; chapeau non membraneux, plus charnu au centre	64
57a. Lamelles interveinées ou avec connections transversales	58
57b. Lamelles sans interveinements ou connections	60
58a. Chapeau fortement ombiliqué ou en entonnoir, jaune-orange vif, radialement rainuré	Gerronema hungo
58b. Chapeau à peine déprimé, blanchâtre à brun clair, non orange vif	59
59a. Carpophores grégaires à lamelles interveinées, non-décurrentes; stipe sec avec tomentum rose-orange à la base	Marasmiellus inoderma
59b. Carpophores cespiteux, lamelles subdécurrentes, hyménophore subporoïde; stipe couvert d'une couche mucilagineuse, sans tomentum à la base	Mycena myxocaulis
60a. Pied relativement rigide, cartilagineux ou élastique; lamelles souvent très espacées	Marasmius
60b. Stipe non rigide, souvent fragile et cassant	61
61a. Chapeau jaune à jaune vif	63
61b. Chapeau jamais jaune ou jaune vif	62
62a. Chapeau élastique, coriace à l'état sec, profondément infundibuliforme, radialement fendu et translucide; souvent à teintes pourpres; lignicole	Trogia infundibuliformis
62b. Chapeau cassant frais ou sec, déprimé à infundibuliforme, non fendu, ni translucide; souvent blanc; humicole	Clitocybe

63a. Chapeau radialement rainuré, lamelles très décurrentes et espacées; carpophores grégaires sur bois ou sol	<i>Gerronema hungo</i>
63b. Chapeau non rainuré, lamelles adnées, non-décurrentes et assez serrées, carpophores en touffes sur bois	<i>Collybia aurea</i>
64a. Sporée blanche, crème, crème-rosé, jaunâtre, crème-orange	65
64b. Sporée rose, brun-rose, brun clair, rouille, ou brun foncé, olivacée ou noirâtre	71
65a. Lamelles à arête lisse; carpophore charnu et mou	66
65b. Lamelles à arête serrulée-dentée ou carpophore un peu coriace et dur	105
66a. Lamelles fourchues de façon régulière ou irrégulière	67
66b. Lamelles non fourchues (simples)	68
67a. Lamelles très fines, séparables de la chair du chapeau; contexte du chapeau mince; odeur quasiment nulle	<i>Hygrophoropsis</i>
67b. Lamelles pas aussi fines, non séparables du chapeau; chair épaisse au centre du chapeau; odeur fruitée souvent forte	<i>Cantharellus</i>
68a. Chapeau squameux, au moins au centre; pied souvent avec anneau; carpophores avec rhizomorphes noirs dans le substrat (ligneux)	<i>Armillaria</i>
68b. Chapeau lisse, pas de rhizomorphes noirs	69
69a. Lamelles non séparables	<i>Clitocybe (Lepista)</i>
69b. Lamelles séparables du contexte du chapeau	70
70a. Carpophores très grands (> 10 cm diam.), connés ou cespiteux, souvent associés au bois mort, parfois avec pseudosclérote (spores inamyloïdes lisses)	<i>Macrocybe lobayensis</i>
70b. Carpophores moins grands, isolés ou grégaires, sans sclérote; goût amer (spores échinulées amyloïdes)	<i>Leucopaxillus</i>
71a. Lamelles séparables du contexte	<i>Phylloporus & Paxillus</i>
71b. Lamelles non-séparables	72
72a. Sporée brun incarnat à brun saumon	<i>Clitopilus & Rhodocybe</i>
72b. Sporée brun clair ou brun rouille, sans élément rose ou incarnat	73
73a. Sporée rougeâtre rouille; lamelles jaune vif à brun-rouille; carpophores lignicoles; goût amer	<i>Gymnopilus</i>
73b. Sporée et lamelles brun clair, brun argile à brun terne; carpophores plutôt terricoles, goût non amer	<i>Agrocybe</i>
74a. Pied fin, chair du chapeau membraneuse, contexte moins de 2 mm	75
74b. Pied plus charnu, 5 mm diam. ou plus; chapeau non membraneux, plus charnu au centre	81

75a. Sporée blanche, crème, crème-jaunâtre, crème-orange	76
75b. Sporée rose, brun-incarnat, brun clair, rouille, brun foncé, noirâtre	77
76a. Marge du chapeau apprimée contre le pied à l'état jeune	Marasmius
76b. Marge du chapeau non-apprimée contre le pied à l'état jeune..	Gymnopus & Collybia
77a. Sporée brun incarnat à brun saumon	Rhodocybe & Clitopilus
77b. Sporée sans élément incarnat ou rosé	78
78a. Sporée brun clair à brun rouille	79
78b. Sporée brun-pourpre, brun noirâtre à noire	80
79a. Sporée rougeâtre rouille; lamelles jaune vif à brun-rouille; carpophores lignicoles; goût amer	Gymnopilus
79b. Sporée et lamelles brun clair, brun argile à brun terne; carpophores plutôt terricoles, goût non amer	Agrocybe
80a. Chapeau sec	Psathyrella
80b. Chapeau gras, visqueux ou humide	Stropharia
81a. Sporée blanche, blanc-crème ou jaunâtre	82
81b. Sporée rose, brun-rose, brun clair, rouille, olivacée, brun foncé ou noirâtre	86
82a. Lamelles sinuées	85
82b. Lamelles adnées, semi-libres ou émarginées	83
83a. Stipe radicaant	(Xerula) Oudemansiella
83b. Stipe non radicaant	84
84a. Lamelles largement adnées	69
84b. Lamelles sinueuses, émarginées ou semi-libres	85
85a. Chapeau à marge enroulée à l'état jeune; lamelles séparables du contexte du chapeau; mycélium basal très ample	Leucopaxillus
85b. Marge du chapeau et lamelles différentes	Tricholoma
86a. Sporée brun-pourpre, brun foncé ou noirâtre	80
86b. Sporée brun argile, brun clair, rouille, brun-olivacé	87
87a. Lamelles séparables du chapeau	Phylloporus
87b. Lamelles non-séparables du chapeau	79
88a. Carpophore globuleux à irrégulièrement globuleux, sessile, sans pied différencié; gléba présente	118
88b. Carpophore non globuleux; pas de gléba	89

89a. Carpophore sans lamelles ni pores, auriculiforme, cupulé, cérébriforme ou foliolé ..	95
89b. Carpophore d'une autre forme, lamellé ou poré	90
90a. Carpophore à hyménophore poré	91
90b. Carpophore à hyménophore lamellé	98
91a. Carpophore jaune-orange vif, rouge-orange ou blanc	92
91b. Carpophore de couleur différente	93
92a. Carpophore grand (> 5 cm diam.), aqueux, imbriqué, sans stipe latéral; pores petits (4/mm)	Laetiporus
92b. Carpophore petit (< 2-3 cm diam.), caoutchouteux-élastique, latéralement stipité, pores angulaires et proéminents (1/mm)	Favolaschia
93a. Chapeau à squames foncées et espacées; boucles et grandes cystides métuloïdes brunes présentes	Echinochaete brachyporus
93b. Chapeau sans squamules; boucles et cystides métuloïdes absentes	94
94a. Chapeau lisse ou radialement strié, non tesselé	Favolus spatulatus
94b. Chapeau tesselé	Favolus tenuiculus
95a. Carpophore lignicole, caoutchouteux	96
95b. Carpophore terricole, fragile, cassant, largement cupulé	Peziza
96a. Carpophore auriculiforme, surface supérieure mat-tomenteuse à hirsute, surface inférieure lisse et luisante ou ridée-subporoïde	Auricularia
96b. Carpophore cérébriforme, foliolé ou spatuliforme	97
97a. Carpophore transparent et blanc pur ou jaune-orange vif, lobé à cérébriforme ou flabellé	Tremella
97b. Carpophore orange et spatuliforme, souvent moins de 2 cm de haut	Dacryopinax
98a. Lamelles bifurquées tout le long de l'arête (loupe)	Schizophyllum
98b. Arête des lamelles non bifurquée	99
99a. Sporée rose, rose-incarnat ou brun-rose	100
99b. Sporée sans teinte rose, blanche, crème, violacée ou brunâtre	101
100a. Chapeau tomenteux; carpophore entièrement jaune pâle à jaune-orange	Phyllotopsis
100b. Chapeau lisse ou soyeux, de couleur différente	Clitopilus & Rhodocybe
101a. Sporée pâle violacée, brun-olivacé ou brunâtre	102
101b. Sporée blanche, crème ou beige	103

- 102a. Lamelles non séparables ; sporée pâle violacée ou lilacine ; goût non amer **Pleurotus**
- 102b. Lamelles séparables ; sporée rouge ocre (genre *Tapinella*), brun violacé ou brunâtre ; goût amer **Paxillus**
- 103a. Lamelles fortement bifurquées, anastomosées et presque veinées **Hygrophoropsis**
- 103b. Lamelles simples, non veinées-anastomosées **104**
- 104a. Lamelles à arête serrulée-dentée ou carpophore un peu coriace et dur **105**
- 104b. Lamelles à arête lisse ; carpophore charnu et mou **106**
- 105a. Bord du chapeau devenant aigu, non-enroulé, zone annulaire absente sur le pied .
..... **Lentinus**
- 105b. Bord du chapeau arrondi, très longtemps enroulé ; stipe squameux-fibreux en dessous de la zone annulaire **Lentinula**
- 106a. Carpophore coloré **Pleurotus**
- 106b. Carpophore blanc ou blanchâtre **107**
- 107a. Carpophore fibreux, taché de brun-pourpre foncé ; amer
..... **Neonothopanus hygrophanus**
- 107b. Carpophore fragile, non taché, doux (toxique et rappelant *Pleurotus*)
..... **Pleurocybella porrigens**
- 108a. Carpophore plutôt coriace, tubes non-séparables du contexte ***Polyporus & alliés***
- 108b. Carpophores charnus, mous, tubes facilement séparables du chapeau **109**
- 109a. Sporée sans teinte olivacée, très pâle, jaune, rosée ou pourpre **110**
- 109b. Sporée olivacée, brun cannelle ou brun noirâtre **111**
- 110a. Sporée jaune pâle à jaune ; spores subglobuleuses, ellipsoïdes ou allongées
..... **Gyroporus**
- 110b. Sporée et tubes à teinte rosâtre (y compris *Rubinoboletus*) **Tylopilus**
- 111a. Chapeau claustropiléé, puis marge fortement appendiculée ; surface squamuleuse.
..... **117**
- 111b. Chapeau non claustropiléé, marge non appendiculée (< 1 mm) **112**
- 112a. Carpophore de taille gigantesque, à chapeau de 20-50 cm diam. **Phlebopus**
- 112b. Carpophore plus petit ; à chapeau moins de 15 cm diam. **113**
- 113a. Pores brun cannelle à rouge-brun ; trame des tubes rouge à rouge carmin, tubes subdécurrents à décurrents **Chalciporus**
- 113b. Trame jamais rouge, tubes non-décurrents **114**

- 114a. Chapeau mucilagineux-cireux ou pied gluant à pustules; spores < 11 µm de long, brun cannelle (sous résineux, planté) **Suillus**
- 114b. Chapeau sec, habitat différent; spores plus grandes **115**
- 115a. Tubes séparables entre eux; trame des tubes gélifiée **Boletus s.l.**
- 115b. Tubes non inter-séparables; trame des tubes non-gélifiée **116**
- 116a. Hyménium à grandes sétules (cystides métuloïdes) (loupe) **Tubosaeta**
- 116b. Hyménium sans sétules **Xerocomus**
- 117a. Contexte et tubes rougissant, puis noircissant **Afroboletus**
- 117b. Contexte non noircissant, tubes jaunes bleuissant **Veloporphyrellus**
- 118a. Carpophore hypogé ou épigé, ne s'ouvrant pas à maturité (fausses truffes) **125**
- 118b. Carpophore épigé, s'ouvrant à maturité **119**
- 119a. Gléba visqueuse, malodorante, sur un réceptacle, sortant d'un oeuf gélatineux **Phallus**
- 119b. Gléba poudreuse à maturité, non portée par un réceptacle **120**
- 120a. Périidium (exo & endo) détersile, pied stérile et souvent persistant **Calvatia**
- 120b. Périidium non détersile, s'ouvrant par déchirement ou par une petite ouverture apicale **121**
- 121a. Périidium coriace, s'ouvrant en grandes branches inégales; gléba brun vineux à maturité **Mycenastrum corium**
- 121b. Périidium non coriace, ne s'ouvrant pas en branches; gléba jaune à jaune-olivacé, jamais brun-vineux **122**
- 122a. Exopériidium lisse, mince, se rompant en grosses plaques; carpophores très grands (> 20 cm diam.) **Langermannia (Calvatia)**
- 122b. Exopériidium furfuracé, poudreux, discontinu **123**
- 123a. Carpophore terricole **124**
- 123b. Carpophore lignicole **Morganella pyriforme**
- 124a. Base stérile du pied séparée de la gléba olivâtre par une membrane (diaphragme) **Vascellum pratense**
- 124b. Base stérile du pied sans diaphragme **Lycoperdon perlatum**
- 125a. Carpophore entièrement blanc-grisâtre, parfois à teinte verdâtre; gléba compacte, marbrée de blanc et jaune pâle olivâtre **Octaviania ivoryana**
- 125b. Carpophore teinté de jaune-olivâtre ou jaune-brunâtre, jamais blanchâtre **126**

- 126a. Gléba noire à vénations blanchâtres ***Corditubera bovonei***
126b. Gléba rosâtre, blanche à ocracée, carpophores jaune vif à l'état jeune **127**
- 127a. Spores échinulées ***Mycoamaranthus congolensis***
127b. Spores lisses ***Mackintoshia persica***

8. 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 pour chaque espèce 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 parenthèses dans les descriptions macroscopiques. Enfin, l'expression des dimensions sporales suit la méthodologie décrite par Eyi *et al.* (2011) et est généralement suivie entre crochets du numéro du spécimen étudié.

Afroboletus Pegler & Young

Trans. Br. Mycol. Soc. 76(1) : 130 (1981)

Genre (Fam. Boletaceae) endémique d'Afrique tropicale comptant 7 espèces, dont deux utilisées comme aliment (Boa 2004).

Sporophores à chapeau et pied central, avec voile et hyménophore tubulé. *Chapeau* hémisphérique, convexe, plat ou conique, muni de pustules ou squames, sec, pâle à brun grisâtre; marge souvent appendiculée, avec ou sans restes de voile. *Hyménophore* ventru, courtement adné, décurrent d'une dent, séquestré ou non; *pores* blancs, puis grisâtres, rouges puis noirâtres par froissement. *Pied* élancé, mince, cylindrique, muni d'un anneau ou d'amples restes de voile partiel, parfois squamuleux vers le bas. *Contexte* mou, fragile, blanchâtre, très souvent rougissant, puis grisâtre-noir à la coupe. *Sporée* brun foncé à brun noirâtre. *Spores* subglobuleuses à courtement ellipsoïdes, à paroi épaisse, inamyloïdes, marginées autour de l'apicule sauf autour du pore germinatif orné de crêtes longitudinales, 1-3,5 µm haut, finement veiné-anastomosé dans les interstices. *Basides* pyriformes, (2-)4-spores. *Cheilocystides* et *pleurocystides* présentes, clavées ou lancéolées, à pigment intracellulaire brunâtre (à maturité). *Système d'hyphe* monomitique à paroi mince, sans boucles. *Pileipellis* complexe, souvent un trichoderme avec ou sans couche de cellules vésiculeuses-gonflées; *trame* des tubes bilatérale, divergente.

Espèces ectomycorrhiziennes associées aux Phyllanthaceae (*Uapaca* spp.) et aux Caesalpiniaceae. Connu de divers types de forêts denses humides et forêts claires. Sur sol, litière, termitières et à la base de troncs d'arbres vivants.

***Afroboletus luteolus* (Heinem.) Pegler & Young**

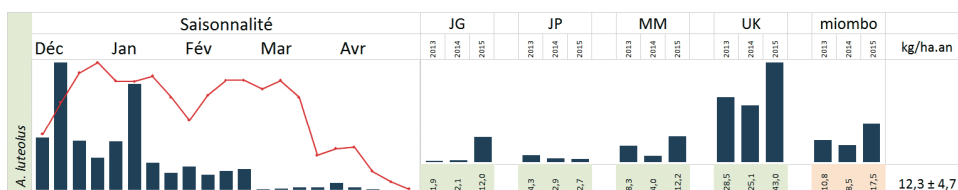
Trans. Br. Mycol. Soc. 76(1) : 132, figs 128-130 (1981)

SYNONYME:

***Strobilomyces luteolus* Heinem., *Bull. Jard. Bot. Etat Brux.* 34 : 475 (1964).**

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES : Buyck (1994), *Ubwoba* : 75, figs 4, 5 & 50-52; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin* : 134, photo 21; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms* : 115, fig. 123; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology* : 161, fig. 226; Ryvarden *et al.* (1994) (*ut "Strobilomyces" sp.*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.* : 109 + fig. ; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1 : 32 + fig. ; Yorou & De Kesel (2011), *Liste Rouge champ. sup. Bénin* : 52, fig. 5.1.

NOM VERNACULAIRE : *Kyula boya* (Luba).



Description (Fig. 12) - *Chapeau* 4-5 cm diam., hémisphérique devenant convexe avec l'âge, peu charnu devenant spongieux; marge appendiculée; revêtement piléique non séparable, rugueux, brun-noir à l'état primordial, puis jaunâtre (3B3-4) à flocons polygonaux-coniques saillants jaunes-blanchâtres à sommet noircissant à noir. *Pied* central ou rarement subcentral, 5-10 × 1-2 cm, droit ou légèrement courbé, élancé, ferme, floconneux et légèrement épaissi à la base, entièrement muni d'une réticulation noire sur un fond gris-brunâtre (7D-E3) à la base et jaunâtre sur fond gris-brunâtre clair (7C2) au sommet; anneau délicat, jaune clair (3A3-4), muni comme le revêtement du chapeau et le bas du pied de flocons coniques jaunes-blanchâtres à sommet noircissant. *Tubes* jusqu'à 10 mm de longueur, adnés, jeunes blanchâtres puis gris, rapidement gris-brun et finalement noirs à la coupe; pores petits, 0,1-0,2 cm diam., concolores. *Chair* jusqu'à 1,5 cm d'épaisseur, peu charnue, spongieuse et blanche dans le chapeau, ferme et brunâtre dans le pied, devenant rapidement brun rougeâtre et noire à l'état adulte ou à la coupe. *Goût* doux; *odeur* fongique. *Sporée* foncée (brun-noir). *Spores* (11,8-)12,6-14,43-17,9(-18,7) × (9,5-)10,0-11,59-13,2(-13,7) μm, Q = (1,08-)1,12-1,25-1,47 {ADK5300}, brun foncé, courtement elliptiques, ailées. *Basides* 37 × 16 μm, pyriformes, (2-)4-spores. *Cheilocystides* claviformes, brunes; *pleurocystides* lancéolées, brunes, 38(-45) × 12(-13,5) μm. *Revêtement piléique* à squames formées d'éléments bruns, incrustés, détersiles, parfois fourchus, terminaux vésiculeux 17-50 × 10-17(-23) μm, sous-jacents 30-80 × 7-12 μm. *Revêtement du pied* à hyménium sur le réseau, cellules pyriformes brunes, 22-34 × 12-24 μm; basides rares, 16-25 × 10-14 μm.

Habitat et écologie - *Afroboletus luteolus* est une espèce ectomycorrhizienne commune à travers toutes les forêts claires et miombo d'Afrique tropicale. Bien que l'espèce fructifie toute la saison pluvieuse, elle abonde surtout de manière précoce, de décembre à janvier. Au Haut-Katanga, *Afroboletus luteolus* est présent dans différents types de miombo, souvent sous *Uapaca*. Dans les formations à *Uapaca kirkiana*, malgré le passage du feu et en dépit d'une saison particulièrement sèche (2015), cette espèce produit facilement entre 25 et 43 kg de matière fraîche/ha.an.

Comestibilité et appréciation - Bien que nous n'ayons pas de témoignages directs que cette espèce soit consommée au Haut-Katanga, elle est reconnue comestible au Malawi (Morris 1990), au Burundi (Buyck 1994) et en Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003). En Zambie, certains la considèrent, à tort, comme toxique (Härkönen *et al.* 2015).



Fig. 12. *Afroboletus luteolus* (sporophores jeunes) (ADK5300).